

UNIVERSITAT ROVIRA I VIRGILI
FACULTAT DE MEDICINA I CIÈNCIES DE LA SALUT
Departament de Ciències Mèdiques Bàsiques
Unitat de Biologia i Microbiologia

**ESTUDIO TAXONÓMICO (MORFOLÓGICO Y
MOLECULAR) DE ESPECIES DEL GÉNERO
CHAETOMIUM Y GÉNEROS AFINES**

Kendra Catalina Rodríguez Morejón
Tesis Doctoral
2003

Josep Guarro Artigas, Catedrático de Microbiología de la facultad de Medicina y Ciencias de la Salud, **José F. Cano Lira**, Catedrático de Escuela Universitaria de la Facultad de Enología, de la Universidad Rovira y Virgili y **Alberto Miguel Stchigel**, Profesor Asociado de la facultad de Medicina y Ciencias de la Salud

CERTIFICAN:

Que Dña. Kendra Catalina Rodríguez Morejón

ha realizado bajo nuestra dirección la tesis doctoral titulada “ESTUDIO TAXONÓMICO (MORFOLÓGICO Y MOLECULAR) DE ESPECIES DEL GÉNERO *CHAETOMIUM* Y GÉNEROS AFINES, estando en condiciones de ser presentada para la obtención del grado de Doctor.

Y para que así conste y tenga los efectos oportunos, firmamos la presente.

Reus, 17 de diciembre de 2003

Dr. Josep Guarro Artigas Dr. José F. Cano Lira Dr. Alberto Miguel Stchigel

**“En principio la investigación necesita más cabezas
que medios”**

Severo Ochoa

Dedicada a la memoria de mis abuelos, a mis padres y a mi esposo.

A mi hijo Yoel por haber esperado todo este tiempo.

El presente trabajo ha podido ser realizado gracias a las becas que me otorgaron en su oportunidad las siguientes Instituciones:

- Agencia Española de Cooperación Internacional (Programa de Becas MUTIS)**
- Ministerio de Educación, Cultura y Deporte de España**

A todas éstas, muchas gracias.

AGRADECIMIENTOS

Cuando estás lejos de tu país, familiares y seres queridos, mucho tienes que agradecer a las personas que te rodean dentro y fuera del ámbito profesional, para todas ellas mi más profundo agradecimiento por su apoyo, afecto, consejos y sobre todo por los cinco minutos que tuvieron para escucharme. A todos, muchas gracias.

Al Profesor Josep Guarro Artigas, por la dirección de la presente tesis, por sus enseñanzas, por su confianza y sobre todo por darme la oportunidad que todo científico espera.

Al Dr. José Cano Lira, por la co-dirección de la presente tesis y minuciosa revisión del presente manuscrito, así como por su interés y preocupación en la obtención de las becas de estudio.

Al Dr. Alberto Miguel Stchigel, quien además de ser un excelente director de tesis, fue con quien di los primeros pasos en la taxonomía de Ascomycetes. Gracias también por las excelentes ilustraciones de los nuevos taxones y por la aportación de cepas de hongos interesantes.

A la Lic. Dania García Sánchez y al Lic. Xavier Capilla Luque, por la aportación de algunas de las cepas incluidas en esta tesis, las que sin duda enriquecieron el trabajo.

A la Lic. María Solé Ollé por su ayuda en la interpretación de los resultados moleculares y a la técnico de laboratorio Susana de Haro de Haro por la realización de las técnicas de biología molecular empleadas en esta tesis.

Tengo mucho que agradecer a la Dra. Pilar Vidal Torres, por su ayuda incondicional, por el tiempo que me dedicó en la interpretación y discusión de los resultados moleculares, así como, por responder a cada llamado mío sin tener en cuenta el tiempo.

A la Lic. Mabel Inza Rojas, por su paciencia y disposición de ayuda en todo momento. Gracias por tu amistad.

A la Lic. Montse Ortoneda Pedrola y a la técnica de laboratorio Arantxa Moreno Mendéz, por su apoyo moral y especial sentido del humor con el que siempre consiguieron alegrarme el día.

A las Dras. María José Figueras Salvat y Matilde Chacón Rodríguez, por sus consejos y criterios útiles.

A los Dres. Isabel Pujol, Emilio Mayayo, Josepa Gené y Xavier Pastor por el apoyo mostrado en estos años.

A la Dra. Graciela Castro Escarpulli y a la Msc. Guadalupe Aguilera Arreola, de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas de México D.F, con quienes tuve la posibilidad de compartir, criterios e ideas interesantes, durante la confección de este manuscrito.

A mis compañeros (investigadores, becarios, técnicos, auxiliares de laboratorio y secretarías) de la Unidad de Microbiología, por los buenos ratos, por acompañarme y por soportarme.

A Dña. Carmen Romero, de la Agencia Española de Cooperación Internacional (AECI). Gracias por tu valentía en los momentos decisivos.

Quiero agradecer a la dirección y al colectivo de trabajadores del Instituto de Ecología y Sistemática (IES) de la República de Cuba, porque fue entre ellos donde aprendí las primeras lecciones de la vida laboral, esas que perduran y nunca se olvidan.

Hay dos personas que desde mi etapa de estudiante han influido notablemente en mi formación como micóloga y a las que debo mucho, ellas son: el Dr. Julio Mena Portales del IES-Cuba y la Dra. María Ofelia López Mesa, del Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal (INISAV), Cuba.

Para ellos mis agradecimientos por las enseñanzas recibidas a través de todos estos años.

También quiero agradecer al Dr. Ángel Mercado Sierra y al técnico de laboratorio Gastón Gonzáles Fraginals del departamento de micología del IES, por las enseñanzas recibidas y el tiempo compartido. De forma particular quiero agradecer a este último, por sus muestras de apoyo y por permitirme ser su “African candy”.

A los Drs. Ramona Oviedo y Pedro Herrera, así como a las Dras. Sonia Machado y Lazara Sotolongo de la vicedirección de Botánica del IES, porque los primeros me echaron una mano en la revisión de los nombres científicos de las plantas aquí citadas y las segundas, a través del correo electrónico, me ayudaron a recuperar las fuerzas que a veces merman.

A la Dra. Ada Chamizo de la vicedirección de zoología del IES, por formar parte de “la retaguardia” que me ha permitido desarrollar este trabajo.

A mis padres, por enseñarme a ser humilde, tolerante y respetuosa. Por la educación recibida y sobre todo por prepararme para la vida.

De manera muy especial a mi esposo, por su cariño, comprensión y paciencia. Por estar a mi lado en todo momento.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. División (phylum) Ascomycota	2
1.2. La familia Chaetomiaceae	2
1.3. Los géneros <i>Chaetomium</i> y <i>Achaetomium</i>	4
1.3.1. Antecedentes históricos	4
1.3.2. Taxonomía	7
1.3.3. Morfología y estructura	12
1.3.4. Distribución geográfica y hábitat	17
1.3.5. Importancia económica	18
1.3.6. Relaciones taxonómicas con otros miembros de la familia Chaetomiaceae	19
1.3.7. Problemática taxonómica actual	20
2. OBJETO E INTERÉS DEL TRABAJO	23
3. MATERIALES Y MÉTODOS	26
3.1. Origen y tipo de muestras	27
3.2. Recogida y conservación de las muestras	29
3.2.1. Suelo	29
3.2.2. Material vegetal y líquenes	29
3.2.3. Otros sustratos celulósicos	29
3.2.4. Sedimentos fluviales	30
3.3. Procesamiento de las muestras	31
3.3.1. Suelo	31
3.3.1.1. Activación por calor	31
3.3.1.2. Activación mediante la acción del etanol	32

3.3.1.3.	Activación mediante la acción del ácido acético	32
3.3.2.	Material vegetal y líquenes	32
3.3.3.	Otros sustratos celulósicos	33
3.3.4.	Sedimentos fluviales	33
3.4.	Examen de las muestras procesadas	34
3.5.	Aislamiento y obtención de cultivos puros	35
3.6.	Técnicas para inducir la formación de ascomas fértiles en cultivo	36
3.6.1.	Placa compuesta	37
3.6.2.	Raspado del micelio	39
3.6.3.	Cámara húmeda con sustrato vegetal	39
3.7.	Medios de cultivo y medios de montaje empleados	41
3.7.1	Medios de cultivo	41
3.7.2	Medios de montaje para la observación microscópica de los especímenes	44
3.8.	Técnicas de microscopía óptica	45
3.9.	Técnicas de microscopía electrónica de barrido (SEM)	46
3.9.1.	Fijación	46
3.9.2.	Deshidratación	46
3.9.3.	Secado	47
3.9.4.	Montaje y metalización	47
3.9.5.	Observación y fotografía de las muestras	48
3.10.	Identificación	49
3.10.1.	Características culturales	49
3.10.2.	Morfología microscópica	50

3.11. Conservación de las cepas	58
3.11.1. Conservación en tubos de ensayo con medio de cultivo inclinado	58
3.11.2. Conservación en agua	58
3.11.3. Liofilización	59
3.12. Depósito de los cultivos vivos en colecciones internacionales	60
3.13. Herborización	61
3.14. Estudio molecular	62
3.14.1. Obtención del DNA total	65
3.14.2. Amplificación del ADNr mediante la técnica de PCR	65
3.14.3. Secuenciación y alineamiento	66
3.14.4. Análisis filogenético	66
3.14.5. Archivo de las secuencias nucleotídicas	67
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	68
4.1. Técnicas para inducir la formación de ascomas fértiles	69
4.2. Distribución de especies aisladas	70
4.3. Relación de especies aisladas. Características generales	74
4.4. Estudio taxonómico (morfológico y molecular)	110
4.4.1. Nuevas especies del género <i>Chaetomium</i>	110
4.4.2. Grupo <i>Chaetomium bostrychodes</i>	126
4.4.3. Grupo <i>Chaetomium globosum</i>	138
4.4.4. Grupo <i>Chaetomium indicum</i>	152
4.4.5. Una nueva especie para el género <i>Achaetomium</i> : <i>Achaetomium geophylum</i>	164
4.4.6. Discusión general	172

5. CONCLUSIONES	173
6. GLOSARIO	176
7. BIBLIOGRAFÍA	181
8. ANEXOS	208
8.1. Clave dicotómica para los grupos morfológicos de <i>Chaetomium</i> estudiados	209
8.2. Clave dicotómica para las especies del grupo morfológico “ <i>Chaetomium bostrychodes</i> ”	210
8.3. Clave dicotómica para las especies del grupo morfológico “ <i>Chaetomium indicum</i> ”	211
8.4. Clave dicotómica para las especies del género <i>Achaetomium</i>	212
8.5. Three new species of <i>Chaetomium</i> from soil. K. Rodríguez; A. Stchigel y J. Guarro. Mycologia 94 (1). 116-126 (2002)	213
8.6. Alineamiento de las secuencias nucleotídicas de las regiones D1 y D2 del 28S ADNr de las nuevas especies de <i>Chaetomium</i> y otras especies representativas del género	224
8.7. Alineamiento de las secuencias nucleotídicas de las regiones D1 y D2 del 28S ADNr de las especies del grupo morfológico “ <i>Chaetomium bostrychodes</i> ”	227
8.8. Alineamiento de las secuencias nucleotídicas de las regiones D1 y D2 del 28S ADNr de las especies del grupo morfológico “ <i>Chaetomium globosum</i> ”	230
8.9. Alineamiento de las secuencias nucleotídicas de las regiones ITS y del 5.8S ADNr de <i>C. cruentum</i> y otras especies representativas del género	232
8.10. Alineamiento de las secuencias nucleotídicas de las regiones D1 y D2 del 28S ADNr de las especies del grupo morfológico “ <i>Chaetomium indicum</i> ”	234
8.11. Alineamiento de las secuencias nucleotídicas de las regiones D1 y D2 del 28S ADNr de la nueva especies de <i>Achaetomium</i> y especies representativas de <i>Chaetomium</i>	237

1. INTRODUCCIÓN

1.1. División (phylum) Ascomycota

La división Ascomycota está constituida por más de 30.000 géneros agrupados en casi 50 órdenes, y representan aproximadamente el 75 % de todos los hongos descritos hasta el presente (Hawksworth *et al.*, 1995). Sus integrantes presentan como característica común la formación de esporas sexuales (ascosporas) en el interior de ascos.

La estructura básica de los ascomicetos, al igual que la del resto de los miembros del reino Eumycota, es una típica célula eucariota rodeada de una gruesa pared celular, pudiendo estar constituidos por una sola célula (talo levaduriforme) (ej. orden Saccharomycetales Kudrjanzev), o formar parte de largos filamentos tubulares denominados hifas (talo miceliar), los que presentan tabiques o septos en la mayor parte de los órdenes de la división. Su nutrición es heterótrofa, y los nutrientes esenciales se obtienen a partir de otros organismos vivos (parásitos o biótropos) o muertos (saprófitos) (Carrol y Wicklow, 1992; Griffin, 1994).

1.2. La familia Chaetomiaceae

El sistema taxonómico más reciente para la división Ascomycota es el de Ericksson (2002), una actualización propuesta por el mismo autor en 1999, y sustentada por el análisis de secuencias nucleotídicas del gen 18S ARNr. En dicho estudio la familia Chaetomiaceae quedó ubicada en el orden Sordariales (Tabla 1), siendo reconocidos los siguientes géneros: *Achaetomium* J. N. Rai, J. P. Tewari & Mukerji; *Aporothielavia* Malloch & Cain; *Bommerella* Marchal; *Boothiella* Lodhi & Mirza; *Corynascella* von Arx & Hodges, *Corynascus* von Arx; *Chaetomidium* (Zopf) Sacc.; *Chaetomiopsis* Mustafa & Abdul-Wahid; *Chaetomium* Kunze; *Emilmuelleria* von Arx; *Farrowia* D. Hawksw.; *Subramaniula* von Arx; y *Thielavia* Zopf. A pesar de que los géneros *Bommerella* y *Farrowia* fueron aceptados por Ericksson (2002) como separados de *Chaetomium*, nosotros seguiremos los criterios de von Arx *et al.* (1986, 1988), quienes lo consideran cómo sinónimos de *Chaetomium*. Otros dos géneros incluidos dentro de la familia son *Guanomyces* M. C. Gonzáles,

Hanlin, Ulloa y *Melanocarpus* von Arx. El primero fue ubicado en Chaetomiaceae en base a caracteres morfológicos y al análisis de secuencias del gen 18S ARNr (ácido ribonucleico ribosómico) (González *et al.*, 2000); mientras que el segundo (hasta el presente de posición incierta a nivel de familia) está relacionado morfológica y molecularmente con especies de *Thielavia* (Stchigel *et al.*, 2002 a).

Tabla 1. Ubicación de la familia Chaetomiaceae en la división Ascomycota (Ericksson, 2002)

División (Phylum) Ascomycota O.E. Erikss. & Winka 1997
Subphylum Pezizomycotina O.E. Erikss. & Winka 1997
Clase Sordariomycetes O.E. Erikss. & Winka 1997
Subclase Hypocreomycetidae O.E. Erikss. & Winka 1997
Orden Sordariales Chad. ex D. Hawksw. & O.E. Erikss. 1997
Familia Chaetomiaceae G. Winter 1885

Según Hawksworth *et al.* (1995), los géneros incluidos en Chaetomiaceae se caracterizan por desarrollar ascomas que presentan o no ostiolo, con paredes delgadas que pueden ser poco o muy pigmentadas, frecuentemente desarrollan “pelos” complejos y ornamentados, no presentan tejido interascal, sus ascos no tienen estructuras apicales que permitan la liberación activa de las ascosporas y son delicuescentes cuando están maduros, sus ascosporas son usualmente unicelulares, lisas, pardas, sin envoltura mucilaginosa, y son generalmente liberadas en forma de cirros. von Arx *et al.* (1988) mencionan que algunos de los géneros incluidos en la familia presentan anamorfos

reconocidos (ej., *Myceliophthora* van Oorschot en algunas especies de *Corynascus*, y aleurioconidios semejantes a *Chrysosporium* Corda en algunas especies de *Thielavia*). Sus integrantes, por lo general, se desarrollan sobre sustratos ricos en celulosa.

1.3. Los géneros *Chaetomium* y *Achaetomium*

1.3.1. Antecedentes históricos

El género *Chaetomium* fue establecido por Kunze en 1817, basándose en la especie tipo: *Chaetomium globosum* Kunze (Kunze y Schmidt, 1817). A partir de esta fecha, se realizaron numerosos trabajos taxonómicos (mayormente descriptivos), destacándose por su importancia los estudios monográficos realizados por Zopf (1881), Bainier (1910) y Chivers (1915). Zopf describió un total de 32 especies que separó en dos géneros: *Chaetomium* y *Chaetomidium* (Zopf) Sacc., teniendo en cuenta para ello la presencia o ausencia de ostiolo. En el segundo, Bainier revisó la taxonomía de los géneros anteriormente mencionados y propuso cuatro nuevas especies para *Chaetomium*, de las cuáles solamente *Chaetomium megalocarpum* Bainier es reconocida actualmente. No obstante, su mérito más significativo fue la descripción de numerosas variedades que, con posterioridad, han sido reconocidas como diferentes formas de crecimiento de dos especies extremadamente variables: *Chaetomium globosum* Kunze y *Chaetomium bostrychodes* Zopf. Finalmente, Chivers también incluyó al género *Ascotricha* Berk., incorporando 12 nuevas especies, y aceptando 28 taxones en el género *Chaetomium*. Posteriormente, numerosas especies fueron descritas como nuevas para el género. Sin embargo, la mayor parte de ellas fueron sinonimizadas. En 1963 Ames publicó la cuarta monografía del género *Chaetomium*, y en la misma describía e ilustraba 85 especies, incluyendo claves dicotómicas que se sustentaban, fundamentalmente, en la morfología de los pelos peridiales. En 1965 Mazzucchetti editaba el quinto "compendium" de *Chaetomium*, y autores como Gams (1966), van Warmelo (1966), Meyer y Lanneau (1967), Udagawa y Cain (1969), y Besada y Yusef (1970) reportaban nuevas especies para el género, de las cuáles en la actualidad solo son válidas *Chaetomium irregulare* Sörgel

ex W. Gams, *Chaetomium flavigenum* van Warmelo, *Chaetomium lentum* van Warmelo, *Chaetomium uniporum* Aue & Müller, *Chaetomium gelasinosporum* Aue & Müller, *Chaetomium medusarum* Meyer & Lanneau, *Chaetomium ancistrocladum* Udagawa & Cain y *Chaetomium mareoticum* Besada & Yusef.

Posteriormente, Seth en base a los resultados obtenidos en trabajos previos (Seth 1967; 1968 a, b; 1969 a, b, c, 1970 a), publicó otra monografía (Seth 1970 b) en la que se incluían claves dicotómicas sustentadas, fundamentalmente, en la forma de las ascosporas y de los pelos peridiales. Sin embargo, su trabajo presentaba algunas deficiencias, ya que algunas de las especies incluidas en las claves no aparecían reflejadas en las descripciones.

Años más tarde, von Arx, Guarro y Figueras publicaron la última monografía para *Chaetomium* (von Arx *et al.*, 1986). En la misma, los autores describieron cinco nuevos taxones, y aceptaron 93 especies como válidas. Con posterioridad, y hasta el presente trabajo, han sido descritas las siguientes nuevas especies: *Chaetomium biporatum* Cano & Guarro (Cano y Guarro, 1987), *Chaetomium histoplasmoide* Carris & Glawe (Carris y Glawe, 1987), *Chaetomium sinaense* Moustafa & Ess EL-Din (Moustafa y Ess EL-Din, 1988), *Chaetomium subcurvisporum* Abdullah & Al-Bader (Abdullah y Al-Bader, 1989), *Chaetomium myricicola* Horie & Udagawa (Horie y Udagawa, 1990), *Chaetomium caricarvi* Pande & Rao (Pande y Rao, 1990), *Chaetomium lunasporium* Udaiyan & Hosagoudar (Udaiyan y Hosagoudar, 1991), *Chaetomium mesopotamicum* Abdullah & Zora (Abdullah y Zora, 1993), *Chaetomium novae-caledonicum* Udagawa, Uchiyama & Kamiya (Udagawa *et al.*, 1994), *Chaetomium floriforme* Gené & Guarro (Gené y Guarro, 1996), *Chaetomium cuyabenoensis* Decock & Hennebert (Decock y Hennebert, 1997) y *Chaetomium umbratile* Udagawa, Toyazaki & Yaguchi (Udagawa *et al.*, 1997).

Los géneros *Bommerella* Marchal, *Achaetomiella* von Arx y *Farrowia* D. Hawksw., se encuentran actualmente sinonimizados con *Chaetomium* (von Arx *et al.*, 1988). El primero de ellos fue propuesto por Marchal (1885) para acomodar a *Chaetomium trigonosporum*, especie morfológicamente intermedia entre *Chaetomium* y *Microascus* Zukal debido a la similitud morfológica de las

ascosporas y a la presencia de un anamorfo en *Scopulariposis* Bain. El segundo fue introducido por von Arx (1981), siendo *Achaetomiella virescens* von Arx la especie tipo. En este género se agruparon las especies de *Chaetomium* con ascosporas biporadas y ascomas prácticamente lisos, o con escasas setas. Sin embargo, más tarde el propio autor concluía que *A. virescens* estaba morfológicamente relacionada con otras especies de *Chaetomium* (ej., *C. gracile*) (von Arx *et al.*, 1984). Hawksworth (1975) propuso el género *Farrowia*, con *Farrowia longicollea* (Krzem. & Badura) D. Hawksw. como especie tipo, para acomodar aquellas especies de *Chaetomium* que presentaban ascoma con cuello largo y anamorfo perteneciente al género *Botryotrichum* Sacc. & Marchal. Otras especies incluidas en este género son *Farrowia malaysiensis* D. Hawksw. y *Farrowia seminuda* (L. Ames) D. Hawksw.). Sin embargo, Carter (1982), von Arx *et al.* (1984) y von Arx *et al.*, (1986) no aceptaron la validez taxonómica del género. En la actualidad, el "status" taxonómico de *Farrowia* sigue siendo objeto de discusión, habiéndose reiniciado el debate a partir de la descripción de *C. cuyabenoensis* (Decock y Hennebert, 1997), taxón que presenta características similares a las especies incluidas anteriormente en *Farrowia*. Partiendo de la anterior problemática, Untereiner, Debois y Naveau (2001) realizaron estudios moleculares en el grupo, y señalaron que las especies de *Farrowia* no podían ser excluidas de *Chaetomium* debido a que estas formaban un grupo monofilético con las especies del último género, además de compartir características tales como el desarrollo de ascomas con un cuello corto, la presencia de ascosporas limoniformes y la producción de aleurioconidios similares a las especies de *Botryotrichum* Sacc. & Marchal.

Achaetomium Rai, Tewari & Mukerji (Rai *et al.*, 1964) es otro de los géneros de la familia Chaetomiaceae en el que han estado ubicadas varias especies que hoy día son consideradas como pertenecientes al género *Chaetomium*. Este género fue creado para acomodar aquellas especies similares a *Chaetomium* pero que presentan ascomas tomentosos, cubiertos por pelos peridiales similares a hifas. Las especies incluidas originalmente eran: *Achaetomium globosum* Rai & Tewari (especie tipo), *Achaetomium luteum* Rai & Tewari y *Achaetomium strumarium* Rai, Tewari & Mukerji. Autores como Rai y Chowdhery (1971, 1974 a, b, 1978), Kulshreshtha *et al.* (1977), von Arx *et al.*

(1978), Chowdhery y Rai (1980), Locquin-Linard (1980), Udagawa (1982) y Udagawa y Sugiyama (1982) realizaron sucesivas adiciones al género, mientras que los trabajos más amplios fueron llevados a cabo por Chowdhery (1980), Cannon (1986), von Arx (1985) y von Arx *et al.* (1984, 1988). Chowdhery (1980) aceptaba 12 especies, de las cuales en la actualidad sólo tres son válidas (*A. globosum*, *A. luteum* y *A. strumarium*), 4 se encuentran sinonimizadas con especies del género *Chaetomium* (*Achaetomium fusisporum* Rai & Chowdhery = *C. vitellinum* Carter; *Achaetomium indicum* Rai & Chowdhery = *C. megasporum* Sörgel ex Seth; *Achaetomium macrosporum* Rai, Wadhvani & Tewari = *C. vitellinum* y *Achaetomium sphaerocarpum* Rai & Chowdhery = *C. vitellinum*) (von Arx *et al.*, 1986), y una fue transferida al género *Achaetomium*: *Achaetomium uniapiculatum* Rai & Chowdhery = *C. uniapiculatum* (Rai & Chowdhery) v. Arx. Las restantes fueron sinonimizadas con algunos de los taxa aceptados para este género (*Achaetomium macrocarpum* Rai & Chowdhery = *Achaetomium strumarium*; *Achaetomium sulphureus* Rai & Chowdhery = *A. strumarium*; *Achaetomium brevisemun* Chowdhery & Rai = *A. luteum*; y *Achaetomium marinum* Rai, Wadhvani & Tewari = *A. globosum*) (von Arx *et al.*, 1988). En 1986, Cannon solamente admitía como especie válida *A. globosum*, transfiriendo *A. luteum* y *A. strumarium* al género *Chaetomium*. Las otras dos especies aceptadas por el autor fueron *A. macrosporum* y *A. sphaerocarpum*; mientras que von Arx *et al.* (1984, 1988) y von Arx (1985) aceptaban solamente las tres especies originales.

1.3.2. Taxonomía

Corda (1837, 1838, 1840), fue el primero en emplear con fines taxonómicos la morfología de algunas estructuras internas de los ascomas tales como los ascos. Fries (1849) observó por primera vez el desarrollo de las ascosporas dentro de los ascos, fenómeno difícil de documentar debido a la pronta delicuescencia de los mismos. Skolko y Groves (1948, 1953) señalaron la presencia de dos tipos de ascos, los claviformes y los cilíndricos. Whiteside (1957) estudió las formas iniciales del desarrollo del ascoma (ascogonio), y utilizó su morfología como un nuevo criterio para la diferenciación de especies.

Millner (1975) introdujo la textura del peridio como un criterio importante para la taxonomía del género. Dreyfuss (1976) señaló que en sus fases iniciales la morfología del ascogonio podía estar influenciada por la temperatura de crecimiento, por lo que era una estructura variable y no debería ser utilizada como un criterio taxonómico en la diferenciación de especies. Este autor fue el primero en realizar un análisis integrado de caracteres tales como el hábitat, la forma vegetativa, el grado de crecimiento, la sexualidad, el ascoma, el ascogonio, los ascos, las ascosporas y el anamorfo, planteando que en el género existían pocas especies con entidad propia, por lo que la mayoría de ellas eran formas intermedias entre especies taxonómicamente próximas entre sí. Por otra parte, Figueras (1986) incorporó al estudio taxonómico otras características, tales como la ultraestructura del peridio, de los pelos peridiales y de las ascosporas, así como de la morfogénesis del ascoma.

Los trabajos que desde el punto de vista molecular han abordado la problemática taxonómica de este género han sido escasos. Lee y Hanlin (1999) fueron los primeros en estudiar el género *Chaetomium*, analizando las secuencias nucleotídicas del gen ribosomal 18S ARNr. Sin embargo, este trabajo, solo tenía la finalidad de clarificar las relaciones filogenéticas entre *Chaetomium* y otros miembros del orden Sordariales, y no profundizaba en el esclarecimiento de las relaciones entre las especies morfológicamente próximas del género. Recientemente, Untereiner *et al.* (2001) compararon las secuencias nucleotídicas del gen 28S ARN en algunas especies de *Chaetomium*, siendo el objetivo fundamental de dicho estudio el de comprobar la validez taxonómica del género *Farrowia*. En el mismo, los autores observaban que las especies de *Chaetomium* y *Farrowia*, además de compartir características morfológicas, formaban un grupo monofilético y por consiguiente no debían ser separadas en dos taxones independientes.

En la actualidad se aceptan en el género *Chaetomium* las siguientes especies:

1. *Chaetomium ampullare* Chivers
2. *Chaetomium ancistrocladum* Udagawa & Cain
3. *Chaetomium anguipilium* L. M. Ames

4. *Chaetomium angustispirale* Sergeeva
5. *Chaetomium atrobrunneum* L. M. Ames
6. *Chaetomium aureum* Chivers
7. *Chaetomium barilochense* Calviello
8. *Chaetomium biporatum* Cano & Guarro*
9. *Chaetomium bostrychodes* Zopf
10. *Chaetomium brasiliense* Bat. & Pontual
11. *Chaetomium cancroideum* Tschudy
12. *Chaetomium caricarvi* Pande & Rao*
13. *Chaetomium carinthiacum* Sörgel
14. *Chaetomium causiiforme* L. M. Ames
15. *Chaetomium chiversii* (J. C. Cooke) A. Carter
16. *Chaetomium circinatum* Chivers
17. *Chaetomium citrinum* Udagawa & T. Muroi
18. *Chaetomium convolutum* Chivers
19. *Chaetomium crispatum* Fuckel (Fuckel)
20. *Chaetomium cruentum* L. M. Ames
21. *Chaetomium cuniculorum* Fuckel
22. *Chaetomium cupreum* L. M. Ames
23. *Chaetomium cuyabenoensis* Decock & Hennebert*
24. *Chaetomium cymbiforme* Lodha
25. *Chaetomium deceptivum* Malloch & Benny
26. *Chaetomium dreyfussii* Arx
27. *Chaetomium elatum* Kunze
28. *Chaetomium erectum* Skolko & J. W. Groves
29. *Chaetomium flavigenum* Van Warmelo
30. *Chaetomium floriforme* Gené & Guarro*
31. *Chaetomium funicola* J. C. Cooke
32. *Chaetomium fusiforme* Chivers
33. *Chaetomium fuisporum* G. Smith
34. *Chaetomium fusum* L. M. Ames
35. *Chaetomium gangligerum* L. M. Ames
36. *Chaetomium gelasinosporum* Aue & E. Müll.
37. *Chaetomium globosporum* Rikhy & Mukerji

38. *Chaetomium globosum* Kunze
39. *Chaetomium gracile* Udagawa
40. *Chaetomium hamadae* (Udagawa) Arx
41. *Chaetomium hexagonosporum* A. Carter & Malloch
42. *Chaetomium hispanicum* Guarro & Arx
43. *Chaetomium histoplasmoide* Carris & Glawe*
44. *Chaetomium homopilatum* Omvik
45. *Chaetomium indicum* Corda
46. *Chaetomium irregulare* Sörgel
47. *Chaetomium jabalpurensense* J. P. Tewari, P.D. Agrawal & Lodh
48. *Chaetomium jodhpurensense* Lodha
49. *Chaetomium lentum* Van Warmelo
50. *Chaetomium longicolleum* Krzemien. & Badura
51. *Chaetomium lucknowense* J. N. Rai & J.P. Tewari
52. *Chaetomium lunasporium* Udaiyan & V.S. Hosag.
53. *Chaetomium madrasense* Natarajan
54. *Chaetomium malaysiensis* (D. Hawks.) Arx
55. *Chaetomium mareoticum* Besada & Yusef
56. *Chaetomium myricicola* Y. Horie & Udagawa*
57. *Chaetomium medusarum* J.A. Mey. & Lanneau
58. *Chaetomium megalocarpum* Bainier
59. *Chaetomium megasporum* Sörgel ex Seth
60. *Chaetomium mesopotamicum* Abdullah & Zora*
61. *Chaetomium microascoides* Guarro
62. *Chaetomium mollicellum* L.M. Ames
63. *Chaetomium multispirale* A. Carter, R. S. Khan & Powell
64. *Chaetomium muelleri* Arx
65. *Chaetomium murorum* Corda
66. *Chaetomium nepalense* (Udagawa & Sugiyama)
67. *Chaetomium nigricolor* L.M. Ames
68. *Chaetomium novae-caledonicum* Udagawa, Uchiy. & Kamiya *
69. *Chaetomium nozdrenkoae* Sergeeva
70. *Chaetomium oblatum* Dreyfuss & Arx
71. *Chaetomium perlucidum* Sergeeva

72. *Chaetomium piluliferoides* Udagawa & Y. Horie
73. *Chaetomium piluliferum* J. Daniels
74. *Chaetomium quadrangulatum* Chivers
75. *Chaetomium raii* G. Malhotra & Mukerji
76. *Chaetomium reflexum* Skolko & J. W. Groves
77. *Chaetomium repens* Guarro & Figueras
78. *Chaetomium retardatum* A. Carter & R.S. Khan
79. *Chaetomium robustum* L. M. Ames
80. *Chaetomium semen-citrulli* Sergeeva
81. *Chaetomium seminudum* L. M. Ames
82. *Chaetomium senegalense* L. M. Ames
83. *Chaetomium sinaïense* Moustafa & Ezz El-Din*
84. *Chaetomium subcurvisporum* Abdullah & Al-Bader*
85. *Chaetomium sphaerale* Chivers
86. *Chaetomium spinosum* Chivers
87. *Chaetomium spiralotrichum* Lodha
88. *Chaetomium spirochaete* Palliser
89. *Chaetomium subaffine* Sergeeva
90. *Chaetomium subcircinatum* A. Carter & R. S. Khan
91. *Chaetomium subspirale* Chivers
92. *Chaetomium subspirilliferum* Sergeeva
93. *Chaetomium succineum* L. M. Ames
94. *Chaetomium tetrasporum* S. Hughes
95. *Chaetomium thermophile* La Touche
96. *Chaetomium trigonosporum* (Marchal & É. J. Marchal) Chivers
97. *Chaetomium turgidopilosum* L. M. Ames
98. *Chaetomium umbonatum* D. Brewer
99. *Chaetomium umbratile* Udagawa, Toyaz. & Yaguchi*
100. *Chaetomium uniapiculatum* (J. N. Rai & Chowdhery) Arx
101. *Chaetomium uniporum* Arx & E. Müll.
102. *Chaetomium variosporum* Udagawa & Y. Horie
103. *Chaetomium variostiolatum* A. Carter
104. *Chaetomium virescens* (Arx) Udagawa
105. *Chaetomium vitellinum* A. Carter

(*) Especies descritas para el género con posterioridad al trabajo monográfico de von Arx *et al.* (1986)

La taxonomía del género *Achaetomium* también ha estado sustentada por caracteres morfológicos (von Arx *et al.*, 1984; von Arx, 1985; von Arx *et al.*, 1988). El empleo de características tales como el color de las ascosporas, el tipo de pelo peridial, y la textura y grosor del peridio, han sido elementos determinantes para sustentar la validez taxonómica de *Achaetomium* como un género independiente de *Chaetomium*. Sin embargo, los límites biológicos que los separan no se encuentran totalmente esclarecidos (Cannon, 1986). Algunas características fisiológicas, concretamente el rango de temperatura de crecimiento, fue tomada en consideración por von Arx (1985) para separar especies de *Chaetomium* y *Achaetomium*. El estudio molecular (secuenciación del gen ribosomal 18S) realizado por Lee y Hanlin (1999) ha permitido ratificar la validez taxonómica del género. Sin embargo, éste fue incompleto, porque no incluyó todas las especies del género.

En la actualidad se aceptan en el género *Achaetomium* las siguientes especies:

1. *Achaetomium globosum* Rai & Tewari
2. *Achaetomium luteum* Rai & Tewari
3. *Achaetomium strumarium* Rai, Tewari & Mukerji

1.3.3. Morfología y estructura

Según von Arx *et al.* (1986), las características morfológicas que tipifican al género *Chaetomium* (Figura 1) son:

Colonias de crecimiento rápido, de color pardo, oliva o gris, de aspecto granular, algodonoso o lanoso, que pueden presentar o no exudados, o producir pigmentos difusibles en diversos medios de cultivo y que, por lo general, carecen de olor; ascomas ostiolados, generalmente superficiales,

globosos, subglobosos, piriformes, ovoides, obovoides, ampliamente elipsoidales o ampuliformes, que pueden presentar o no un cuello largo, usualmente cubiertos de pelos o setas, que se fijan al sustrato mediante hifas especializadas (rizoides), presentan un ostiolo en el ápice, que generalmente está rodeado por pelos terminales y que, según la especie, puede presentar perífisis asociadas, el peridio es membranáceo y puede presentar textura *epidermoidea*, *angularis* o *intricata*, de forma individualizada o la combinación de dos de ellas, los ascos se desarrollan en fascículos basales, usualmente octosporados, unitunicados, evanescentes y con un estípe (o pie), generalmente claviformes, pero pueden ser fusiformes, obovoides o cilíndricos, las paráfisis raramente son observadas, y desaparecen en una fase temprana del desarrollo, las ascosporas son unicelulares, prácticamente incoloras cuando son jóvenes, de color marrón (más común) o gris oliváceo al madurar, más o menos translúcidas, y pueden tener uno (más frecuente) o dos poros germinativos, los que varían de posición según la especie; dichos poros germinativos, a excepción de *C. thermophile*, nunca son protuyentes, las ascosporas de este género no presentan cápsula, apéndices u otras ornamentaciones, y se liberan de manera pasiva, en forma de masas negruzcas amorfas, o en forma de cirros.

La mayoría de las especies de *Chaetomium* carecen de estados conidiales, y las pocas que lo poseen lo presentan en los siguientes géneros anamórficos: *Botryotrichum* Sacc. & Marchal, para *C. homopilatum*, *C. piluliferum*, *C. malaysiensis*, *C. seminudum*, *C. longicolleum* y *C. cuyabenoensis* (Hawksworth, 1975; Figueras, 1986; von Arx *et al.*, 1986; Decock y Hennebert, 1997); *Scopulariopsis* Bain, para *C. trigonosporum* (Marchal, 1885); *Acremonium* Link, para *C. elatum* y algunas cepas de *C. bostrychodes* (Figueras, 1986); *Histoplasma* Darling para *C. histoplasmoides* Carris y Glawe (1987); y *Humicola* Traaen, para *C. floriforme* (Gené y Guarro, 1996).

Figueras (1986) y Figueras y Guarro (1988 a) realizaron estudios taxonómicos en el género empleando técnicas de microscopía electrónica de barrido y de transmisión. En el primer trabajo, la autora describió la ontogenia del ascoma, el proceso de formación del ostiolo, la morfología y estructura del peridio y de las setas, el proceso de formación de los ascos y ascosporas, así como las características de la pared externa de las últimas estructuras. En el segundo estudio, los autores describieron la ontogenia del ascoma, detallando cada una de sus fases de crecimiento y diferenciación. Años más tarde, Guarro y Figueras (1989) describieron la estructura del peridio de numerosas especies de *Chaetomium* e ilustraron los diferentes tipos ostiolares, discutiendo su posible ontogenia.

Según von Arx (1985) y von Arx *et al.*, (1988) las características morfológicas que distinguen al género *Achaetomium* (Figura 2) son:

Colonias de crecimiento rápido, de color amarillento debido a la pigmentación de los pelos peridiales, con escaso micelio aéreo y con exudado rojizo presente en algunas de las especies, ascomas ostiolados, tomentosos, de globosos a piriformes, peridio de considerable grosor, generalmente con textura *intricata* desordenada; ascos generalmente cilíndricos o subcilíndricos, unitunicados, tempranamente evanescentes; ascosporas opacas, pardo oscuras, con un poro germinativo generalmente apical (excepto en la especie tipo), sin apéndices, envolturas mucilaginosas u ornamentación. Al igual que en *Chaetomium*, en *Achaetomium* las ascosporas son liberadas hacia el exterior de manera pasiva, en forma de masas negruzcas o de cirros.

Para las especies *A. luteum* y *A. strumarium* ha sido descrita la producción de un anamorfo. Locquin-Linard (1980) fue el primero en observar producción de conidios en *A. strumarium*; sin embargo, el autor no ubicó dicho estado en ningún género concreto, y sólo se limitó a describirlo. Cannon (1986), cita el dicho anamorfo como *Sporothrix* Hektoen & Perkins; sin embargo, Abbott *et al.* (1995) lo refieren como *Lecythophora* Nannfeldt. En esta última publicación, los autores señalaron que los conidios eran hialinos e irregularmente elipsoidales, y los mismos se originaban a partir de cortas fiálides (adelofiálides). Mientras tanto, Rai *et al.* (1964) observaron la formación de abundantes clamidosporas en *A. luteum*, las que más tarde fueron identificadas por Cannon (1986) como artroconidios del tipo *Scyталidium* Pesante.

1.3.4 Distribución geográfica y hábitat

Las especies de *Chaetomium* presentan una distribución cosmopolita. Se desarrollan sobre diferentes tipos de materiales celulósicos: papel, cartón, textiles, restos vegetales, semillas almacenadas, así como sobre estiércol de diferentes aves y mamíferos (von Arx *et al.*, 1986); también residen en el suelo (Domsch, Gams y Andreson, 1980), y con menor frecuencia han sido aisladas a partir de muestras clínicas (Hoog *et al.*, 2000). *Chaetomium atrobrunneum* fue reportado por Rinaldi *et al.* (1991) como agente etiológico de micosis sistémicas en pacientes con leucemia, y Guppy *et al.* (1998) también lo aislaron a partir de infecciones cerebrales en pacientes transplantados sometidos a inmunosupresión; *C. funicola* y *C. murorum* aparecen reportados como responsables de lesiones subcutáneas en el hombre (Koch y Haneke, 1965; Lin y Li, 1995), mientras que *C. globosum* ha sido identificado como agente etiológico de peritonitis, lesiones cutáneas y onicomycosis (Barthez *et al.*, 1984; Wang *et al.*, 1998; Hattori *et al.*, 2000). Recientemente, se han aislado varias especies de *Chaetomium* a partir de agua de mar (Kobayashi *et al.* 1996), apareciendo también reflejado en algunas de las bases de datos consultadas en la siguiente dirección electrónica (<http://erms.biol.soton.ac.uk/lists/brief/Funghi.shtml>). Investigaciones aerobiológicas también han constatado su presencia en el aire (al-Nahdi *et al.*, 1989; Beguin y Nolard, 1996; Cruz *et al.*, 1997; Díaz *et al.*, 1998; Kumar *et al.*, 1998; Aira y La Serna, 1999; y Stchigel *et al.*, 2002 b). Curiosamente, existe un

estudio en el que se señala la presencia de ascomas de *C. elatum* sobre las superficies de cadáveres momificados de más de 100 años (Caretta y Piontelli, 1997).

Aunque las especies de *Achaetomium* generalmente tienen un origen geófilo, algunas como *A. strumarium* han sido aisladas a partir de lesiones cerebrales (Abbot *et al.*, 1995). Las especies del género han sido mayoritariamente reportadas en la India (Chowdhery, 1980; von Arx, 1985), pero en los últimos años también han sido documentadas en diferentes países de Asia, África y Australia (Cannon, 1986).

1.3.5 Importancia económica

Hace más de un siglo, una de las características más conocidas del género *Chaetomium* por el hombre, es la capacidad celulolítica que presentan muchas de sus especies. Entre algunos de sus efectos perjudiciales podemos señalar las pérdidas por biodeterioro producidas en obras de arte (Szczepanowska y Moomaw, 1994), en la industria textil (Calviello, 1971; Abdel-Kareem, 2000) y en la industria maderera (Savory, 1954; Seth, 1970 b; Millner, 1975). Las especies de este género también ocasionan pérdidas en la agricultura, debido a que algunas de ellas provocan la podredumbre de los manzanos y los granos de sorgo almacenados (Adams y Tamburo, 1957; Mazzani, 1988). Otro aspecto negativo es la producción de micotoxinas, en especial la esterigmatocistina (Brewer y Taylor, 1978; Udagawa *et al.*, 1979 a, b; Udagawa, 1984; El-Maghraby y Abdel-Sater, 1993).

Entre los efectos beneficiosos, podemos señalar el carácter antagonista frente a otras especies de hongos, el cuál ha sido utilizado en la agricultura para el control de hongos fitopatógenos (Campos y Rosselló, 1998), y en el control de malezas (Charudattan, 1996; Chase *et al.*, 1996). Ganju *et al.* (1989) purificaron y caracterizaron dos hidrolasas termoestables, las que tienen capacidad de degradar la celulosa cristalina.

Las especies de *Achaetomium*, han tenido menor incidencia en clínica, en la industria y la agricultura; sin embargo, en los últimos años algunas de sus especies han estado relacionadas con el desarrollo de enfermedades en

diversas plantas y en el hombre (Cannon, 1986; Abbott *et al.*, 1995) respectivamente.

1.3.6. Relaciones taxonómicas con otros miembros de la familia Chaetomiaceae

Los géneros que dentro de la familia (excluyendo *Achaetomium*) se encuentran morfológicamente más relacionados con *Chaetomium* son *Chaetomidium*, *Subramaniula*, *Corynascella* y *Thielavia*, en tanto que *Aporothielavia*, *Boothiella*, *Emilmuelleria* y *Corynascus* lo están menos (von Arx *et al.*, 1984, von Arx *et al.*, 1988). No obstante, recientemente Stchigel *et al.* (2000) establecieron la relación morfológica y molecular entre el género *Corynascus* y los demás miembros de la familia Chaetomiaceae. Otros dos géneros morfológicamente próximos a *Chaetomium* son *Chaetomiopsis* (Moustafa y Wahid, 1990), y *Guanomyces* (González *et al.*, 2000); sin embargo, el primero se diferencia por presentar ascosporas con paredes reticuladas, y el segundo por desarrollar ascosporas hialinas, sin poros germinativos y con paredes finamente equinuladas.

Chaetomidium puede ser diferenciado de *Chaetomium* debido a que el primero presenta ascomas no ostiolados, de paredes gruesas y estructura pseudoparenquimatosas. *Subramaniula* se diferencia de *Chaetomium* por presentar ascomas urniformes, con una pared translúcida, además de que al madurar forman un reducido número de ascos. *Corynascella*, por su parte, presenta ascomas esféricos y no ostiolados, pero guardan relación morfológica con algunas de las especies de *Chaetomium* (ej., *Chaetomium mareoticum*). *Thielavia* y *Melanocarpus* también se relacionan con alguna especie de *Chaetomium* (ej., *Chaetomium hamadae*); sin embargo, ambos pueden ser diferenciados de *Chaetomium* por presentar ascomas esféricos y no ostiolados, y por desarrollar fundamentalmente ascos fusiformes u ovoides y no estipitados.

El género *Emilmuelleria*, se encuentra menos relacionado con el género *Chaetomium*, y presenta características morfológicas intermedias entre las familias Microascaceae, Sordariaceae y Chaetomiaceae. Las especies de

Aporothielavia a diferencia de las de *Chaetomium* y *Achaetomium*, presentan ascomas con pared cefalotecoide que se dividen en grandes placas y ascosporas sin poros germinativos. Las especies de *Corynascus*, pueden ser diferenciadas por la presencia de ascomas no ostiolados y el desarrollo de un anamorfo en el género *Myceliophthora* Cost. en algunas de sus especies.

Las relaciones filogenéticas de *Achaetomium* respecto al resto de los miembros de la familia no se encuentra totalmente esclarecida, y es un tema que actualmente se encuentra en discusión (Cannon, 1986)

1.3.7. Problemática taxonómica actual

Debido a la similitud morfológica que presentan algunas especies de *Chaetomium*, diversos autores han propuesto el agrupamiento de las mismas en base a sus caracteres morfológicos. Dreyfuss (1976) reconoció la existencia de cuatro grupos: grupos “*Chaetomium aureum*”, grupos “*Chaetomium bostrychodes*”, grupos “*Chaetomium globosum*” y grupos “*Chaetomium murorum*”. Posteriormente, von Arx *et al.* (1986) realizaron algunas modificaciones en el número de los miembros de cada uno de los grupos, ratificando los criterios del primer autor, y considerando que la problemática señalada por el mismo podía ser extendida a otras especies tales como las que conforman, actualmente, los grupos “*Chaetomium indicum*”, “*Chaetomium raii*”, “*Chaetomium brasiliense*” y el de las especies que presentan ascomas con cuello más o menos largo, ascosporas limoniformes y un anamorfo similar a *Botryotrichum*, previamente incluidas en el género *Farrowia*.

En el presente estudio, centraremos nuestra atención en tres de los grupos morfológicos anteriormente mencionados, ellos son: el grupo “*Chaetomium bostrychodes*”, el grupo “*Chaetomium globosum*” y el grupo “*Chaetomium indicum*”.

Grupo “*Chaetomium bostrychodes*”: esta formado por *C. bostrychodes* (como especie de referencia), *C. robustum*, *C. convolutum*, *C. quadrangulatum*, y *C. hexagonosporum*, y como característica general éstas presentan ascomas con

un anillo de células oscuras alrededor del ostiolo, y ascosporas biapiculadas o con extremos angulares.

Grupo “Chaetomium globosum”: está formado por *C. globosum* (como especie de referencia), *C. spirochaete*, *C. elatum*, y *C. cruentum*. Estas especies presentan como rasgo común la presencia de ascosporas limoniformes y pelos peridiales ondulados, espiralados y/o rectos. En este grupo se destaca la variabilidad morfológica y cultural reportada para la especie *C. globosum sensu stricto*.

Grupo “Chaetomium indicum”: está formado por las especies *C. indicum* (especie de referencia), *C. funicola*, *C. reflexum*, *C. erectum* y *C. cancroideum*, las que presentan como característica común, la presencia de pelos peridiales mayormente rectos, ramificados regular o irregularmente en el ápice, generalmente de forma dicotómica.

En el género *Achaetomium* también se presentan algunas dificultades taxonómicas, las que no sólo han estado limitadas a las interrelaciones del grupo con otros géneros morfológicamente próximos, sino que también han estado reflejadas a nivel de familia. Autores como Rai *et al.* (1970) y Mukerji y Saxena (1974), propusieron excluir este género de la familia Chaetomiaceae, lo que más tarde se vio materializado en los estudios de Mukerji (1978), quien llegó a proponer la familia *Achaetomiaceae* (actualmente invalidada), para acomodar al género *Achaetomium*. Como hemos señalando anteriormente, algunas de las especies actualmente incluidas en *Chaetomium* (ej. *C. hamadae*, *C. nepalense*, *C. vitellinum*, *C. megasporum* y *C. uniapiculatum*), fueron descritas originalmente en *Achaetomium* y por otra parte, especies como *C. deceptivum*, *C. irregulare* y *C. megasporum*, comparten características morfológicas con los representantes del último género, lo cuál es un indicativo de las estrechas relaciones que existen entre ellos.

La problemática planteada se resume en dos puntos fundamentales: 1-) la coexistencia dentro de *Chaetomium* de grupos de especies morfológicamente relacionadas, donde su delimitación taxonómica es difícil de establecer a través de métodos taxonómicos clásicos y 2-) la existencia de estrechas relaciones

morfológicas entre las especies de los géneros *Chaetomium* y *Achaetomium*. Estas problemáticas se han visto agudizadas en los últimos años, debido a que los trabajos taxonómicos realizados en el grupo no han incluido estudios moleculares, y los pocos que han sido realizados no han esclarecido satisfactoriamente los problemas taxonómicos.

2. OBJETO E INTERÉS DEL TRABAJO

Es destacable la importancia que presentan algunas especies de los géneros *Chaetomium* y *Achaetomium*, debido a su creciente incidencia en clínica, a su potencial biotecnológico relacionado con la producción de metabolitos que presentan actividad biológica, y a su implicación en el biodeterioro de diversos sustratos (ej. textiles, papel y madera). En los últimos años estos dos géneros han sido objeto de diversos estudios taxonómicos, sin embargo todavía la identificación de algunas de sus especies, fundamentalmente de aquellas que se encuentran dentro de diferentes grupos morfológicos, resulta engorrosa. Por otra parte, durante la revisión bibliográfica pudimos constatar que los estudios moleculares realizados en miembros de la familia Chaetomiaceae, intentan esclarecer las relaciones filogenéticas entre los miembros de la misma, pero no profundizan en las relaciones a nivel infragenérico y tampoco permiten delimitar satisfactoriamente algunos de sus géneros.

La razón principal que motivó la realización del presente estudio fue la necesidad de encontrar algún marcador molecular mediante el cual pudiéramos diferenciar géneros y especies morfológicamente relacionados dentro de Chaetomiaceae, y especialmente en los géneros *Chaetomium* y *Achaetomium*.

Los objetivos concretos de la presente tesis han sido:

1. Aislar en cultivo puro e identificar el mayor número de especies de los géneros *Achaetomium* y *Chaetomium*, procedentes de distintos sustratos y regiones geográficas, contribuyendo así al conocimiento de su biodiversidad, distribución, taxonomía y fisiología.
2. Caracterizar y documentar gráficamente los aislamientos pertenecientes a los géneros *Achaetomium* y *Chaetomium* que pudieran ser nuevas especies para la ciencia.
3. Esclarecer la posición taxonómica y los límites biológicos de las especies incluidas en los grupos morfológicos “*Chaetomium bostrychodes*”, “*Chaetomium globosum*” y “*Chaetomium indicum*” mediante el empleo de técnicas moleculares y características morfológicas.

4. Clarificar la relación taxonómica de *Chaetomium irregulare* respecto al género *Achaetomium*.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Origen y tipos de muestras

El suelo (mayormente forestal) fue el principal tipo de sustrato analizado, aunque también se colectaron para su estudio muestras correspondientes a material vegetal, sedimentos fluviales, líquenes y otros sustratos celulósicos tales como el cartón destinado al envase de huevos (Tabla 2).

Tabla 2. Número de muestras según el tipo de sustrato

Sustrato	Número de muestras	Porcentaje (%)
Suelo	165	76.75
Material vegetal	19	8.83
Otros sustratos celulósicos (cartón)	20	9.30
Sedimentos fluviales	10	4.65
Líquenes	1	0.5
Total	215	100

Las muestras de suelo se colectaron durante diferentes campañas realizadas por el personal investigador de la Unidad de Microbiología de la Facultad de Medicina y Ciencias de la Salud (Universidad Rovira i Virgili), por lo general realizadas en países de clima tropical y/o subtropical (Argentina, Australia, Brasil, Cuba, Nepal, Nicaragua, Nigeria y Venezuela), seleccionándose como zonas fitogeográficas de especial interés los bosques lluviosos, debido a que están reportados como las áreas de mayor biodiversidad del planeta (Hawksworth, 1993). Sin embargo, también se incluyeron para su estudio muestras procedentes de regiones de clima templado (Chile [Isla de Pascua]; España, Italia y Portugal) y semiárido continental (India, Irak, Israel y Jordania).

Las muestras de material vegetal, sedimentos fluviales, líquenes y sustratos celulósicos (cartón), procedían exclusivamente de España. Una parte del material vegetal colectado procedía de las áreas periféricas a la central nuclear Vandellos I (Tarragona). El resto de este material y la muestra de liquen se colectaron en el municipio Puebla de Sanabria (Zamora), de donde también provenían las muestras de sedimentos fluviales (río Tera), mientras que las muestras de otros sustratos celulósicos (cartón) procedían de la provincia Tarragona.

3.2. Recogida y conservación de las muestras

El período de recolección de las muestras abarcó desde 1994 hasta 1999, y el material diferente al suelo fue colectado en el último año. Atendiendo al tipo de muestra, las técnicas de recolección empleadas fueron las siguientes:

3.2.1. Suelo

En el caso de las muestras de suelo, se recogían aproximadamente 50–100 g de la capa superficial libre de materia orgánica (horizonte A), empleándose para ello espátulas estériles. La muestra se colocaba en bolsas de polietileno o recipientes de plástico estériles con tapa de rosca. En un cuaderno de campo, cada muestra era debidamente documentada con los siguientes datos: localidad, fecha de recogida, recolector, datos bio-geográficos y peculiaridades del terreno. Una vez en el laboratorio, las muestras eran conservadas a 4 °C, en caso de no ser procesadas de forma inmediata.

3.2.2. Material vegetal y líquenes

Se analizó material vegetal muerto (hojarasca, ramas, tallos y troncos caídos) que se encontraba en estado de descomposición y también una muestra de liquen no identificada.

Las muestras de hojarasca, ramas, tallos y fragmentos de troncos muertos fueron colectadas de manera individual. Todas las muestras fueron guardadas en bolsas de papel, anotándose los siguientes datos: localidad, fecha de colecta y recolector. Con la muestra de liquen se procedió de igual manera que con el resto del material.

3.2.3. Otros sustratos celulósicos

Se colectaron cajas de cartón que aparentemente no mostraban indicios de biodeterioro y que habían permanecido bajo condiciones de almacenamiento por un período de tiempo comprendido entre 3-6 meses. Las muestras se

colocaron en bolsas grandes de papel y en la parte externa de las mismas se anotaron los datos de localidad, fecha de recogida y recolector.

3.2.4. Sedimentos fluviales

Para la toma de los sedimentos, se recogían alrededor de 100-200 g de la capa superficial del fondo. Las muestras se depositaban en botes plásticos estériles de 250 ml de capacidad. En el mismo recipiente se anotaba el número de muestra, localidad y la fecha de recolección. En la libreta de campo además del colector se anotaban otros datos biogeográficos de interés. Los recipientes eran transportados al laboratorio en neveras portátiles refrigeradas a 4 °C y, una vez allí, las muestras eran procesadas de inmediato. En caso contrario, se conservaban en el mismo recipiente a 4 °C un máximo de 1–2 días.

3.3. Procesamiento de las muestras

Para el procesado de las muestras se siguieron diferentes metodologías que estuvieron en función del tipo de muestra. Para las de suelo y sedimentos se utilizó más de una técnica por muestra, con el objetivo de aislar una mayor diversidad de especies.

3.3.1. Suelo

Se utilizaron diferentes métodos para activar las ascosporas durmientes en el suelo, la primera de ellas correspondió a la modificación de Fort (1983) de las técnicas de Warcup y Baker (1963), que contempla la activación de las muestras por la acción del calor y la activación mediante la acción del etanol; mientras que la segunda, correspondió con la modificación de Stchigel *et al.* (2000) del método de Furuya y Naito (1979) que se basa en la activación mediante la acción del ácido acético al 5 %. Las metodologías empleadas se describen a continuación.

3.3.1.1. Activación por calor (Fort, 1983)

Aproximadamente 1–2 g de suelo se introducían asépticamente dentro de un tubo de ensayo de 15–20 ml al cual se le agregaban 10 ml de agua destilada estéril. El contenido del tubo se homogeneizaba por agitación y se incubaba en el baño María a 80 °C durante 30 minutos. El tubo se retiraba del baño, se agitaba manualmente y su contenido se repartía en 6 placas de Petri de 85 mm de diámetro (aproximadamente 1.6 ml/placa). A cada placa se le adicionaban aproximadamente 15 ml de PCA fundido (agar patata zanahoria) a 40–45 °C, con cloranfenicol (50 mg/L) y Dieldrín (200 mg de Dieldrín/ 20 ml de acetona, que son dispensados a razón de 1 ml/L antes del autoclavado) para prevenir el desarrollo bacteriano y de ciertos artrópodos que podían estar presentes en las muestras de tierra, respectivamente. Se mezclaban suavemente mediante agitación y se dejaban solidificar a temperatura ambiente. Las placas se incubaban a 42–45 °C (2 placas), 22–25 °C (2 placas) y a 11–12 °C (2 placas),

alternado 12 horas de iluminación con luz fluorescente, y un período de 12 horas de oscuridad.

3.3.1.2. Activación mediante la acción del etanol (Fort, 1983)

Aproximadamente 1–2 g de suelo eran introducidos asépticamente dentro de un tubo de ensayo de 15–20 ml al que se le agregaban 5 ml de solución de etanol 60 % v/v, se homogeneizaba por agitación y se dejaba en reposo durante 10 minutos. Se decantaba rápidamente el sobrenadante y el residuo sólido se resuspendía en 10 ml de agua destilada estéril. Posteriormente, su contenido se repartía en 6 placas de Petri (aproximadamente 1.6 ml/placa). Se procedía de igual forma que en la técnica de activación por calor.

3.3.1.3. Activación mediante la acción del ácido acético (Stchigel *et al.*, 2000)

A 1–2 g de suelo colocados dentro de un tubo de ensayo se le adicionaban 5 ml de solución de ácido acético al 5 % v/v, se agitaba vigorosamente durante 1 minuto y se dejaba en reposo durante 9 minutos. El sobrenadante se eliminaba por decantación y el residuo sólido se resuspendía en 10 ml de agua estéril. Posteriormente, se homogeneizaba por agitación y su contenido se repartía en 6 placas de Petri (aproximadamente 1.6 ml/placa). Se procedía de igual forma que en la técnica de activación por calor.

3.3.2. Material vegetal y líquenes

La hojarasca, las ramas, los tallos y los fragmentos de troncos muertos se colocaron en cámara húmeda que fueron preparadas en placas de Petri de 15 cm de diámetro, en las que previamente se había colocado hojas de papel de filtro estéril, humedecido con una solución de Dieldrín. La incubación de las mismas se realizó a 11-12 °C y a temperatura ambiente (22-25 °C) durante 30 días. Las cámaras se evaluaron semanalmente bajo el microscopio estereoscópico, y las placas se humedecían periódicamente con ayuda de un gotero estéril manteniendo de esta forma una elevada humedad en el interior

de las mismas. La muestra de líquen fue procesada de la misma forma que el material vegetal.

3.3.3 Otros sustratos celulósicos

Con ayuda de una tijera estéril se recortaron fragmentos de cartón de aproximadamente 25 cm², los que fueron colocados en el interior de placas de Petri de 15 cm de diámetro, en las que previamente se había colocado una fina capa de algodón estéril humedecido con una solución de Dieldrín. Las placas fueron incubadas a temperatura ambiente (22-25 °C) durante 30 días y observadas semanalmente bajo el microscopio estereoscópico para verificar la formación de ascomas fértiles. Las placas fueron humedecidas periódicamente con ayuda de un gotero estéril con agua estéril y Dieldrín para mantener una elevada humedad en el interior de las mismas.

3.3.4. Sedimentos fluviales

Se agitaban los recipientes que contenían las muestras y se dejaban en reposo durante 5 minutos, el sobrenadante se decantaba y el sedimento obtenido se procesaba igual que las muestras de suelo.

3.4. Examen de las muestras procesadas

Las colonias de hongos desarrolladas a partir de las activaciones, o de las cámaras húmedas se examinaban mediante un microscopio estereoscópico Carl Zeiss o Cambridge Instruments. Los ascomas se extraían mediante agujas hipodérmicas estériles (tipo tuberculina o insulina), se depositaban sobre una gota de lactofenol o lactofenol azul de algodón previamente colocada sobre un porta objetos limpio, se cubría con cubreobjetos y se sellaba con esmalte de uñas incoloro. Si existían sospechas de que los especímenes pertenecían a los géneros *Achaetomium* y *Chaetomium*, se procedía a su aislamiento.

3.5. Aislamiento y obtención de cultivos puros

Para la obtención de cultivos puros a partir del desarrollo primario de una cepa considerada de interés, se tomaban ascomas libres de contaminantes los que se recogían mediante una aguja hipodérmica estéril y se inoculaban en placas de Petri de 5 cm de diámetro conteniendo PCA y OA (agar harina de avena), realizando los aislamientos por duplicado. Dichas placas se rotulaban pertinentemente y se incubaban en las mismas condiciones que el cultivo original.

En el caso de que los ascomas o la proximidad de otra colonia fúngica indujeran a sospechar la presencia de hongos contaminantes, se procedía a la descontaminación superficial de varios ascomas mediante su inmersión en una solución 1 % de NaClO durante diferentes períodos de tiempo (por ejemplo 30", 1', 2' y 5'), procediéndose luego a su siembra en los medios de cultivo ya referidos, e incubándolos en las mismas condiciones que el cultivo original.

Una vez obtenido el cultivo puro, y con la finalidad de realizar el estudio de las características culturales y morfológicas del mismo, se recogía una porción de la colonia (preferentemente ascosporas) con la ayuda de una aguja hipodérmica estéril y se inoculaba en la parte central de las placas de Petri de 10 cm de diámetro conteniendo medio de cultivo. Las siembras se realizaban por duplicado. La incubación se realizaba a diferentes temperaturas (42-45 °C, 22-25 °C y 11-12 °C).

3.6. Técnicas para inducir la formación de ascomas fértiles en cultivo

La fructificación de los hongos es esencial para su identificación, ya que el ascoma y sus estructuras internas (incluidas las ascosporas) presentan un gran valor taxonómico. En la mayoría de los hongos, la producción de esporas es el principal recurso para su reproducción y dispersión, y estas se generan con facilidad en condiciones naturales, mientras que en condiciones artificiales (cultivo *in vitro*) puede disminuir su producción, debido a la acción de diferentes factores tales como el pH, la temperatura, la iluminación, y la humedad relativa (entre otros), que pueden ser desfavorables al extremo de inducir al hongo a producir hifas vegetativas en detrimento de ascomas fértiles. En la Tabla 3 se relacionan los cultivos que fueron sometidos a los diferentes tratamientos, con el objetivo de inducir su fructificación.

Tabla 3. Relación de cepas a las que fueron aplicadas las técnicas para inducir la formación de ascomas fértiles

Cepa	Sustrato	Procedencia
FMR 6607	Estiércol seco	F. Doveri
MUCL 6616	madera	Colección
MUCL 18700	semillas	Colección
FMR 7417	suelo	Presente estudio
CBS 136.38	–	Colección
FMR 7495	suelo	Presente estudio
FMR 7562	suelo	Presente estudio
FMR 7563	suelo	Presente estudio
FMR 7588	suelo	Presente estudio
FMR 7602	suelo	Presente estudio
FMR 7614	suelo	Presente estudio
FMR 7639	suelo	Presente estudio
FMR 7662	suelo	Presente estudio
FMR 7673	material de autopsia	San Antonio, USA (CDS)
FMR 7674	material de autopsia	San Antonio, USA (CDS)
FMR 7755	suelo	Presente estudio
FMR 7780	suelo	Presente estudio

Los métodos utilizados para inducir la fructificación de las cepas se describen en los siguientes apartados.

3.6.1. Placa compuesta (Rodríguez *et al.*, 2001)

Modificación propuesta por Rodríguez *et al.* (2001) del método utilizado por Gibson y Salinad (1985) para la obtención de conidios en hongos hifomicetos. El método consistió en colocar pequeños fragmentos de colonias de los aislamientos que no fructificaban en la zona central de placas Petri de 10 cm de diámetro que contenían agar agua. Seguidamente, alrededor del inóculo se colocaban asépticamente los siguientes sustratos: fragmentos de corteza de arbustos que habían sido sometidos a regímenes alternos de esterilización, con intervalos de 24 h, durante 6 días (1), y fragmentos de papel de filtro estéril, que presentaban diferentes formas geométricas, y que habían sido previamente humedecidos con las siguientes soluciones nutritivas: caldo de PDA, en los papeles triangulares (2); caldo de malta al 2% en los circulares (3) y caldo de avena, en los cuadrangulares (4) (ver punto 3.7.1), mientras que los papeles rectangulares (5) no se humedecieron con ninguna solución (Figura 3). Las placas así preparadas fueron incubadas a temperatura ambiente (22-25 °C) y 37 °C durante 30 días, y cada 5 días fueron evaluadas de forma semicuantitativa para observar la formación de ascomas fértiles

3.6.2. Raspado del micelio (Nakamura, 1992)

De los medios ensayados se escogió uno, en el que el hongo producía abundante micelio aéreo (ej. PDA, [Agar patata dextrosa], y se adicionaron 2 ml de agua destilada estéril de tal forma que cubriese toda la superficie de la placa. Seguidamente, auxiliándonos con un bisturí estéril, se raspó dicho micelio, siendo retirado asépticamente a través de sucesivos lavados con agua destilada estéril, dejando intacto solamente el micelio inmerso (o sumergido). Las placas así tratadas fueron incubadas a temperatura ambiente durante 30 días y sometidas a regímenes alternos de iluminación de 14 h de oscuridad y 10 h de luz ultravioleta cercana (3100-4000 Å) (Nakamura, 1992). Las placas se evaluaron mediante un microscopio estereoscópico, cada 5 días, realizándose una evaluación semicuantitativa del número de ascomas formados.

3.6.3 Cámara húmeda con sustrato vegetal (Nag-Raj, 1993)

Para su preparación se utilizaron dos tipos de sustratos mezclados: (A) formado por hojarasca, tallos, ramas y corteza de troncos muertos y (B) constituido por pequeños fragmentos de depresores de madera. El sustrato (A) fue sometido a tres ciclos de esterilización, separados cada uno por intervalos de 24 h. Una vez finalizados los ciclos de esterilización, los dos sustratos utilizados se mezclaron, tomando aproximadamente 3-4 g de dicha mezcla, la que fue colocada en el interior de frascos de 100 ml utilizados para recolección de orina, en los que previamente se habían colocado, pequeñas porciones de algodón. Los frascos así preparados fueron esterilizados durante 20 min. a 121 °C, y seguidamente se le adicionó asépticamente 10 ml de agua destilada estéril para facilitar las condiciones de humedad. Estos frascos fueron inoculados con pequeños fragmentos de colonias de los hongos asporógenos que se desarrollaban sobre los medios de cultivos rutinariamente utilizados en el laboratorio (Nag-Raj, 1993). La incubación se realizó a temperatura ambiente y a 37 °C, y la formación de ascomas fértiles se evaluó semanalmente de forma semicuantitativa durante 30 días, para lo cuál se extraían los fragmentos del

material colonizado, y se colocaban en placas de Petri estériles de 10 cm para ser examinados bajo el microscopio estereoscópico.

3.7. Medios de cultivo y medios de montaje empleados

3.7.1 Medios de cultivo

Agar harina de avena (OA) (Hawksworth *et al.*, 1995)

Harina de avena.....	30.0 g
Agar Oxoid N° 3.....	20.0 g
Agua.....	1000 ml

Se colocaban en un recipiente apropiado la harina de avena y 500 ml de agua destilada, y se calentaba hasta ebullición manteniéndola durante 1 hora. Se filtraba a través de gasa y se adicionaba el agar disuelto en 500 ml de agua previo calentamiento a ebullición. Se dispensaba en frascos de vidrio y se esterilizaba durante 20 minutos a 121 °C.

Agar patata-zanahoria (PCA) (Hawksworth *et al.*, 1995)

Patata.....	200.0 g
Zanahoria.....	200.0 g
Agar Oxoid N° 3.....	20.0 g
Agua destilada.....	1000 ml

Se cortaban las patatas y las zanahorias en cubos, se colocaban en un recipiente apropiado con 500 ml de agua destilada, se llevaban a ebullición manteniéndola durante 1 hora y se filtraban a través de gasa desechando el residuo sólido. En otro recipiente se agregaban 20 g de agar a 500 ml de agua y se disolvía calentando hasta ebullición. Se mezclaban ambas soluciones y se agregaba agua destilada hasta completar 1000 ml; se dispensaba en frascos de vidrio y se esterilizaba durante 20 minutos a 121 °C.

Agar patata -dextrosa (PDA) (Hawksworth *et al.*, 1995)

Patata.....	200.0 g
Dextrosa.....	15.0 g
Agar Oxoid No. 3.....	20.0 g
Agua destilada.....	1000 ml

Se cortaban las patatas en cubos, se colocaban en un recipiente apropiado con 500 ml de agua, se llevaban a ebullición manteniéndola durante 1 hora y se filtraban a través de gasa desechando el residuo sólido. En otro recipiente se agregaban 20 g de agar a 500 ml de agua y se disolvía calentando hasta ebullición. Se mezclaban ambas soluciones y se agregaba agua destilada hasta completar 1000 ml, se dispensaba en frascos de vidrio y se esterilizaba durante 20 minutos a 121 °C.

Agar extracto de malta (MEA) (Hawksworth *et al.*, 1995)

Extracto de malta.....	20.0 g
Agar Oxoid No. 3.....	20.0 g
Agua destilada.....	1000 ml

En un recipiente se adicionaban 500 ml de agua destilada en los que se disolvían los 20 g de extracto de malta. En otro recipiente se agregaban 20 g de agar a 500 ml de agua destilada y se disolvía calentando hasta ebullición. Se mezclaban ambas soluciones y se dispensaba en frascos de vidrio que se esterilizaban durante 20 minutos a 121 °C.

Caldo de avena (Gibson y Salinad, 1985)

Harina de avena.....	15.0 g
Agua.....	500 ml

Se colocaban en un recipiente apropiado la harina de avena y 250 ml de agua, calentándose hasta ebullición, manteniéndose la misma durante 1 **hora**.

Finalmente se filtraba a través de gasa, se enrasaba a un volumen final de 500 ml con agua destilada y se dispensaba en frascos de vidrio para su esterilización durante 20 minutos a 121 °C.

Caldo de patata-dextrosa (Gibson y Salinad, 1985)

Patatas.....100.0 g
Dextrosa.....7.5 g
Agua destilada.....500 ml

Se cortaban las patatas en cubos, se colocaban en un recipiente apropiado con 250 ml de agua y se llevaban a ebullición manteniéndola durante 1 hora. Se filtraba a través de gasa y se desechara el residuo sólido. Se adicionaba la dextrosa y se completaba con agua destilada hasta obtener un volumen final de 500 ml. Finalmente se dispensaba en frascos de vidrio que se esterilizaban durante 20 minutos a 121 °C.

Caldo de extracto de malta (Gibson y Salinad, 1985)

Extracto de malta.....10.0 g
Agua destilada.....500 ml

Se dispensaba en frascos de vidrio y esterilizaba durante 20 minutos a 121 °C.

Caldo Sabouraud

Dextrosa.....40.0 g
Peptona.....10.0 g
Agua destilada.....1000 ml

Se disolvían todos los componentes en 500 ml de agua destilada, se enrasaba hasta completar 1000 ml y se dispensaba en frascos de vidrio. Posteriormente se esterilizaba durante 20 min. a 121 °C.

3.7.2. Medios de montaje para la observación microscópica de los especímenes

Lactofenol (Barnett *et al.*, 1974)

Ácido láctico.....	20.0 g
Fenol.....	20.0 g
Glicerol.....	40.0 g
Agua destilada.....	20 ml

Lactofenol-azul de algodón (Barnett *et al.*, 1974)

Ácido láctico.....	20.0 g
Fenol.....	20.0 g
Glicerol.....	40.0 g
Agua destilada.....	20 ml
Azul de algodón.....	0.05-0.10 g

Reactivo de Melzer (Barnett *et al.*, 1974)

Hidrato de cloral.....	100.0 g
KI.....	5.0 g
I ₂	1.5 g
Agua destilada.....	100 ml

3.8. Técnicas de microscopía óptica

Para el estudio morfológico de las cepas de interés se utilizaban los siguientes microscopios:

- Leitz Dialux 20 EB, con dispositivo de contraste de fases
- Olympus CH2
- Olympus BH2, con dispositivos de contraste de fases e interferencia de fases de Normarski

Para realizar las ilustraciones en tinta se utilizaba una cámara clara Olympus acoplada a un microscopio Olympus BH2, empleando los oculares Olympus NFK 6.7 LD y Leitz Wetzlar Periplan GF 25 X M. Los dibujos al lápiz se realizaban sobre un papel blanco mate DIN A4, con un lápiz negro de mina de grafito de dureza B ó H (Staedtler o Faber-Castell). Para los dibujos a la tinta se empleaba papel vegetal DIN A4, rotuladores Staedtler Marsmatic con punta de 0.1 y 0.2 milímetros de diámetro, tinta china negra Rotring GmbH, plantillas de dibujo Faber-Castell 972 A, B y C, y compás Forcel.

3.9. Técnicas de microscopía electrónica de barrido (SEM)

Las especies nuevas o interesantes fueron estudiadas con el microscopio electrónico de barrido, utilizándose las técnicas descritas por Figueras y Guarro (1988 a, b). Las fases que comprendían la preparación de las muestras para su estudio se refieren a continuación.

3.9.1. Fijación

Mediante el empleo de la lupa estereoscópica se seleccionaban las áreas de las colonias con desarrollo óptimo y se cortaban dichas zonas mediante el empleo de una hoja de bisturí estéril o de un cubreobjetos descontaminado con etanol 70 % v/v. Las muestras (de unos 5-7 mm de lado) se sumergían en una solución fijadora de 2-glutaraldehído 2 % v/v en tampón fosfato de concentración 0.1 M y pH 7.3-7.4 (Sabatini *et al.*, 1963), contenida en viales de cristal. Para evitar que las muestras flotaran libremente, y para aumentar la superficie de contacto entre la muestra y el fijador, se agregaba una gota de Tween 80 (Carroll y Carroll, 1973). Los viales se colocaban dentro de un desecador y se sometían a la acción del vacío generado por una bomba acoplada durante 1 hora (Campbell, 1972; Hanlin, 1982; Rosing, 1982). Transcurrido dicho tiempo las muestras eran separadas del fijador por decantación cuidadosa y se lavaban durante 15 minutos con solución de tampón fosfato 0.1 M. Se llevaba a cabo una fijación secundaria mediante una solución de tetróxido de osmio (O₄ OS) 1 % p/v en solución de tampón fosfato 0.1 M (Palade, 1952).

3.9.2. Deshidratación

Las muestras se deshidrataban progresivamente mediante concentraciones crecientes de etanol. A continuación se indican dichas concentraciones y el tiempo de exposición con que eran tratadas las muestras durante los sucesivos pases hasta lograr una deshidratación completa.

- a.- Solución 30 % v/v.....15 minutos
- b.- Solución 50 % v/v.....15 minutos
- c.- Solución 70 % v/v.....15 minutos
- d.- Solución 80 % v/v.....15 minutos
- e.- Solución 90 % v/v.....15 minutos
- f.- Solución 96 % v/v.....15 minutos
- g.- Solución 100 % v/v.....60 minutos
(renovando el alcohol absoluto cada 20 minutos)

El siguiente paso consistía en la sustitución secuencial del etanol por acetato de amilo, por lo que se empleaban soluciones de concentración creciente del mismo en etanol absoluto. A continuación se describen las concentraciones y el tiempo que se empleaba para lograr dicha sustitución de solventes.

- a.- Solución de acetato de amilo en etanol absoluto, 1:3 v/v.....15 minutos
- b.- Solución de acetato de amilo en etanol absoluto, 1:2 v/v.....15 minutos
- c.- Solución de acetato de amilo en etanol absoluto, 1:1 v/v.....15 minutos
- d.- Solución de acetato de amilo en etanol absoluto, 2:1 v/v.....15 minutos
- e.- Solución de acetato de amilo en etanol absoluto, 3:1 v/v15 minutos
- f.- Solución de acetato de amilo en etanol absoluto, 4:1 v/v.....15 minutos
- g.- Acetato de amilo puro60 minutos

3.9.3. Secado

Para secar las muestras se realizaba la técnica del punto crítico utilizada por Anderson (1953) y Bartlet y Burstyn (1975).

3.9.4. Montaje y metalización

Una vez secas, las muestras eran pegadas a un porta muestras de aluminio (u otro metal conductor de la electricidad) mediante plata coloidal o pegamento de secado rápido. Una vez logrado esto, los bordes de la muestra se pintaban con plata coloidal para favorecer su conductividad. Las muestras así acondicionadas se introducían en un metalizador Polaron Sputter Coater, se

sometían a una atmósfera de gas argón y, siguiendo la técnica de "sputtering" (Echlin y Kaye, 1979) se cubría con una capa de oro de 100-200 Å de espesor.

3.9.5. Observación y fotografía de las muestras

Las muestras ya procesadas se examinaban en el microscopio electrónico de barrido Jeol JSM-6400 del Servicio de Microscopía Electrónica de la Facultad de Medicina y Ciencias de la Salud (Universidad Rovira i Virgili, Reus). Las microfotografías se obtenían empleando la película de 35 milímetros Kodak Tri-X Pan 400 ASA. La distancia de trabajo empleada variaba entre los 8 y 39 mm. El voltaje aplicado estaba comprendido entre 10 y 20 kV.

3.10. Identificación

Una vez obtenidos los cultivos puros, se procedía a su identificación de acuerdo con los criterios establecidos para cada género. Los taxa eran identificados y/o caracterizados mediante estudio de sus peculiaridades culturales y detalles micromorfológicos.

3.10.1. Características culturales

Las colonias se examinaban colocando la placa de Petri sobre un papel blanco, y con la ayuda de un microscopio estereoscópico se consideraban las siguientes características:

- Diámetro de la colonia (el que se medía, generalmente, a los 14 días de incubación)
- Color de la superficie y del reverso (Kornerup y Wanscher, 1984)
- Textura
- Topografía
- Prominencias
- Borde
- Zonas de crecimiento
- Pigmento difusible
- Exudado
- Olor

Dichas características se observaban a 11–12, 22–25, 37, 42 y 45 °C (excepcionalmente a 50–55 °C), lo que permitía determinar a su vez las temperaturas mínimas, óptima y máxima de crecimiento. Los medios de cultivo empleados para describir las características culturales variaban para cada especie. Sin embargo los más empleados eran OA, PCA y PDA, y ocasionalmente MEA (véase apartado 3.7.1).

3.10.2. Morfología microscópica

En lo referente a las características microscópicas, se tenían en cuenta las siguientes estructuras y sus características.

TELEOMORFO

Hifas: color, ornamentación, diámetro, grosor, septación y presencia de anastomosis. **Ascoma:** formas sexuales iniciales; color, forma y tamaño; presencia y tamaño del ostiolo, presencia de papilas alrededor del ostiolo. **Pelos peridiales:** presencia, abundancia, distribución sobre la superficie del ascoma, color, forma, grado de septación, ornamentación y tamaño. **Peridio:** espesor, número de capas y textura (de la capa más superficial). **Células peridiales:** tamaño, color, ornamentación. **Paráfisis:** presencia, forma, tamaño y septación. **Perífisis:** presencia y forma. **Ascosporas:** forma y tamaño, tamaño del estipe, tipo de pared y número y disposición espacial de ascosporas dentro del asco, reacción amiloide frente al reactivo de Melzer. **Ascosporas:** color, forma, tamaño, número y posición de los poros germinativos, reacción dextrinoide frente al reactivo de Melzer.

ANAMORFO (de estar presente)

Conidióforo: tipo, color, forma, ornamentación y tamaño. **Célula conidiógena:** tipo, color, forma, ornamentación y tamaño. **Conidiogénesis:** tipo. **Conidios:** color, forma, ornamentación, disposición, número de células y tamaño. **Clamidosporas:** presencia, color, forma, ornamentación, disposición y tamaño.

La relación de aislamientos estudiados en cada uno de los grupos morfológicos y en las especies del género *Achaetomium* se muestran en las Tablas (4, 5, 6 y 7).

Tabla 4. Aislamientos utilizados en el estudio morfológico del grupo “*Chaetomium bostrychodes*”

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente
<i>C. bostrychodes</i>	CBS-CS 605.76	—	Egipto	Col.
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 178	—	—	Col.
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 2343	estiércol de oveja	—	Col.
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 2501	estiércol de conejo	—	Col.
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 3692	—	—	Col.
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 5548	suelo	Australia	Col.
* <i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7196	suelo	Cuba	PE
* <i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7197	suelo	Irak	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7558	material vegetal	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7559	material vegetal	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7560	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7561	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7562	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7563	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7564	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7565	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7566	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7567	suelo	España	PE
* <i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7722	suelo	Cuba	PE
* <i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7723	suelo	Cuba	PE
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7724	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7725	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7726	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7727	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7728	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7729	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7730	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7731	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7732	suelo	España	PE

Tabla 4. Aislamientos utilizados en el estudio morfológico del grupo “*Chaetomium bostrychodes*” (continuación)

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7734	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7735	suelo	España	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7736	suelo	India	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7737	suelo	Argentina	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7738	suelo	Irak	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7739	suelo	Irak	PE
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7740	suelo	Cuba	PE
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7741	suelo	Cuba	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7742	suelo	Cuba	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7743	suelo	Cuba	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7744	suelo	Australia	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7745	suelo	Nicaragua	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7746	suelo	Nicaragua	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7747	suelo	Nicaragua	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7748	suelo	Nicaragua	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7749	suelo	Jordania	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7750	suelo	Jordania	PE
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7765	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-CS 592	—	—	Col.
<i>C. robustum</i>	FMR-CS 741	—	—	Col.
* <i>C. robustum</i>	FMR-C 7200	suelo	Australia	PE
* <i>C. robustum</i>	FMR-C 7201	suelo	Cuba	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7574	suelo	Cuba	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7578	suelo	Cuba	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7579	suelo	Cuba	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7755	suelo	España	PE

Tabla 4. Aislamientos utilizados en el estudio morfológico del grupo “*Chaetomium bostrychodes*” (continuación)

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7756	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7757	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7758	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7759	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7760	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7761	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7762	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7763	suelo	España	PE
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7764	suelo	India	PE
<i>C. convolutum</i>	CBS-CS 309.83	suelo	Israel	Col.
<i>C. convolutum</i>	CBS-CS 314.83	suelo	Egipto	Col.
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 635	—	—	Col.
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2677	estiércol de conejo	España	Col.
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2691	suelo	España	Col.
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2697	estiércol de oveja	España	Col.
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2750	suelo	Cuba	Col.
* <i>C. convolutum</i>	FMR-C 7198	suelo	Cuba	PE
* <i>C. convolutum</i>	FMR-C 7199	suelo	Cuba	PE
<i>C. quadrangulatum</i>	CBS-CS 152.59	estiércol de conejo	Inglaterra	Col.
<i>C. quadrangulatum</i>	FMR-CS 668	—	—	Col.
* <i>C. quadrangulatum</i>	FMR-C 5549	suelo	Australia	PE
* <i>C. quadrangulatum</i>	FMR-C 7202	suelo	Cuba	PE
* <i>C. hexagonosporum</i>	CBS-C 171.84 (T)	estiércol	USA	PE

Col. = Colección.

PE = Presente estudio.

CBS-C = Centraalbureau voor Schimmelcultures - Cultivos vivos.

CBS-CS = Centraalbureau voor Schimmelcultures - Cultivos secos.
(material herborizado)

FMR-C = Facultad de Medicina de Reus - Cultivos vivos.

FMR-CS = Facultad de Medicina de Reus - Cultivos secos (material herborizado).

* = Aislamientos utilizados en el estudio molecular.

T = Aislamiento derivado del tipo.

Tabla 5. Aislamientos utilizados en el estudio morfológico del grupo “*Chaetomium globosum*”

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 143	—	—	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 178	—	—	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 178	—	—	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 155	—	—	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 542	—	—	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 585	—	—	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2413	suelo	Cuba	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2418	suelo	Irak	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2430	estiércol de conejo	España	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2435	estiércol de oveja	España	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2453	estiércol de vaca	España	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2534	estiércol de oveja	España	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4227	muestra clínica	Brasil	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4228	muestra clínica	Brasil	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4229	—	Cuba	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4341	—	—	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4366	—	Italia	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4367	uña	Italia	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4370	suelo	Cuba	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4373	suelo	Cuba	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4374	—	Italia	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-CS5504	suelo	Australia	Col.
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7211	suelo	Cuba	PE
* <i>C. globosum</i>	FMR-C 7212	suelo	Australia	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7213	cartón	España	PE
* <i>C. globosum</i>	FMR-C 7214	suelo	Australia	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7215	suelo	Cuba	PE
* <i>C. globosum</i>	FMR-C 7216	suelo	Australia	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7217	suelo	Nicaragua	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7218	suelo	Nicaragua	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7219	suelo	Nicaragua	PE
* <i>C. globosum</i>	FMR-C 7220	suelo	Australia	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7221	litera	Cuba	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7222	suelo	Australia	PE
* <i>C. globosum</i>	FMR-C 7223	suelo	Australia	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7391	cartón	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7392	cabello	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7451	suelo	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7568	material vegetal	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7569	material vegetal	España	PE

Tabla 5. Aislamientos utilizados en el estudio morfológico del grupo “*Chaetomium globosum*” (continuación)

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7570	cartón	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7571	cartón	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7572	suelo	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7573	suelo	España	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7751	suelo	Argentina	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7752	suelo	Australia	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7753	suelo	India	PE
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7754	suelo	Irak	PE
<i>C. elatum</i>	FMR-CS 2371	estiércol de cabra	España	Col.
<i>C. elatum</i>	FMR-CS 2738	suelo	Australia	Col.
* <i>C. elatum</i>	FMR-CS 7224	suelo	Cuba	Col.
<i>C. elatum</i>	FMR-C 7225	suelo	España	PE
* <i>C. elatum</i>	FMR-C 7226	suelo	Argentina	PE
<i>C. elatum</i>	FMR-CS 7233	suelo	Cuba	PE
<i>C. spirochaete</i>	FMR-C 7227	suelo	Australia	PE
* <i>C. spirochaete</i>	FMR-C 7228	suelo	España	PE
<i>C. spirochaete</i>	FMR-C 7229	suelo	Australia	PE
<i>C. spirochaete</i>	FMR-C 7619	suelo	Australia	PE
* <i>C. cruentum</i>	CBS-CS 37166 (T)	papel	USA	Col.

Col. = Colección.

PE = Presente estudio.

CBS-CS = Centraalbureau voor Schimmelcultures- Cultivos secos (material herborizado).

FMR-C = Facultat de Medicina de Reus- Cultivos vivos.

FMR-CS = Facultat de Medicina de Reus-Cultivos secos (material herborizado).

* = Aislamientos utilizados en el estudio molecular.

T = Aislamiento tipo derivado del tipo.

Tabla 6. Aislamientos utilizados en el estudio morfológico del grupo “*Chaetomium indicum*”

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente
* <i>C. cancroideum</i>	CBS-C 136.38 (T)	—	—	Col.
* <i>C. dolichotrichum</i>	MUCL-C 9598	—	USA	Col.
* <i>C. erectum</i>	CBS-C 140.56 (T)	semilla	USA	Col.
<i>C. erectum</i>	FMR-CS 311	suelo	—	Col.
<i>C. erectum</i>	ATCC-CS 11204	—	—	Col.
<i>C. erectum</i>	FMR-CS 681	—	—	Col.
<i>C. erectum</i>	FMR-C 7645	suelo	España	PE
<i>C. erectum</i>	FMR-C 7646	suelo	Australia	PE
<i>C. erectum</i>	MUCL-C 19263	—	—	Col.
* <i>C. erectum/cancroideum</i>	FMR-C 7547	suelo	Australia	PE
* <i>C. erectum/funicola</i>	FMR-C 7549	suelo	Australia	PE
* <i>C. erectum/reflexum</i>	FMR-C 7548	suelo	Argentina	PE
* <i>C. erectum/ funicola/dolichotrichum</i>	FMR-C 7556	suelo	España	PE
* <i>C. funicola</i>	FMR-C 7315	litera	Brasil	PE
<i>C. funicola</i>	FMR-C 7555	suelo	Nepal	PE
<i>C. funicola</i>	FMR-CS 450	—	—	Col.
<i>C. funicola</i>	FMR-CS 7644	suelo	—	—
* <i>C. indicum</i>	FMR-C 7550	suelo	Cuba	PE
* <i>C. indicum</i>	FMR-C 7314	suelo	Argentina	PE
<i>C. indicum</i>	FMR-CS 787	suelo	—	Col.
<i>C. indicum</i>	FMR-C 7620	suelo	India	PE
* <i>C. reflexum</i>	MUCL-C 18700 (T)	semillas	EUA	Col.
<i>C. reflexum</i>	FMR-CS 7390	suelo	—	—
* <i>C. variostiolatum</i>	MUCL- C 6616	pared	Bélgica	Col.

Col. = Colección.

PE = Presente estudio.

CBS-C = Centraalbureau voor Schimmelcultures- Cultivos vivos.

FMR-C = Facultat de Medicina de Reus- Cultivos vivos.

FMR-CS = Facultat de Medicina de Reus-Cultivos secos (material herborizado).

MUCL-C = Mycotheque de l' Universite Catholique de Louvain-Cultivos vivos.

ATCC-CS = American Type Culture Collection.-Cultivos secos (material herborizado).

* = Aislamientos utilizados en el estudio molecular.

T = Aislamiento derivado del tipo.

Tabla 7. Especies de *Achaetomium* examinadas

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	
<i>A. luteum</i>	CBS-CS 715.74	rizósfera	Senegal	Col.
<i>A. luteum</i>	CBS-CS 544.83	planta	Pakistán	Col.
<i>A. strumarium</i>	CBS-CS 758.83	estiércol	Argelia	Col.
<i>A. strumarium</i>	CBS-CS 759.83	estiércol	Israel	Col.
<i>A. globosum</i>	CBS-CS 332.67 (T)	rizósfera	India	Col.
* <i>A. globosum</i>	FMR-C 7205	suelo	India	PE
* <i>A. globosum</i>	FMR-C 7206	suelo	India	PE
* <i>A. luteum</i>	FMR-C 7207	suelo	India	PE
* <i>A. strumarium</i>	IMI-C 082624 (T)	suelo	India	PE
<i>A. geophylum</i>	IMI-C 381871	suelo	India	PE

Col. = Colección.

PE = Presente estudio.

CBS-CS = Centraalbureau voor Schimmelcultures- Cultivos secos (material herborizado).

FMR-C = Facultat de Medicina de Reus- Cultivos vivos.

IMI-C = International Mycological Institute, CAB- Cultivos vivos.

T = Aislamiento derivado del tipo.

3.11. Conservación de las cepas

La conservación de los aislamientos de especies de hongos, permite preservar la diversidad de los mismos. Los métodos de conservación han permitido aprovechar la potencialidad genética de estos organismos, realizar estudios taxonómicos, estudiar los mecanismos de infección de especies patógenas, o simplemente producir por medios biotecnológicos sustancias útiles para el hombre. En el presente estudio se han utilizado los métodos de conservación que se describen a continuación.

3.11.1. Conservación en tubos de ensayo con medio de cultivo inclinado

El medio de cultivo estéril y licuado (OA, PCA y PDA a 45 °C) era introducido asépticamente en tubos de polietileno estéril con tapa del mismo material o, en su defecto, en tubos de cristal con tapa de rosca de bakelita esterilizados en autoclave. Otra opción consistía en introducir el medio de cultivo en dichos tubos y esterilizarlos conjuntamente. Antes de dejar solidificar el medio a temperatura ambiente, los tubos se inclinaban para obtener un "pico de flauta". Una vez solidificado, y pasado el control de esterilidad, se inoculaban con las cepas de interés. Se incubaban a la temperatura óptima durante el período de tiempo necesario hasta la formación de ascomas maduros. Posteriormente, se almacenaban en el refrigerador a 4 °C. Se realizaban siembras periódicas (usualmente cada 1-3 meses). Para la conservación durante períodos más prolongados, se cubría totalmente el cultivo con aceite de vaselina o parafina líquida estéril (2 ó 3 ciclos de esterilización en autoclave, esperando un intervalo de 2-3 horas). Estos cultivos se almacenaban a temperatura ambiente.

3.11.2. Conservación en agua

Los hongos de interés se sembraban en un medio de cultivo adecuado para la producción de ascomas. Se incubaban en condiciones óptimas y, una vez desarrolladas, las colonias se cortaban con una hoja de bisturí estéril formando cubos de unos 10 mm de lado. Éstos se introducían en forma aséptica dentro

de viales de cristal conteniendo agua destilada estéril, se cerraban herméticamente (tapa con rosca o tapón de caucho sintético) y se almacenaban a temperatura ambiente.

3.11.3. Liofilización

Todas las cepas utilizadas en el presente estudio fueron liofilizadas utilizando el liofilizador modelo Advantage 2.0 Series (Virtis Company Gardiner NY, USA). Las cepas se inoculaban en placas de OA y se incubaban a 25–27 °C entre 15 y 20 días, considerándose este tiempo como suficiente para obtener cultivos maduros. Se recogían los ascomas y el micelio aéreo producido, mezclándose el material con 3 ml de leche desnatada al 10%, previamente esterilizada a 1 atmósfera de presión durante 15 min. Se colocaban 0.5 ml de esta mezcla en viales estériles especial para liofilización de 1.5 ml de volumen. Las muestras a liofilizar se colocaban dentro del liofilizador, se realizaba el vacío, y se sometían a - 45 °C durante 2 h. A continuación se encendía el condensador y cuando este llegaba a la temperatura de - 45°C se hacía un vacío de 200 militors y se iniciaba el ciclo de liofilización:

- 30 °C, 240 min; -10 °C, 240 min; +10 °C, 300 min y +30 °C, toda la noche

Una vez finalizado el proceso se sellaban los viales y se retiraban las muestras. Finalmente se realizaba un control del proceso, mediante la siembra de una de las cepas liofilizadas.

3.12. Depósito de los cultivos vivos en colecciones internacionales

Los cultivos vivos de taxones nuevos o interesantes se depositaban en las siguientes colecciones:

- Centraalbureau voor Schimmelcultures (CBS), Utrecht, Holanda.
- Colección de cultivos de la Facultad de Medicina de Reus (FMR), Reus, Tarragona, España.
- CABI Bioscience, International Mycological Institute (IMI), Egham, Surrey.
- Mycotheque de l'Universite Catholique de Louvain (MUCL), Lovain-la-Nueve, Bélgica.

3.13. Herborización

Los cultivos destinados a la micoteca se desecaban en estufa a 40–50 °C, y se almacenaban en sobres de papel, que se cerraban y se rotulaban apropiadamente. Los holotipos se remitían para su depósito al CABI Bioscience UK Centre (Egham), Gran Bretaña. Los isotipos se depositaban en la colección de cultivos de la Facultad de Medicina de Reus (FMR), Tarragona, España.

3.14. Estudio molecular

Para este estudio se obtuvieron las secuencias nucleotídicas de 32 aislamientos considerados representativos de los distintos grupos morfológicos del género *Chaetomium*, y de las especies del género *Achaetomium*, así como las de posibles nuevas especies para ambos géneros. Adicionalmente fueron incorporadas algunas secuencias obtenidas a partir de la base de datos del EMBL (European Molecular Biology Laboratory), (<http://www.ebi.ac.uk>). Se procedió a la extracción del ADN (ácido desoxirribonucleico) total el que sirvió de molde a la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para obtener múltiples copias de los genes ribosomales 28S (regiones D1 y D2) y 5.8S con los espaciadores internos transcribibles ITS1 e ITS2 (Figura 4).

La relación de aislamientos utilizados en el estudio molecular se muestra en la Tabla 8.

Tabla 8. Aislamientos empleados en el estudio molecular

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente	Nº. EMBL	Gen (Región)
<i>C. quadrangulatum</i>	FMR 5549	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. quadrangulatum</i>	FMR 7202	suelo	Cuba	PE	AJ312104	28S (D1-D2)
<i>C. bostrychodes</i>	FMR 7196	suelo	Cuba	PE	AJ312101	28S (D1-D2)
<i>C. bostrychodes</i>	FMR 7197	suelo	Irak	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. convolutum</i>	FMR 7198	suelo	Cuba	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. convolutum</i>	FMR 7199	suelo	Nicaragua	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. robustum</i>	FMR 7200	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. robustum</i>	FMR 7201	suelo	Cuba	PE	AJ312102	28S (D1-D2)
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR 7722	suelo	Cuba	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. bostry./convolutum</i>	FMR 7723	suelo	Cuba	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. hexagonosporum</i>	CBS 171.84 (T)	estiércol	USA	PE	AJ312103	28S (D1-D2)
<i>C. cruentum</i>	CBS 371. 6 6 (T)	papel	USA	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. globosum</i>	FMR 7212	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. globosum</i>	FMR 7214	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. globosum</i>	FMR 7216	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. globosum</i>	FMR 7220	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. globosum</i>	FMR 7223	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. elatum</i>	FMR 7224	suelo	Cuba	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. elatum</i>	FMR 7226	suelo	Argentina	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. spirochaete</i>	FMR 7228	suelo	España	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. indicum</i>	FMR 7314	suelo	Argentina	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. indicum</i>	FMR 7550	suelo	Cuba	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. variostiolatum</i>	MUCL 6615	alquitrán	Belgica	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. erectum</i>	CBS 140.56 (T)	semilla	USA	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. cancroideum</i>	CBS 136.38 (T)	—	—	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. erectum/reflexum</i>	FMR 7548	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. funicola</i>	FMR 7315	material vegetal	Brasil	PE	—	28S (D1-D2)

Tabla 8. Aislamientos empleados en el estudio molecular (continuación)

Especie	Código	Sustrato	Procedencia	Fuente	Nº. EMBL	Gen (Región)
<i>C. dolichotrichum</i>	MUCL 9598 (T)	—	USA	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. erectum/funicola</i>	FMR 7549	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. cancroideum</i>	FMR 7547	suelo	Australia	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. funic./erectum/dolicho.</i>	FMR 7556	suelo	España	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. reflexum</i> (T)	MUCL 18700	semilla	USA	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. tarraconensis</i>	IMI 380425 (T)	suelo	España	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. olivicolor</i>	IMI 381869 (T)	suelo	India	PE	—	28S (D1-D2)
<i>C. macrostiolatum</i>	IMI 381870 (T)	suelo	Nigeria	PE	—	28S (D1-D2)
<i>A. globosum</i>	FMR 7205	suelo	India	PE	AJ312096	28S (D1-D2)
<i>A. globosum</i>	FMR 7206	suelo	India	PE	AJ312097	28S (D1-D2)
<i>A. luteum</i>	FMR 7207	suelo	India	PE	AJ312105	28S (D1-D2)
<i>A. strumarium</i>	IMI 082624 (T)	suelo	India	PE	AJ312098	28S (D1-D2)
<i>A. geophylum</i>	IMI 381871 (T)	suelo	India	PE	AJ312099	28S (D1-D2)
<i>C. irregulare</i>	IFO 32979	suelo	España	PE	AJ312100	28S (D1-D2)
<i>C. cruentum</i>	CBS 371.66	papel	USA	PE	—	5.8S-ITS
<i>Chaetomium sp.</i>	—	—	—	EMBL	AJ279466	5.8S-ITS
<i>Chaetomium sp.</i>	—	—	—	EMBL	AJ279468	5.8S-ITS
<i>C. funicola</i>	—	—	—	EMBL	AJ279450	5.8S-ITS
<i>Neurospora crassa</i>	MUCL 19026	—	—	EMBL	AF286411	28S (D1-D2)
<i>Neurospora crassa</i>	—	—	—	EMBL	AF388914	5.8S-ITS
<i>Sordaria fimicola</i>	HKUCC 3714	—	—	EMBL	AF132330	28S (D1-D2)
<i>Gelasinospora bonaerensis</i>	IMI 375099 (T)	suelo	Argentina	EMBL	AJ002029	28S (D1-D2)

PE = Presente estudio.

CBS = Centraalbureau voor Schimmelcultures.

FMR = Facultat de Medicina de Reus.

MUCL = Mycotheque de l' Université Catholique de Louvain.

IFO = Institute for Fermentation, Osaka.

IMI = International Mycological Institute (CAB).

HKUCC = University of Hong Kong Culture Collection.

T = Aislamiento derivado del tipo.

3.14.1. Obtención del ADN total

El ADN total de las cepas en estudio se obtenía mediante la técnica descrita por Estruch *et al.* (1989), modificada posteriormente por Guillamón *et al.* (1996). Las cepas eran inoculadas en microtubos (eppendorfs de 1.5 ml) conteniendo 500 μ l de caldo Sabouraud, e incubados a 28 °C en un agitador orbital a 250 rpm. El micelio se recogía tras varios ciclos de centrifugación y lavado con agua destilada estéril, se congelaba a - 80 °C, se liofilizaba y finalmente se sometía a un proceso de abrasión mecánica con el empleo de "pipete-tip" estériles hasta quedar reducido a polvo. A continuación se resuspendían en 500 μ L de tampón de extracción (50 mM Tris HCl pH 7.2, 50 mM EDTA, 3% SDS) y se incubaba durante 1 hora a 65 °C. El producto de hidrólisis se extraía con solución de fenol:cloroformo:alcohol iso-amílico (25:24:1) y el ADN se recuperaba por precipitación añadiendo 65 μ L de NaOAc 3 M, 75 μ L de NaCl 1 M y 0,54 volúmenes de isopropanol. El pellet se lavaba con solución de etanol 70 % v/v, se secaba al vacío en un equipo (DyNa Vap), Labnet y se resuspendía en solución tampón TE (Tris HCl 10 mM de pH 8.0, EDTA 1 mM).

3.14.2. Amplificación del ADNr mediante la técnica de PCR

Para la amplificación de la región D1 y D2 del gen ribosomal 28S ADNr se empleaba el método descrito por O' Donnell (1993), usando un termociclador Perkin Elmer 2400 (Perkin Elmer Cetus). Para obtener los amplificadores se empleaban los cebadores NL 1 (5' gCA TAT CAA TAA gCg gAg gAA AA) (O' Donnell, 1993) y NL 4 (5' - ggT CCg TgT TTC AAg ACg g) (O' Donnell, 1993). El programa de amplificación consistía en una pre-desnaturalización de 5 minutos a 94 °C, 30 ciclos de 45 segundos a 94 °C, 1 minuto a 51 °C y 3 minutos a 72 °C, con una incubación final de 10 minutos a 72 °C. Los productos finales de amplificación eran purificados a través del "kit" de purificación GFXtm (Pharmacia Biotech) y guardados a -20 °C hasta su uso en la secuenciación. Los pesos moleculares de los fragmentos de ADN amplificados se calculaban por comparación con el marcador 100 pb (pares de base) (Gibco BRL).

La región ADNr-ITS (conteniendo los ITS1 e ITS2 y el gen 5.8S ARNr) se amplificaba según lo descrito por Gené *et al.* (1996); para obtener amplificadores de dichas regiones se empleaban los cebadores ITS5 (5'-ggAAgTAAAgTCgTAACAagg-3') e ITS4 (5'-TCCTCCgCTTATTgATATgC-3') (White *et al.*, 1990) y el programa de amplificación fue el mismo que se utilizó para obtener los amplificadores de la región D1 y D2 del gen ribosomal 28 S.

3.14.3. Secuenciación y alineamiento

El protocolo que se usaba para secuenciar el amplificado era el de la "Taq Dye Deoxy Terminator Cycle sequencing Kit" (Applied Biosystems, Gouda; The Netherlands). Las reacciones se realizaban utilizando los cebadores ITS5 e ITS 4 para el gen 5.8S y el NL1 y NL4 para la región D1 y D2.

Los productos de la PCR de secuenciación se precipitaban con etanol y se procedía a su análisis a través del secuenciador automático ABI prism 310 (Applied Biosystems). En este caso las diferentes bandas de fragmentos de secuencia eran leídas por un sistema láser que identifica los fluorocromos. Este sistema lee las secuencias a partir de cromatogramas generados por la fluorescencia emitida por los nucleótidos terminadores de cadena.

Las secuencias consenso se obtenían con el programa Autoassembler (Applied Biosystems) y una vez obtenidas se realizaban los alineamientos a través del programa Clustal W (IntelliGenetics, Inc., Mountain View, Ca) (Thompson *et al.*, 1994, 1999).

3.14.4. Análisis filogenético

Para el análisis filogenético se utilizaba el método basado en distancia genética (neighbor-joining) (Saitou y Nei, 1987). Se usaba el programa MEGA, el cuál contiene una serie de aplicaciones que construyen árboles filogenéticos basándose en la comparación del porcentaje de similitudes entre varias secuencias. Una vez construida la matriz de distancia el programa NEIGHBOR la interpreta y construye el árbol usando el método del vecino más próximo, que agrupa las ramas del árbol según las distancias genéticas.

Para el estudio de la región D1 y D2 del 28S ADNr se eligieron como elementos externos o "out-group" *Neurospora crassa* Shear & B. O. Dodge, *Gelasinospora bonaerensis* Stchigel & Guarro y *Sordaria fimicola* (Roberge ex Desm.) Ces. & De Not., mientras que para el análisis del fragmento ITS1-5.8S-ITS2 ADNr, se utilizó únicamente la secuencia de *N. crassa*. En ambos casos se escogieron estos hongos por tratarse de representantes del orden Sordariales, ascomicetos filogenéticamente cercanos a Chaetomiaceae.

Finalmente, una vez construido el árbol filogenético, se aplicaba una prueba de verosimilitud o análisis de "bootstrap", en la cual se valoraba la fiabilidad o confianza estadística (expresada en porcentaje) para cada rama del árbol. En este caso el análisis se hizo usando 1000 réplicas.

3.14.5. Archivo de las secuencias nucleotídicas

Las secuencias de las especies con más interés (nuevas especies) se depositaron en el laboratorio europeo de Biología Molecular (European Molecular Biology laboratory, EMBL).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Técnicas para inducir la formación de ascomas fértiles

Las tres técnicas utilizadas indujeron la formación de ascomas fértiles. La identificación de los aislamientos asporógenos, provenientes del suelo, así como la confirmación de la identidad de las cepas provenientes de colecciones de cultivo, ratificaron que estos pertenecían al género *Chaetomium*. La relación de especies identificadas aparecen reflejadas en la Tabla 9.

Los métodos de placa compuesta y cámara húmeda con sustrato vegetal, fueron los mejores para la fructificación de los aislamientos y consideramos que la presencia del sustratos celulósicos en el medio influyó positivamente en la obtención de estos resultados. Algunas cepas (*C. fusisporum* FMR 6607, *C. nigricolor* FMR 7602, *C. perlucidum* FMR 7673, FMR 7674 y *C. tetrasporum* FMR 7780) produjeron un menor número de ascomas en el método del raspado de micelio, probablemente originado por la ausencia de material celulósico y/o el desigual mecanismo de respuesta que presentan los hongos ante la luz. Este último aspecto fue estudiado por Leach (1960), Alcorn (1982) y Sivanesan (1987), quienes demostraron que la presencia o ausencia de luz condiciona la fructificación y la esporulación en los hongos. Es importante señalar que las cepas de colecciones conservadas a través del proceso de liofilización (*C. reflexum* MUCL 18700, *C. cancroideum* CBS 136.38 y *C. variostiolatum* MUCL 6616), formaron un reducido número de ascomas, lo que pudo estar motivado por la influencia negativa que ejerce el método de conservación empleado. Lo anterior había sido señalado por Gams *et al.*, 1987, quienes demostraron que en algunos géneros de hongos, el proceso de liofilización podía alterar algunas características fisiológicas, tales como el crecimiento, la patogenicidad y la virulencia.

Tabla 9. Formación de ascomas de *Chaetomium* spp. mediante diferentes técnicas de inducción de la fructificación

Especie	Cepa	Método de inducción		
		Placa compuesta	Raspado de micelio	Cámara húmeda-SV
<i>C. ampullare</i>	FMR 7662	3	3	3
<i>C. bostrychodes</i>	FMR 7562	3	3	3
<i>C. bostrychodes</i>	FMR 7563	3	3	3
<i>C. brasiliense</i>	FMR 7588	3	3	3
<i>C. cancroideum</i>	CBS 136.38	1	1	1
<i>C. flavigenum</i>	FMR 7614	3	3	3
<i>C. fuisporum</i>	FMR 6607	3	1	3
<i>C. gracile</i>	FMR 7417	3	3	3
<i>C. jabalpurensis</i>	FMR 7639	3	3	3
<i>C. murorum</i>	FMR 7495	3	3	3
<i>C. nigricolor</i>	FMR 7602	3	1	3
<i>C. perlucidum</i>	FMR 7673	3	1	3
<i>C. perlucidum</i>	FMR 7674	3	1	3
<i>C. reflexum</i>	MUCL 18700	1	1	1
<i>C. robustum</i>	FMR 7755	3	3	3
<i>C. tetrasporum</i>	FMR 7780	3	1	3
<i>C. variostiolatum</i>	MUCL 6616	1	1	1

3 = Abundante; 2 = Moderado; 1 = Escaso; 0 = Nulo

4.2. Distribución de especies aisladas

Se obtuvieron un total de 251 aislamientos, distribuidos de la siguiente manera: 244 (97,2 %) correspondieron a 53 especies conocidas de *Chaetomium* y a tres aislamientos que, debido a sus características morfológicas claramente distintivas, podrían tratarse de nuevas especies para el género (capítulo 4.4.1; Anexo 5); el resto (2.8 %), incluía todas las especies conocidas del género

Achaetomium, y un aislamiento que podría ser propuesto como una nueva especie para la Ciencia. No fueron considerados en el presente estudio aquellos aislamientos que perdieron su viabilidad. Las especies identificadas para ambos géneros, el número de cepas aisladas y el porcentaje sobre el total de aislamientos se muestran en la Tabla 10.

Tabla 10. Especies de *Chaetomium* y *Achaetomium* aisladas, número de cepas de cada especie según el tipo de sustrato, y frecuencia relativa de aislamiento

Especie	Nº cepas suelo	Nº cepas MV	Nº cepas OSC	Nº cepas SF	Nº cepas líquen	Nº total de cepas	Frecuencia relativa (%)
<i>Chaetomium bostrychodes</i> *	41	2	0	0	0	43	17.62
<i>Chaetomium globosum</i> **	14	2	4	6	0	26	10.66
<i>Chaetomium robustum</i> *	15	0	0	0	0	15	6.15
<i>Chaetomium gracile</i>	7	0	0	3	1	11	4.50
<i>Chaetomium brasiliense</i>	11	0	0	0	0	11	4.50
<i>Chaetomium spiralotrichum</i>	9	0	0	0	0	9	3.69
<i>Chaetomium murorum</i>	6	1	0	1	0	8	3.28
<i>Chaetomium homopilatum</i>	6	0	1	0	0	7	2.87
<i>Chaetomium nigricolor</i>	6	0	0	0	0	6	2.46
<i>Chaetomium atrobrunneum</i>	6	0	0	0	0	6	2.46
<i>Chaetomium megasporum</i>	4	1	0	0	0	5	2.05
<i>Chaetomium flavigenum</i>	5	0	0	0	0	5	2.05
<i>Chaetomium medusarum</i>	5	0	0	0	0	5	2.05
<i>Chaetomium elatum</i> **	4	0	0	0	0	4	1.64
<i>Chaetomium spirochaete</i> **	3	1	0	0	0	4	1.64
<i>Chaetomium indicum</i> ***	4	0	0	0	0	4	1.64
<i>Chaetomium malaysiensis</i>	4	0	0	0	0	4	1.64
<i>Chaetomium fusiforme</i>	4	0	0	0	0	4	1.64
<i>Chaetomium gelasinosporum</i>	4	0	0	0	0	4	1.64
<i>Chaetomium thermophile</i>	4	0	0	0	0	4	1.64
<i>Chaetomium tetrasporum</i>	3	0	0	0	0	3	1.23
<i>Chaetomium aureum</i>	3	0	0	0	0	3	1.23
<i>Chaetomium lucknowense</i>	3	0	0	0	0	3	1.23
<i>Chaetomium jabalpureense</i>	3	0	0	0	0	3	1.23
<i>Chaetomium piluliferum</i>	3	0	0	0	0	3	1.23
<i>Chaetomium convolutum</i> *	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium funicola</i> ***	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium erectum</i> ***	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium cancroideum</i> ***	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium longicolleum</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium subspirilliferum</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium quadrangulatum</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium cupreum</i>	2	0	0	0	0	2	0.82

Especie	Nº cepas suelo	Nº cepas MV	Nº cepas OSC	Nº cepas SF	Nº cepas líquen	Nº total de cepas	Frecuencia relativa (%)
<i>Chaetomium senegalense</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium cuniculorum</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium multispirale</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium cymbiforme</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium fusisporum</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Chaetomium seminudum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium ampullare</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium circinatum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium trigonosporum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium bariloehense</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium perlucidum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium irregulare</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium succineum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium spinosum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium subspirale</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium piluliferoides</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium crispatum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium madrasense</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium mareoticum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium deceptivum</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium macrostiolatum****</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium olivicolor****</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Chaetomium tarraconensis****</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Achaetomium globosum</i>	3	0	0	0	0	3	1.23
<i>Achaetomium luteum</i>	2	0	0	0	0	2	0.82
<i>Achaetomium strumarium</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
<i>Achaetomium geophylum****</i>	1	0	0	0	0	1	0.41
Total	228	7	5	10	1	251	100

* Grupo morfológico "Chaetomium bostrychodes".

** Grupo morfológico "Chaetomium globosum".

*** Grupo morfológico "Chaetomium indicum".

**** Propuestas como especies nuevas en la presente tesis.

MV = Material vegetal.

OSC = Otros sustratos celulósicos.

SF = Sedimentos fluviales.

En nuestros resultados se ha de destacar la presencia de especies de *Chaetomium* que se desarrollan sobre sustratos poco frecuentes (ej., sedimentos fluviales y líquenes), aunque en los últimos años se ha incrementado, el número de especies encontradas en sustratos inusuales (Valenzuela *et al.*, 2001), lo cual queda reflejado en ciertas bases de datos computarizadas consultadas (<http://erms.biol.soton.ac.uk/lists/brief/Fungi.shtml>).

El hecho de que no se aislaron un mayor número de especies del género *Chaetomium* pudo estar influenciado por los siguientes factores: 1) la existencia de especies que se encuentran con baja frecuencia en la naturaleza. Por ejemplo, es el caso de *C. causiiforme*, *C. sphaerale* y *C. variostiolatum* (von Arx *et al.*, 1986). Esta situación se refleja en los catálogos de colecciones de cultivo y en las respectivas bases de datos («ATCC, 1987, <http://www.atcc.org/>»; «MUCL, 1989»; «IMI, 1992, <http://www.cabi-bioscience.org/>»; «CBS, 2001, <http://www.cbs.knaw.nl>»; «UAMH, 1998, <http://www.devonian.ualberta.ca/uamh/>» e «IFO, 2000, <http://wwwsoc.nii.ac.jp/ifo/microorg/microorg.htm>». 2) en nuestro estudio no fueron colectadas muestras de estiércol, sustrato a partir del cual han sido aisladas numerosas especies (Bell, 1983; Barrasa, 1985; Valldosera, 1991; Richardson y Watling, 1997). 3) el hecho de haberse analizado un escaso número de muestras no geófilas, que además estuvieron limitadas a un solo país (España).

El hecho de haber sido incorporadas en nuestro análisis muestras de suelo de la India pudo haber influido positivamente en la recuperación de todas las especies del género *Achaetomium*, ya que éstas han sido reportadas en el citado país por diferentes autores (Rai *et al.*, 1964; Rai y Chowdhery, 1971, 1974 a, b, 1978; Chowdhery y Rai, 1980; Stchigel, 2000).

Al comparar el número de especies aisladas respecto al número total de especies conocidas, para los géneros *Chaetomium* y *Achaetomium*, observamos que a través de los métodos de aislamiento utilizados, fue posible recuperar casi el 50 % de las especies conocidas para *Chaetomium*, así como la totalidad de especies del género *Achaetomium* (Figura 5).

A continuación se expone un listado de las especies aisladas en el presente trabajo.

4.3. Relación de las especies aisladas. Características generales

Chaetomium ampullare Chivers - Proc. Amer. Acad. 48: 86. 1912

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7662.

Otros materiales estudiados: FMR-CS 725.

Características distintivas: La especie se distingue por presentar ascomas ampuliformes, con un evidente cuello, escasos pelos peridiales setiformes y rectos, y ascosporas marcadamente limoniformes y obladas.

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente aislada a partir de manufacturas textiles (Chivers, 1912), encontrándose además sobre el estiércol de diferentes animales (Chivers, 1915; Bell, 1983) y suelo (Stchigel, 2000).

Nota: No existen cultivos derivados del tipo.

Chaetomium atrobrunneum Ames - Mycologia 41: 641. 1949.

Chaetomium fusisporale Rai & Mukerji - Can. J. Bot. 40: 857.1962.

Chaetomium rectopilium Fergus & Amelung - Mycologia 63:1213.1971.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Cuba, India, Irak y Jordania.

Cepas aisladas: FMR 7448; FMR 7603 -7606; FMR 7794.

Otros materiales estudiados: CBS 110.63 CS; FMR 606 CS; FMR 4230 CS.

Características distintivas: Se caracteriza por presentar pelos setiformes, mayormente rectos o ligeramente flexuosos, y los aislamientos presentaron un crecimiento termotolerante.

Sustratos previamente citados: El cultivo original fue obtenido a partir de material celulósico (Ames, 1949). También ha sido encontrado sobre granos de *Oriza sativa* L. (Udagawa, 1960), como contaminante ambiental y en semillas (von Arx *et al.*, 1986), suelos (von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000), textiles (IMI, 1992), estiércol y muestras de esputo humano (CBS, 2000). Ha sido referenciada en casos fatales de micosis sistémica, y produciendo infecciones cerebrales en pacientes neutropénicos (Rinaldi *et al.*, 1991; Thomas *et al.*, 1999; Guppy *et al.*, 1998).

Nota: Estudios de susceptibilidad antifúngica frente a la anfotericina B (AMB), 5-fluorocitosina (5FC), fluconazol (FLZ), itraconazol (ITZ), ketoconazol (KTZ) y el miconazol (MCZ) fueron realizados por Guarro *et al.* (1995). Mouchacca (2000) señala que esta especie ha sido considerada erróneamente como termofílica.

Chaetomium aureum Chivers - Proc. Am. Acad. Arts Sci. 48: 87. 1912.

Chaetomium trilaterale Chivers -l.c

Chaetomium confusum van Warmelo- Mycologia 58: 846.1966.

Chaetomium humicola van Warmelo- l.c.p. 849.

Chaetomium rubrogenum van Warmelo- l.c.p. 852.

Chaetomium trilaterale var. *diporum* J. C. Cooke- Mycologia 65:1218.1973.

?*Chaetomium helicotrichum* Tiwari & Agarwal- Curr. Sci. 42: 176. 1973.

Chaetomium angusti-ellipsoideum Malhotra & Mujerji- Revue Mycol. 40: 179. 1976.

Chaetomium soergelii Sörgel ex Seth- Beih. Nova Hedwigia 37: 100. 1972.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España, India y Nigeria.

Cepas aisladas: FMR 7453; FMR 7634; 7635; FMR 7782.

Otros materiales estudiados: FMR 431 CS.

Características distintivas: *C. aureum*, junto a otro pequeño grupo de especies (*C. fusiforme*, *C. flavigenum*, *C. turgidopilosum*, *C. lentum*, *C. gracile*, *C. lucknowense* y *C. macrostiolum*), presenta pelos peridiales arqueados, que le confiere un carácter distintivo. Sus ascosporas son fusiformes o naviculares, presentando uno o dos poros germinativos, y en los cultivos examinados se observó la formación de cristales y de pigmento difusible de color verde oliva.

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente encontrada sobre diferentes sustratos, tales como papel, estiércol y otros tipos de materiales (Chivers, 1912). Ha sido citada además sobre *Capsicum annum* L. y *Cucumis sativus* L. (Skolko y Groves, 1953), *Malus sylvestris* Mill. (Adams y Tamburo, 1957), *Avena sativa* L. (Connors, 1967), *Arachis hypogaea* L. y *Durio zibethinus* L. (Cooke, 1970), *Solanum tuberosum* L. (Liu, 1977), *Glycine max* (L.) Merr. (Miller y Roy, 1982), *Fragaria* sp. (Ginns, 1986), *Citrus* sp. (García *et al.*, 1999), *Saccharum officinarum* L. (Minter *et al.*, 2001); suelos (von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000), suelos y semillas (Watanabe, 2002), y nemátodos (Mc Lean *et al.*; 2001) .

Chaetomium barilochense Calviello - Rev. Mus. argent. Cien. nat. B. Aires, Bot. 3: 345. 1971.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7665.

Otros materiales estudiados: FMR 652 CS.

Características distintivas: La especie presenta un peridio poco pigmentado, con *textura angularis*, lo cual es inusual entre las especies del género. El cultivo examinado produjo un pigmento de color amarillo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de estiércol de *Dolichotis patagonum* (Calviello, 1971), y hasta el presente solo se conoce su existencia sobre este tipo de sustrato.

Nota: La especie se encuentra en las colecciones de cultivo representada por un único aislamiento, que pertenece al tipo.

Chaetomium bostrychodes Zopf - Abh. bot. Ver. Prov. Brandenburg 19:173.1877.

Chaetomium caninum Ellis & Everh. – J. Mycol. 4: 79. 1888.

Chaetomium comosum Bainier- Bull. Soc. mycol. Fr. 25: 211. 1910

Chaetomium formosum Bainier – Bull. Soc. mycol. Fr. 25: 215. 1910

Chaetomium caprinum Bainier – Bull. Soc. mycol. Fr. 25: 223. 1910.

Chaetomium pachypodioides Ames – Mycologia 37: 145. 1945.

Chaetomium guizotiae Tilak & Reddy – Mycopath. mycol. appl. 24: 328. 1964.

Chaetomium leproplocinum Wener & Cain – Can. J. Bot. 48: 327. 1970.

Sustrato: Suelo y material vegetal.

Procedencia: España, Argentina, Australia, Cuba, India, Irak, Jordania, y Nicaragua.

Cepas aisladas: FMR 7196; FMR 7197; FMR 7558-7567; FMR 7722-7750 y FMR 7765.

Otros materiales estudiados: CBS 605. 76 CS; FMR 178 CS; FMR 2343 CS; FMR 2501 CS; FMR 3692 CS; FMR 5548 CS.

Características distintivas: Es la especie representativa y aislada con más frecuencia en el grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*” (apartado 4.4.2). Sus ascosporas son limoniformes y de pequeño tamaño (< 10 µm de longitud), y sus ascomas presentan una zona oscurecida rodeando al ostiolo. Sus cabezuelas (conjunto de ascosporas y pelos peridiales) se desprenden con relativa facilidad cuando los ascomas han madurado. A diferencia de la mayoría de las especies del género, las ascosporas de *C. bostrychodes* no presentan tonalidades pardas, sino que son de color gris oliváceo pálido.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de estiércol de diferentes animales y restos vegetales (Zopf, 1877). La especie también fue citada sobre *Capsicum annuum* L., *Lycopersicon esculentum* Miller,

Zea mays L., *Guizotia abyssinica* Cass. y *Philodendron* sp. (Skolko y Groves, 1953; Lichtwardt *et al.*, 1958; Rao, 1966; Mendes *et al.*, 1998; García *et al.*, 1999), aislada a partir de muestras de suelo (Domsch *et al.*, 1980; von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000), sustratos queratínofilos (Arx *et al.*, 1986), estiércol de diferentes animales (Valldosera, 1991; Ebersohn y Eicker, 1997), y esputo humano (CBS, 2000).

Nota: Probablemente el material tipo no exista, a pesar de que el taxón se encuentra ampliamente representado en las colecciones de cultivo.

Chaetomium brasiliense Batista & Pontual - Bol. Agr. Com. Pernambuco 15:70. 1948

Chaetomium hamatum Batista & Pontual – l.c

Chaetomium repandum Batista & Pontual – l.c

Chaetomium velutinum Ames – Mycologia 41: 637. 1949.

Chaetomium albo-arenulum Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 16. 1963.

Chaetomium congoense Ames – l.c.p. 18.

Chaetomium leucophora Ames – l. c.p. 28.

Chaetomium perpulchrum Ames – l.c.p. 33.

Sustrato: Suelo

Procedencia: India, Nicaragua, Nigeria y Portugal

Cepas aisladas: FMR 7584 -7588; FMR 7772 -7778.

Otros materiales estudiados: CBS 578.71 CS; FMR 825 CS.

Características distintivas: Es una de las escasas especies que presentan ascos cilíndricos, y además se distingue por presentar ascosporas ovoides, lateralmente aplanadas.

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente aislada a partir de estiércol y muestras de algodón (Batista y Pontual, 1948). También se ha encontrado sobre *Zea mays* L. (Hanlin *et al.*, 1978), fibras de yute y muestras de estiércol (von Arx *et al.*, 1986), suelos (Domsch *et al.*, 1980; Stchigel, 2000), *Lens culinae* Medic. (Khare, 1991), textiles, aguas y sedimentos fluviales (IMI, 1992), suelos y semillas (Watanabe, 2002), madera (CBS, 2000), y *Capsicum annum* L. (García *et al.*, 1999).

Nota: Según Taylor *et al.* (2001) la especie es considerada un patógeno oportunista para el hombre.

Chaetomium cancroideum Tschudy - Tschudy - Am. J. Bot. 24: 478. 1937.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Australia.

Cepas aisladas: FMR 7547; FMR 7548.

Otros materiales estudiados: CBS-C, CBS-CS 136.38 (cepa tipo).

Características distintivas: Morfológicamente relacionada con *C. indicum* y similares, perteneciendo al referido grupo morfológico (apartado 4.4.4); sus pelos peridiales al ramificarse adoptan la forma de pinzas de cangrejo. Los cultivos examinados produjeron un pigmento de color amarillo.

Sustratos previamente citados: La especie ha sido encontrada desarrollándose sobre papel (Seth, 1970 b).

Nota: La especie se encuentra escasamente representada en las colecciones de cultivo, y los pocos cultivos que existen son derivados del tipo.

Chaetomium circinatum Chivers - Mem. Torrey bot. Club 14: 168. 1915.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7663.

Otros materiales estudiados: CBS 168.84 CS; FMR 733 CS.

Características distintivas: Al igual que *C. murorum*, la especie se distingue fácilmente bajo la luz reflejada debido a sus pequeños ascomas, los que se encuentran cubiertos por pelos peridiales largos, flexuosos u ondulados, frecuentemente recurvados o circinados en el ápice, y sus ascosporas presentan una banda longitudinal pálida.

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente encontrada sobre fibras de yute (Chivers, 1915); también ha sido aislada a partir de *Solanum tuberosum* L. (IMI, 1992) y estiércol de roedores (CBS, 2000).

Chaetomium convolutum Chivers - Proc. Amer. Acad. Sci. 48: 85. 1912.

Chaetomium hydrabadense Salam & Nusrath – J. Indian bot. Soc. 38: 543. 1960.

Chaetomium biapiculatum Lodha – J. Indian bot. Soc. 43: 124. 1964.

Chaetomium concinnum Sörgel ex Seth – Beih. Nova Hedwigia 37: 52. 1972.

Chaetomium montblanchense Guarro *et al.*, – Nova Hedwigia 32: 207. 1980.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España y Nicaragua.

Cepas aisladas: FMR 7198, 7199.

Otros materiales estudiados: CBS 309.83 CS; CBS 314.83 CS; FMR 635 CS; FMR 2677 CS; FMR 2691 CS; FMR 2697 CS; FMR 2750 CS.

Características distintivas: La especie presenta ascomas con células oscuras alrededor del ostiolo, pelos peridiales espiralados y ascosporas limoniformes. Pertenece al grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*” (apartado 4.4.2).

Sustratos previamente citados: La especie originalmente fue aislada a partir de estiércol (Chivers, 1912), y desarrollándose sobre este mismo sustrato fue encontrada por Valldosera (1991) y Ebersohn y Eicker (1997), mientras que Shaw (1973) lo aisló a partir de *Tragopogon dubius* Scop.

***Chaetomium crispatum* Fuckel - Symb. Mycol. p. 90. 1870.**

Sphaeria crispata Fuckel – Fungi Rhenani no. 2022. 1867.

Chaetomium crispatum Fuckel – Symb. Mycol. p. 90. 1870.

Chaetomium streptothrix Quélet – Mem. Soc. Emul. Montbeliard p. 103. 1876.

Chaetomium contortum Peck – Rep. New York St. Mus. Nat. Hist. 49: 24. 1896.

Chaetomium simile Masee & Salmon – Ann. Bot. 16: 71. 1902.

Chaetomium tortile Bainier – Bull. Soc. mycol. Fr. 25: 214. 1910.

Chaetomium glabrum Bainier – l. c.

Chaetomium tortuosum Garbowski – Prace Wydz. Chor. Rosl. Pantsw. Nauk. Gosp. Wiejsk. Bysgoszczy 15:14. 1936.

Chaetomium crispatoideum Sergejeva – Not. Syst. Sect. Crypt. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 11: 104. 1956.

Chaetomium anahelicinum Udagawa & Cain – Can. J. Bot. 47: 1941. 1969.

Chaetomium terreum Kirilenko – Mikrobiol. Zh. 33: 153. 1971.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Nepal.

Cepas aisladas: FMR 7456.

Otros materiales estudiados: IMI 75 853 CS.

Características distintivas: *C. crispatum* pertenece a un pequeño grupo de especies que presentan ascos cilíndricos, y sus ascosporas son ampliamente ovoides y bilateralmente aplanadas.

Sustratos previamente citados: La especie ha sido encontrada sobre estiércol de diferentes animales y hojas caídas (Chivers, 1915), muestras de suelos (Domsch *et al.*, 1980; von Arx *et al.*, 1986) y semillas (Ziezold *et al.*, 1998).

***Chaetomium cuniculorum* Fuckel - Symb. Mycol. p. 89. 1869.**

Chaetomium cristatum Ames – Mycologia 41: 639. 1949.

Chaetomium teratoideum Ames – Monogr. Chaetomiaceae p. 39. 1963.
Chaetomium adinocladum Udagawa & Cain – Can. J. Bot. 47: 1939. 1969.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India e Italia.

Cepas aisladas: FMR 7653; 7654.

Otros materiales estudiados: FMR 680 CS; FMR 2351 CS; FMR 2386 CS; FMR 2388 CS; FMR 2412 CS; FMR 2500 CS.

Características distintivas: La especie es fácilmente diferenciable bajo la luz reflejada, ya que sus pelos peridiales rectos, de color gris pálido, se sitúan alrededor del ostiolo, dejando claramente visible la cavidad ostiolar, y los mismos se encuentran apicalmente recurvados y ramificados, formando un red de filamentos irregulares. Sus ascosporas presentan una banda longitudinal pálida.

Sustratos previamente citados: La especie fue encontrada originalmente sobre estiércol de conejo (Fuckel, 1870). También ha sido citada sobre *Elaeis guineensis* Jacq. (Williams y Liu, 1976), estiércol de diferentes animales (von Arx *et al.*, 1986; Valldosera, 1991), y sobre restos vegetales y papel (CBS, 2000).

Nota: Esta especie fue considerada termotolerante por Millner (1977).

Chaetomium cupreum Ames - Mycologia 41: 642. 1949.

Chaetomium rufum Ramakrishnan – Proc. Ind. Acad. Sci., B, 38: 118. 1953.
Chaetomium trilaterale var. *cupreum* (Ames) J. C. Cooke – Mycologia 65: 1218. 1973.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India y Portugal.

Cepas aisladas: FMR 7650; FMR 7651.

Otros materiales estudiados: FMR 3821 CS.

Características distintivas: Las colonias de color rojo-anaranjadas en los diferentes medios bajo la luz reflejada, la producción de ascomas con pelos peridiales arqueados, y las ascosporas reniformes o lunadas, son características que permiten distinguir a *C. cupreum* del resto de las especies del género.

Sustratos previamente citados: El cultivo original fue aislado a partir de restos vegetales (Ames, 1949); la especie también ha sido encontrada sobre *Glycine*

max (L.) Merr. (Yeh y Sinclair, 1980), suelos (Domsch *et al.*, 1980; von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000), estiércol (von Arx *et al.*, 1986), así como sobre *Astronium urundeuva* Engl. (Mendes *et al.*, 1998).

Nota: La especie ha sido utilizada en el control biológico de la antracnosis en mango (Noiaium y Soyotong, 2000).

Chaetomium cymbiforme Lodha - J. Indian bot. Soc. 43: 127. 1964.

Chaetomium longipilium Malhotra & Mukerji – Revue Mycol. 40: 180. 1976.

Chaetomium serpentinum Ames ex Carter – Can. J. Bot. 61: 2605. 1983.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India y Nigeria.

Cepas aisladas: FMR 7657; 7658.

Otros materiales estudiados: CBS 176.84 CS.

Características distintivas: Se caracteriza por presentar pelos peridiales rectos o ligeramente flexuosos, y ascosporas con una zona oscura rodeando el poro germinativo.

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente citada creciendo sobre estiércol (Lodha, 1964); referencias adicionales se deben a Seth (1970 b) y von Arx *et al.*, (1986); también se ha encontrado en suelos (von Arx *et al.*, 1986), y se cita como un microorganismo biodegradador de material celulósico (<http://www.cabi-bioscience.org/Html/BiodeteriogenStrains.htm>).

Nota: La especie es termotolerante, y algunos aislamientos han sido obtenidos a partir de muestras de cutáneas en humanos (von Arx *et al.*, 1986).

Chaetomium deceptivum Malloch & Benny - Mycologia 65: 648. 1973.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepa aisladas: FMR 7721.

Otros materiales estudiados: CBS 346.73 CS; FMR 442 CS.

Características distintivas: La especie se caracteriza por presentar ascomas esféricos u ovoides, con pelos peridiales cortos y escasos, y las perifisis son fácilmente observables. Sus ascosporas son elipsoidales y presentan un tamaño relativamente grande para el género (18-23 x 9-12 µm).

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de estiércol (Malloch y Benny, 1973).

Nota: La especie está escasamente representada en las colecciones de cultivo, y el único aislamiento depositado es el derivado del tipo.

Chaetomium elatum Kunze - Mykol. Heft 1: 16. 1817.

Chaetomium atrum Link – Spec. Plant. 5, 1: 40. 1824.

Chaetomium pannosum Wallr. – Flora Crypt. Germ. 2: 267. 1833.

Chaetomium lageniforme Corda – Icon. Fung. 1: 26. 1837.

Chaetomium graminis Rabenh. – Bot. Ztg. 34: 569. 1851.

Chaetomium sphaerospermum Cooke & Ellis – Grevillea 8: 16. 1879.

Chaetomium velutinum Ellis & Everh. – J. Mycol. 1: 90. 1885

Chaetomium glabrescens Ellis & Everh. – Proc. Acad. Nat. Sci. Phil. P. 130. 1893.

Chaetomium tenuissimum Sergejeva – Not. Syst. sect. Crypt. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 13: 169. 1960.

Chaetomium virgecephalum Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 43. 1963.

Chaetomium hungaricum Novák- Annls Univ. Sci. Budap., Biol., 8: 218. 1966.

Chaetomium ramipilosum Schaumann – Arch. Mikrobiol. 91: 98. 1973.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España y la India.

Cepas aisladas: FMR 7224-7226; FMR 7233.

Otros materiales estudiados: FMR 237 CS; FMR 2738 CS.

Características distintivas: La especie se caracteriza por presentar pelos rectos, oscuros y verrucosos, con ramificaciones dicotómicas conspicuas en el ápice. Durante la fase de maduración del ascoma, los pelos laterales desarrollan unas vesículas hialinas, de aproximadamente 6 µm diam. que tienden a desaparecer cuando el hongo ha completado su maduración. Los aislamientos de esta especie produjeron abundantes fialoconidios del tipo *Acremonium* Link, y sus células conidiógenas se desarrollan mayoritariamente a partir de los pelos peridiales. Pertenece al grupo morfológico de “*Chaetomium globosum*” (apartado 4.4.3), pero también debido a sus ramificaciones comparte características morfológicas con las especies del grupo “*Chaetomium indicum*”. Algunos cultivos examinados produjeron pigmento de color oliváceo.

Sustratos previamente citados: La especie originalmente fue encontrada desarrollándose sobre distintos sustratos tales como hojas, semillas, madera y excrementos (Kunze y Schmidt, 1817); también fue citada sobre algodón y papel (Seth, 1970 b), diferentes especies de plantas tales como *Salix* sp. (Cash, 1952), *Saccharum officinarum* L. (Ahmad, 1969), *Pseudotsuga menziesii*

Mirb. (Rossman y Lu, 1980), *Zea mays* L. (Minter *et al.*, 2001), suelos (Domsch *et al.*, 1980; Stchigel, 2000), y estiércol de diferentes animales (Seth, 1970 b; Valldosera, 1991).

Nota: Ha sido estudiado su efecto antagonista frente al hongo fitopatógeno *Rhizoctonia solani* J.G. Kühn (Campos y Roselló, 1998).

Chaetomium erectum Skolko & Groves - Can. J. Res., C, 26: 277. 1948.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España y Australia.

Cepas aisladas: FMR 7645; FMR 7646.

Otros materiales estudiados: CBS 140.56 CS-C (material tipo); MUCL C 19263; FMR 311 CS; ATCC 11204 CS; FMR 681 CS.

Características distintivas: Pertenece al grupo morfológico “Chaetomium indicum” (apartado 4.4.4), y presenta pelos peridiales setiformes, rectos y oscuros, ramificados dicotómicamente en el ápice. Los cultivos examinados produjeron un pigmento de color amarillo.

Sustratos previamente citados: La especie originalmente fue aislada a partir de semillas de *Petroselinum hortense* Hoffm. (Skolko y Groves, 1948); otros sustratos sobre los cuales se ha encontrado son: *Pinus monticola* Dougl. (Shaw, 1973), *Musa* sp. (Shaw, 1984), suelos y semillas (Watanabe, 2002), así como a partir del aire (CBS, 2000).

Chaetomium flavigenum van Warmelo - Mycologia 58: 847. 1966.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Argentina, Brasil, Nigeria y Chile (Isla de Pascua).

Cepas aisladas: FMR 7611 - 7614; FMR 7796.

Otros materiales estudiados: IMI 128 310 CS; CBS 337.67 CS; FMR 736 CS.

Características distintivas: Se caracteriza por presentar ascosporas fusiformes o naviculares con dos poros germinativos, y pelos peridiales arqueados. En algunos de los cultivos fue observada la producción de pigmento anaranjado difusible.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de suelos de pastoreo (van Warmelo, 1966), siendo posteriormente aislada por Stchigel (2000) del mismo sustrato.

Nota: Al parecer ha sido una especie poco aislada, ya que se encuentra escasamente representada en las colecciones de cultivos.

Chaetomium funicola Cooke - Grevillea 1: 176. 1873

Chaetomium setosum Ellis & Everh. – Am. Nat. 31: 340. 1897.

Chaetomium dolichotrichum Ames – Mycologia 37: 145. 1945.

Chaetomium africanum Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 10. 1963.

Chaetomium minutispora Aruna & Gopalkr. – Kavaka 7: 21. 1979.

Chaetomium longipilium Chowdhery & Rai – Nova Hedwigia 32: 218. 1980.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Brasil y España.

Cepas aisladas: FMR 7315; FMR 7556.

Otros materiales estudiados: FMR 450 CS; MUCL 6616 (tipo de *C. dolichotrichum*).

Características distintivas: La especie pertenece al grupo morfológico “*Chaetomium indicum*” (apartado 4.4.4), y a diferencia de las restantes especies del grupo, uno de los pelos es setiforme y no ramificado. Los cultivos examinados produjeron pigmento de color amarillo

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente encontrada desarrollándose sobre cuerdas de material celulósico (Cooke, 1873). También se ha encontrado sobre paja y papel (Chivers, 1915), en *Malus sylvestris* Mill (Adams y Tamburo, 1957), *Zea mays* L. (Lichtwardt *et al.*, 1958), lesiones subcutáneas (Koch y Haneke, 1965), y *Arachis hypogaea* L. (Cooke, 1969); también a partir de semillas, fibras de yute, madera, papel y restos vegetales (Ames, 1963), semillas, hojas, papel, estiércol y suelos (Seth, 1970 b), *Spartina alterniflora* Loisel. (Gessner y Goos, 1973), *Pinus caribaea* Morelet (Liu, 1977), *Alnus rubra* Bong. y *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco (Rossman y Lu, 1980), *Nicotiana tabacum* L. (Shaw, 1984), *Philodendron* sp. y *Citrus* sp. (García *et al.*, 1999), así como de semillas (Watanabe, 2002), y muestras de suelo (Stchigel, 2000).

Nota: Guarro *et al.* (1995) realizaron estudios de susceptibilidad antifúngica frente a AMB, 5FC, FLZ, ITZ, KTZ y MCZ. Según Taylor *et al.* (2001), la especie es considerada un patógeno oportunista para el hombre.

Chaetomium fusiforme Chivers - Proc. Am. Acad. Arts Sci. 48: 87. 1912.

Chaetomium minimum van Beyma – Antonie van Leeuwenhoek 10: 41. 1945.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España, Nigeria y Chile (Isla de Pascua).

Cepas aisladas: FMR 7625-7627; FMR 7798.

Otros materiales estudiado: FMR 670 CS; FMR 671 CS; FMR 673 CS.

Características distintivas: *C. fusiforme* se distingue de otras especies por presentar ascosporas fusiformes con dos poros germinativos, y pelos peridiales arqueados similares a los de *C. flavigenum*. Algunos cultivos examinados produjeron pigmento de color amarillo.

Sustratos previamente citados: La especie fue inicialmente encontrada sobre papel (Chivers, 1912); posteriormente se ha encontrado en estiércol (Ames, 1963; Seth, 1970 b; Arx *et al.*, 1986), restos vegetales (Ames, 1963), suelos (Seth, 1970 a; von Arx *et al.*, 1986; Watanabe, 2002), papel (Seth, 1970 b), así como sobre semillas (Watanabe, 2002).

Nota: Ha sido utilizada como control biológico de malezas (Charudattan, 1996; Chase *et al.*, 1996).

Chaetomium fusisporum G. Smith - Trans. Br. mycol. Soc. 44: 46. 1961.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India y Nicaragua.

Cepas aisladas: FMR 2508, FMR 7659; 7660.

Otros materiales estudiado: CBS 166.61 CS; ATCC 42426 CS; FMR 270 CS; CBS 599.84 CS.

Características distintivas: Pertenece a un pequeño grupo de especies que presentan ascosporas con un poro germinativo lateral. Los cultivos examinados produjeron exudados amarillo-anaranjados.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de suelo (Smith, 1961); autores como Seth (1970 b), von Arx *et al.* (1986) y

Stchigel (2000) lo citaron en el mismo sustrato, mientras que Barrasa (1985), von Arx *et al.* (1986) y Valldosera (1991) lo aislaron a partir de estiércol.

Chaetomium gelasinosporum Aue & Müller - Ber. Schweiz. bot. Ges. 77: 193. 1967.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India e Irak.

Cepas aisladas: FMR 7628-7630; FMR 7799.

Otros materiales estudiado: CBS 673.80 CS.

Características distintivas: Pertenece al grupo de especies que presentan ascosporas con poro germinativo lateral u oblicuo, y pelos peridiales marcadamente espiralados.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de suelo (Aue y Müller, 1967). Seth (1970 b), von Arx *et al.* (1986) y Stchigel (2000) también lo encontraron sobre el mismo sustrato.

Nota: La especie, por lo general, no se desarrolla en otros sustratos distintos al suelo, y se encuentra escasamente representada en las colecciones de cultivo. Según Millner (1977), se considera una especie termotolerante.

Chaetomium globosum Kunze - Mykol. Hefte 1:16. 1817.

Chaetomium chartarum Ehrenb. – Sylv. Mycol. Berol. 15: 27. 1818

Chaetomium fieberi Corda – Icones Fung. 1: 24. 1837.

Chaetomium lanosum Peck – Rep. N. Y. state Mus. Nat. Hist. 28: 64. 1876.

Chaetomium orientale Cooke – Grevillea 5: 103. 1877.

Chaetomium olivaceum Cooke & Ellis – Grevillea 6: 96. 1878.

Chaetomium kunzeanum Zopf – Nova Acta Acad. Leop. – Carol. 42: 278. 1881.

Chaetomium cymatotrichum Cooke – Grevillea 12: 21. 1883.

Chaetomium varium Dclacr. – Bull. Soc. Mycol. Fr. 13: 114. 1897.

Chaetomium elasticae Koorders – Verh. K. Akad. Wet. Amsterd. 134: 185. 1907.

Chaetomium cochliodes Palliser – North Amer. Flora 3: 61. 1910.

Chaetomium flexuosum Palliser – l.c.

Chaetomium setosum Bainier – Bull. Soc. Mycol. Fr. 25: 209. 1910.

Chaetomium angustum Chivers – Mem. Torrey bot. Club 14: 206. 1915.

Chaetomium subterraneum Swift & Povah – Mycologia 21: 210. 1929.

Chaetomium kauffmanianum Povah – Pap. Mich. Acad. Sci. 13: 173. 1931.

Chaetomium ochraceum Tschudy – Am. J. Bot. 24: 475. 1937.

Chaetomium deustum Batista & Pontual – Bol. Agr. Pernambuco 15: 72. 1948.

Chaetomium fibripilium Ames – Mycologia 42: 642. 1950.

Chaetomium mollipilium Ames – l.c

Chaetomium lusitanicum Gomes – Dir. Ger. Serv. Flor. Portugal 18: 3. 1953.

Chaetomium angustispirale Sergejeva – Not. Syst. Sect. Crypt. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 11: 115. 1956.

Chaetomium subglobosum Sergejeva – l.c. 13: 172. 1960.

Chaetomium rectum Sergejeva – l. c. 14: 143. 1961.

Chaetomium coarctatum Sergejeva – I.c. 14: 146. 1961
Chaetomium spiculipilium Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 37. 1963.
Chaetomium aurangabadense Tilak & Reddy – Mycopath. mycol. Appl. 24: 329. 1964.
Chaetomium coprophilum Narendra & Rao – Nova Hedwigia 27: 632. 1974.
Chaetomium cinnamomeum Subrahm. & Gopalkr. – Kavaka 7: 22. 1980.

Sustrato: Suelo; material vegetal, sedimentos fluviales y cartón.

Procedencia: España, Argentina, Australia, Cuba, India, Irak, Nicaragua, Italia y Portugal.

Cepas aisladas: FMR 7211-7223; FMR 7391- FMR 7392; FMR 7451; FMR 7568-7573; FMR 7751-7754.

Otros materiales estudiados: FMR 143 CS; FMR 153 CS; FMR 155 CS; FMR 178 CS; FMR 542 CS; FMR 585 CS; FMR 2413 CS; FMR 2418 CS; FMR 2430 CS; FMR 2435 CS; FMR 2453 CS; FMR 2534 CS; FMR 4227 CS; FMR 4228 CS; FMR 4229 CS; FMR 4341 CS; FMR 4366 CS; FMR 4367 CS; FMR 4370 CS; FMR 4373 CS; FMR 4374 CS; FMR 5504 CS.

Características distintivas: La especie presenta ascosporas limoniformes y sus pelos peridiales pueden ser ondulados (lo más frecuente), espiralados o casi rectos. Los diferentes cultivos examinados produjeron pigmentos de color pardo, oliváceo y rojo. Es la especie tipo del género y la más representativa del grupo morfológico “*Chaetomium globosum*” (apartado 4.4.3.).

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente encontrada sobre hojas y tallos en descomposición (Kunze y Schmidt, 1817), además ha sido aislada sobre diversas plantas: *Beta vulgaris* L., *Cucumis melo* L., *Cucurbita maxima* Dúchense (Skolko y Groves, 1953), *Malus sylvestris* Mill. (Adams y Tamburo, 1957), *Cucumis sativus* L. (Raymond *et al.*, 1959), *Abies balsamea* (L.) Mill, *Agrostis gigantea* Roth, *Avena sativa* L, *Carthamus tinctorius* L. (Conners, 1967), *Oriza sativa* L (Ames, 1963), *Arachis hypogaea* L. (Garren y Porter, 1970), *Cocos nucifera* L. (Turner, 1971), *Nothofagus truncata* (Ruscoe, 1971), *Saccharum officinarum* L. (Norse, 1974), *Metrosideros collina* A. Gray (Baker *et al.*, 1979), *Zea mays* L. (Gulya *et al.*, 1979), *Glycine max* (L.) Merr. (Miller y Roy, 1982), *Fragaria* sp. (Ginns, 1986), *Helianthus annuus* L. (Roberts *et al.*, 1986), *Lolium multiflorum* Lam., *Lupinus termis* Forsk., *Pinus caribaea* Morelet (Abdel-Hafez, 1984), *Lens culinae* Medic. (Khare, 1991), *Lycopersicon esculentum* Miller, *Ricinus communis* L. (Mendes *et al.*, 1998), *Oryza* sp. (Johnston, 1960), *Phaseolus vulgaris* L., *Picea abies* (L.) Karst. (Skolko y

Groves, 1953), *Pisus sativum* (Marcinkowska, 1997), *Triticum vulgare* Willd. (Mendes *et al.*, 1998), y *Saccharum officinarum* L. (Minter *et al.*, 2001). Otros sustratos a partir de los cuales ha sido aislado son estiércol de diferentes animales (Ames, 1963; Bell, 1983; Valldosera, 1991), plásticos, lubricantes y fluidos utilizados en empresas siderúrgicas (<http://www.cabi-bioscience.org/Html/BiodeteriogenStrains.htm>), libros en proceso de deterioro, turba, y diferentes tipos de maderas (CBS, 2000), óleos (García *et al.*, 1999), suelo (Stchigel, 2000) y sedimentos de lagos (Valenzuela *et al.*, 2001). Se ha reportado como agente etiológico de onicomiosis (Rippon, 1988; Naidu *et al.*, 1991; Stiller *et al.*, 1992; Hattori *et al.*, 2000), lesiones cutáneas (Costa *et al.*, 1988; Wang *et al.*, 1998), y peritonitis (Barthez *et al.*, 1984), así como contaminante de fluidos para diálisis (Febré *et al.*, 1999), fluido pleural en pacientes con leucemia (Hoppin *et al.*, 1983) y en un caso de sinusitis (Guarro, comunicación personal).

Nota: Diferentes aspectos relacionados con la producción de celulasas fueron estudiados por Umikalsom *et al.*, (1997). La presencia de metabolitos volátiles fue estudiada por Korpi *et al.* (1999). Su actividad micotoxigénica está relacionada con la formación de las chaetoglobosinas A, B, C, D, E, F, G, J, K (Cole y Cox, 1981; Nielsen *et al.*, 1999). Estudios de susceptibilidad antifúngica frente a la AMB, 5FC, FLZ, ITZ, KTZ y MCZ fueron realizados por Guarro *et al.* (1995). También ha sido reportada como agente oportunista en humanos (Taylor *et al.*, 2001). Debido a su efecto antagonista sobre el crecimiento de otros hongos fitopatógenos, ha sido utilizado como fungicida biológico en el control de enfermedades de plantas (David *et al.*, 1992; Di Pietro *et al.*, 1992; Campos y Rosello, 1998; Mc Lean y Stewart, 2000; Noiaium y Soyong, 2000; Mónaco *et al.*, 2001). Ha sido citado como productor de isatina (1H-indol-2,3-diona), la que es empleada en la industria farmacéutica (da Silva *et al.*, 2001). También ha sido empleada en el proceso biológico de solubilización de hulla (Reiss, 1992), y debido a su actividad lignocelulolítica es utilizada en el control de la calidad de diferentes tipos de madera (Troya *et al.*, 2000).

Chaetomium gracile Udagawa - J. gen. appl. Microbiol. 6: 235. 1960.

Chaetomium arcuatum Rai & Tewari – Can. J. Bot. 40: 1379. 1962.

Chaetomium terrestre Dwivedi – Indian Phytopath. 15: 219. 1963.

Chaetomium erraticum Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 23. 1963.
Chaetomium orientum Saha – Sci. & Cult. 30: 351. 1964.
Chaetomium biostiolatum Roy & Bharadwaj – Sci. & Cult. 36: 557. 1970.
Chaetomium anaticum Karaca & Turhan – J. Turkish Phytopath. 2: 97. 1973.
Chaetomium thielavioideum Chen – Acta microbiol. Sinica 13: 125. 1973.

Sustrato: Líquenes, suelo y sedimentos fluviales.

Procedencia: España, India, Nicaragua e Isla de Pascua (Chile).

Cepas aisladas: FMR 7417; FMR 7447; FMR 7580 -7583; FMR 7766 -7771.

Otros materiales estudiados: CBS 146.60 CS (cepa tipo).

Características distintivas: La especie presenta un crecimiento termotolerante. Sus cultivos produjeron pigmento de color verde o verde-amarillento desde las primeras fases de su desarrollo, y sus pelos peridiales son mayoritariamente arqueados y de color amarillo-oliváceo bajo la luz reflejada, y sus ascosporas presentan ocasionalmente dos poros germinativos.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de suelo (Udagawa, 1960). La especie también ha sido reportada sobre restos vegetales (Ames, 1963), *Pinus caribaea* Morelet (Liu, 1977), suelo (von Arx *et al.*, 1986; Domsch *et al.*, 1980; Stchigel, 2000), estiércol de mamíferos, aire y uñas humanas (CBS, 2000).

Nota: Ha sido considerada erróneamente como una especie termofílica (Mouchacca, 2000). Debido a su actividad lignocelulolítica es utilizada en el control de la calidad de diferentes tipos de madera (Troya *et al.*, 2000), y su actividad dextranasa ha sido empleada en la industria del azúcar (Edye *et al.*, 1997).

Chaetomium homopilatum Omvik - Mycologia 47: 749. 1953.

Chaetomium brevopilium Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 15. 1963.
Chaetomium distortum Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 21. 1963.
Chaetomium iricolor Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 28. 1963.
Chaetomium pinnatum Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 33. 1963.
Chaetomium reticulopilium Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 35. 1963.
Chaetomium biapiculatum Lodha – J. Indian bot. Soc. 43: 124. 1964.
Chaetomium amesii Segejeva – Nov. Syst. Plant. non vascul. P. 112. 1965.
Chaetomium subtorulosum Segejeva – Nov. Syst. Plant. non vascul. p. 108. 1965.
Chaetomium wallefii Meyer & Lanneau – Bull. Soc. mycol. Fr. 83: 320. 1967.
Chaetomium silvaticum Kirilenko – Mikrobiol. Zh. 33: 155. 1971.
Chaetomium udagawae Segejeva ex Udagawa – Trans. mycol. Soc. Japan 20: 475. 1979.

Sustrato: Suelo y cartón.

Procedencia: España, Argentina y Brasil.

Cepas aisladas: FMR 7596-7599; 7789 -7792.

Otros materiales estudiados: CBS 157.55 CS (cepa tipo); FMR 678 CS.

Características distintivas: La especie produce ascomas piriformes o ampuliformes, con un cuello bien desarrollado, con hifas modificadas en la base (rizoides) que sirven para fijar los ascomas firmemente al sustrato; sus ascosporas son limoniformes y obladas, y presentan un anamorfo morfológicamente relacionado con *Botryotrichum* Sacc. & Marchal.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de suelo (Omvik, 1953). También ha sido reportada sobre hojas, madera y estiércol (Ames, 1963; von Arx *et al.*, 1986), estiércol (Ebersohn y Eicker, 1997) y suelos (von Arx *et al.*, 1986).

Nota: Relacionada morfológicamente con las especies que estuvieron incluidas en *Farrowia* (Untereiner *et al.*, 2001).

Chaetomium indicum Corda - Icon. Fung. 4:38. 1840.

Chaetomium melioloides Cooke & Peck – Rep. N. York st. Mus. Nat. Hist. 27: 106. 1875.

Chaetomium setosum Winter – Nova Hedwigia 26: 16. 1887.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Argentina, Cuba, India, y Nepal.

Cepas aisladas: FMR 7314; FMR 7550; FMR 7555; FMR 7620.

Otros materiales estudiados: FMR 787 CS.

Características distintivas: Es la especie representativa del grupo morfológico “*Chaetomium indicum*” (apartado 4.4.4), y al igual que el resto presenta pelos peridiales rectos y marcadamente ramificados. A diferencia de las restantes especies del grupo, sus ascosporas son de subesféricas a ovoides, y presentan extremos generalmente redondeados y ocasionalmente subapiculados. Los cultivos examinados produjeron pigmento de color amarillo, y fue observada la formación de cristales sobre los pelos peridiales.

Sustratos previamente citados: La especie originalmente fue citada sobre papel (Corda, 1840). También aparece referenciada sobre restos vegetales y estiércol de diferentes especies animales (Ames, 1963), paja, papel y estiércol (Seth, 1970 b), *Zea mays* L. (Lichtwardt, 1958), *Pinus caribaea* Morelet (Liu, 1977), *Brassica napus* L. (Ginns, 1986), *Helianthus annuus* L. (Roberts *et al.*,

1986), *Philodendron* sp. (García *et al.*, 1999), suelos (Domsh *et al.*, 1980; Stchigel 2000), aire (Minter *et al.*, 2001), y compost (Vijay *et al.*, 2000).

Chaetomium irregulare Sörgel. Sörgel ex W. Gams - Nova Hedwigia 12: 386. 1966.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7455.

Otros materiales estudiados: CBS 445.66 CS; FMR 318 CS.

Características distintivas: Sus colonias en cultivo son similares a las del género *Achaetomium*, y es una de las pocas especies que presentan ascosporas intensamente pigmentadas.

Sustratos previamente citados: La especie ha sido citada sobre estiércol (Seth, 1970 b), y suelo (Stchigel, 2000).

Chaetomium jabalpurense Tiwari, Agrawal & Lodh - Curr. Sci. 46: 574. 1977.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Cuba, India e Isla de Pascua (Chile).

Cepas aisladas: FMR 7637-7639.

Otros materiales estudiados: IMI 291 973 CS; FMR 754 CS.

Características distintivas: Pertenece al grupo de especies que presentan un poro germinativo lateral; sus ascosporas tienen una línea longitudinal pálida y las colonias producen exudados de color naranja.

Sustratos previamente citados: La especie fue aislada a partir de suelo (Stchigel, 2000).

Chaetomium longicolleum Krzem. & Badura - Acta Soc. Poloniae 23: 748. 1954.

Chaetomium longicolleum Krzem. & Badura - Acta Soc. Poloniae 23: 748. 1954. = *Chaetocerotostoma longicollea* (Krzem. & Badura) Badura - Allionia 9: 181. 1964 = *Farrowia longicollea* (Krzem. & Badura) D. Hawksworth - Persoonia 8: 174. 1975. *Chaetocerotostoma longirostre* Farrow - Mycologia 47: 418. 1995 = *Chaetomium longirostre* (Farrow) Ames - Monograph Chaetomiaceae p. 29. 1963.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Argentina.

Cepas aisladas: FMR 7647; FMR 7648.

Otros materiales estudiados: ATCC 16959 CS; FMR 870.

Características distintivas: La especie presenta ascomas ampuliformes con un largo cuello, y se encuentran firmemente fijados al sustrato a través de rizoides. Sus ascosporas son limoniformes y bilateralmente aplanadas. Después de *C. cuyabenoensis*, es la especie que presenta ascomas con mayor longitud de cuello (140-260 μm), y sus aislamientos produjeron abundantes conidios pertenecientes al género–forma del tipo *Botryotrichum*.

Sustratos previamente citados: La especie ha sido aislada a partir de rizosfera de *Camellia sinensis* Kuntze (Agnihotrudu, 1958). Por otra parte, Hawksworth (1975) la encontró en suelo, material vegetal en descomposición y frutos de *Arachis hypogaea* L, mientras que Stchigel (2000) y Castañeda (comunicación personal) la aislaron a partir de muestras de suelo.

Chaetomium lucknowense Rai & Tewari - Can. J. Bot. 40: 1380. 1962.

Chaetomium venezuelense Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 42. 1963.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India y Nicaragua.

Cepas aisladas: FMR 7445-7449; FMR 7636.

Otros materiales estudiados: IMI 160 293 CS; FMR 719 CS.

Características distintivas: La especie es fácilmente reconocible por las características de sus colonias de color naranja, debido al color ocre de sus pelos peridiales arqueados.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir del suelo (Rai y Tewari, 1962). von Arx *et al.* (1986) reportaron la especie en el suelo y sobre el estiércol de diferentes animales.

Nota: La especie ha sido considerada erróneamente como termofílica (Mouchacca, 2000).

Chaetomium macrostiolum Stchigel, Rodríguez & Guarro - Mycologia 94. 116-126. 2002.

Sustrato: Suelo

Procedencia: Nigeria.

Cepas aisladas: IMI 382896 (holotipo); FMR 6780 C, CS (isotipo); IMI 381870, CBS 102435, MUCL 43147.

Características distintivas: La especie produce ascosporas limoniformes y bilateralmente aplanadas, y sus ascomas se caracterizan por presentar pelos peridiales arqueados y de color amarillo, similares a los de *C. fusiforme*, *C. aureum*, *C. flavigenum*, *C. turgidopillosum*, *C. lentum*, *C. gracile*, *C. lucknowense* y *C. cupreum*.

Nota: Recientemente fue publicado como una nueva especie para el género (Rodríguez *et al.*, 2002) (Apartado 4.4.1, Anexo 5).

Chaetomium madrasense Natarajan - Proc. Indian Acad. Sci., B, 74: 255. 1971.

Chaetomium ascotrichoides Calviello – Rev. Mus. argent. Cien. nat. B. Aires, Bot., 3: 372. 1972.

Chaetomium heterosporum Rikhy & Mukerji – Kavaka 1: 37. 1974.

Chaetomium gibberosporum Dreyfuss ex Sedlar *et al.* – Arch. Mikrobiol. 92: 105. 1973

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7668.

Otros materiales estudiados: CBS 315.74 CS.

Características distintivas: La especie se caracteriza por presentar ascosporas limoniformes semejantes a las de *C. globosum*, pero difieren de la anterior por la presencia de protuberancia lateral. El cultivo examinado produjo pigmento de color oliváceo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido de la rizosfera de *Pennisetum typhoides* (Burn. F) Stapf y C. E. Hubbard (Natarajan, 1971); también ha sido aislada a partir de semillas de *Linum* sp., hojas, estiércol de diferentes animales y suelo (IMI, 1992; UAMH, 1998; CBS, 2000).

Chaetomium malaysiensis (D. Hawksworth) von Arx - Persoonia 8:178. 1975

Farrowia malaysiensis D. Hawksworth – Persoonia 8: 178. 1975.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Argentina y Brasil.

Cepas aisladas: FMR 7621-7624.

Otros materiales estudiados: CBS 669.82 CS.

Características distintivas: La especie produce ascomas ampuliformes o piriformes con un cuello largo, los que están firmemente unidos al sustrato a través de rizoides, sus ascosporas son limoniformes, y presentan un anamorfo perteneciente a *Botryotrichum* Sacc. & Marchal.

Sustratos previamente citados: El cultivo tipo fue obtenido a partir de *Elaeis guineensis* (A. Cheval) Hawksworth (1975); y el propio autor la encontró sobre *Theobroma cacao* L. y *Uncaria* sp. Otros sustratos citados han sido el suelo (von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000) y material vegetal muerto (García *et al.*, 1999).

Nota: *C. malaysiensis* fue descrita por Hawksworth (1975) como una nueva especie de *Farrowia*, y más tarde fue transferida por von Arx *et al.* (1986) al género *Chaetomium*. La especie se encuentra poco representada en colecciones de cultivo.

Chaetomium mareoticum Besada & Yusef - Trans. Br. mycol. Soc. 52: 502. 1969

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Israel.

Cepas aisladas: FMR 7460.

Otros materiales estudiados: CBS 781.71 CS; FMR 675 CS.

Características distintivas: Se caracteriza por presentar ascosporas con una banda longitudinal pálida y dos poros germinativos, que están rodeados por una zona más oscura.

Sustratos previamente citados: La especie ha sido encontrada sobre estiércol (von Arx *et al.*, 1986).

Nota: Millner (1977) lo refiere como una especie termotolerante.

Chaetomium medusarum Meyer & Lanneau - Bull. Soc. mycol. Fr. 83: 318. 1967.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España, Cuba, India y Nicaragua.

Cepas aisladas: FMR 7235, FMR 7615-7618; FMR 7797.

Otros materiales estudiados: ATCC 24021 CS.

Características distintivas: *C. medusarum* presenta un crecimiento termotolerante, y se caracteriza por presentar pelos peridiales con ramificaciones, ambos espiralados, que le confieren una morfología distintiva. Algunos cultivos examinados produjeron pigmento de color oliváceo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento tipo fue obtenido a partir de suelo (Meyer y Lanneau, 1967). Autores como Seth (1970 b), Domsch *et al.* (1980) y Stchigel (2000) también lo reportaron sobre este tipo de sustrato, conociéndose además de la existencia de algunas cepas que fueron aisladas a partir de desechos industriales (IMI, 1992), y estiércol de diferentes animales (CBS, 2000).

Nota: Ha sido considerada erróneamente como una especie termofílica (Mouchacca, 2000).

Chaetomium megasporum Sörgel ex Seth - Nova Hedwigia, Beiheft 37: 82. 1970.

Chaetomium atrosporum Skolko & Groves – Can. J. Bot. 31: 784. 1953.

Sustrato: Suelo y material vegetal.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7607-7610; FMR 7795.

Otros materiales estudiados: FMR 323 CS.

Características distintivas: La especie se caracteriza por presentar ascomas con escasos pelos peridiales (prácticamente glabros) y ascosporas con dos poros germinativos.

Sustratos previamente citados: La especie ha sido citada en suelo (von Arx *et al.*, 1986), y García *et al.* (1999) la aislaron a partir de heces de *Capromys* sp.

Chaetomium multispirale Carter, Khan & Powell. Can. J. Bot. 60: 1256. 1982.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7655; 7656.

Otros materiales estudiados: FMR-CS 731.

Características distintivas: La especie presenta pelos espiralados en la región apical, sus ascosporas son elipsoidales y presentan un poro terminal distintivo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de estiércol (Carter y Khan, 1982).

Nota: La especie se encuentra poco representada en las colecciones de cultivo.

Chaetomium murorum Corda - Icon. Fung. 1: 24. 1837

Chaetomium tomentosum Preuss – Linnaea 24: 99. 1851.

Chaetomium griseum Cooke – Grevillea 1: 175. 1873.

Chaetomium humanum Karsten – Not. Fauna Flora Fernn. 8: 193. 1882.

Chaetomium macrosporum Sacc. & Penz. – Michelia 2: 591. 1882.

Chaetomium contortum Bainier – Bull. Soc. mycol. Fr. 25: 205. 1910.

Chaetomium pampanini Ciferri – Bull. Soc. bot. Ital. p. 98. 1923.

Chaetomium elongatum Czerepanova – Not. Syst. sect. Crypt. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 15: 80. 1962.

Sustrato: Suelo y material vegetal.

Procedencia: España, India, Irak e Israel.

Cepas aisladas: FMR 7458; FMR 7592-7595; FMR 7785-7788.

Otros materiales estudiados: FMR 193 CS; FMR 237 CS; FMR 2352 CS; FMR 2358 CS; FMR 2498 CS; FMR 2503 CS; FMR 2683 CS; FMR 3689 CS; FMR 3691 CS.

Características distintivas: El aspecto del ascoma bajo la luz reflejada permite diferenciarlo fácilmente de las restantes especies del género, debido a su pequeño tamaño y a la presencia de pelos peridiales largos, de color marrón oscuro, flexuosos y recurvados o circinados en el ápice, los que ocasionalmente pueden presentar ramificaciones laterales, y las ascosporas tienen una banda longitudinal pálida.

Sustratos previamente citados: El tipo fue obtenido a partir de sustrato vegetal (Corda, 1837). La especie ha sido encontrada además sobre *Beta vulgaris* L., *Cucurbita maxima* Duchesne, *Pastinaca sativa* L. y *Carum petroselinum* Benth. & Hook. (Skolko y Groves, 1953), *Abies magnifica* A. Murr. (Cooke, 1955), *Zea mays* L. (Lichtwardt *et al.*, 1958), *Oriza sativa* L. (Seth, 1970 b), *Populus* sp. (Shaw, 1973), *Musa* sp. (von Arx *et al.*, 1986) y *Cuminum cyminum* L (García *et al.*, 1999); también se ha encontrado sobre semillas (Ames, 1963), restos vegetales y papel (Seth, 1970 b), estiércol de diferentes animales (Ames, 1963; Seth, 1970 b; Barrasa, 1985; Valldosera, 1991), maderas (von Arx *et al.*, 1986), suelo (von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000) y lesiones subcutáneas (Lin y Li, 1995)

Chaetomium nigricolor Ames - Mycologia 42: 654. 1950.

Chaetomium abuense Lodha – J. Indian bot. Soc. 43: 121. 1964.

Chaetomium amberpetense Rao & Reddy – Mycopath. mycol. appl. 24: 114. 1964.

Chaetomium vitis Rafia – Mycopath. mycol. appl. 34: 370. 1968.

Chaetomium terricola Natarajan – Proc. Indian Acad. Sci., B, 74: 258. 1971.

Chaetomium verrucichaeta Natarajan – I.c. p. 261.

Chaetomium unipapillatum Natarajan – I.c.p. 259.

Chaetomium delhianum Mukerji & Singh – Friesia 10: 265. 1976.

Chaetomium pseudoerraticum Lal & Kapoor – Indian Phytopath. 30: 136. 1977.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India, Nepal y Nicaragua.

Cepas aisladas: FMR 745 -7459; FMR 7600-7602; FMR 7793.

Otros materiales estudiados: FMR 426 CS; FMR 4256 CS; FMR 4372 CS.

Características distintivas: La especie se caracteriza por presentar ascosporas ovoides o lacrimiformes, y crecimiento termotolerante.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de restos vegetales (Ames, 1950). La especie ha sido reportada además sobre *Triticum aestivum* L. (von Arx *et al.*, 1986), suelos (Seth, 1970 b; von Arx *et al.*, 1986), papel (IMI, 1992), así como sobre estiércol, restos vegetales, rizosfera de *Arachis hypogaea* L., *Pennisetum typhoideum* Rich. y *Vitis vinifera* L. (CBS, 2000).

Nota: La especie ha sido considerada, erróneamente, como una especie termofílica (Mouchacca, 2000).

Chaetomium olivicolor Stchigel, K. Rodríguez, & Guarro - Mycologia 94. 116-126. 2002.

Sustrato: Suelo

Procedencia: India

Cepas aisladas: IMI 382895 (holotipo); FMR 6779 CS, C (isotipo); IMI 381869; CBS 102434, MUCL 43148.

Características distintivas: La especie es termotolerante y produce en cultivo pigmento difusible de color verde oliva, los pelos peridiales son rectos y cortos, y sus ascosporas fusiformes a ampliamente fusiformes.

Nota: El taxón fue descrito recientemente como una nueva especie para el género (Rodríguez *et al.*, 2002) (Apartado 4.4.1, Anexo 5).

Chaetomium perlucidum Sergejeva - Not. Syst. sect. Crypt. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 11: 108. 1956.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7236 C.

Otros materiales estudiados: CBS 141.58 CS (material tipo); FMR 115 CS; FMR 119 CS; FMR 122 CS; FMR 123 CS; FMR 695 CS; ATCC 60793 CS; FMR 7673 C; FMR 7674 C. Los dos últimos cultivos fueron obtenidos a partir de material de autopsia, que fue enviado por el Dr. Rinaldi a nuestro laboratorio para su identificación.

Características distintivas: *Chaetomium perlucidum* desarrolla ascomas esféricos u ovoides con un ostíolo ancho. Pertenece a un reducido grupo de especies con ascoporas con poro germinativo sub-apical a lateral, las que además presentan una banda longitudinal pálida. Algunos cultivos examinados presentaban la formación de estructuras, semejantes a pelos peridiales, directamente desde la superficie del medio agarizado.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de tallos herbáceos muertos (Sergejeva, 1956). Otros aislamientos a partir de dicho sustrato fueron realizados por Ames (1963) y Seth (1970 b); von Arx *et al.* (1986) lo encontraron sobre suelo y estiércol. Recientemente, la especie fue citada como el agente etiológico de dos casos fatales de micosis sistémica en humanos (Barron *et al.*, 2002).

Chaetomium piluliferoides Udagawa & Horie - Trans. mycol. Soc. Japan, 16: 337. 1975.

Achaetomiella fusispora Calviello – Darwiniana 18: 558. 1974.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7463 C.

Características distintivas: La especie se caracteriza por presentar ascoporas fusiformes de gran tamaño (22-27 x 7.5-9 µm), en comparación con el resto de las especies del género, y por formar aleuroconidios esféricos o ampliamente clavados. El cultivo examinado produjo un pigmento de color oliváceo.

Sustratos previamente citados: La especie ha sido encontrada en suelo (von Arx *et al.*, 1986), y se conoce de la existencia de aislamientos que fueron obtenidos a partir de muestras de estiércol (CBS, 2000).

Chaetomium piluliferum Daniels - Trans. Br. mycol. Soc. 44: 84. 1961.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España, India e Irak.

Cepas aisladas: FMR 7640 C-7642 C.

Otros materiales estudiados: ATCC 16221 CS; FMR 682 CS.

Características distintivas: La especie se reconoce fácilmente por la producción de ascomas con pelos peridiales largos, flexuosos y circinados en su parte apical. Existen aislamientos que presentan su correspondiente anamorfo (*Botryotrichum piluliferum* Saccardo & Marchal), cuya abundante producción de conidios, determina una disminución en el número de ascomas producidos.

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente aislada a partir de suelo (Daniels, 1961). En este mismo sustrato fue hallada por otros autores (Domsch *et al.*, 1980; Stchigel, 2000). También ha sido referenciada sobre celofán (Seth, 1970 b), plantas como *Lupinus termis* Forsk., *Vicia* sp. (Abdel – Hafez, 1984), *Brassica napus* L. (Shivas, 1989), así como sobre estiércol y papel (CBS, 2000).

Nota: Han sido realizados estudios cuantitativos sobre la producción de oxidasas y peroxidasas (Szklarz *et al.*, 1989).

Chaetomium quadrangulatum Chivers - Proc. Am. Acad. 48. 85. 1912.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Australia y Cuba.

Cepas aisladas: FMR 5549; FMR 7202.

Otros materiales estudiados: CBS 152.59 CS; FMR 668 CS.

Características distintivas: Esta especie es la única que presenta ascosporas cuadrangulares en el género, y ha sido considerada dentro del grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*” (apartado 4.4.2).

Sustratos previamente citados: La especie fue encontrada por Chivers (1912) desarrollándose en estiércol. Referencias adicionales sobre este mismo

sustrato fueron realizados por von Arx *et al.* (1986). Ha sido aislada a partir de arena de río (CBS, 2000), y suelos (von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000).

***Chaetomium robustum* Ames - Monograph Chaetomiaceae. 1963.**

Chaetomium caprinum sensu Chivers – Mem. Torrey bot. Club 14: 203. 1915 (no *Chaetomium caprinum* Bainier – Bull. Soc. mycol. Fr. 25: 223. 1910).

Chaetomium diversum Lodha – J. Indian bot. Soc. 43: 139. 1964.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España, Australia, Cuba y la India.

Cepas aisladas: FMR 7200; FMR 7201; FMR 7574; FMR 7578; FMR 7579; FMR 7755-7764.

Otros materiales estudiados: FMR 592-CS; FMR 741-CS.

Características distintivas: La especie se reconoce por la forma ampulliforme u obclaviforme de sus ascomas, y por presentar una zona oscurecida alrededor del ostíolo. Su peridio presenta células prismáticas dispuestas en empalizada, y algunas de las cepas produjeron pigmento oliváceo en todos los medios utilizados. Pertenece al grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*” (apartado 4.4.2).

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de restos vegetales (Ames, 1963); la especie también ha sido encontrada sobre el estiércol de diferentes animales (Ebersohn y Eicker, 1997), semillas de *Capsicum annuum* L., en la rizosfera de *Euphoria logan* Steud (García *et al.*, 1999), y suelo (von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000).

***Chaetomium seminudum* Ames - Mycologia 41: 41. 1949.**

Farrowia seminuda (Ames) D. Hawksworth – Persoonia 8: 181. 1975.

Chaetomium minutum Krzem. & Badura – Acta Soc. Bot. Poloniae 23: 747. 1954.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7661.

Otros materiales estudiados: CBS 549.69 CS; FMR 330 CS.

Características distintivas: De las especies originalmente incluidas en el género *Farrowia*, es la que presenta el cuello de más corta longitud. Sus ascosporas son limoniformes y obladas, y los aislamientos examinados produjeron un

anamorfo en *Botryotrichum* Sacc. & Marchal. Sus ascomas se encuentran firmemente unidos al sustrato mediante rizoides.

Sustratos previamente citados: La especie inicialmente fue encontrada sobre semillas de *Lycopersicon esculentum* Millner (Ames, 1949), y también ha sido observada creciendo sobre estiércol (Seth, 1970 b) y en el suelo (Domsch *et al.*, 1980; von Arx *et al.*, 1986; Stchigel, 2000).

Chaetomium senegalense Ames - Monograph Chaetomiaceae p. 36. 1969.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7450; FMR 7652.

Otros materiales estudiados: CBS 113.73 CS; CBS 476.74 CS; CBS 113.73 CS.

Características distintivas: Pertenece al pequeño grupo de especies que presentan ascos cilíndricos, y sus ascosporas son ovoides o claviformes y presentan un poro germinativo lateral. Los cultivos examinados produjeron pigmento difusible de color amarillo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de restos vegetales (Ames, 1963). von Arx *et al.* (1986) también lo encontraron sobre semillas de *Capsicum annuum* L. y en suelo, mientras que Minter *et al.* (2001) la aislaron a partir del material procedente de una colmena de *Apis mellifica* L.

Nota: *C. senegalense* fue considerado por Millner (1977) como una especie termotolerante.

Chaetomium spinosum Chivers - Proc. Amer. Acad. 48: 86. 1912.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7667.

Otros materiales estudiados: CBS 789.71 CS; IMI 47190 CS; FMR 745 CS; FMR 2628 CS.

Características distintivas: Sus ascomas presentan pelos peridiales setiformes, con ramificaciones laterales cortas en su parte apical las que forman un ángulo

recto con respecto a el eje central del pelo. La especie comparte características morfológicas con *C. funicola* y otros representantes del grupo “Chaetomium indicum”.

Sustratos previamente citados: La especie originalmente fue encontrada sobre estiércol de rata (Chivers, 1912); también ha sido observada sobre el estiércol de vaca, perro y cerdo (Chivers, 1915; Seth, 1970 b; Valldosera, 1991); von Arx *et al.* (1986) lo citan sobre paja, restos vegetales, y como contaminante ambiental.

Chaetomium spiralotrichum Lodha - J. Indian bot. Soc. 63: 134. 1964.

Chaetomium multispirale Carter *et al.* Can. J. Bot. 60: 1256. 1982.

Sustrato: Suelo y material vegetal.

Procedencia: España, India y Chile (Isla de Pascua).

Cepas aisladas: FMR 7446; FMR 7589-7591; FMR 7779-7784.

Características distintivas: Las ascosporas de la especie presentan una banda longitudinal pálida, y en algunos cultivos examinados se observó la formación de pelos peridiales directamente desde el agar.

Otros materiales estudiados: FMR 582 CS; FMR 868 CS.

Sustratos previamente citados: La especie originalmente fue encontrada desarrollándose sobre estiércol (Lodha, 1964). von Arx *et al.* (1986) también la citaron sobre estiércol y hojas, y Stchigel (2000) obtuvo aislamientos a partir de suelo.

Chaetomium spirochaete Palliser - N. Amer. Fl. 3: 61. 1910

Sustrato: Suelo y material vegetal.

Procedencia: España y Australia.

Cepas aisladas: FMR 7227-7229; FMR 7619.

Características distintivas: *C. spirochaete* pertenece al grupo morfológico “Chaetomium globosum” (apartado 4.4.3), y se caracteriza por presentar ascomas con pelos peridiales marcadamente espiralados, opacos y gruesos, y ascosporas limoniformes, similares a las de *C. globosum*, pero más apiculadas. Algunos aislamientos examinados produjeron pigmento difusible amarillo-oliváceo en cultivo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de raíces de *Gossypium barbadense* L. (Palliser, 1910); también ha sido encontrada en suelo y papel (Seth, 1970 b).

Nota: La especie está poco representada en las colecciones de cultivo.

Chaetomium subspirale Chivers - Proc. Amer. Acad. 48: 84. 1912.

***Chaetomium pulchellum* Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 34. 1963.**

Sustrato: Suelo.

Procedencia: Australia.

Cepas aisladas: FMR 7462.

Otros materiales estudiados: ATCC 36707 CS.

Características distintivas: *C. subspirale* presenta pelos peridiales rectos, marcadamente septados, y contorneados hacia la parte apical.

Sustratos previamente reportados: La especie fue originalmente observada sobre estiércol (Chivers, 1912), y Ames (1963) también lo citó sobre este mismo sustrato. Además, ha sido encontrada sobre papel (Seth, 1970 b), suelo (von Arx *et al.*, 1986) y litera vegetal (Minter *et al.*, 2001)

***Chaetomium subspirilliferum* Sergejeva - Not. Syst. sect. Crypt. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 13: 174. 1960.**

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España e India.

Cepas aisladas: FMR 7452; FMR 7649.

Otros materiales estudiados: ATCC 14534 CS.

Características distintivas: Sus ascos son obovoides o sub-esféricos, y presentan un pie reducido; sus ascosporas son ampliamente fusiformes y en algunos cultivos examinados se observó la formación de estructuras setiformes, sobre la superficie del medio de cultivo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de suelo (Sergejeva, 1960); von Arx *et al.*, (1986) lo encontraron en este mismo sustrato, y Seth (1970 b) lo aisló a partir de papel de filtro. Otros sustratos sobre los que ha sido citado son estiércol y semillas de *Tamus* L. sp (CBS, 2000).

Chaetomium succineum Ames - Mycologia 41: 645. 1949.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7666.

Otros materiales estudiados: CBS 166.52 CS (material tipo); FMR 740 CS; FMR 743 CS.

Características distintivas: Sus ascosporas son fusiformes a ampliamente fusiformes, y presentan un poro germinativo conspicuo, situado en posición apical o ligeramente lateral.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de *Abies magnifica* A. Murr. (Ames, 1949). La especie también aparece reportada sobre maderas (Ames, 1963; Seth, 1970 b), semillas y restos vegetales (Ames, 1963), y estiércol de diferentes animales (CBS, 2000).

Chaetomium tarraconensis Stchigel, K. Rodríguez, & Guarro - Mycologia 94. 116-126. 2002.

Sustrato: Suelo

Procedencia: España

Cepas aisladas: IMI 382893 (holotipo); FMR 6638 C, CS (isotipo); IMI 380425 C; CBS 101882 C; MUCL 43149 C.

Características distintivas: La especie produce ascomas sub-globosos, con pelos peridiales ondulados, y sus ascosporas tienen forma irregular y presentan una banda longitudinal más clara.

Nota: Recientemente fue publicada como una nueva especie para el género (Rodríguez *et al.*, 2002), (Apartado 4.4.1. Anexo 5).

Chaetomium tetrasporum Hughes - Trans. Br. mycol. Soc. 29: 70. 1946.

Chaetomium flavum Omvik – Mycologia 47: 751: 1955.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7210; FMR 7778-7780.

Otros materiales estudiados: ATCC 11421 CS; FMR 728 CS.

Características distintivas: La especie usualmente presenta ascos tetrasporados, y ascosporas elipsoidales con extremos marcadamente umbonados. Algunos cultivos examinados produjeron pigmento difusible de color amarillo.

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue considerado un contaminante de medios de cultivos (Hughes, 1946). También fue encontrada en suelo (Domsch *et al.*, 1980; von Arx *et al.*, 1986).

Chaetomium thermophilum La Touche - Trans. Brit. mycol. Soc. 33:94. 1950.

Chaetomium virginicum Ames – Monograph Chaetomiaceae p. 43. 1963.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India e Irak.

Cepas aisladas: FMR 7461; FMR 7631-7633.

Otros materiales estudiados: ATCC 16451CS; CBS 143.50 CS; CBS 785.71 CS.

Características distintivas: Presenta pelos peridiales ramificados, y verrugosos, y ascosporas con un poro germinativo ligeramente protruyente. Pertenece a un pequeño grupo de especies que presentan ascos cilíndricos

Sustratos previamente citados: El aislamiento original fue obtenido a partir de “compost” de origen vegetal (La Touche, 1950), siendo también citada en el suelo (Domsch *et al.*, 1980; Stchigel, 2000), y sobre estiércol (von Arx *et al.*, 1986).

Nota: Debido a su capacidad para resistir elevadas temperaturas, ha sido considerado como uno de los microorganismos esenciales en la elaboración del “compost” de origen microbiano. La especie fue manipulada genéticamente por Kvachadze y Yashvili (1996), y diferentes aspectos relacionados con la síntesis de sus enzimas fueron estudiados por Ganju *et al.* (1989).

Nota: Se encuentra escasamente representado en las colecciones de cultivo, y el único aislamiento deriva del tipo.

Chaetomium trigonosporum (Marchal) Chivers - Mem. Torrey bot. Club 14:166. 1915.

Bommerella trigonospora Marchal – Bull. Soc Roy. bot. Belg. 24: 1. 1885.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: España.

Cepas aisladas: FMR 7664.

Otros materiales estudiado: FMR 31 CS; FMR 658 CS.

Características distintivas: Al igual que *C. quadrangulatum*, es una de las pocas especies del género que puede ser fácilmente diferenciada por la morfología de sus ascosporas (triangular). La especie es morfológicamente similar a *C. microascooides*, pero difiere de esta última por la formación abundante de conidios (*Scopulariopsis* Bainier), y por el carácter dextrinoide de sus ascosporas.

Sustratos previamente citados: La especie fue originalmente encontrada sobre estiércol (Marchal, 1885). Referencias adicionales sobre su hallazgo en este mismo sustrato fueron realizados por Seth (1970 b) y Bell (1983). von Arx *et al.* (1986), Stchigel (2000) y García (comunicación personal) lo aislaron a partir de muestras de suelo.

***Achaetomium geophylum* K. Rodríguez, Stchigel & Guarro - Mycological Research (en prensa)**

Sustrato: Suelo

Procedencia: India.

Cepas aisladas: IMI 382894 (holotipo); FMR 6778 C-CS (isotipos); IMI 381871 C; CBS 102436 C; MUCL 43150 C.

Características distintivas: La especie forma ascosporas elipsoidales con extremos umbonados, y presenta un crecimiento termotolerante.

Nota: Es descrita como nueva especie para el género *Achaetomium* (apartado 4.4.5).

***Achaetomium globosum* Rai & Tewari - Can. J. Bot. 42: 693. 1964.**

Sordaria indica Srivastava & Tandon – Curr. Sci. 34: 354. 1966.

Thielaviella octospora Natarajan – Proc. Ind. Nat. Sci. Acad., B, 37: 128.1971.

Thielavia octospora (Natarajan) v. Arx – Stud. mycol. 8: 6. 1975.

Chaetomium spinigerum Sörgel ex Seth – Beih. Nova Hedwigia 37: 102. 1972.

Achaetomium marinum Chowdhery & Rai – Nova Hedwigia 32: 225. 1980.

Sustrato: Suelo

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7205; FMR 7206 ; FMR 7783.

Otros materiales estudiado: CBS 332.67 CS (T).

Características distintivas: Es la única especie del género que produce ascosporas subesféricas, y presenta un crecimiento termotolerante. En los cultivos examinados fue observada la formación de cristales, sobre el micelio vegetativo y los pelos peridiales.

Sustratos previamente citados: El tipo fue aislado a partir de rizosfera de *Tamarinda indica* L. (Rai *et al.*, 1964); también se ha encontrado, asociado a antracnosis de *Malus pumila* Mill., así como sobre hojas de *Vitis vinifera* Linn y *Tecoma* sp. (Cannon, 1986); Stchigel (2000) obtuvo aislamientos a partir de suelo.

Achaetomium luteum Rai & Tewari - Can. J. Bot. 42: 694. 1964.

Chaetomium luteum (Rai & Tewari) P. Cannon – Trans. Br. mycol. Soc. 87: 60. 1986.

Achaetomium brevisemum Chowdhery & Rai – Nova Hedwigia 32: 225. 1980.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7207; FMR 7208.

Otros materiales estudiados: CBS 715.74 CS; CBS 544.83 CS; FMR 583 CS.

Características distintivas: *A. luteum* es similar a *A. strumarium*, pero se diferencia por presentar ascosporas de menor tamaño y un anamorfo perteneciente al género *Scyrtidium* Pesante (Cannon, 1986). Sus cultivos, por lo general forman cristales y no producen pigmentos rojizos, y presentan un crecimiento termotolerante.

Sustratos previamente citados: La especie fue aislada originalmente a partir de suelo (Rai *et al.*, 1964); también ha sido citada como integrante del “compost” de origen microbiano, en el suelo y raíces de *Triticum* sp. (Cannon, 1986), semillas de *Lens culinae* Medic. (Khare, 1991) y en el suelo (Stchigel, 2000).

Achaetomium strumarium Rai, Tewari & Mukerji. Can. J. Bot. 42: 694. 1964.

Chaetomium strumarium (Rai *et al.*) P. Cannon – Trans. Br. mycol. Soc. 87: 64. 1986

Chaetomium spinulosum Sörgel ex Seth – Beih. Nova Hedwigia 37: 103. 1972.

Chaetomium sulphureum Sörgel ex Seth – Beih. Nova Hedwigia 37: 108. 1972.

Achaetomium cristallifeum Faurel & Locquin – Linard – Cryptog. Mycol. 1: 235. 1980.

? *Achaetomium macrocarpum* Rai & Chowdhery – Kavaka 1: 32. 1973.

Sustrato: Suelo.

Procedencia: India.

Cepas aisladas: FMR 7209.

Otros materiales estudiados: IMI 082 624 CS (T); CBS 759.83 CS.

Características distintivas: Sus ascosporas son de mayor tamaño que las de *A. luteum*, y sus cultivos producen un anamorfo en *Lecythophora* Nannfeldt. Sus ascomas se desarrollan en grupos y están cubiertos por pelos similares a las hifas, presentando un micelio de color rojizo debido a los exudados que los cubren. La especie presenta un crecimiento termotolerante, apreciándose la formación de cristales aciculares y romboidales sobre el micelio vegetativo y pelos peridiales.

Sustratos previamente citados: La especie originalmente fue aislada a partir de suelo (Rai *et al.*, 1964); también ha sido encontrada sobre *Picea excelsa* Link (Ahmad, 1978), estiércol de diferentes animales, suelo, semillas de *Vigna aconitifolia* (Jacq.) Marechal y *Lens culinae* Medic., hojas de *Gardenia florida* Linn, *Mangifera indica* Blume y *Gossypium* sp. (Cannon, 1986), así como a partir de muestras de tejido cerebral (Abbott *et al.*, 1995).

Nota: Abbott *et al.* (1995), señalaron que algunos aislamientos clínicos fueron susceptibles a la cicloheximida (400 µm/ml) y al benomilo (2 µm/ml), tolerando débilmente las concentraciones de NaCl.

En el Anexo I se ofrece una clave dicotómica para los grupos morfológicos estudiados.

4.4. Estudio taxonómico (morfológico y molecular)

4.4.1. Nuevas especies para el género *Chaetomium*

Como se comentaba en el apartado 4.2, durante la realización del presente estudio se obtuvieron 3 aislamientos cuyas características morfológicas no se correspondían con las restantes especies descritas para el género. Dichos aislamientos se consideran nuevas especies para la Ciencia, y sus características culturales y morfológicas se detallan a continuación.

Chaetomium macrostiolum Stchigel, Kendra Rodríguez & Guarro, sp. nov. (Rodríguez *et al.*, 2002) FIGS. 6-7.

Micelio compuesto por hifas hialinas a subhialinas, septadas, de 1-2 μm de diámetro. Colonias sobre OA creciendo rápidamente, alcanzando un diámetro de 55-60 mm en 14 días a temperatura ambiente, ligeramente zonadas, planas, con micelio vegetativo sumergido, de apariencia granular debido a la abundante producción de ascomas, los que están rodeados y cubiertos por hifas aéreas de color pardo oliváceo (M. 4F6 a M. 4F8); reverso pardo oliváceo (M. 4F6 a M. 4D7). Ascomas superficiales, de color oliva pálido a oliva, de subglobosos a ovoides, 100-140 x 80-110 μm , firmemente fijados al sustrato por hifas basales formando rizoides, madurando entre los 14 a 20 días, ostíolo ancho, de hasta 50 μm de diámetro. Peridio pardo claro, translúcido, membranáceo, con 1-2 capas de células, de 4-5 μm de espesor, con textura *angularis* a textura *epidermoide*, compuesto por células de forma poligonal e irregular, de 5-10 μm de diámetro. Pelos terminales numerosos, dispuestos alrededor del ostíolo, largos, de color amarillo a pardo claro en luz reflejada, recurvados en el ápice, no ramificados, de hasta 200 μm de longitud y de 2-3.5 μm de ancho en la base, regularmente septados, de paredes gruesas, finamente verrugosos. Pelos laterales escasos, recurvados hacia el ápice. Ascog fasciculados, octosporados, claviformes y con un pedicelo largo, 35-58 x 9-17 μm , evanescentes, sin estructuras apicales distintivas. Paráfisis ausentes. Ascosporas unicelulares, de color pardo claro a pardo, limoniformes,

frecuentemente asimétricas y bilateralmente aplanadas, 10-13 x 7-10 x 6.5-7.5 μm , lisas y con paredes gruesas, con un poro germinativo apical evidente. Anamorfo no observado.

Las colonias alcanzan un diámetro de 30-38 mm a los 14 d sobre PCA a temperatura ambiente, de aspecto pulverulento a granuloso, fuertemente zonadas, amarillas (M. 4A3); reverso amarillo-pálido (M. 4A2). Sobre OA y PCA a 15 y 37 °C, las colonias crecen muy lentamente, alcanzando un diámetro de 20-25 mm en 14 días; aspecto idéntico al de las colonias sobre OA a temperatura ambiente; ascomas escasos. No se observó crecimiento a 45 °C.

Material examinado: Nigeria; Ihenyi Eha-Amufu, Isi-uzo, estado de Enugu, suelo de zona selvática, 12-VI-1997, colectado por A. M. Stchigel, M. Carduch y J. Guarro, aislado por A. M. Stchigel (holotipo: IMI 382896; isotipo: FMR 6780). Cultivos vivos provenientes del material tipo: IMI 381870, CBS 102435, MUCL 43147, FMR 6780.

Otras especies examinadas (preparaciones permanentes): *Chaetomium flavigenum* CBS 337.67; *C. turgidopilosum* CBS 169.52; *C. lentum* CBS 339.67, CBS 644.83; *C. seminudum* CBS 779.71, CBS 780.71; *C. longicolleum* CBS 155.55, CBS 119.57; *C. floriforme* IMI 368520; *C. fusiforme* FMR 670, FMR 673; *C. gracile* CBS 146.60; *C. lucknowense* CBS 243.84; *C. malaysiensis* CBS 669.82; *C. ampullare* FMR 725; *C. homopilatum* CBS 157.55; *C. sphaerale* FMR 726.

Etimología: el epíteto *macrostiolum* se refiere a un ostíolo amplio.

La presencia de ascomas con un ostíolo ancho, pelos peridiales de color amarillo, ausencia de cuello, y ascosporas limoniformes y bilateralmente aplanadas, separa claramente a *C. macrostiolum* de todas las especies del género previamente descritas. *Chaetomium fusiforme*, *C. aureum*, *C. flavigenum*, *C. turgidopilosum*, *C. lentum*, *C. gracile*, *C. lucknowense*, y *C. cupreum*, presentan pelos peridiales similares a *C. macrostiolum*; sin embargo, las ascosporas de estas especies, son claramente diferentes: en *C. fusiforme*, fusiformes; en *C. aureum* y *C. flavigenum*, de fusiformes a naviculares; en *C. turgidopilosum* y *C. lentum*, elipsoidales; en *C. gracile*, de elipsoidales a anchamente fusiformes; en *C. lucknowense*, de ovoides a elipsoidales; y en *C. cupreum*, reniformes. Algunas especies de *Chaetomium*,

tales como *C. malaysiensis*, *C. seminudum*, *C. longicolleum*, *C. cuyabenoensis*, *C. ampullare*, *C. homopilatum*, *C. sphaerale*, y *C. floriforme*, tienen ascosporas similares a las de la especie nueva. Sin embargo, con excepción de *C. floriforme* y *C. sphaerale*, dichas especies tienen un ascoma ampuliforme con un cuello largo, el que está formado por pelos que se fusionan entre sí. Por otra parte, *C. sphaerale* puede ser diferenciado fácilmente de *C. macrostiolum* por sus ascosporas de pequeño tamaño (7.5-9 x 6-7 x 4-5 μm) y sus pelos peridiales flexuosos; y *C. floriforme* se diferencia de *C. macrostiolum* por sus pequeñas ascosporas (7-8.5 x 6-7.2 x 5-6 μm) y sus pelos peridiales constreñidos en los septos, los que se fragmentan cuando el hongo ha madurado, además de poseer un anamorfo perteneciente al género *Humicola* Traaen.

Chaetomium olivicolor Kendra Rodríguez, Stchigel & Guarro, sp. nov. (Rodríguez *et al.*, 2002). FIGS. 8-9.

Micelio compuesto por hifas hialinas a subhialinas, septadas, de 1-2 μm de diámetro. Colonias de crecimiento rápido sobre OA, cubriendo toda la superficie de la placa en 14 días a 45 °C, ligeramente zonadas, planas, con micelio vegetativo sumergido, con apariencia granular debido a la abundante formación de ascomas, los que están cubiertos por una masa abundante de hifas aéreas, color pardo oliváceo (M. 4F2 a M. 4F6); pigmento difusible de color verde oliva (M. 1F4); reverso de color similar a la superficie de la colonia. Ascomas superficiales e inmersos, gris-amarillentos, de subglobosos a ampuliformes, 92-210 x 85-180 μm , madurando en 5 días, firmemente fijados al sustrato por hifas basales formando rizoides, ostíolo de hasta 23 μm de diámetro, papilado. Peridio pardo oliva claro a pardo oscuro, opaco, membranáceo, con 1-2 capas de células, 2-4 μm de espesor, con *textura angularis*, compuesto por células poligonales de 7-15 μm diam. Pelos terminales numerosos, dispuestos mayoritariamente alrededor del ostíolo, de color pardo claro, rectos, no ramificados, de hasta 125 μm de longitud, de 4-5 μm de ancho en la base, de paredes gruesas, ligeramente verrugosas, regularmente septados, aguzándose y palideciendo hacia el ápice. Pelos

laterales similares y menos abundantes que los terminales. Ascosporas fasciculados, octosporados, claviformes, con un pedicelo corto, 20-50 x 5-15 μm , evanescentes, sin estructuras apicales distinguibles. Paráfisis ausentes. Ascosporas unicelulares, de pardo azuladas a pardas, fusiformes a anchamente fusiformes, algunas veces asimétricas, 9.5-12 x 5-7 x 5-6 μm , lisas, con paredes gruesas, con un poro germinativo distinguible, apical o subapical, frecuentemente con una zona pálida que sugiere un segundo poro germinativo en el lado opuesto. Anamorfo ausente.

Las colonias cubren toda la superficie de la placa Petri en 14 días sobre PCA a 45 °C; son similares a las de OA, pero con un número menor de zonas concéntricas, y menos producción del pigmento difusible. Sobre OA y PCA a 37 °C, las colonias crecen rápidamente, cubriendo toda la superficie de la placa Petri en 14 días, y sus características son similares a las de OA a 45 °C, produciendo una gran cantidad de ascomas. A temperatura ambiente y a 48 °C, el crecimiento de las colonias es muy lento, alcanzando un diámetro de 2.5-3.5 mm en 14 días, sin producción visible de ascomas. No se observó crecimiento a 15 y a 50 °C.

Material examinado. India; Delhi, aislado de suelo de un jardín público, 11-VII-1996, colectado por J. Gené y J. Mariné, aislado por A. M. Stchigel (Holotipo: IMI 382895; Isotipo: FMR 6779). Cultivos vivos derivados del material tipo: IMI 381869, CBS 102434, MUCL 43148, FMR 6779.

Otras especies examinadas (preparaciones permanentes): *Chaetomium virescens* CBS 554.83; *C. hispanicum* CBS 234.82, CBS 550.83.

Etimología: El epíteto *olivicolor* se refiere al color verde del pigmento difusible.

Chaetomium olivicolor es morfológicamente similar a *C. virescens*. Sin embargo, esta última tiene dos poros germinativos. Otra especie próxima es *C. virescens* var. *thielavioideum* (Chen) P. Cannon, pero la misma presenta ascosporas fusiformes-cilíndricas, simétricas y de mayor tamaño (12-16.5 x 5.5-7 µm) (Cannon, 1986). *Chaetomium hispanicum* también muestra similitudes con la nueva especie, pero difiere porque produce ascosporas más grandes (13-15 x 6.5-8 µm). *Chaetomium olivicolor*, así como otras especies del género presentan crecimiento termotolerante (Mouchaca, 1997). La especie también produce un pigmento difusible de color verde, característica que comparte con *C. bostrychodes*, *C. convolutum*, *C. elatum*, *C. globosum*, *C. indicum*, *C. robustum*, *C. gracile*, *C. madrasense*, *C. megalocarpum*, *C. raii*, *C. variosporum* y *C. virescens* (von Arx et al.; 1986, Udagawa et al., 1997); sin

embargo, respecto a las especies anteriormente mencionadas difiere en las ascosporas, los ascomas, los pelos y la textura del peridio.

Chaetomium tarraconensis Stchigel, Kendra Rodríguez & Guarro, sp. nov. (Rodríguez *et al.*, 2002) FIGS. 10-11.

Micelio compuesto por hifas hialinas a subhialinas, septadas, de 3-5 μm de diámetro. Colonias sobre OA de rápido crecimiento, cubriendo toda la superficie de la placa en 14 días a temperatura ambiente, con micelio aéreo escaso y abundante producción de ascomas, de color pardo oliva (M. 4D4 a M. 4E7); el reverso de la colonia presenta color similar al de la superficie. Ascomas superficiales o inmersos, subglobosos, 155-275 x 130-205 μm , gris, madurando en 20 días. Peridio pardo pálido a pardo, translúcido, membranáceo, con 3-4 capas de células, 8-10 μm de ancho, con textura *epidermoidea*. Pelos terminales de diferentes longitud, escasos, de color pardo pálido, flexuosos a ondulados, no ramificados, que miden hasta 164 μm de largo, 4-6 μm de ancho en la base, de paredes gruesas, marcadamente rugosas, septadas, palideciendo gradualmente hacia el ápice. Pelos laterales similares a los pelos terminales, pero más cortos. Ascosporas fasciculados, octosporados, claviformes y con un largo pedicelo, 35-65 x 10-17.5 μm , evanescentes, sin estructura apical distintiva. Paráfisis ausentes. Ascosporas unicelulares, dextrinoides cuando jóvenes, pardas a la madurez, de forma irregular, frecuentemente elipsoidales a ovoides, usualmente asimétricas, bilateralmente aplanadas, con una banda longitudinal pálida, 9-14 x 7-11 x 9-9.5 μm , de paredes lisas y gruesas, con un poro germinativo sub-apical a lateral, y con un área pálida en el extremo opuesto al poro germinativo, semejando a un segundo poro germinativo.

Las colonias alcanzan un diámetro de 60-64 mm en 14 días sobre PCA a temperatura ambiente, de similar aspecto a las de OA, pero con escasa producción de ascomas. Sobre OA y PCA a 15 °C, las colonias crecen lentamente y son de color crema; los ascomas están ausentes. No crece a 37 °C.

Material examinado: España, Tarragona, aislado de suelo, 13-XI-1997, colectores A. I. Diez y M. Gómez, aislado por A. M. Stchigel (holotipo: IMI 382893; Isotipo: FMR 6638). Cultivos vivos IMI 380425, CBS 101882, MUCL 43149, FMR 6638.

Otras especies examinadas: *Chaetomium megalocarpum* IMI 075851 (preparación permanente).

Etimología: El epíteto *tarraconensis* se refiere al nombre del lugar de colecta.

La presencia de ascomas subglobosos con pelos peridiales de diferentes longitudes, flexuosos u ondulados, con ascosporas de morfología irregular y una banda ecuatorial mas clara, son caracteres diagnósticos que tipifican a *Chaetomium tarraconensis*. *Chaetomium myricicola* y *Chaetomium megalocarpum* presentan ascosporas de forma y tamaño similares (10-14 x 8-11 µm en *C. myricicola*, y 12-16 x 10-14 x 8-12 µm en *C. megalocarpum*). Sin embargo, *C. megalocarpum* produce ascosporas con dos poros germinativos terminales, y tienen una coloración uniforme, siendo sus pelos terminales mucho más numerosos y largos (de hasta 673 µm de longitud) que los de *C. tarraconensis*. *Chaetomium myricicola* se diferencia de *C. tarraconensis* por presentar ascos cilíndricos con ascosporas uniseriadas, y pelos peridiales rectos o flexuosos, con una porción apical helicoidal. *Chaetomium umbratile* presenta ascosporas morfológicamente similares, pero difiere en que presenta dos tipos de pelos peridiales: unos cortos y rectos, no ramificados y rígidos; y otros largos y sinuosos o ligeramente espiralados, e irregularmente ramificados.

Nota: Artículo publicado en la revista Mycologia 94 (1). 116-126 (2002), ver Anexo 5.

En las nuevas especies y en algunos representantes de los grupos morfológicos que estudiamos, la longitud de las secuencias nucleotídicas de las regiones D1 y D2 del 28S ADNr estuvo comprendida entre los 507 pb y 522 pb, siendo de 518 pb para *C. macrostiolum*, 519 pb para *C. tarraconensis*, y 521 pb para *C. olivicolor* (ver Anexo 6). Las mayores variaciones en las secuencias se obtuvieron con respecto a *C. cruentum*, y fueron de 30 pb para *C. macrostiolum*, 28 pb para *C. olivicolor* y de 23 pb para *C. tarraconensis*. En la Figura 12 se muestra el árbol obtenido al comparar las secuencias nucleotídicas de los nuevos taxones y especies pertenecientes a los diferentes grupos morfológicos estudiados.

En dicho árbol se observa que *C. tarraconensis* (IMI 380425) se agrupaba con uno de los representantes del grupo "Chaetomium indicum" (*C. reflexum* MUCL 18700), pero con un valor bajo de índice de "bootstrap" (I.B. del del 39 %), existiendo entre ambos una diferencia de 6 pb; mientras que los otros dos taxones (*C. macrostiolum* IMI 382896 y *C. olivicolor* IMI 381869) quedaron agrupados en una rama, también soportada por un bajo índice de bootstrap (I.B. 48 %), presentando una diferencia de 11 pb.

4.4.2. . Grupo “Chaetomium bostrychodes”

Los resultados del estudio morfológico realizado se muestran en la Tabla 11.

Tabla 11. Estudio morfológico comparativo de las especies del grupo “Chaetomium bostrychodes”

Especie	Código	Ascoma			Peridio		Pelos peridiales		Ascosporas			Colonia Pigmento
		Forma	Longitud (µm)	Color	Textura	Color	Ancho (µm)	Ramificación	Forma	Tamaño(µm)	Color	
<i>C. bostrychodes</i>	CBS-CS 605.76	obovoide, ovoide	220-315	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-5.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 178	obovoide, ovoide	210-300	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5-7 x 5-5.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 2343	obovoide, ovoide	220-300	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 2501	obovoide, ovoide	250-300	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 3692	obovoide, ovoide	255-300	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5 5.5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-CS 5548	obovoide, ovoide	245-300	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5-7 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. bostrychodes</i> *	FMR-C 7196	obovoide, ovoide	235-300	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	6-7 x 5-6 x 5- 5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i> *	FMR-C 7197	obovoide, ovoide	240-350	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	6-7x 5.5-6.5 x 4- 5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7558	obovoide, ovoide	200-315	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7559	obovoide, ovoide	225-365	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	7-7.5 x 5-6.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7560	obovoide, ovoide	225-350	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	7-7.5 x 5-6.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7561	obovoide, ovoide	220-350	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	7-7.5 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7562	obovoide, ovoide	190-325	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-5.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7563	obovoide, ovoide	220-260	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	7-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7564	obovoide, ovoide	255-310	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	6-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7565	obovoide, ovoide	210-250	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7566	obovoide, ovoide	215-260	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.8-7.5 x 5-6 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7567	obovoide, ovoide	205-220	gris	<i>angularis</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes/robustum</i> *	FMR-C 7722	obovoide, ovoide, ampuliforme	210-240	gris	<i>angularis-prismática</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	7-7.5 x 5-6 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes/convolutum</i> *	FMR-C 7723	obovoide, ovoide	225-260	gris	<i>angularis-petaloides</i>	pardo	4-5	+(+/-)	limoniforme	7.5-8 x 5.5-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7724	obovoide, ovoide ampuliforme	235-265	gris	<i>angularis-prismática</i>	pardo	4-5	+	limoniforme	5-7 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+

Especie	Código	Ascoma			Peridio		Pelos peridiales		Ascosporas			Colonia
		Forma	Longitud (µm)	Color	Textura	Color	Ancho (µm)	Ramificación	Forma	Tamaño(µm)	Color	Pigmento
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7745	obovoide, ovoide	200-300	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7746	obovoide, ovoide	275-310	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7747	obovoide, ovoide	350-320	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7748	obovoide, ovoide	220-380	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	6-7.5 x 5-6.5 x 4.5 5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7749	obovoide, ovoide	210-380	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4-4.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7750	obovoide, ovoide	310-390	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6.5 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7765	obovoide, ovoide	320-380	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	6.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum</i>	FMR-CS 592	ampuliforme	450-510	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum</i>	FMR-CS 741	ampuliforme	450-520	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	6-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum*</i>	FMR-C 7200	ampuliforme	410-530	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	6-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum*</i>	FMR-C 7201	ampuliforme	435-500	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7574	ampuliforme	470-520	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	6-7.5 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7578	ampuliforme	450-500	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7579	ampuliforme	410-510	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7755	ampuliforme	400-500	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6.5 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7756	ampuliforme	425-545	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	6-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7757	ampuliforme	525-550	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7725	obovoide, ovoide ampuliforme	220-350	gris	angularis-/ prismática	pardo	4-5	+	limoniforme	5-7.5 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7726	obovoide, ovoide, ampuliforme	200-285	gris	angularis-prismática	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+

Especie	Código	Ascoma			Peridio		Pelos peridiales		Ascosporas			Colonia
		Forma	Longitud (µm)	Color	Textura	Color	Ancho (µm)	Ramificación	Forma	Tamaño (µm)	Color	Pigmento
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7727	obovoide, ovoide	240-260	gris	angularis	pardo	4-5	+ (+/-)	limoniforme	7.5-8.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7728	obovoide, ovoide	250-285	gris	angularis	pardo	4-5	+ (+/-)	limoniforme	7.5-8 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7729	obovoide, ovoide	200-250	gris	angularis	pardo	4-5	+ (+/-)	limoniforme	7.5-8.5 x 5-6.5 x 4.5-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7730	obovoide, ovoide	210-350	gris	angularis	pardo	4-5	+ (+/-)	limoniforme	7.5-8.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7731	obovoide, ovoide	200-300	gris	angularis	pardo	4-5	+ (+/-)	limoniforme	7.5-8 x 6-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7732	obovoide, ovoide	240-330	gris	angularis	pardo	4-5	+ (+/-)	limoniforme	8-8.5 x 6-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes/convolutum</i>	FMR-C 7733	obovoide, ovoide	210-250	gris	angularis	pardo	4-5	+ (+/-)	limoniforme	8-8.5 x 6-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7734	obovoide, ovoide	210-365	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7735	obovoide, ovoide	225-350	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7736	obovoide, ovoide	205-340	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5 5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7737	obovoide, ovoide	200-320	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7738	obovoide, ovoide	220-315	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5.5-6.5 x 4.5 5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7739	obovoide, ovoide	210-320	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7740	obovoide, ovoide ampuliforme	225-350	gris	angularis-prismática	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5 5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes/robustum</i>	FMR-C 7741	obovoide, ovoide ampuliforme	200-390	gris	angularis-prismática	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7742	obovoide, ovoide	230-320	gris	angularis-	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7743	obovoide, ovoide	240-280	gris	angularis-	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. bostrychodes</i>	FMR-C 7744	obovoide, ovoide	220-350	gris	angularis	pardo	4-5	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7758	ampuliforme	415-530	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7759	ampuliforme	430-510	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7760	ampuliforme	425-500	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+

Especie	Código	Ascoma			Peridio		Pelos peridiales		Ascosporas			Colonia Pigmento
		Forma	Longitud (µm)	Color	Textura	Color	Ancho (µm)	Ramificación	Forma	Tamaño (µm)	Color	
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7761	ampuliforme	470-580	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5-6.5 x 5- 5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7762	ampuliforme	500-520	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7 x 5-6.5 x 4.5 5.5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7763	ampuliforme	500-550	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7.5 x 6-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. robustum</i>	FMR-C 7764	ampuliforme	510-570	gris	angularis-prismática	pardo	5-6	+	limoniforme	5.5-7.5 x 5.5-6.5 x 4.5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. convolutum</i>	CBS-CS 309.83	obovoide, ovoide	210-250	gris	angularis-	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	8-9 x 6-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. convolutum</i>	CBS-CS 314.83	obovoide, ovoide	220-260	gris	angularis-globosa	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	8-9 x 6-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 635	obovoide, ovoide	220-280	gris	angularis-	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	(-7.5) 8-9 x 6-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2677	obovoide, ovoide	255-260	gris	angularis-globosa	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	7.5-9 x 6-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2691	obovoide, ovoide	215-230	gris	angularis-	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	7-9.5 x 6-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2697	obovoide, ovoide	225-270	gris	angularis-globosa	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	7-9 x 6-6.5 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. convolutum</i>	FMR-CS 2750	obovoide, ovoide	220-280	gris	angularis-globosa	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	8-9 x 6-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. convolutum*</i>	FMR-C 7198	obovoide, ovoide	220-280	gris	angularis-globosa	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	8-9 x 6-7 x 5-5.5	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. convolutum*</i>	FMR-C 7199	obovoide, ovoide.	210-240	gris	angularis-globosa	pardo pálido	4-5	—	limoniforme	8.5-9 x 6-7 x 5-6	gris-oliváceo (pálido)	+
<i>C. quadrangulatum</i>	CBS-CS 152.59	doliforme, obovoide	200-300	gris	angularis-	pardo	4-5	+	quadrangular	6.5-7.5 x 6.5-7 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. quadrangulatum</i>	FMR-CS 668	doliforme, obovoide	195-210	gris	angularis-	pardo	4-5	+	quadrangular	6.8-7.5 x 6.2-7 x 4.2-5	gris-oliváceo (pálido)	ne
<i>C. quadrangulatum*</i>	FMR-C 5549	doliforme, obovoide	205-280	gris	angularis-	pardo	4-5	+	quadrangular	6.5-7 x 6-7 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. quadrangulatum*</i>	FMR-C 7202	doliforme, obovoide	230-280	gris	angularis-petaloides	pardo	4-5	+	quadrangular	6.5-7 x 6-7 x 4-5	gris-oliváceo (pálido)	—
<i>C. hexagonosporum*</i>	CBS-C 171.84 (T)	obovoide, ovoide	200-280	gris	angularis-globosa	pardo	4-5	—	limoniforme- elipsoidal	9-10 x 7-8 x 6-7	gris-oliváceo (pálido)	—

ne = No evaluable.

* = Aislamientos usados en el estudio molecular.

+/- = Escasa presencia.

T = Cultivo tipo.

FMR-C = Facultad de Medicina de Reus - Cultivos vivos.

FMR-CS = Facultad de Medicina de Reus – Cultivos secos (material herborizado).

CBS-C = Centraalbureau voor Schimmelcultures - Cultivos vivos.

CBS-CS = Centraalbureau voor Schimmelcultures – Cultivos secos (material herborizado).

C. bostrychodes/robustum = Aislamiento intermedio entre *Chaetomium bostrychodes* y *Chaetomium robustum*.

C. bostrychodes/convolutum = Aislamiento intermedio entre *Chaetomium bostrychodes* y *Chaetomium convolutum*.

Las distintas estructuras analizadas (ascomas, peridio, pelos peridiales y ascosporas), tuvieron diferentes valor taxonómico en la diferenciación de las especies del grupo.

La morfología del ascoma fue útil para diferenciar *C. robustum* de las restantes especies, debido a su típica forma ampuliforme; en cambio, no fue posible establecer diferencias entre los aislamientos de las especies *C. bostrychodes*, *C. convolutum*, *C. hexagonosporum* y *C. quadrangulatum*, ya que todas ellas presentaron ascomas ovoides y/o obovoides, (ver Tabla 11). La textura del peridio fue igualmente útil para diferenciar *C. robustum* de las otras especies del grupo, ya que sus ascomas presentan en la parte superior del mismo células prismáticas dispuestas en sentido horizontal al eje longitudinal (disposición en empalizada). Dicha organización celular, mencionada a veces como “textura prismática”, está únicamente presente en *C. robustum*, nos permitió distinguir esta especie, no solo de las otras del grupo morfológico, sino también del resto de las especies del género. En *C. bostrychodes*, *C. convolutum*, *C. hexagonosporum* y *C. quadrangulatum* el tipo de textura peridial no permitió diferenciar los aislamientos de las distintas especies. La *textura angularis*, organizada en un patrón petaloide (organización celular en la que la célula central es casi circular y se encuentra rodeada por células más o menos rectangulares o poliédricas), fue la más generalizada, aunque también se observó *textura globulosa* en *C. convolutum* y *C. hexagonosporum*. En los cultivos, como en el material herborizado el tipo de textura observado coincidió con los reportados por Guarro y Figueras (1989), y tan solo en algunos aislamientos de *C. convolutum* (FMR-CS 635 y FMR-CS 2691) no fue posible apreciar la *textura globulosa*. Sin embargo, dichos autores ya habían señalado que el peridio de *Chaetomium* era una estructura de morfología variable, y que los cambios no solo se presentan entre los diferentes aislamientos de una misma especie, sino que también podían observarse en un mismo ascoma. La morfología de los pelos peridiales tuvo una importancia taxonómica relativa. En *C. quadrangulatum*, estas estructuras eran erectas y recurvadas en el ápice, mientras que en las restantes especies, eran marcadamente espiralados, observándose la presencia de ramificaciones laterales con una base ancha en *C. bostrychodes* y *C. robustum*. Sin embargo, en la última especie se

apreciaron algunas diferencias, ya que sus pelos peridiales son más erectos, con paredes engrosadas, fragmentándose con facilidad al nivel de los septos, similar al descrito por Gené y Guarro (1996) en *C. floriforme*. Tomando en consideración las características de los pelos peridiales, la especie más fácil de reconocer fue *C. bostrychodes*, debido al mayor número de ramificaciones laterales. En el grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*” la forma de las ascosporas alcanza el mayor valor taxonómico en la especie *C. quadrangulatum*, ya que las mismas son cuadrangulares en vista superior y elipsoidal en vista lateral, dándole a la especie un carácter distintivo, no solo dentro del grupo morfológico, sino también a nivel genérico. Sin embargo, en *C. bostrychodes*, *C. robustum* y *C. convolutum* las ascosporas son más o menos limoniformes, mientras que en *C. hexagonosporum* son casi hexagonales. No obstante, en el cultivo derivado del tipo de *C. hexagonosporum* se observó que las ascosporas, presentaban una cierta variabilidad en el número de ángulos y en la forma aplanada de sus lados. Esta situación, dificulta la identificación de la especie, basándose exclusivamente en la forma de las ascosporas, dada su similitud respecto a *C. convolutum* y *C. bostrychodes*. Según varios autores (Chivers, 1915; Skolko y Groves, 1953; Ames, 1963; Seth, 1970 b; von Arx *et al.*, 1986) el tamaño de las ascosporas es una de las características más importantes que permiten diferenciar a *C. bostrychodes* (5.5-7.5 x 5.0-6.5 x 4-5.5 μm), *C. convolutum* (7.0-9.5 x 6-7 x 5-6 μm) y *C. hexagonosporum* (9-10.5 x 7-8 x 6-7 μm), coincidiendo en este sentido nuestros resultados con los datos mencionados por los anteriores autores, ya que los típicos aislamientos de *C. bostrychodes* produjeron ascosporas ligeramente más pequeñas que las de *C. convolutum*, y las de *C. hexagonosporum* fueron ligeramente más largas que las de *C. convolutum* (ver Tabla 11). La combinación de la forma y el tamaño de las ascosporas es lo que realmente facilitó la identificación de los distintos aislamientos de estas tres especies; sin embargo, entre las dos características analizadas, el tamaño de las ascosporas fue el carácter más estable y diferenciador. El color no tuvo un valor taxonómico significativo observándose tan solo zonas más opacas en los extremos apicales de las ascosporas de *C. bostrychodes*, *C. convolutum* y *C. hexagonosporum*. Esta última característica, aunque no facilita la diferenciación entre los tres taxones, constituye un carácter distintivo para los mismos, facilitando su reconocimiento frente a las demás

especies del género. La producción de pigmento difusible, característica cultural citada para *C. bostrychodes*, *C. convolutum* y *C. robustum*, no pudo ser valorada con fines taxonómicos, ya que la misma no estuvo presente en todos los aislamientos estudiados.

Dreyfuss (1976) y von Arx *et al.*, (1986) demostraron la existencia de aislamientos intermedios en el grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*”, debido a que algunas cepas presentaban características de más de una especie, siendo de difícil ubicación dentro de un taxón concreto. En nuestro trabajo se obtuvieron cepas con características intermedias entre *C. bostrychodes* y *C. convolutum*, debido a la combinación de características como la presencia de ramificaciones en los pelos peridiales y ascosporas cuyo tamaño era mayor a 7.5 μm de longitud (FMR-C 7723, FMR-C 7727-7733), y otros con características intermedias entre *C. bostrychodes* y *C. robustum*, ya que sus ascosporas tenían una longitud menor a 7.5 μm , y sus ascomas eran ampuliformes u obclaviformes y presentaban textura prismática (FMR-C 7722, FMR-C 7724-7726, FMR-C 7740 y FMR-C 7741). Sin embargo, estos ascomas diferían de los observados en los típicos aislamientos de *C. robustum*, ya que presentaban una reducción en el número de hileras de células rectangulares (1-2 hileras) respecto al número que normalmente se observan en *C. robustum* (4-6 hileras).

Mediante el estudio morfológico se comprobó que las especies morfológicamente más cercanas entre sí eran *C. bostrychodes*, *C. convolutum* y *C. hexagonosporum*; destacándose el hecho de que *C. convolutum* ocupa una posición intermedia entre las otras dos, pero comparte un mayor número de características morfológicas con *C. hexagonosporum*. Según nuestro criterio, basado fundamentalmente en la forma y el tamaño de las ascosporas, *C. convolutum* debería ser considerada una variante morfológica de *C. hexagonosporum*, y no un taxón independiente dentro del género. Por otra parte, *C. robustum* y *C. bostrychodes*, aunque presentan forma y tamaño de ascosporas similares, pueden ser diferenciados debido a la forma ampuliforme de los ascomas de *C. robustum*, los que presentan una típica textura prismática restringida a la parte superior del ascoma, mientras que *C. quadrangulatum*, debido a sus remarcadas diferencias en la morfología de las ascosporas, no

debe estar enmarcada en un grupo morfológico, proponiéndose en este sentido su exclusión del grupo morfológico.

En el estudio molecular del grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*” la longitud de secuencias nucleotídicas amplificadas de la región D1 y D2 del 28S ADNr estuvieron comprendidas entre los 455 y los 569 pb (ver Anexo 7).

El árbol filogenético obtenido a través del método de “neighbor-joining” se muestra en la Figura 13. En el mismo se observa que la cepa de *C. quadrangulatum* (FMR 5549) se separó del resto del grupo y se ubicó de manera independiente en una rama basal, mientras que las restantes especies se agruparon en una rama mayor, la que estuvo soportada por un índice de “bootstrap” del 52 %. Esta última se subdividió en dos ramas, una superior soportada por un I.B. del 59 %, y en la que se agruparon los aislamientos de *C. robustum* (FMR 7200-7201), *C. bostrychodes* (FMR 7196 y FMR 7197) y uno intermedio entre *C. bostrychodes* y *C. robustum* (FMR 7722), mientras que la cepa tipo de *C. hexagonosporum* (CBS 171.84) y uno de los aislamientos de *C. convolutum* (FMR 7199) se agruparon en una rama diferente estadísticamente bien soportada (I.B. del 96 %). En la última rama, y con un bajo soporte, se agruparon el aislamiento intermedio entre *C. bostrychodes* y *C. convolutum* (FMR 7723), y los restantes aislamientos de *C. quadrangulatum* (FMR 7202) y *C. convolutum* (FMR 7198).

En el análisis mediante el método de reconstrucción filogenética “neighbor-joining” (Figura 13), debido a la escasa diferencia en el número de pares de bases entre las especies (menos de 13), se observan unas distancias genéticas muy cortas entre las diferentes especies, lo cual se traduce en unos índices de “bootstrap” poco significativos (por lo general inferiores al 60%). Tan solo dos ramas se encuentran bien soportadas: la primera, agrupa un aislamiento de *C. convolutum* (FMR 7199) y de *C. hexagonosporum* (CBS 171.84) (I.B. del 96 %); y la segunda donde se sitúan dos aislamientos pertenecientes a *C. bostrychodes* (s.e) (FMR 7196 y 7197), otro con características morfológicas intermedias entre *C. bostrychodes* y *C. robustum* (FMR 7722), y uno de *C. robustum* (FMR 7200), presentando un soporte estadístico del 74 %.

Estas diferencias mínimas entre las secuencias no nos permiten llegar a conclusiones definitivas sobre la filogenia de este grupo, ya que, por ejemplo, las especies morfológicamente más relacionadas (tales como *C. bostrychodes*, *C. convolutum* y *C. hexagonosporum*) no se agruparon en un único “cluster”, sino que se encuentran distribuidas en el árbol sin ningún patrón determinado. Es remarcable que el agrupamiento formado por *C. hexagonosporum* y *C. convolutum* FMR 7199, podría confirmar nuestra hipótesis de que *C. convolutum* está morfológicamente más próximo a *C. hexagonosporum* que a *C. bostrychodes*, pudiendo ser considerado *C. convolutum* una variante morfológica de *C. hexagonosporum*. Por otra parte, podemos destacar que la especie que parece estar morfológicamente mejor delimitada es *C. bostrychodes*, tal y como se puede apreciar del agrupamiento de la primera rama. Las diferencias entre las secuencias nucleotídicas de *C. hexagonosporum* CBS 171.84 y *C. convolutum* FMR 7199 fueron similares a las observadas entre los dos aislamientos de *C. bostrychodes*, y entre las cepas de *C. bostrychodes* FMR 7197 y FMR 7722 (3 pb de 525, 3 pb de 522 y 2 pb de 521). Esto demuestra que las variaciones en las secuencias entre aislamientos de una misma especie o entre cepas con morfología intermedia entre especies fueron comparativamente similares a los observados entre el aislamiento tipo de *C. hexagonosporum* y *C. convolutum* FMR 7199. En este sentido los resultados morfológicos y moleculares confirmarían que *C.*

convolutum no sería un taxón independiente, sino que debería ser considerado como una variante morfológica de *C. hexagonosporum*.

Los resultados del estudio filogenético del grupo “*Chaetomium bostrychodes*” basados en el análisis de secuencia de nucleótidos de la regiones D1 y D2 del 28S ADNr, muestran que esta zona se encuentra muy conservada, no siendo posible esclarecer las relaciones moleculares entre las especies que lo integran. Resultados similares a los nuestros fueron obtenidos por Sánchez-Ballesteros (2001), en el estudio molecular de las especies del género *Xylaria* Hill ex Grev.

La separación entre *C. bostrychodes* y *C. convolutum*, y entre *C. convolutum* y *C. hexagonosporum* es muy conflictiva, y continúa siendo un problema taxonómico a resolver. En este sentido, sería de sumo interés ampliar el estudio molecular, con el análisis de otros genes estructurales que estén menos conservados, así como también sería recomendable incluir un mayor número de aislamientos de la especie *C. convolutum*. En el Anexo 2, se ofrece una clave dicotómica de las especies aceptadas para el grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*”.

4.4.3. Grupo “*Chaetomium globosum*”

Los resultados del estudio morfológico realizado en las especies del grupo *Chaetomium globosum* aparecen reflejados en la Tabla 12.

Tabla 12. Estudio morfológico comparativo de las especies del grupo “Chaetomium globosum”

Especie	Código	Pigmento de la colonia			Color del ascoma y pelos peridiales bajo la luz reflejada				Forma del ascoma	Forma de los pelos peridiales				Ascosporas		
		Pardo	Oliváceo	Rojo	Ocre	Gris oliváceo	Oliváceo	Ondulados		Cercanos a rectos	Espiralados	Rectos y apicalmente ramificados	Forma	Color	Tamaño (µm)	
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 143	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme ***	pardo	9-10 x 6.5-7 x 6-8
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 153	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme ***	pardo	9-10 x 6.5-7 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 178	ne	ne	ne	—	—	+	—	esférico	+	—	+	—	limoniforme **	pardo	9-10 x 7-8 x 6-6.5
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 155	ne	ne	ne	—	—	+	—	esférico	+	—	+	—	limoniforme **	pardo	9.5-10 x 7-8 x 6-6.5
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 542	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme *	pardo	9-11 x 6-8 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-C 585	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme ***	pardo	9-10 x 6.5-7 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2413	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme *	pardo	9-11 x 6.5-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2418	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme *	pardo	9-10 x 7-9.5 x 6-6.5
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2430	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme *	pardo	9.5-10 x 7-9.5 x 6-6.5
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2435	ne	ne	ne	+	—	—	+	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	11-12 x 8.5-10 x 6.5-7
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2453	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	11.5-12 x 8.5-10 x 6.5-7
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 2534	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme ***	pardo	9-10 x 7.5-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4227	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme ***	pardo	9.5-10 x 7.5-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4228	ne	ne	ne	+	—	—	—	obovoide	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	8-10 x 6-7 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4229	ne	ne	ne	+	—	—	—	obovoide	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	8-10 x 6-7 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4341	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4366	ne	ne	ne	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4367	ne	ne	ne	—	+	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme *	pardo	8-10 x 7-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4370	ne	ne	ne	—	+	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme *	pardo	8.5-10 x 7-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4373	ne	ne	ne	—	+	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-CS 4374	ne	ne	ne	—	+	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6

Especie	Código	Pigmento de la colonia			Color del ascoma y pelos peridiales bajo la luz reflejada				Forma del ascoma	Forma de los pelos peridiales				Ascosporas		
		Pardo	Oliváceo	Rojo	Ocre	Gris oliváceo	Oliváceo	Gris		Ondulados	Cercanos a rectos	Espiralados	Rectos y apicalmente ramificados	Forma	Color	Tamaño (µm)
<i>C. globosum</i>	FMR-C 5504	—	—	+	—	—	+	—	esférico	+	—	+	—	limoniforme **	pardo	9-10 x 7-8 x 6-6.5
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7211	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme *	pardo	9-11 x 6-8 x 5-6
<i>C. globosum</i> *	FMR-C 7212	—	+	—	+	+	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme *	pardo	9-10 x 7-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7213	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme *	pardo	9-10 x 7-9.5 x 6-6.5
<i>C. globosum</i> *	FMR-C 7214	+	—	—	+	—	—	+	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	11-12 x 8.5-10 x 6.5-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7215	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme ***	pardo	9-10 x 7.5-8 x 6-7
<i>C. globosum</i> *	FMR-C 7216	+	—	—	+	—	—	—	obovoide	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	8-10 x 6-7 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7217	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7218	+	—	—	—	+	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme *	pardo	8-10 x 7-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7219	+	—	—	—	+	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. globosum</i> *	FMR-C 7220	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme ***	pardo	7-9 x 6-7 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7221	—	+	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoiforme **	pardo	9-10 x 7-8.5 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7222	—	—	+	—	—	—	+	obovoide	+	—	+	—	limoniforme *	pardo	10-11 x 8.5-10 x 6-7
<i>C. globosum</i> *	FMR-C 7223	—	—	+	—	—	—	+	obovoide	+	—	+	—	limoniforme *	pardo	10-11.5 x 8.5-10 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7391	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme ***	pardo	7-9 x 6-7 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7392	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	+	—	—	limoniforme ***	pardo	7-9 x 6-7 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7451	—	+	—	+	+	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme *	pardo	9-10 x 7-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7568	—	+	—	+	+	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme *	pardo	9-10 x 7-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7569	—	+	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-10 x 7-8 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7570	—	+	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	limoniforme **	pardo	9-10 x 7-8.5 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7571	—	—	+	—	—	—	+	obovoide	+	—	+	—	limoniforme *	pardo	10-11 x 8.5-10 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7572	—	—	+	—	—	—	+	obovoide	+	—	+	—	limoniforme *	pardo	10.5-11 x 8.5-10 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7573	—	—	+	—	—	—	+	obovoide	+	—	+	—	limoniforme *	pardo	10-11.5 x 8.5-10 x 6-7
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7751	—	—	+	—	—	—	+	obovoide	+	—	+	—	limoniforme **	pardo	10-11.5 x 8.5-10 x 6-7

Especie	Código	Pigmento de la colonia			Color del ascoma y pelos peridiales bajo la luz reflejada				Forma del ascoma	Forma de los pelos peridiales				Forma	Color	
		Pardo	Oliváceo		Ocre	Grís oliváceo	Oliváceo	Grís		Ondulados	Cercanos a rectos	Espiralados	Rectos y apicalmente ramificados			
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7752	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	+	—	—	* limoniforme	pardo	9-10 x 7-9.5 x 6-6.5
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7753	+	—	—	+	—	—	—	esférico	+	—	—	—	** limoniforme	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. globosum</i>	FMR-C 7754	+	—	—	—	+	—	—	esférico	+	—	—	—	** limoniforme	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. elatum</i>	FMR-CS 2371	ne	ne	ne	—	+	—	—	ovoide	—	—	—	+	limoniforme con extremos umbonados	pardo	11-13 x 8-11 x 7-8
<i>C. elatum</i>	FMR-CS 2738	ne	ne	ne	—	+	—	—	ovoide	—	—	—	+	limoniforme con extremos umbonados	pardo	11-13 x 8-11 x 7-8
<i>C. elatum*</i>	FMR-CS 7224	ne	ne	ne	—	+	—	—	ovoide	—	—	—	+	limoniforme con extremos umbonados	pardo	10-12 x 7-9 x 6-7
<i>C. elatum</i>	FMR-C 7225	+	—	—	—	+	—	—	ovoide	—	—	—	+	limoniforme con extremos umbonados	pardo	11-13 x 8-9 x 6-8
<i>C. elatum*</i>	FMR-C 7226	+	—	—	—	+	—	—	ovoide	—	—	—	—	limoniforme con extremos umbonados	pardo	11-14 x 8.5-10 x 7-8
<i>C. elatum</i>	FMR-CS 7233	+	—	—	—	+	—	—	ovoide	—	—	—	+	limoniforme con extremos umbonados	pardo	11-14 x 7-9 x 6-7
<i>C. spirochaete</i>	FMR-C 7227	+	+	+	+	—	—	—	esférico	—	—	+	—	limoniforme ***	pardo	8-10 x 6-8.5 x 5-6
<i>C. spirochaete*</i>	FMR-C 7228	+	+	+	+	—	—	—	esférico	—	—	+	—	limoniforme ***	pardo	9-11 x 7-8 x 5-6
<i>C. spirochaete</i>	FMR-C 7229	+	+	+	+	—	—	—	esférico	—	—	+	—	limoniforme ***	pardo	9-10 x 7-8 x 5-6
<i>C. spirochaete</i>	FMR-C 7619	—	—	—	+	—	—	—	esférico	—	—	+	—	limoniforme *	pardo	9-11 x 7.5-8 x 5-6
<i>C. cruentum*</i>	CBS-C 37166 (T)	+	—	—	—	—	—	—	ovoide-subglobos/ampuliforme	—	+	—	—	limoniforme *	rosada	(8) 9-10 x 7-9 x 6-6.5

ne = No evaluable.

* = Aislamientos usados en el estudio molecular.

+ = Presencia.

— = Ausencia.

T = Cepa tipo.

* = Ligeramente apiculada.

** = Apiculada.

*** = Muy apiculadas.

FMR-C = Facultad de Medicina de Reus - Cultivos vivos.

FMR-CS = Facultad de Medicina de Reus – Cultivos secos (material herborizado).

CBS-C = Centraalbureau voor Schimmelcultures - Cultivos vivos.

Los datos obtenidos evidenciaron la variabilidad morfológica y cultural señalada por Chivers (1915), Ames (1963), Seth (1970 b), Dreyfus (1976) y von Arx *et al.* (1986) para las especies del grupo morfológico “*Chaetomium globosum*”. Dicha variabilidad ya la había ilustrado Dreyfus en 1976 (Figura14), el que estudió las ascosporas así como los ascomas y terminaciones de los pelos peridiales.

Es de lamentar que el material tipo de *C. globosum* y de las especies ya sinonimizadas, así como sus variantes morfológicas, no pudieron ser examinados, lo cual era imprescindible para poder llegar a resultados concluyentes acerca de su variabilidad intraespecífica.

Los aislamientos de *C. globosum* (cultivos y material herborizado), se tipificaron fundamentalmente en base de la morfología de los pelos peridiales (Figura 14; I-N), ya que de las estructuras estudiadas, estas fueron las que evidenciaban las mayores diferencias entre los aislamientos. Treinta cepas presentaron pelos ondulados típicos (tipo K y L) y ocasionalmente del tipo J (Figura 14), mostrando sus ascosporas distinto grado de apiculación (Figura 14; A-C), dentro del rango de medida establecido para la especie (9-12 x 8-10 x 6-8 μm); algunos cultivos (FMR-CS 4228; FMR-CS 4229; FMR-C 7216) presentaron ascosporas más pequeñas (8-10 x 6-7 x 5-6 μm) y otros (FMR-CS 2435; FMR-CS 2453 y FMR-C 7214) producían ascosporas ligeramente más grandes (11-12 x 8.5-10 x 6.5-7 μm) (ver Tabla 12). Estos aislamientos producían ascomas mayoritariamente esféricas, de color ocre, gris-oliváceo o gris a la luz reflejada, aunque algunas de las cepas estudiadas (FMR-C 7212, FMR-C 7214 y FMR-CS 2435) formaban ascomas con más de un color. La mayoría de los cultivos que presentaban pelos peridiales del tipo ondulado (Figura 14; J, K, L), produjeron pigmento pardo en los distintos medios de cultivo (Figura 15; A), y solo unos pocos (FMR-C 7212, FMR-C 7451, FMR-C 7568; FMR-C 7569 y FMR-C 7570) produjeron pigmento de color oliva (Figura 15; B).

Otros nueve aislamientos (FMR-CS 178, FMR-CS 155, FMR-C 5504, FMR-C 7222, FMR-C 7223, FMR-C 7571, FMR-C 7572, FMR-C 7573, FMR-C 7751) identificados como *C. globosum*, desarrollaron dos tipos de pelos peridiales: los ondulados (Figura 14; K, L) y los espiralados (Figura 14; M,N); sus ascosporas eran ligeramente apiculadas (Figura 14 A, B), con dimensiones dentro del rango establecido para la especie. Los ascomas eran esféricos u obovoides (Figura 14; E, F), y oliváceos o gris-oliváceos bajo la luz reflejada. Todos los aislamientos que presentaron estos tipos de pelos peridiales produjeron en cultivo pigmento de color rojo (Figura 15; C).

Los restantes aislamientos identificados como *C. globosum* presentaron pelos ondulados y cercanos a rectos (Figura 14; I, K, L); sus ascosporas eran marcadamente más apiculadas (Figura 14; A-C), y su longitud era menor o igual al límite inferior del rango establecido para la especie (ver Tabla 12; aislamientos FMR-CS 4367, FMR-CS 4370, FMR-C 7218, FMR-C 7220, FMR-C 7391 y FMR-C 7392). Sin embargo, observaciones similares ya habían sido realizadas por Skolko y Grover (1953), quienes encontraron ascosporas de tamaño similar al reportado por nosotros (8-9.5 x 6-8 μm). Los ascomas eran esféricos y de color ocráceo o gris oliváceo bajo la luz reflejada. Todos los aislamientos ubicados en este grupo producían pigmentos pardos (Figura 15; A).

Los aislamientos de *C. elatum* (FMR-CS 2371, FMR-CS 2738, FMR-CS 7224, FMR-C 7225, FMR-C 7226 y FMR-CS 7233) y *C. globosum* se diferenciaron fácilmente, debido a que el primero produce ascosporas de morfología más irregular y de mayor longitud (11-14 μm), sus pelos peridiales son erectos, rígidos, verrucosos, opacos e intensamente coloreados, los que se bifurcan en el ápice (Figura 14; H), produciendo a partir de los mismos un anamorfo morfológicamente similar a *Acremonium* Link.

Chaetomium spirochaete (FMR-C 7227, FMR-C 7228, FMR-C 7229, FMR-C 7619) y *C. globosum* son especies morfológicamente similares; sin embargo, se pueden diferenciar por sus pelos peridiales marcadamente espiralados (Figura 14; M, N) y a la ausencia de pelos ondulados en la primera (Figura 14; J, K, L). Además, las ascosporas de *C. spirochaete* son marcadamente apiculadas (Figura 14; D). Dreyfus (1976) y Seth (1970 b) observaron en *C. globosum* pelos espiralados semejante a los de *C. spirochaete*, pero analizando detalladamente las descripciones y claves dicotómicas ofrecidas por dichos autores, se observó que también se incluyen los típicos pelos ondulados (Figura 14; K, L) que caracterizan a *C. globosum*, los que están ausentes en *C. spirochaete*.

El estudio morfológico realizado evidenció que el tipo de pelo peridial de *C. globosum* fue el carácter más importante, permitiendo agrupar los distintos

aislamientos, siendo coincidente estos resultados con las observaciones de Ames (1963), Seth (1970 b) y Dreyfus (1976), quienes en sus claves dicotómicas y sinópticas otorgaron un valor significativo a dichas estructuras. Por otra parte, *C. spirochaete* y *C. globosum* comparten un mayor número de características morfológicas, mientras que *C. elatum*, debido a la morfología de los pelos peridiales y a la presencia de fialoconidios, se diferencia, marcadamente de las dos primeras.

Chaetomium cruentum fue considerada por von Arx *et al.* (1986) una variante albina de *C. globosum*, debido fundamentalmente a sus similitudes en la forma y el tamaño de las ascosporas (ver Tabla 12). Sin embargo, durante el examen del cultivo derivado del tipo (CBS 37166) se pudo apreciar características morfológicas y culturales que lo separan de las especies pertenecientes al grupo morfológico, y al género. Sus ascosporas son rosadas, al igual que sus colonias (M. 8A2); los ascomas son sub-globosos, ovoides o ampuliformes, y de mayor tamaño que los de *C. globosum* (315-450 μm y 175-270 μm , respectivamente), y presentan un cuello corto con evidentes perífisis; su peridio es de color crema pálido, y los pelos peridiales son hialinos y semejantes a hifas. Tomando en consideración las diferencias morfológicas observadas, se propone la exclusión de *C. cruentum* del grupo morfológico "Chaetomium globosum".

Es importante señalar que el cultivo derivado del tipo se obtuvo a partir de un cultivo herborizado que llevaba 16 años depositado en la Colección de Cultivos de la Facultad de Medicina de Reus, encontrándose en la literatura que otras especies del género que habían sido conservadas en cultivo durante 20 años habían mantenido su viabilidad (von Arx *et al.*, 1984).

En la Figura 16, se muestra la reconstrucción de un árbol filogenético para las especies incluidas dentro del grupo morfológico "Chaetomium globosum", obtenido mediante el método de "neighbor-joining". En éste se observa que los aislamientos de *C. globosum*, *C. elatum* y *C. spirochaete* se agruparon en una misma rama, mientras que *C. cruentum* se separó del grupo y se unió al "out-group" *Neurospora crassa*, con un elevado índice de "bootstrap" (100 %).

La longitud de la región D1 y D2 de las especies estudiadas presentó entre 518 y 521 pb (ver Anexo 8).

En el árbol se observa como las cinco cepas de *C. globosum*, representativas de la variabilidad morfológica y cultural observada, no se agruparon en una misma rama. La cepa FMR-C 7223 se separó de las otras, y se agrupó de forma no significativa (45 % I.B.) con *C. spirochaete* y *C. elatum*. Dicho aislamiento se diferenciaba del resto por la presencia de pelos espiralados (Figura 14; M, N) y la producción de pigmento rojo en los medios de cultivo utilizados (Figura 15; C). Todos los aislamientos que producían pigmentos rojos presentaron estructuras reproductivas con características morfológicas similares, contrariamente a lo observado en los aislamientos que producían pigmentos pardos y oliváceos (ver Tabla 12). Las cuatro cepas restantes se agruparon en dos ramas, cada una con dos cepas. En la primera (I.B. del 86 %), agrupaba los aislamientos FMR 7214 y FMR 7216, que producían pigmentos pardos (Figura 15; A), y que eran los más heterogéneos morfológicamente dentro del grupo de aislados con pelos ondulados (Figura 14; J, K, L). Sin embargo, esta variabilidad morfológica solamente representaba a nivel molecular una diferencia inferior a 5 pb en las secuencias nucleóticas, destacando el hecho de que este valor fue el máximo obtenido entre los aislamientos de *C. globosum* secuenciados. En la otra rama (I.B. del 70 %), se situaron las cepas FMR-C 7212 (pigmento oliváceo), (Figura; 15 B) y FMR-C 7220 (pigmento pardo) (Figura 15; A), las que diferían en la morfología de las estructuras reproductivas estudiadas (ver Tabla 12). Sin embargo, sus secuencias nucleóticas solamente diferían en 1 pb. Los anteriores resultados muestran que las diferencias morfológicas observadas entre todos los aislamientos de *C. globosum*, solamente presentaron pequeñas variaciones a nivel molecular (5 pb) en el segmento analizado (519 pb) (ver Anexo 8). En el presente trabajo queda demostrado que la región D1 y D2 del 28S ADNr se encuentra altamente conservada en *C. globosum* y, por consiguiente, no puede ser utilizada como único gen en el estudio molecular del taxón. Las especies *C. elatum* (FMR-C 7224 y FMR-C 7226) y *C. spirochaete* (FMR-C 7228) que morfológicamente difieren de *C. globosum*, se agruparon en un cluster estadísticamente bien soportado (I.B. del 97 %), y separado de los aislamientos

de la última especie, difiriendo sus secuencias en no más de 9 pb respecto a las cepas de *C. globosum*.

A través de la búsqueda realizada con el programa BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/blast/Blast.cgi>) (Stephen *et al.*, 1997), se observó que *C. cruentum* y *N. crassa* presentaban un 100 % de homología en sus secuencias nucleotídicas; sin embargo, desde el punto de vista morfológico no se justificaba este agrupamiento, ya que *N. crassa* pertenece a la familia Sordariaceae, la que, a diferencia de Chaetomiaceae, se caracteriza por presentar ascos cilíndricos con un anillo apical (Shear, 1927; von Arx *et al.*, 1988; Glass *et al.*, 1990). Además, esta última presenta ascosporas estriadas y anamorfo en *Chrysonilia* Montagne (ausente en *C. cruentum* y en otras especies de *Chaetomium*).

Con el objetivo de clarificar la posición taxonómica de *C. cruentum*, comparamos las secuencias del gen 5.8S ARNr y sus espaciadores intergénicos ITS 1-2 con las secuencias depositadas en el GenBank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>) mediante una búsqueda con el programa BLAST (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/blast/Blast.cgi>) (Stephen *et al.*, 1997). La longitud del segmento analizado estuvo comprendida entre 543-548 pb, y las secuencias obtenidas se muestran en el Anexo 9.

Los resultados nos indicaron que las secuencias más próximas correspondían a dos cepas de *Chaetomium* sp. y otra perteneciente a *C. funicola*. El análisis mediante el método de “neighbour-joining” nos ratificó dicha proximidad, ya que como se puede apreciar en la Figura 17, *C. cruentum* se agrupó con las tres cepas citadas con un elevado soporte estadístico (I.B. del 99%), separándose claramente de *N. crassa*. Estos resultados, permiten inferir que *C. cruentum* se encuentra ubicado taxonómicamente en el género *Chaetomium*, tal y como fue señalado por Ames (1963) cuando describió el taxón.

4.4.4. Grupo “Chaetomium indicum”.

Los resultados del estudio morfológico realizado en las especies del grupo morfológico “Chaetomium indicum” aparecen reflejadas en la Tabla 13.

En la discriminación de especies de este grupo morfológico los pelos peridiales han sido las estructuras de mayor peso taxonómico, presentando tres tipos morfológicamente diferentes. Sus características generales, se describen a continuación, y por razones prácticas nos referiremos a ellos con los nombres «tipo A», «tipo B» y «tipo C» (Figura 18; A, B, C, D). Generalmente, en las observaciones realizadas al microscopio óptico, los pelos tipo B y C se encuentran por encima de una cabezuela compacta, formada por los pelos tipo A y las ascosporas.

Tabla 13. Estudio morfológico comparativo de las especies del grupo “Chaetomium indicum”

Especie	Código	Ascomas				Pelos Peridiales					Ascosporas			Colonia
		Forma	Diámetro (µm)	Textura	Color	Tipos	RC	RR	Color	Ornamentación	Forma	Tamaño (µm)	Color	Pigmento
<i>C. cancroideum*</i>	CBS-C 136.38 (T)	cercano a esférico	90-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2 B,C	+	—	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal	5-6 x 3-4.5 x 3-4	pardo claro	amarillo
<i>C. erectum/cancroideum*</i>	FMR-C 7547	cercano a esférico	110-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2 A,B	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal	5-6 x 4-4.5 x 3-4	pardo claro	amarillo
<i>C. dolichotrichum*</i>	MUCL-C 9598 (T)	cercano a esférico	70-110	<i>intricata-angularis</i>	pardo claro (translucido)	2 B,C	+	—	pardo claro	+	fusiforme	6-7 x 3-4 x 3-3.5	pardo claro	amarillo
<i>C. erectum*</i>	CBS-C 140.56 (T)	cercano a esférico	100-122	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	5-6 x 4-5 x 3-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. erectum</i>	FMR-CS 311	cercano a esférico	100-130	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	5-6 x 4-5 x 3-4	pardo oscuro	ne
<i>C. erectum</i>	FMR-C 7646	cercano a esférico	110-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	5-6 x 3-4.5 x 3-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. erectum/funicola*</i>	FMR-C 7549	cercano a esférico	100-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	5-6 x 3.5-4 x 3-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. erectum/funicola/dolichotrichum*</i>	FMR-C 7556	cercano a esférico	110-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	6-7 x 3-4 (5) x 3-3.5	pardo oscuro	amarillo
<i>C. erectum/reflexum*</i>	FMR-C 7548	cercano a esférico	100-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2 A,B	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal	5-6 x 4-4.5 x 3-4	pardo claro	amarillo
<i>C. erectum</i>	ATCC-CS 11204	cercano a esférico	110-125	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	5.5-6 x 4.5-5 x 3-4	pardo oscuro	ne
<i>C. erectum</i>	FMR-CS 681	cercano a esférico	115-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	5.5-6 x 4.5-5 x 3-4	pardo oscuro	ne
<i>C. erectum</i>	FMR-C 7645	cercano a esférico	105-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B	+	+	pardo claro; pardo oscuro	+	elipsoidal, fusiforme	5-6 x 4.5-5 x 3.5-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. erectum</i>	MUCL-C 19263	cercano a esférico	100-125	<i>intricata-angularis</i>	pardo claro	2-3 A,B,C	+	—	pardo claro; pardo oscuro	+	Elipsoidal, fusiforme	5-6 x 3-4.5 x 3-4	pardo	amarillo
<i>C. funicola*</i>	FMR-C 7315	cercano a esférico	112-137.5	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2 A,C	+	—	pardo claro-pardo oscuro	—	elipsoidal, fusiforme	5-6 (7) x (3.8) 4-5 x 2.8-3	pardo oscuro	amarillo
<i>C. funicola</i>	FMR-CS 450	cercano a esférico	110-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2 A,C	+	—	pardo claro-pardo oscuro	—	elipsoidal, fusiforme	5-6.5 x 4-4.5 x 3-4	pardo oscuro	ne

Especie	Código	Ascomas				Pelos Peridiales					Ascosporas			Colonia
		Forma	Diámetro (µm)	Textura	Color	Tipos	RC	RR	Color	Ornamentación	Forma	Tamaño (µm)	Color	Pigmento
<i>C. funicola</i>	FMR-C 7555	cercano a esférico	110-115	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2 A,C	+	—	pardo claro- pardo oscuro	—	elipsoidal, fusiforme	5-6.5 x 4-4.5 x 3-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. funicola</i>	FMR-C 7644	cercano a esférico	120-130	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2 A,C	+	—	pardo claro- pardo oscuro	—	Elipsoidal, fusiforme	5-6.5 x 4-4.5 x 3-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. indicum</i>	FMR-CS 787	cercano a esférico	120-150	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro- pardo oscuro	+	subesféricas a ovoides	5-6 x 4-5.8 x 3.5-4	pardo oscuro	ne
<i>C. indicum*</i>	FMR-C 7550	cercano a esférico	115-135	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro- pardo oscuro	+	subesféricas a ovoides	5-6 x 4.5-6 x 3.5-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. indicum</i>	FMR-C 7620	cercano a esférico	130-150	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro- pardo oscuro	+	subesféricas a ovoides	5-6 x 4-5.8 x 3.5-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. indicum*</i>	FMR-C 7314	cercano a esférico	120-135	<i>intricata-angularis</i>	pardo oscuro	2-3 A,B,C	+	+	pardo claro- pardo oscuro	+	subesféricas a ovoides	5-6 x 4-5.8 x 3.5-4	pardo oscuro	amarillo
<i>C. reflexum</i>	FMR-C 7390	cercano a esférico	90-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo claro (translucido)	2 B,C	—	+	pardo claro	—	elipsoidal	4.5-5 x 3-4 x 3-3.5	pardo claro	amarillo
<i>C. reflexum*</i>	MUCL-C 18700 (T)	cercano a esférico	95-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo claro (translucido)	2 B,C	—	+	pardo claro	—	elipsoidal	4-5 (6) x 3-4 x 3-3.5	pardo claro	amarillo
<i>C. variostiolatum*</i>	MUCL-C 6616	cercano a esférico	110-120	<i>intricata-angularis</i>	pardo	1	—	—	pardo	—	elipsoidal	6-7 x 4-5 x 3-3.5	pardo oscuro	amarillo

ne = No evaluable.

* = Aislamientos usados en el estudio molecular.

+ = Presencia.

— = Ausencia.

T = Aislamiento tipo.

RC = Ramificaciones curvas.

RR = Ramificaciones rectas.

ATCC-CS = American Type Culture Collection – Cultivos secos (material herborizado).

FMR-C = Facultad de Medicina de Reus - Cultivos vivos.

FMR-CS = Facultad de Medicina de Reus – Cultivos secos (material herborizado).

CBS-C = Centraalbureau voor Schimmelcultures - Cultivos vivos.

CBS-CS = Centraalbureau voor Schimmelcultures – Cultivos secos (material herborizado)

MUCL-C = Mycotheque de l' Universite Catholique de Louvain-Cultivo vivo.

MUCL-C = Mycotheque de l' Universite Catholique de Louvain- Cultivos secos (material herborizado).

Pelos tipo A: son los más cortos y de menor grosor, de color marrón claro, flexuosos, septados, extremadamente verrucosos, y con ramificaciones dicotómicas de forma irregular, presentando constricciones, a nivel de los septos. Las ramas pueden anastomosarse formando una red. Su longitud, aspecto y número de ramificaciones es variable. Este tipo de pelo, de estar presente, suele formar una cabezuela compacta con las ascosporas liberadas a través del ostíolo.

Pelos tipo B: rectos, largos y de paredes gruesas, robustos, de color marrón oscuro, septados, verrucosos se ramifican apicalmente repetidas veces de forma dicotómica. Este pelo puede presentar en la zona de las ramificaciones constricciones similares a las descritas en el pelo tipo A y, a excepción de *C. funicola*, suele estar presente en todas las especies del grupo.

Pelos tipo C: son los de mayor longitud, septados, erectos, setiformes y ahusados hacia el ápice, pardo oscuro en la base, aclarándose hacia el ápice. y sus paredes son verruculosas o lisas.

Las especies de este grupo morfológico presentan como característica común la presencia de pelos peridiales ramificados (Chivers, 1915; Ames, 1963; Seth, 1970 b; von Arx *et al.*, 1986). Sin embargo, tal y como han referido dichos autores, las mismas pueden separarse en base a la morfología que adoptan las ramificaciones de dichos pelos.

En los cultivos de *C. reflexum* se observaron mayoritariamente los pelos tipos B y C, y los aislamientos se diferenciaron fácilmente del resto en base a la morfología marcadamente recurvada que adoptan los pelos del tipo B, los que se ramifican en un ángulo casi obtuso. En esta especie, este tipo de pelo peridial es más corto que los de los aislamientos de *C. erectum*, *C. indicum* y *C. cancroideum*. Los pelos setiformes tipo C se observaron escasamente, y los tipo A estuvieron ausentes. Las ascosporas de los aislamientos identificados como *C. reflexum* eran elipsoidales, y no apiculadas (ver Tabla 13); presentaban además una zona oscura rodeando el poro germinativo, fenómeno no observado en las restantes especies del grupo. Las características morfológicas de los pelos peridiales no variaron con las condiciones de cultivo.

Los aislamientos de *C. cancroideum*, al igual que los de la especie anterior, se caracterizan por presentar mayoritariamente pelos de los tipos B y C, y los del tipo B se caracterizaban por presentar ramificaciones que le dan una apariencia de “pinza de cangrejo”. Los pelos tipo A, estaban ausentes, mientras que los pelos tipo C fueron poco abundantes. La disposición de las ramas en “crab-claw” (en forma de “pinza de cangrejo”) eran muy evidentes cuando los aislamientos se crecían sobre PDA, mientras que sobre OA y PCA eran menos evidentes. En esta especie las ascosporas son elipsoidales, bilateralmente aplanadas, y ligeramente asimétricas.

Entre las especies de este grupo, los aislamientos con mayores problemas para su identificación fueron los correspondientes a la especie *C. erectum*, debido a la alta variabilidad en la morfología de los pelos peridiales. Tomando como referencia las observaciones realizadas en el cultivo derivado del tipo (CBS 140.56) observamos que esta especie presenta los tres tipos de pelos peridiales; el pelo tipo C, solo fue observado en algunos aislamientos. Así, el carácter más distintivo del taxón es la presencia de pelos rectos, verruculosos, oscuros que se ramifican de forma dicotómica en el ápice, observándose que el primer punto de ramificación se produce casi en la parte más apical del pelo (Figura 18; B). En cultivo, los pelos tipo A se desarrollaron abundantemente, en contraposición a los del tipo C, que prácticamente estaban ausentes. El mejor medio para la tipificación de esta especie era el PDA; en cambio en OA, la especie mostraba un aspecto similar a *C. indicum* cuando este último desarrollaba en medios distintos de OA (descrito más adelante). En PCA las ramificaciones eran semejantes a las observadas en *C. reflexum*. En esta especie las ascosporas son elipsoidales, bilateralmente aplanadas y ligeramente asimétricas.

Ames (1963) y Seth (1970 b) ya habían documentado dicha variabilidad, y observaron que, los ascomas jóvenes de *C. erectum* eran semejante a *C. indicum* y a *C. reflexum*. La característica principal utilizada por diferentes autores para la identificación de *C. erectum* era la presencia de pelos peridiales erectos y apicalmente ramificados, carácter presente de forma más o menos manifiesta en todas las especies del grupo. Debido a dicha variabilidad morfológica, su identificación resulta confusa, llegando a ser cuestionable su validez taxonómica. Los resultados aquí expuestos indican que las

descripciones realizadas hasta el presente no esclarecen los límites biológicos existentes entre *C. erectum* y el resto de las especies del grupo morfológico. No obstante, bajo las condiciones de cultivo descritas como mejores para la tipificación del taxón (cultivo en PDA e incubación a temperatura ambiente), la forma erecta de sus pelos terminales, las ramificaciones dicotómicas en la parte más apical y el menor número de ramificaciones respecto a *C. indicum* producidas en ángulo recto, permitirían tipificar la especie.

Chaetomium indicum ha sido diferenciado dentro del grupo en base al aspecto que presentan sus pelos terminales, y al mayor número de ramificaciones dicotómicas del pelo tipo B con respecto a *C. erectum* y las demás especies. Otra característica que permite su diferenciación respecto a *C. erectum* es que el primer internodo de ramificación dicotómica originado en pelo tipo B se produce más próximo al ostiolo que en otras especies. Sus cultivos, al igual que los de *C. erectum*, desarrollaban los tres tipos de pelos peridiales. (ver tabla 13): uno recto, largo, robusto y de color marrón oscuro, que presenta ramificaciones en ángulo recto, y extremos redondeados tipo B; otro más corto, de color marrón claro e irregularmente ramificado, que se encuentra rodeando la cavidad ostiolar y se desarrolla abundantemente tipo A; y los pelos setiformes y apicalmente ahusados tipo C más escasos. Es importante señalar que las características típicas de *C. indicum* se observaron solamente en OA, mientras que en el resto de los medios de cultivo los pelos eran más largos, presentaban tonalidades más claras, y ramificaciones menos rectas, semejantes en forma a los observados en *C. erectum*.

Estas observaciones coinciden con las hechas por otros autores (Chivers, 1915; Ames, 1963; Seth, 1970; von Arx *et al.*, 1986), quienes destacan como carácter más importante para diferenciar *C. indicum* de *C. funicola* la presencia de pelos peridiales ramificados en la primera especie. En cambio, este carácter no permite establecer claras diferenciaciones entre *C. indicum* y *C. erectum*.

En los cultivos de *C. funicola* se observaron fundamentalmente 2 tipos de pelos peridiales: el primero de ellos recto, setiforme, liso o verruculoso, y sin ramificaciones (tipo C), (Figura; 18 C) y otro tipo A que se desarrollaba abundantemente, más delgado, verrugoso, de color marrón claro, muy

ramificando (mayoritariamente en ángulo agudo) y con fuertes constricciones en los septos (Figura 18; C, D). A diferencia de las anteriores especies, el pelo de tipo B estuvo ausente en los aislamientos de *C. funicola*, siendo esta la característica más importante a la hora de diferenciarlo del resto de las especies del grupo morfológico. Las características de los pelos peridiales no variaron significativamente con las condiciones de cultivo, y las ascosporas eran elipsoidales, bilateralmente aplanadas, ocasionalmente asimétricas, y con extremos ligeramente apiculados.

Las ascosporas son estructuras a las que se les ha prestado poca atención en la taxonomía del grupo. Sin embargo, estas tienen un considerable valor taxonómico para diferenciar *C. indicum* y *C. reflexum* del resto de las especies. En la primera, las ascosporas son subesféricas a ovoides, y presentan extremos generalmente redondeados, y ocasionalmente uno de ellos subapiculado; en la segunda son elipsoidales, y presentan una zona oscura rodeando el poro germinativo. En las restantes especies las ascosporas son elipsoidales o fusiformes, y presentan lados aplanados.

Chaetomium dolichotrichum Ames fue sinonimizada por von Arx *et al.* (1986) con *C. funicola*; sin embargo, durante el examen del material tipo, se comprobó que algunas de sus características morfológicas no se correspondían con las descritas para *C. funicola*: sus ascosporas eran ligeramente más alargadas (6-7 μm de longitud y 5-6.5 μm de longitud), y los pelos peridiales eran morfológicamente diferentes, ya que en *C. dolichotrichum* se observaban pelos tipo B con ramificaciones recurvadas, los que no están documentados en *C. funicola*. Al considerar las diferencias observadas, proponemos la invalidación de dicha sinonimia.

El aislamiento MUCL-C 6616, que fue enviado a nuestro laboratorio como una cepa de *C. indicum*, mostró características morfológicas diferentes a las de esta especie, ya que no fueron observadas ramificaciones en los distintos tipos de pelos, y las ascosporas eran elipsoidales y con lados asimétricos. Este aislamiento mostró características morfológicas coincidentes con *C. variostiolatum*, especie válida para el género, y que según von Arx *et al.* (1986) se encuentra morfológicamente próxima a *C. indicum* y *C. funicola*.

Los cultivos FMR-C 7547, 7548, 7549 y 7556, no pudieron ser ubicados en un taxón concreto, siendo identificados como aislamientos intermedios por presentar características de más de una especie. FMR 7547 presentó características intermedias entre *C. erectum* y *C. cancroideum*, ya que sobre los pelos terminales tipo B, se observaron ramificaciones rectas, en el extremo más apical, así como ramificaciones terminadas en forma de “pinza de cangrejo”. FMR-C 7548 presentó características de *C. reflexum* y de *C. erectum* (ramificaciones curvas y rectas en los pelos tipo B). FMR-C 7549 fue clasificado como intermedio entre *C. funicola* y *C. erectum*, observándose similar proporción entre los pelos tipo B y los pelos ahusados tipo C, los que presentaron constricciones en la zona de los septos fragmentándose en estos puntos, y originando pequeños segmentos de forma cilíndrica; FMR-C 7556 presentó características de tres especies (*C. erectum*, *C. funicola* y *C. dolichotrichum*), observándose los pelos tipo B y C, y ascosporas ampliamente fusiformes, similares a las de *C. dolichotrichum*.

En este grupo morfológico la identificación de las especies es compleja, debido fundamentalmente a los siguientes factores: 1- los distintos tipos de pelos peridiales, su densidad, longitud, color y grosor, así como la forma y número de ramificaciones, son características que no solo varían con la especie, sino que también están influenciadas por las condiciones del cultivo; 2- la masa compacta formada por ascosporas y pelos peridiales, frecuentemente dificulta la apreciación de detalles relacionados con estos últimos, así como con aspectos de su crecimiento y desarrollo; 3- en ocasiones, las descripciones que aparecen en la literatura son incompletas o no concordantes.

A modo de conclusión, se puede afirmar que la morfología de los pelos peridiales representa el carácter de mayor peso taxonómico en la clasificación de las especies del grupo, y debe ser observada en un mismo medio de cultivo debido a su relativa variabilidad. Por otra parte, las características de las ascosporas, que hasta el presente habían sido poco utilizadas en la taxonomía del grupo, deben ser tomadas en consideración, ya que son estructuras estables, y en algunas especies como *C. indicum* y *C. reflexum* pueden ayudar a su diferenciación.

Las características morfológicas de cada taxón fueron más evidentes en unos medios que en otros. Así, para *C. erectum* y *C. cancroideum*, el mejor medio de cultivo fue el PDA; para *C. indicum* fue el OA, mientras que para *C. funicola*, *C. reflexum* y *C. dolichotrichum* los caracteres morfológicos fueron estables en todos los medios estudiados (OA, PCA, PDA).

En este grupo morfológico el color del pigmento de las colonias no tuvo valor taxonómico, ya que todas las especies producían pigmentos de tonalidades amarillas (M. 3A5).

La longitud del segmento amplificado correspondiente a las regiones D1 y D2 del 28S ADNr en las especies del grupo “*Chaetomium indicum*” estuvo comprendida entre los 514 pb-537 pb (ver Anexo 10). Si comparamos las secuencias nucleotídicas entre las especies del grupo, observamos que las mayores diferencias corresponden a *C. dolichotrichum* (entre 19-27 pb, en un segmento de 527 pb); en cambio, para las restantes especies, las máxima diferencia estuvieron entre los 12 pb y 15 pb en un segmento de similar tamaño (ver Anexo 10). En la reconstrucción del árbol filogenético para el grupo morfológico “*Chaetomium indicum*” (ver Figura 19) las especies que lo integran se distribuyeron en dos ramas estadísticamente bien soportadas. En la primera (I.B. del 80 %), quedaron agrupados los aislamientos de las especies *C. cancroideum* (CBS-C 136.38 y FMR-C 7547), *C. funicola* (FMR-C 7315), *C. erectum* (CBS-C 140.56), *C. variostiolatum* (MUCL-C 6616) y *C. indicum* (FMR-C 7314 y FMR-C 7550), así como los aislamientos con características morfológicas intermedias de algunas de las especies del grupo (FMR-C 7548, FMR-C 7549 y FMR-C 7556). En la otra rama (I.B. 92 %) se agruparon dos especies bien delimitadas, y molecularmente muy distanciadas entre sí (19 pb de diferencia sobre un total de 520): *C. dolichotrichum* y *C. reflexum*. Sin embargo, estas comparten características morfológicas comunes, como ascomas pequeños y translúcidos, y setas que se bifurcan en su parte apical, y cuyas ramas se recurvan en su parte distal.

Las cepas de *C. cancroideum* se agruparon en una rama bien soportada (I.B. del 83 %), y que esta especie se encuentra genéticamente relacionada con *C. funicola* (I.B. del 72 %); algo similar ocurre para las especies *C. erectum* y *C. variostiolatum* (I.B. del 89 %), difiriendo en tan solo 3 pb. Sin embargo, esta proximidad genética no tiene un paralelismo a nivel morfológico, ya que ambas especies presentan marcadas diferencias, sobre todo en el color y grado de ramificación de los pelos de sus ascomas. La especie *C. indicum* representada por dos cepas (FMR-C 7314 y FMR-C 7550), formó una rama independiente, con un índice de “bootstrap” del 87 %, lo que indicaría que esta especie se encuentra bien delimitada, tanto a nivel morfológico como molecular. Las cepas con características morfológicas intermedias, no se han relacionado con ninguna especie en concreto, ya que todas ellas se localizan en una única rama con un soporte no significativo (I.B. del 45 %). Sin embargo, estos aislamientos no fueron propuestos como nuevas especies para el género, debido a que sus características morfológicas también están presentes en otras especies del grupo, y no presentan características diferenciales como para justificar dicha propuesta.

Los aislamientos de *C. indicum* (FMR 7314 y FMR 7550) quedaron agrupados entre sí en una rama que estuvo estadísticamente bien soportada (I.B del 87 %). Las especies con ramificaciones reflexas y ascomas pequeños y translucidos (*C. reflexum* y *C. dolichotrichum*) se separaron del grupo, formando una rama con un elevado soporte estadístico (I.B. del 92 %)

A modo de resumen se puede decir que mediante el análisis de secuencias de la región D1 y D2 del 28S ADNr quedaron diferenciadas todas las especies del grupo, además de quedar ratificada la existencia de aislamientos intermedios. No obstante, aunque los datos moleculares validen a *C. erectum* como un taxón válido, este resultado debe ser corroborado a través del estudio de otros genes estructurales, ya que el agrupamiento obtenido es morfológicamente incongruente. En el Anexo 3, se ofrece una clave dicotómica de las especies aceptadas para este grupo morfológico.

4.4.5 4.4.5. Una nueva especie para el género *Achaetomium*: *Achaetomium geophylum*

Del total de aislamientos obtenidos en cultivo puro, uno mostraba una tasa de crecimiento elevada a temperaturas superiores a 37 °C, producía colonias de color amarillo, y formaba ascomas tomentosos cubiertos por pelos peridiales similares a hifas, cuyo peridio tenía *textura epidermoidea* y *textura intricata*, y sus ascosporas eran limoniformes, y fuertemente pigmentadas. Para su ubicación taxonómica se consultaron los trabajos de Rai *et al.* (1964), Chowdhery (1980), von Arx *et al.* (1984, 1986), von Arx (1985); Cannon (1986) y von Arx *et al.* (1988). Después de un exhaustivo estudio, dicho aislamiento fue clasificado cómo una nueva especie perteneciente al género *Achaetomium*, y sus características culturales y morfológicas se detallan a continuación.

Achaetomium geophylum K. Rodríguez, Stchigel & Guarro, sp. nov. FIGS. 20-21 (en prensa)

Mycelium ex hyphis subhyalinis compositum, septatis, laevis, 1-5 μm diam. *Coloniae* in agar farinae avenaceae celeriter crescentes, planae, ex mycelio vegetativo diffuso et submerso constantes, cum numerosis ascomatibus formantes, flavo-alba; reversum flavo-album. *Ascomata* superficialia, aurantio-brunnea, ovoidea vel piriformis, gregaria, 162-280 (-310) x 160-210 μm , celeriter maturescentia, cum ostiolum latum, usque ad 90 μm diam. *Peridium* brunneum, sursum ostiolum pallidiora, 4-6 stratorum compositum, 10-12 μm crassitunicatum, *textura epidermoidea* vel *textura intricata*. *Pili* delicati hyphis similis, flexuosi vel undulati, pallido brunnei vel aurantio-brunnei, septati, 2-3.5 μm lati, simplices, verrucosi. *Asci* fasciculati, lineari-cylindrici vel sub-cylindrici, 8-spori, evanescentibus, 45-50 x 7.5-16.5 μm , brevistipitati. *Paraphysis* et *periphysis* nulla. *Ascosporae* unicellulares, atrobrunneae, limoniformes, 13.5-17 (-19) x 9.5-11.5 x 7-9.5 μm , laeves, cum porum germinalibus apicalis visibilibus. *Status conidialis nullis.*

Micelio compuesto por hifas subhialinas, septadas, de paredes lisas, de 1-5 μm diámetro. Colonias de crecimiento rápido sobre OA, cubriendo la superficie de la placa en 14 días a 25 °C, planas, aterciopeladas, con micelio vegetativo sumergido, produciendo abundantes ascomas, los cuáles están cubiertos por una masa de hifas aéreas, color amarillo claro (M. 3A2), con exudado rojizo; reverso similar en color al de la superficie. Ascomas superficiales, tomentosos, pardo-dorados, ovoides a piriformes, agrupados, 162-280 (-310) x 160-210 μm , madurando rápidamente (14 días), con un ostíolo ancho, de hasta 90 μm diam; no papilado. Peridio pardo, con células de color pardo claro alrededor del ostíolo, con 4-6 capas de células, 10-12 μm de espesor, textura *epidermoidea* a *textura intricata*. Pelos terminales delicados, semejantes a las hifas, flexuosos u ondulados, de color pardo a pardo rojizo, septados, 2-3.5 μm de ancho en la base, no ramificados, verrugosos, frecuentemente cubiertos con cristales de diferentes formas y tamaños. Ascosporas fasciculados, de cilíndricos a subcilíndricos, octosporados, rápidamente evanescentes, 45-50 x 7.5-16.5 μm , con un corto estipe, y estructuras apicales ausentes. Paráfisis y perifisis no observadas. Ascosporas unicelulares, dextrinoides cuando jóvenes, pardo oscura al madurar, irregularmente biseriadas, limoniformes, bilateralmente aplanadas, 13.5-17 (-19) x 9.5-11.5 x 7-9.5 μm , de paredes lisas, con un poro germinativo apical. Anamorfo no observado.

Sobre PCA a 25 °C, las colonias son similares a las desarrolladas sobre OA. Sobre PDA a 25 °C, las colonias crecen rápidamente, alcanzando un diámetro de 80-85 mm en 14 d, algodonosas, ligeramente zonadas, de color oliva (M. 3E4) en la periferia, y de color ámbar (M. 5D6) en el centro, con producción de abundantes ascomas; reverso pardo anaranjado (M. 5C4) a naranja pálido (M. 5C3); exudado de color rojo. Sobre OA y PCA a 45 °C, las colonias crecen lentamente, alcanzando un diámetro de 20-25 mm en 14 d, aplanadas, aterciopeladas, de color amarillo claro (M. 2A2); color del reverso similar al de la superficie; sin formación de ascomas. No crece sobre PDA a 45 °C. Sobre OA, PCA y PDA a 35 y 40 °C, las colonias son similares a las desarrolladas sobre OA a 25 °C. No crece a 15 °C.

Material examinado: India, Delhi, aislado a partir del suelo de un jardín público, 11-VII-1996, colectado por J. Guarro, aislado por A. M. Stchigel (holotipo: IMI 38289; isotipo: FMR 6778). Cultivos vivos derivados del tipo: IMI 381871, CBS 102436, MUCL 43150, FMR 6779.

Otras especies examinadas: *Achaetomium globosum* IMI 082 626 (preparación permanente); FMR-C 7205, FMR-C 7206. *Achaetomium luteum* CBS-C 618.68, CBS 715.74 (preparación permanente), FMR-C 7207, FMR-C 7208. *Achaetomium strumarium* IMI-C 082624 (T), CBS 758.83 (preparación permanente), CBS 759.83 (preparación permanente).

Etimología: el epíteto *geophylum* se refiere al sustrato a partir del cual fue aislado.

Las ascosporas de *A. geophylum* son morfológicamente similares a las de *A. luteum* y *A. strumarium*. Sin embargo, dichos propágulos son de mayor tamaño en la nueva especie (13.5-17 (-19) x 9.5-11.5 x 7-9.5 µm en *A. geophylum*, 8-11.5 x 5.5-7.5 µm en *A. luteum*, y 10-13 x 6-8 µm en *A. strumarium*. *Achaetomium globosum* se distingue fácilmente de las otras especies debido a que las ascosporas son casi esféricas. Por otra parte, *A. strumarium* y *A. globosum* presentan ascos marcadamente cilíndricos y ascosporas dispuestas en forma uniseriada, mientras que en *A. luteum* los ascos eran cilíndricos o

subcilíndricos y las ascosporas irregularmente biseriadas, similar a lo observado para la nueva especie. *Achaetomium geophylum* no formaba estado conidial en los diferentes medios ensayados, mientras que *A. strumarium* producía conidios enteroblasticos a partir de adelofialides pertenecientes al género *Lecythophora* Nannfeldt (Abbott *et al.*, 1995). Los aislamientos de *A. luteum* formaban un anamorfo perteneciente a *Scytalidium* Pesante (Cannon, 1986), mientras que *A. globosum* no formaba estado anamórfico. En el Anexo 4, se ofrece una clave dicotómica para las especies aceptadas en el género *Achaetomium*.

En nuestro estudio se incluía la especie *Chaetomium irregulare*, por tratarse de un taxón que presenta ciertas similitudes con las especies de *Achaetomium* (colonias de color amarillo-ocráceo, que desarrollaban bien a temperaturas superiores a los 37°C; ascomas tomentosos, cubiertos por pelos peridiales semejantes a hifas, y ascosporas fuertemente pigmentadas).

La longitud de la secuencia nucleotídica amplificada (región D1 y D2 del 28S ADNr) de las especies de *Achaetomium* y *Chaetomium* estudiadas estuvo comprendida entre los 528 y 541 pb (ver Anexo 11). En el árbol resultante puede observarse que las especies de los géneros *Chaetomium* y *Achaetomium* quedaron agrupadas en una misma rama, formando un grupo parafilético entre ellas y monofilético respecto a los representantes de la familia Sordariaceae (*Sordaria fimicola* HKUCC 3714; *Neurospora crassa* MUCL 19026 y *Gelasinospora bonaerensis* IMI 375099) (Figura 22).

Todas las especies de *Achaetomium* y *C. irregulare* quedaron agrupadas en un mismo “cluster”, soportado por un índice de “bootstrap” poco significativo (51 %). Dentro de este, la nueva especie *A. geophylum* (IMI 381871) se situó en la misma rama (I.B. del 66 %) que *A. strumarium* (IMI 082624) y las dos cepas de *A. globosum* (FMR 7205 y FMR 7206). La secuencia nucleotídica de la nueva especie difería de la de *A. globosum* (FMR 7205-7206) en 2 ó 3 pb, de *A. strumarium* (IMI 082624) en 6 pb y de *A. luteum* (FMR 7207) en 11 pb. Sin embargo, respecto a *C. irregulare* (IFO 32979), las diferencias fueron de 8 pb, por lo que las variaciones observadas entre especies pertenecientes a diferentes géneros (*A. geophylum* y *C. irregulare*), fueron menores que las variaciones obtenidas entre especies de un mismo género (*A. geophylum* y *A. luteum*). Las diferencias nucleotídicas entre las especies evidencian que la zona estudiada presenta un alto grado de conservación, siendo el porcentaje de homología superior al 95 %.

Los resultados del estudio filogenético así como las observaciones morfológicas realizadas, aportan fuertes evidencias para la transferencia de *C. irregulare* al género *Achaetomium*, por lo tanto se propone la nueva combinación *Achaetomium irregulare* (Sörgel) K. Rodríguez, nov. comb. Los resultados moleculares indican además que los géneros *Chaetomium* y *Achaetomium* comparten un mismo ancestro común, y que probablemente el género *Achaetomium* evolucionó a partir del género *Chaetomium*. Resultados similares fueron obtenidos por Lee y Hanlin (1999), quienes mediante el análisis de secuencias del 18S ADNr demostraron que *Achaetomium* derivaba del mismo ancestro que *Chaetomium*, contrariamente a la hipótesis defendida por Cannon (1986), quien planteaba que, debido al color de las ascosporas, este tendría un ancestro perteneciente a Sordariaceae antes que de Chaetomiaceae.

El hecho de que las especies de *Achaetomium* y *Chaetomium* formen un grupo parafiletico, así como las evidencias morfológicas y fisiológicas aportadas por autores tales como Chowdhery (1980), von Arx *et al.* (1984), von Arx (1985) y Cannon (1986), reevaluadas en nuestro estudio, sugieren que probablemente los géneros *Achaetomium* y *Chaetomium* puedan ser sinonimizados en un futuro trabajo, que incorpore al estudio molecular la secuenciación de otros genes estructurales.

4.4.6. Discusión general

Después de analizar los resultados obtenidos en cada uno de los grupos estudiados, se evidencia que no siempre existió una adecuada correspondencia entre los criterios taxonómicos y los agrupamientos obtenidos, mediante el análisis de las secuencias nucleotídicas de las regiones D1 y D2 del 28S ADNr, y que la zona genómica escogida para su estudio presentó un elevado grado de conservación, produciendo árboles filogenéticos cuyas ramas presentaban bajo soporte estadístico.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo, deben ser el punto de partida para la realización de estudios moleculares más amplios, ya que hasta el presente han sido pocos los estudios que han abarcado un número significativo de especies de *Chaetomium*, y que hayan tenido como objetivo central el clarificar las relaciones filogenéticas de las especies de los diferentes grupos morfológicos.

5. CONCLUSIONES

1. Las técnicas que más favorecieron la formación de ascomas fértiles en cultivos originalmente "estériles" fueron la "placa compuesta" y la "cámara húmeda con sustrato vegetal".
2. Se obtuvieron aislamientos de *C. gracile*, *C. murorum* y *C. globosum* a partir de sedimentos fluviales y/o líquenes, que representan sustratos escasamente citados para el desarrollo de las especies del género.
3. Se proponen tres nuevos taxones para la ciencia pertenecientes al género *Chaetomium*: *C. macrostiolum*, *C. olivicolor* y *C. tarraconensis*.
4. Se propone la especie *Achaetomium geophyllum* como un nuevo taxón para la ciencia.
5. Las secuencias de las regiones D1 y D2 del gen 28S rDNA estuvieron altamente conservadas en los grupos morfológicos estudiados.
6. En el grupo morfológico "Chaetomium bostrychodes", no se obtuvo una buena correspondencia entre los criterios taxonómicos clásicos empleados en su clasificación y los resultados moleculares obtenidos mediante el análisis de secuencias nucleotídicas de la región D1 y D2 del 28S rDNA.
7. Quedó demostrado morfológica, cultural y molecularmente la variabilidad de la especie *C. globosum*.
8. Las especies *C. elatum* y *C. spirochaete* se diferencian claramente tanto desde el punto de vista morfológico como molecular de los aislamientos de *C. globosum*.
9. A través del análisis de secuencias de la región ITS se ratificó la ubicación taxonómica de *C. cruentum* en el género *Chaetomium*.
10. En las especies *C. cacroideum*, *C. erectum* y *C. indicum*, las características de los pelos peridiales, estuvieron influenciadas por las condiciones de

cultivo, por lo que las mismas no deberían tomarse como criterio diferencial entre las especies.

11. El análisis de secuencias nucleotídicas de la región D1 y D2 del 28S rDNA permitió diferenciar todas las especies del grupo morfológico "Chaetomium indicum".
12. En base al estudio morfológico y molecular de *C. funicola* y del tipo de *C. dolichotrichum*, se propone la revalidación del último taxón actualmente sinonimizado con *C. funicola*.
13. En base al estudio morfológico y molecular de *C. irregulare* se propone su transferencia hacia el género *Achaetomium*.

6. GLOSARIO

Anamorfo: es la fase asexual de un hongo (típico de los hongos imperfectos), en la que son producidos propágulos de dispersión de origen mitótico (mitosporas; conidios).

Ascogonio: en ascomicetes, se refiere a células o grupos de células fértiles para la reproducción sexual y en *Chaetomium* puede tomar varias formas en dependencia de la especie.

Ascoma: cuerpo fructífero de origen sexual que contiene ascos y ascosporas.

Ascoma tomentoso: ascoma cubierto por pelos semejantes a hifas, que se entrecruzan y forman una estructura suelta semejante a una madeja.

Asco: célula en forma de saco, característico de los ascomicetes en cuyo interior se forman las ascosporas a través de un proceso de cariogamia, meiosis y posterior mitosis.

Ascospora: célula haploide, resultante de la reproducción sexual, que se forma en el interior de los ascos; sus paredes presentan varias capas que varían en el ancho y la pigmentación.

Canal ostiolar: espacio o conducto tubular que se localiza en el cuello del peritecio.

Cefalotecoide: ascoma cuyas paredes peridiales se dividen en placas al alcanzar la madurez funcional y fisiológica.

Célula conidiógena: célula que genera conidios (mitosporas).

Cirro: masa de ascosporas unidas por un material mucilaginoso, que adopta forma columnar cuando las ascosporas son liberadas con fuerza desde el interior de un ascoma.

Conidio: espora asexual (mitospora), que suele separarse de la célula que lo produce.

Conidióforo: hifa simple o ramificada, especializada en la reproducción asexual, que soporta a células conidiógenas y conidios, o genera directamente los conidios, actuando como una célula conidiógena.

Determinada: célula conidiógena cuyo crecimiento cesa con la producción de conidios terminales.

Esquizolisis: proceso de liberación de un conidio originado por ruptura o agrietamiento a nivel del septo basal del mismo, y sin lisis de la célula soporte.

Hifa: filamento tubular que es la entidad estructural de la mayoría de los hongos.

Hifa vegetativa: hifa especializada en funciones asimilativas.

Himenio: capa o estrato constituido por hifas especializadas en la producción de esporas (ej. hifas ascógenas o productoras de ascos), y generalmente mezclado con elementos estériles (ej. paráfisis).

Holoblástica: tipo de conidiogénesis blástica, en la cuál todas las capas de la pared de la célula conidiógena están involucradas en la formación de la pared del conidio.

Integrada: célula conidiógena que se encuentra incorporada al eje principal del conidióforo.

Membranáceo: con forma de una capa o estrato delgado.

Monoblástica: célula conidiógena holoblástica, la cual produce conidios en un solo punto o locus.

Ostiolo: poro a través del cuál las ascosporas son liberadas a partir de los ascomas o pignidios y se ubican usualmente en la parte superior de estas estructuras.

Paráfisis: estructuras estériles semejantes a hifas, que se sitúan en la base del himenio de muchos ascomicetes, generalmente son filiformes y pueden ser ramificadas o no.

Peridio: pared o membrana que limita el esporangio o los cuerpos fructíferos de los hongos.

Perifisis: hifas cortas, no ramificadas y estériles que se sitúan cerca del ostiolo de peritecios o pignidios.

Peritecio: ascoma ostiolado que presenta diferente morfología y se forma a partir del desarrollo del ascogonio.

Poro germinativo: orificio o apertura que está presente en la pared de la espora (ascospora), a través de la cual germina emitiendo un tubo germinativo, que puede llegar a producir un micelio.

Rizoide: modificación de las hifas vegetativas, las cuales se ramifican y adoptan una morfología similar al de las raíces de las plantas superiores. A través de esta estructura el hongo se fija al sustrato, y absorbe sustancias nutritivas.

Seta: pelo erecto, de paredes gruesas y, a menudo, fuertemente pigmentado.

Textura: se refiere a la morfología que adoptan los diferentes tipos de tejidos del peridio. El termino fue introducido para Discomycetes, pero también es usado en Ascomomycetes y Coelomycetes.

Textura angularis: tipo de organización del peridio en el que las células poliédricas casi isodiamétricas, no presentan espacios intercelulares.

Textura prismática: tipo de organización del peridio en el que las células más o menos rectangulares se disponen longitudinalmente, y pueden o no presentar espacios intercelulares.

Textura intricata: tipo de organización del tejido en el que las hifas se disponen apretadamente, orientándose en todas las direcciones, con espacios interhifales distintivos.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Abbott, S. P., Sigler, L., McAleer, R., McGough, D. A., Rinaldi, M. G. y Mizell, G. 1995. Fatal cerebral mycoses caused by the ascomycete *Chaetomium strumarium*. *J Clin Microb* 33, 2692-2698.
- Abdel-Hafez, S. I. I. 1984. Mycoflora of bean, broad bean, lentil, lupine and pea seeds in Saudi Arabia. *Mycopat* 88, 45-49.
- Abdel-Kareem, O. 2000. Microbiological testing of polymers and resins used in conservation of lines textiles. *Proc 15th World Conf Nondestructive Testing*, pp. 305-310, Roma (Italy).
- Abdullah, S. K. y Al-Bader, S. M. 1989. A new thermotolerant species of *Chaetomium* from Iraqi forest soil. *Int J Mycol Lichenol* 4, 83-91.
- Abdullah, S. K. y Zora, S. B. 1993. *Chaetomium mesopotamicum*, a new thermophilic species from Iraqi soil. *Crypt Bot* 3, 387-389.
- Adams, R. E. y Tamburo, S. E. 1957. The West Virginia Spot-rot complex of apple in 1956. *Plant Dis Rep* 41, 760-765.
- Agnihotrudu, V. 1958. Chaetoceratostoma from the rhizosphere of some plants in South India. *In Sci Cult* 23, 555-556.
- Ahmad, S. 1969. Fungi of West Pakistan. Biological Society of Pakistan Monograph No. 5; Suppliment 15, 1-110.
- Ahmad, S. 1978. Ascomycetes of Pakistan Part I. Biological Society of Pakistan Monograph No. 5; Supplement 17, 1-236.
- Aira, M. J. y La Serna, I. 1999. Atmospheric representation of fungal spores in Santiago de Compostela (Spain) during the winter period. *Proc I' APLF 16th Symp.* pp. 220-224, Liege.
- Alcorn, J. L. 1982. New *Cochliobolus* and *Bipolaris* species. *Mycotaxon* 15, 1-19.

- al-Nahdi, M., al-Frayh, R. y Hasnain, S. M. 1989. An aerobiological survey of allergens in al Khobar, Saudi Arabia. *Allerg Immunol* 27, 278-282.
- Ames, L. M. 1949. New cellulose destroying fungi isolated from military material and equipment. *Mycologia* 41, 637-648.
- Ames, L. M. 1950. New species of cellulose destroying fungi. II. *Mycologia* 42, 642-645.
- Ames, L. M. 1963. A monograph of the Chaetomiaceae. United States Army Research and Development Series 2, 1-65.
- American Type Culture Collection (ATCC), Catalogue of fungus/yeast, Seventeenth edition, 1987. (ed. S. C. Jong y M. J. Gantt, pp. 445, Rockville, Maryland.
- Anderson, T. F. 1953. Techniques for the preservation of three-dimensional structures in preparing specimens for the electron microscope. *Trans N Y Acad Sci* 13, 130-134.
- Arx, J. A. von., Mukerji, K. G. y Singh, N. 1978. A new coprophilous ascomycete from India. *Persoonia* 10, 144-146.
- Arx, J. A. von. 1981. *The genera of fungi sporulating in pure culture*. J. Kramer, Vaduz.
- Arx, J. A. von., Dreyfuss, M. y Müller, M. 1984. A revaluation of *Chaetomium* and the Chaetomiaceae. *Persoonia* 12, 169-179.
- Arx, J. A. von. 1985. On *Achaetomium* and a new genus *Subramaniula* (Ascomycota). *Proc Indian Plant Sci Acad* 94, 341-345.

- Arx, J. A. von., Guarro, J. y Figueras, M. J. 1986. The Ascomycete genus *Chaetomium*. *Nova Hedwigia* 84, 1-162.
- Arx, J. A. von., Figueras, M. J. y Guarro, J. 1988. Sordariaceous ascomycetes without ascospore ejaculation. *Nova Hedwigia* 94, 1-104.
- Aue, R. y Müller, E. 1967. Vergleichende Untersuchungen an einigen *Chaetomium*arten. *Ber Schweiz Bot Ges* 77, 187-207.
- Bainier, M. G. 1910. Mycotheque de l' Ecole de Pharmacie Monographie des *Chaetomidium* et des *Chaetomium*. *Bull Soc Mycol* 25, 191-237.
- Baker, G. E., Dunn, P. H., y Sakai, W. S. 1979. Fungus communities associated with leaf surfaces of endemic vascular plants in Hawaii. *Mycologia* 71, 272-292.
- Barrasa, G. J. 1985. *Estudio de los Ascomycetos coprófilos de España*. Tesis doctoral. Universidad de Alcala de Henares.
- Barron, M. A., Sutton, D. A., Veve, R., Guarro, J., Rinaldi, M., Thompson, E., Cagnoni, P. J. y Madinger, N. E. 2002. Invasive mycotic infections caused by *Chaetomium perlucidum*: A new agent of human disease. *42 nd Interscience Conference on Antimicrobial Agents and Chemotherapy*. pp 27-30, San Diego, California.
- Barnett, H. L., Beneke, E. S., Emerson, R., Farr, M. L., Gray, W. D., Korf, R. P., Simmons, E. G. y Stevens, R. B. (Stevens, R. B. ed.) 1974. *Mycology guidebook*. University of Washington Press, Seattle and London.
- Barthez, J. P., Pierre, D., Bièvre, C. de y Arbeille, M. 1984. Peritonite à *Chaetomium globosum* chez un insuffisant rénal traité par D.P.C.A. *Bull Soc Fr Mycol Méd* 13, 205-208.
- Bartlet, A. A., y Burstyn, H. P. 1975. A review of the physics of critical point drying. *Proc 8th Annual IITRI-SEM Symp* 1, pp. 305-316, Chicago.

- Batista, A. C. y Pontual, D. 1948. Alguns fungos de genero *Chaetomium*. Boln Sec Agric 2nd ed com, Pernambuco, 15, 70.
- Beguín, H. y Nolard, N. 1996. Prevalence of fungi in carpeted floor environment: Analyze of dust samples from living-rooms, bedrooms, offices and school classrooms. *Aerobiologia* 12, 113-120.
- Bell, A. 1983. Dung fungi an illustrated guide to coprophilous fungi in New Zealand. Victoria University Press, New Zealand.
- Besada, W. H. y Yusef, H. W. 1970. Some Phycomycetes and Ascomycetes newly recorded in UAR soil. *Proc Egypt Acad Sci* 21, pp 59-60.
- Brewer, D. y Taylor, A. 1978. The production of toxic metabolites by *Chaetomium* spp. isolated from soils of permanent pasture. *Can J Microbiol* 24, 1082-1086.
- Calviello, B. O. 1971. Estudio de las especies argentinas del género *Chaetomium*. I. *Rev. Mus Arg Cienc Nat Bs As* 3, 337-369.
- Campbell, R. 1972. Ultrastructure of conidium ontogeny in the deuteromycete fungus *Stachybotrys atra* Corda. *New Phytologist* 71, 1143-1149.
- Campos, T. y Roselló, J. 1998. Estudio preliminar de los aislamientos de los hongos *Chaetomium elatum* y *Chaetomium globosum* como antagonistas de *Rhizoctonia solani*. Actas del III Congreso de la Sociedad Española de Agricultura Ecológica (SEAE), pp. 185-190, Valencia.
- Cannon, P. F. 1986. A revision of *Achaetomium*, *Achaetomiella* and *Subramaniula*, and some similar species of *Chaetomium*. *Trans Br Mycol Soc* 87, 45-76.
- Cano, J. y Guarro, J. 1987. Soil ascomycetes from Spain XII. *Nova Hedwigia* 44, 543-546.

- Caretta, G. y Piontelli, E. 1997. Preserved ascomata and other fungal structures on the remains of ninth century Longobard abbess exhumed from a monastery in Pavia, Italy. *Mycopathol* 140, 77-83.
- Carris, L. M. y Glawe, D. A. 1987. *Chaetomium histoplasmoides*, a new species isolated from cysts of *Heterodermia glycines* in Illinois. *Mycotaxon* 29, 383--391.
- Carrol, F. E. y Carrol, G. C. 1973. Senescence and death of conidiogenous cell in *Stemphylium botryosum* Wallroth. *Arch Microbiol* 94, 109-124.
- Carroll, G. C. y Wicklow, D. T. 1992. *The fungal community: Its organization, and role in the ecosystem*. Marcel Dekker Inc., New York.
- Carter, A. 1982. A taxonomic study of the ascomycete genus *Chaetomium* Kunze. Ph. D. Thesis, Department of Botany, University of Toronto, Toronto, Ont.
- Cash, E. K. 1952. A record of the fungi named by J.B. Ellis (Part 1). *USDA Special Publ.* 2,1-165.
- Catalogue of the Culture Collection, International Mycological Institute (IMI) 10th edition 1992. *CAB. International*, pp 376, Egham, Surrey.
- Charudattan, R. 1996. Biological control of noxious weed species using plant pathogens. *Proc 8th Workshop Environmental Management*, pp. 8-10, Florida.
- Chase, C. A., Shilling, D. G., Bewick, T. A. y Charudattan, R. 1996. Fungal isolates with potential for the biological control of cogongrass (*Imperata cylindrica* [L.] Beauv.). *WSSA Abstracts* 36, pp. 49.
- Chivers, A. H. 1912. Preliminary diagnoses of new species of *Chaetomium*. *Proc Am Acad* 48, 83-88.

- Chivers, A. H. 1915. A monograph of the genera *Chaetomium* and *Ascotricha*. *Mem Torrey Bot Club* 14, 155-240.
- Chowdhery, H. J. 1980. The genus *Achaetomium* Rai et al. *Nova Hedwigia* 32, 473-482.
- Chowdhery, H. J. y Rai, J. N. 1980. *Achaetomium brevisemum* spec. nov and *A. marinum* spec. nov., Two new species from Indian mangrove swamps. *Nova Hedwigia* 32, 224-228.
- Cole, R. J. y Cox, R. H. 1981. *Handbook of toxic fungal metabolites*. Academic Press. New York, London, Toronto, Sydney, San Francisco.
- Conners, I. L. 1967. An Annotated Index of Plant Diseases in Canada and Fungi Recorded on Plants in Alaska, Canada and Greenland. *Res Bra Canada Dept Agri* 1251, 1-381.
- Cooke, M. C. 1873. British Fungi. *Grevillea* 1, 174-180.
- Cooke, J. C. 1969. Morphology of *Chaetomium funicolum*. *Mycologia* 61, 1060-1065.
- Cooke, J. C. 1970. Morphology of *Chaetomium trilaterale*. *Mycologia* 62, 282-288.
- Cooke, W. B. 1955. Fungi of Mount Shasta. *Sydowia* 9, 94-215.
- Corda, A. C. J. 1837. *Icones Fungorum*. 1. Prague.
- Corda, A. C. J. 1838. *Icones Fungorum*. 2. Prague.
- Corda, A. C. J. 1840. *Icones Fungorum*. 4. Prague.

- Costa, A. R., Lacaz, E. C. S. da Silva, de Melo, N. T., de Calux, M. J. F. de y Valente, N. Y. S. 1988. Cutaneous and ungal phaeohyphomycosis caused by species of *Chaetomium* Kunze (1871) ex Fresenius, 1829. *J Med Vet Mycol* 26, 261-268.
- Cruz, A., Saenz, S. M., Martínez, A., Guisantes, J. y Palacios, R. 1997. Fungal allergens from important allergenic Fungi Imperfecti. *Allergol et Inmunopathol* 25, 153-158.
- da Silva, J. F. M., Garden, J. S. y Pinto, C. A. 2001. The Chemistry of Isatins: a Review from 1975 to 1999. *J Braz Chem Soc* 12, 273-324.
- Daniels, J. 1961. *Chaetomium piluliferum* sp. nov. the perfect state of *Botryotrichum piluliferum*. *Trans Brit mycol Soc* 44, 79-86.
- David, R. F., Backman, P. A., Rodríguez-Kábana, R. y Kokalis-Burelle, N. 1992. Biological control of apple fruit diseases by *Chaetomium globosum* formulations containing cellulose. *Biol Control* 2, 118-123.
- Decock, C. y Hennebert, G. L. 1997. A new species of *Chaetomium* from Ecuador. *Mycol Res* 101, 309-310.
- Díaz, R., Iglesias, F. y Jato, V. 1998. Seasonal variation of airborne fungal spore concentrations in a vineyard of North-West Spain. *Aerobiologia* 14, 221-227.
- Di Pietro, A., Gut-Rella, M., Pachlatko, J. P. y Schwinn, F. J. 1992. Role of antibiotics produced by *Chaetomium globosum* in biocontrol of *Pythium ultimum*, a causal organism of damping of. *Phytopathology* 82, 131-135.
- Domsch, K. H., Gams, W. y Andreson, T-H. 1980. *Compendium of soil fungi*. vols 1 y 2. Academic Press, London.
- Dreyfuss, M. 1976. Taxonomische Untersuchungen innerhalb der gattung *Chaetomium*. *Sydowia* 28, 50-133.

- Ebersohn, C. y Eicker, A. 1997. Determination of the coprophilous fungal fruit body successional phases and the delimitation of species association classes on dung substrates of African game animals. *Bot Bull Acad Sin (TAIPEI)* 38, 183-190.
- Echlin, P. y Kaye, G. 1979. Thin films for high electron microscopy and X-ray microanalysis. *Scanning Electron Microsc* 2, 21-30.
- Edye, L. A., Cole, F., Clarke, M. A. y Kitchar, J. 1997. Trials on dextranase enzyme (from *Chaetomium gracile*): treatment of sugar cane syrups. *Abstracts of the Sugar Industry Technologists Meeting*, pp. 250, Durban, South Africa.
- El-Magharaby, O. M. y Abdel-Sater, M. A. 1993. Mycoflora and natural occurrence of mycotoxins in tobacco from cigarett. *Egypt Zentralbl Mikrobiol* 148, 253-264.
- Eriksson, O. E. 1999. Outline of Ascomycota. *Myconet* 3, 1-88.
- Eriksson, O. E. 2002. Outline of Ascomycota. *Myconet* 3, 1-88.
- Estruch, J. J., Antuña, C., Ferrer, S. y Ramón D. 1989. Aislamiento de DNA genómico de *Trichophyton mentagrophytes*. *Rev Iber Micol* 6, 62-66.
- Febré, N., Silva, V., Medeiros, E. A. S., Godoy, P., Reyes, E., Halker, E. y Fischman, O. 1999. Contamination of peritoneal dialysis fluid by filamentous fungi. *Rev Iberoam Micol* 16, 238-239.
- Figueras, M. J. 1986. *Estudio sobre la morfogenesis, ultraestructura y taxonomía del género Chaetomium*. Tesis doctoral. Universidad de Barcelona.
- Figueras, M. J. y Guarro, J. 1988 a. A scanning electron microscopic study of ascoma development in *Chaetomium malaysiense*. *Mycologia* 80, 298-306.
- Figueras, M. J. y Guarro, J. 1988 b. Developmental morphology and fine structure of the ascoma of *Chaetomium repens*. *Nova Hedwigia* 47, 469-495.

- Fort, F. 1983. *Contribución al estudio de los ascomicetes e hifomicetes de los suelos de Cataluña*. Tesis de licenciatura. Universidad de Barcelona.
- Fries, E. 1849. *Summa vegetabilium Scandinaviae*. Stockholm & Leipzig.
- Fuckel, I. 1870. *Chaetomium cuniculorum*, *Symbol myc*, Wiesbaden, pp. 89.
- Furuya, K. y Naito, A. 1979. An effective method for isolation of *Boothiella tetraspora* from soil. *Trans Mycol Soc Jpn* 20, 309-311.
- Gams, W. 1966. Zwei Arten von *Chaetomium* mit unregelmässig geformten Ascosporen. *Nova Hedwigia* 12, 385-388.
- Gams, W., Aa, H. A. van der, Plaats-Niterink, A. J. van der, Samson, R. A. y Stalpers, J. A. 1987. *CBS Course of Mycology*. 3^a ed., CBS, Baarn.
- Ganju, R. K., Murthy, S. K. y Vithayathil, P. J. 1989. Purification and characterization of two cellobiohydrolases from *Chaetomium thermophile* var. *coprophile*. *Can J Microbiol* 35, 836-842.
- García, D., Castañeda, R. F, López. M. O y Viera, Z. 1999. Adiciones al género *Chaetomium* Kunze en Cuba. *Rev J Bot Nac* 20, 179-180.
- Garren, K. H. y Porter, D. M. 1970. Quiescent endocarpic floral communities in cured mature peanuts from Virginia and Puerto Rico. *Phytopathology* 60, 1635-1638.
- Gené, J. y Guarro, J. 1996. A new *Chaetomium* from Thailand. *Mycol Res* 100, 1005-1009.
- Gené, J., Guillamón, J. M., Guarro, J., Pujol, I. y Ulfig, K. 1996. Molecular characterization, relatedness and antifungal susceptibility of basidiomycetous *Hormographiella* species and *Coprinus cinereus* from clinical and environmental sources. *Antonie van Leewenhoek J Gen Mol Microb* 70, 49-57.

- Gessner, R. V. y Goos, R. D. 1973. Fungi from *Spartina alterniflora* in Rhode Island. *Mycologia* 65, 1296-1301.
- Gibson, I. A. S. y Salinad, R. Q. 1985. Notas sobre enfermedades forestales y su manejo. *Bol Tec Inst Nac Invest Forest (México)* 106, 13-15.
- Ginns, J. H. 1986. Compendium of plant disease and decay fungi in Canada 1960-1980. 416 p.
- Glass, L. N., Metzenberg, L. R. y Raju, N. B. 1990. Homothallic Sordariaceae from Nature: The absence of strains containing only the a mating type sequence. *Exp Mycol* 14, 274-289.
- González, M. C., Hanlin, R. T. y Ulloa, M. 2000. *Guanomyces*, a new genus of Ascomycetes from Mexico. *Mycologia* 92, 1138-1148.
- Griffin, D. H. 1994. *Fungal physiology*. 2^a ed., Wiley-Liss, New York.
- Guarro, J. y Figueras, M. J. 1989. Morphological studies on *Chaetomium*: The peridium, the ostiolar apparatus and some considerations about the centrum. *Cryp Bot* 1, 97-140.
- Guarro, J., Soler, L. y Rinaldi, M. G. 1995. Pathogenicity and antifungal susceptibility of *Chaetomium* species. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis* 14, 613-618.
- Guillamón, J. M., Cano, J., Ramón, D. y Guarro, J. 1996. Molecular differentiation of *Keratinomyces (Trichophyton)* species. *Antonie van Leeuwenhoek J Mol Microb* 69, 223-227.
- Gulya Jr, T. J., Martinson, C. A. y Tiffany, L. H. 1979. Ear-rotting fungi associated with opaque-2 maize. *Pl Dis Repo* 63, 370-373.

- Guppy, K. H., Thomas, C., Thomas, K. y Anderson, D. 1998. Cerebral fungal infections in the immunocompromised host: a literature review and a new pathogen - *Chaetomium atrobrunneum*: case report. *Neurosurgery* 43, 1463-1469.
- Hanlin, R. T. 1982. Conidiogenesis in *Spinifer meineckellus*. *Mycologia* 74, 236-241.
- Hanlin, R. T., Foudin, L. L., Berisford, Y., Glover, S. U., Jones, J. P. y Huang, L. H. 1978. Plant disease index for maize in the United States, Part I: Host index. *Agric.*
- Hattori, N., Adachi, M., Kaneko, T., Shimosuma, M., Ichinohe, M. y Iozumi, K. 2000. Onychomycosis due to *Chaetomium globosum* successfully treated with itraconazole. *Mycoses* 43, 89-92.
- Hawksworth, D. L. 1975. *Farrowia*, a new genus in the Chaetomiaceae. *Persoonia* 8, 167-185.
- Hawksworth, D. L. 1993. The tropical fungal biota: census, pertinence, prophylaxis, and prognosis. En: S. Isaac, J. C. Frankland, R. Watling y A. J. S. Whalley (eds.) *Aspects of Tropical Mycology*. pp. 265-293. Cambridge University Press, Cambridge.
- Hawksworth, D. L., Kirk, P. M., Sutton, B. C. y Pegler, D. N. 1995. *Dictionary of the Fungi*. 8^a ed., CAB International, Wallingford. 615 p.
- Hoog, G. S., Guarro, J., Gené, J. y Figueras, M. J. 2000. *Atlas of clinical fungi*. 2nd.ed. Utrecht, The Netherlands: CBS. 1126 p.
- Hoppin, E. C., Mc Coy, E. L. y Rinaldi, M. G. 1983. Opportunistic mycotic infection caused by *Chaetomium* in a patient with acute leukemia. *Cancer* 52, 555-556.
- Horie, Y. y Udagawa, S. 1990. New or interesting *Chaetomium* species from herbal drugs. *Trans Mycol Soc JPN* 31, 249-258.

- Hughes, S. J. 1946. An undescribed species of *Chaetomium*, with four-spored asci. *Trans Brit Mycol Soc* 29, 70-73.
- Johnston, A. 1960. A supplement to a host list of plant diseases in Malaya. *Mycol Pap* 77:1-30.
- Khare, M. N. 1991. Lentil diseases with special reference to seed quality. *Indian J Myco P Pathol* 21, 1-13.
- Kobayashi, H., Namikoshi, M., Yoshimoto, T. y Yokochi, T. 1996. A screening method for antimitotic and antifungal substances using conidia of *Pyricularia oryzae*, modifications and application to tropical marine fungi. *J Antibiot* 49, 873-879.
- Koch, H. A. y Haneke, H. 1965. *Chaetomium funiculum* Cooke als möglicher Erreger einer tiefen Mykose. *Mykosen* 9, 23-28.
- Kornerup, A. y Wanscher, J. H. 1984. *Methuen Handbook of Color*. 3rd. ed. London: Eyre Methuen. 252 p.
- Korpi, A., Pasanen, A-L. y Viitanen, H. 1999. Volatile metabolites of *Serpula Lacrymans*, *Coniophora puteana*, *Poria placenta*, *Stachybotrys chartarum* and *Chaetomium globosum*. *Build Environ* 34, 205-211.
- Kvachadze, L. L. y Yashvili, T. Sh. 1996. Influence of cultivation conditions on synthesis of extracellular cellulases by *Chaetomium thermophile* T-1. *Appl Biochem Microbiol* 32, 557-560.
- Kulshreshtha, D. D., Raychaudhuri, S. P. y Khan, A. M. 1977. Studies on some soil fungi associated with maize (*Zea mays* L) rhizosphere. I. Three new ascomycetes. *Acta Bot Indica* 5, 16-19.
- Kumar, N. B., Nanda, A. y Behera, N. 1998. Airborne fungal spores in an industrial area: seasonal and diurnal periodicity. *Aerobiologia* 14, 59-67.

- Kunze, G. y Schmidt, J. K. 1817. *Chaetomium* Mykologische Hefte nebst einem allgèmein-botanischen Anzeiger 1, Leipzig.
- La Touche, C. J. 1950. On a thermophile species of *Chaetomium*. *Trans Brit Micol Soc* 33, 94-104.
- Leach, C. M. 1960. The effect of near ultraviolet irradiation on the sporulation of certain fungi. *Phytopathology* 51, 65-66.
- Lee, S. y Hanlin, T. R. 1999. Phylogenetic relationships of *Chaetomium* and similar genera based on ribosomal DNA sequences. *Mycologia* 91, 434-442.
- Lichtwardt, R. W., Barron, G. L. y Tiffany, L. H. 1958. Mold flora associated with shelled corn in Iowa. *Iowa State Coll J Sci* 33,1-11.
- Lin, Y. y Li, X. 1995. First case of phaeohyphomycosis caused by *Chaetomium murorum* in China. *Chin Derm* 28, 367-369.
- List of Cultures. *Microorganisms (IFO) 11th edition 2000*, (ed. Isono, M y Oshima, Y), pp. 903, Osaka.
- List of Cultures Fungi (*filamentous fungi and yeasts*) *Bacteria, Plasmids, Phages, 35th edition 2001*. Centraalbureau Voor Schimmelcultures, pp. 685, The Netherlands.
- Liu, P. S. W. 1977. A supplement to a host list of plant diseases in Sabah, Malaysia. *Phytopath Pap* 21,1-49.
- Locquin-Linard, M. 1980. *Achaetomium cristalliferum* Faurel et Locquin-Linard. Nouvelle espèce d' Ascomycète (Achaetomiaceae) isolée d' un sol aride. *Crypt Mycol* 1, 235-240.

- Lodha, B. C. 1964. Studies on coprophilous fungi, I, *Chaetomium*. *J Indian bot Soc* 63, 121-140.
- Malloch, D. W. y Benny, G. L. 1973. California ascomycetes: four new species and a new record. *Mycologia* 65, 648-660.
- Marchal, E. 1885. Bommerella, nouveau genre des Pyrénomycètes. *Bull Soc Roy Bot Belgique* 24, 164-165.
- Marcinkowska, J. 1997. Micromycetes on *Pisum sativum* var. *arvense*. *Acta Mycol* 32, 30-39.
- Mazzani, C. C. B. 1988. Hongos asociados a granos de Sorgo almacenados en Venezuela y su control con propionato de amonio en el laboratorio. *Fitopatol Ven* 1, 54-58.
- Mazzucchetti, G. 1965. Il genere “*Chaetomium*”. Microfunghi della cellulosa e della carta attivata e inquadramento sistematico. Pubblicazioni dell ente nazionale per la cellulosa e per la carta, Roma-Italia.
- Mc Lean, K. L. y Stewart, A. 2000. Application strategies for control of onion white rot by fungal antagonists. *N Z J Crop Hortic Sci*, 28 (Abstract).
- Mc Lean, K. S., Lawrence, G. W., Palmateer, A. J. y Morgan-Jones, G. 2001. Endoparasitic fungal colonist of *Rotylenchulus reniformis*. *Phytopathology* 91, 138 p.
- Mendes, M. A. S., da Silva, V. L., Dianese, J. C., Ferreira, A. S. V., dos Santo, C. E., Neto, E. G., Urban, A. F. y Castro, C. 1998. Fungos em Plants no Brasil. EMBRAPA- SPI/ EMBRAPA – Cenargen, pp. 569, Brasilia.
- Meyer, J. A. y Lanneau, C. 1967. Deux nouvelles espèces de *Chaetomium* de sols africains. *Bull Soc Mycol F.* 83, 318-323.

- Miller, W. A. y Roy, K. W. 1982. Mycoflora of soybean leaves, pods, and seeds in Mississippi. *Can J Bot* 60, 2716-2723.
- Millner, P. D. 1975. Ascomycetes of Pakistan: *Chaetomium*. *Biologia* 21, 39-73.
- Millner, P. D. 1977. Radial growth responses to temperatures by 58 *Chaetomium* species and some taxonomic relationships. *Mycologia* 69, 492-502.
- Minter, D. W., Rodríguez, H. M y Mena, P. J. 2001. Fungi of the Caribbean. An annotated checklist. PDMS Publishing. 946 pp.
- Mónaco, C., Nico, A., Rollán, M., Urrutia, M. 2001. Efecto "in vitro" de dos funguicidas sobre la micoflora antagonista al tizón temparano del tomate. *Invest Agr Prod Prot Veg* 16, 326-332.
- Mouchacca, J. 1997. Thermophilic fungi: Biodiversity and taxonomic status. *Crypt Mycol* 18, 9-69.
- Mouchacca, J. 2000. Thermotolerant fungi erroneously reported in applied research work as possessing thermophilic attributes. *World J Microb Biot* 16, 869-880.
- Moustafa, A. F y Ess EL-DIN, E. K. 1988. *Chaetomium sinaiense* sp nov. a new soil ascomycete from Egypt. *Can J Bot* 67, 3417-3419.
- Moustafa, A. F. y Abdul-Wahid, O. A. 1990. *Chaetomiopsis*, a new perithecial ascomycete genus from egyptian soil. *Mycologia* 82, 129-131.
- Mukerji, K. G. y Saxena, A. S. 1974. Notes on *Achaetomium*, *Anixiella*, *Boothiella*, *Chaetomiudium*, *Lophotrichus*, *Pseudoeurotium*, *Pycnidiophora*, and the classification of the Chaetomiales. *Nova Hedwigia* 47, 373-404.

- Mukerji, K. G. 1978. Taxonomy of the Chaetomiales in relation to its morphology and cytology. In *Taxonomy of Fungi* (ed. C. V. Subramanian), 1, 258-262. Madras: University of Madras.
- Mycothèque De L' Université Catholique De Louvain (MUCL), 1989. List of Cultures 1989, Fungi-Yeast (ed. Hennebert, G. L., Marvel-Molitor, D., Decat-Massart, P., Culot, A. B., Ch. Meesen y De Brabandere, J), pp. 359, Belgium.
- Nag-Raj, T. R. 1993. Coelomycetes anamorphs with appendage-bearing conidia. Mycologue Publications, University of Waterloo. Waterloo.
- Naidu, J., Singh, S. M. y Pouranik, M. 1991. Onychomycosis caused by *Chaetomium globosum* Kunze. *Mycopathologia* 113, 31-34.
- Nakamura, A. M. 1992. *Caracterização morfológica, serológica e patogénica de espécies de Helminthosporium isoladas de Milho e Sorgo no Estado de São Paulo*. Tesis doctoral. Universidad de Agronomía y Ciencias Veterinarias. São Paulo.
- Natarajan, K. V. 1971. *Proc Indian Acad Sci B* 74, 255 p.
- Nielsen, K. F., Gravesen, S., Nielsen, P. A., Andersen, B., Thrane, U. y Frisvad, J. C. 1999. Production of mycotoxins on artificially and naturally infested building materials. *Mycopathologia* 145, 43-56.
- Noiaium, S. y Soyong, K. 2000. Integrated biological control of Mango var. Choke anan. *Acta Hort* 509, 769-778.
- Norse, D. 1974. Plant Diseases in Barbados. *Phytopath Pap.* 18, 1-38.
- O'Donnell, K. 1993. In *Fusarium* and its near relatives. In: Reynolds, D. R., Taylor J. W. eds. *The fungal holomorph: mitotic, meiotic and pleomorphic speciation in fungal systematics*. Wallingford: CAB International. pp 225--233.

- Omvik, A. 1953. Two new species of *Chaetomium* and one new *Humicola* species. *Mycologia* 67, 748-757.
- Palade, G. E. 1952. A study of fixation for electron microscopy. *J Exp Med* 95, 285.
- Palliser, H. L. 1910. Chaetomiaceae. *North Am Flora* 3, 59-64.
- Pande, A. y Rao, V. G. 1990. Ascomycetes of western India. *J Econ Tax Bot* 14, 157-161.
- Rai, J. N. y Tewari, J. P. 1962. Two new species from Indian soils. *Can J Bot* 40, 1379-1384.
- Rai, J. N., Tewari, J. P. y Mukerji, K. G. 1964. *Achaetomium*, a new genus of ascomycetes. *Can J Bot* 42, 693-697.
- Rai, J. N., Wadhvani, K. y Tewari, J. P. 1970. *Achaetomium macrosporum* spec. nov. with notes on the genus *Achaetomium*. *Indian Phytopat* 23, 54-57.
- Rai, J. N. y Chowdhery, H. J. 1971. *Achaetomium uniapiculatum* sp. nov., a new species of the genus *Achaetomium*. *Curr Sci* 40, 412-413.
- Rai, J. N. y Chowdhery, H. J. 1974 a. Studies in the genus *Achaetomium*: two new species, *A. sphaerocarpus* and *A. macrocarpus*. *Kavaka* 1, 29-36.
- Rai, J. N. y Chowdhery, H. J. 1974 b. *Achaetomium fusisporum* spec. nov. and *A. sulphureus* spec. nov.: two new species of the genus *Achaetomium* from India 'Usar' (alkaline) soil. *J Indian Bot Soc* 52, 309-312.
- Rai, J. N. y Chowdhery, H. J. 1978. *Achaetomium indicum* Rai et Chowdhery spec. nov.: a new species of the genus *Achaetomium* from India 'usar' soils. *Curr Sci* 47, 23-24.
- Rao, R. 1966. Some additions to fungi of India. (I). *Mycopathol Mycol Appl* 29, 45-48.

- Raymond, F. L., Etchells, J. L., Bell, T. A. y Masley, P. M. 1959. Filamentous fungi from blossoms, ovaries, and fruit of pickling cucumbers. *Mycologia* 51, 492-511.
- Reiss, J. 1992. Studies on the solubilization of German coal by fungi. *Appl Microbiol Biotech* 37, 830-832.
- Richardson, M. J. y Watling, R. 1997. *Key to Fungi on Dung*. British Mycological Society, West Midlands, 68 p.
- Rinaldi, M. G., Inderlied, C. B., Mahnovski, V., Monforte, H., Lam, G. L., Fothergill, A. W. y McGough, D. A. 1991. Fatal *Chaetomium atrobrunneum* Ames, 1949, systemic mycosis in patient with acute lymphoblastic leukemia. *Proc. 11th Congr ISHAM*, pp. 107, Montreal.
- Rippon, J. W. 1988. Medical Mycology. The Pathogenic Fungi and the Pathogenic Actinomycetes, 3rd ed. Saunder, Philadelphia, 797 pp.
- Roberts, R. G., Robertson, J. A. y Hanlin, R. T. 1986. Fungi occurring in the achenes of sunflower (*Helianthus annuus*). *Can J Bot* 64, 1964-1971.
- Rodríguez, K., Figueras, M. J., Gené, J., Mercado, A. y Guarro, J. 2001. *Monodictys desquamata*, a new mitosporic fungus from a Cuban rain forest. *Nova Hedwigia* 72, 201-207.
- Rodríguez, K., Stchigel, A. M. y Guarro, J. 2002. Three new species of *Chaetomium* from soil. *Mycologia* 94, 114-124.
- Rosing, W. C. 1982. Ultrastructure of ascus and ascospore development in *Chaetomium brasiliense*. *Mycologia* 76, 67-73.
- Rossmann, A. Y. y Lu, K. C. 1980. Filamentous fungi associated with leaf surfaces of red alder and Douglas-fir seedlings in western Oregon. *Mycotaxon* 10, 369-371.

- Ruscoe, Q. W. 1971. Mycoflora of living and dead leaves of *Nothofagus truncata*. *Trans Brit Mycol Soc* 56, 463-474.
- Sabatini, D. D., Bensch, K. y Barnneti, R. J. 1963. Cytochemistry and electrón microscopy. The preservation of cell ultrastructure and enzymatic activity by aldehyde fixation. *J Cell Biol* 17, 19.
- Saitou, N. y Nei, M. 1987. The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Mol Biol Evol* 4, 406-425.
- Sánchez-Ballesteros, V. J. 2001. *Filogenia y caracterización molecular de hongos ascomicetos de la familia Xylariaceae*. Tesis doctoral. Univ. Autónoma de Madrid, Fac. de Ciencias, Departamento de Biología Molecular.
- Savory, J. G. 1954. Brekdown of timber by Ascomycetes and Fungi Imperfecti. *Annls Appl Biol* 41, 336-347.
- Sergejeva, K. S. 1956. Species novae generic *Chaetomium*. *Bot ZH.* 11, 108-118.
- Sergejeva, K. S. 1960. Species novae generic *Chaetomium et earum mutabilitas*. *Not Syst Sect Crypt Inst Botan Acad Sci U.S.S.R* 13, 167-175.
- Seth, H. K. 1967. Studies on the genus *Chaetomium*. I. Heterothallism. *Mycologia* 59, 580-584.
- Seth, H. K. 1968 a. Studies on the genus *Chaetomium*. II. Taxonomy and Importance of terminal hairs. *Nova Hedwigia* 15, 345-359.
- Seth, H. K. 1968 b. Studies on the genus *Chaetomium*. III. Ascospores. *Nova Hedwigia* 16, 519-537.
- Seth, H. K. 1969 a. Studies on the genus *Chaetomium*. IV. Revision of certain specific taxa. *Nova Hedwigia* 17, 113-118.

- Seth, H. K. 1969 b. Studies on the genus *Chaetomium*. V. Morphological studies. *Ceska Mykol* 23, 129-134.
- Seth, H. K. 1969 c. The genus *Chaetomium* in Wales. *Ceska Mykol* 23, 61-64.
- Seth, H. K. 1970 a. Notes on some Ascomycetes. IX. *Trans Mycol Soc JPN* 10, 103-109.
- Seth, H. K. 1970 b. A Monograph of the genus *Chaetomium*. *Nova Hedwigia* 37, 1-133.
- Shaw, C. G. 1973. Host fungus index for the Pacific Northwest - I. Hosts. Washington State Univ. *Agric Exp Sta Bull* 765, 1-121.
- Shaw, D. E. 1984. Microorganisms in Papua New Guinea. Dept. Primary Ind., *Res Bull* 33, 1-344 p.
- Shear, L. C. 1927. Life histories and heterothallism of the red bread-mold fungi of the *Monilia sitophila* group. *J Agric Res* 34, 1019-1042.
- Shivas, R. G. 1989. Fungal and bacterial diseases of plant in western Australia. *J Roy Soc West Aust* 72, 1-62.
- Sivanesan, A. 1987. Graminicolous species of *Bipolaris*, *Curvularia*, *Drechslera*, *Exserohilum* and their teleomorphs. CAB International Mycological Institute. 1-261 p.
- Skolko, A. J. y Groves, J. M. 1948. Notes on seed borne fungi. V. *Chaetomium* species with dichotomously branched hairs. *Can J Bot* 26, 269-280.
- Skolko, A. J. y Groves, J. M. 1953. Notes on seed borne fungi VII. *Chaetomium*. *Can J Bot* 31, 779-809.

- Smith, G. 1961. Some new and interesting species of microfungi II. *Trans Br Mycol Soc* 44, 42-50.
- Stchigel, A. M. 2000. *Estudio taxonómico de los ascomycetes del suelo*. Tesis doctoral. Universidad Rovira i Virgili.
- Stchigel, A. M., Sagués, M., Cano, J. y Guarro, J. 2000. Three new thermotolerant species of *Corynascus* from soil, with a key to the known species. *Mycol Res* 7, 879-887.
- Stchigel, A. M., Figuera, L., Cano, J. y Guarro, J. 2002 a. New species of *Thielavia*, with a molecular study of representative species of the genus. *Mycol Res* 106, 975-983.
- Stchigel, A. M., Jato, V. y Aira, M. J. 2002 b. *Fungal taxa in the Cathedral and Museum of Santiago de Compostela (Spain)*. The 7th International Congress on Aerobiology, Château Montebello, Canada.
- Stephen, A. F., Madden, T. L., Schäffer, A. A., Zhang, J., Zhang, Z., Miller, W., y Lipman, D. J. 1997. "Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs". *Nucleic Acids Res.* 25, 3389-3402.
- Stiller, M. J., Rosenthal, S., Summerbell, R. C., Pollack, M. S. y Chan, A., 1992. Onychomycosis of the toenails caused by *Chaetomium globosum*. *J Am Acad Derm* 26, 775-776.
- Szczepanowska, H. M. y Moomaw, W. R. 1994. Laser stain removal of fungus-induced stains from paper. *J Am Inst Conservation* 33, 25-32.
- Szklarz, G. D., Antibus, R. K., Sinsabaugh, R. L. y Linkins, A. E. 1989. Production of phenol oxidases and peroxidases by wood-rotting fungi. *Mycologia*. 81, 234-240.

- Taylor, L. H., Latham, S. M. y Woolhouse, M. E. 2001. Risk factors for human disease emergence. *Philos Trans R Soc. Lond B Biol Sci* 356, 983-989.
- Thomas, C., Mileusnic, D., Carey, R. B., Kampert, M. y Anderson, D. 1999. Fatal *Chaetomium* cerebritis in a bone marrow transplant patient. *Hum Path* 30, 874-879.
- Thompson, J. D., Higgins, D. G. y Gibson, T. J. 1994. CLUSTAL W: Improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, positions-specific gap penalties and weight matrix choice. *Nucleic Acids Res* 22, 4673-4680.
- Thompson, J. D., Plewniak, F y O. Poch. 1999. A comprehensive comparison of multiple sequence alignment programs. *Nucleic Acids Res* 27, 2682-2690.
- Troya, T., Muñoz-Mingarro, D., Llinares, F., Rodríguez-Borrajo, C., Yuste, M. y Rubio, F. 2000. Detección de actividades enzimáticas lignocelulolíticas de *Chaetomium* spp. *Invest Agr Sist Recur For* 9, 5-15.
- Turner, G. J. 1971. Fungi and Plant Disease in Sarawak. *Phytopath Pap* 13,1-55.
- Udagawa, S. 1960. A taxonomic study on the japanese species of *Chaetomium*. *J Gen Appl Microbiol* 6, No. 4.
- Udagawa, S. y Cain, R. F. 1969. Some new or noteworthy species of the genus *Chaetomium*. *Can J Bot* 47, 1939-1951.
- Udagawa, S., Muroi, T., Kurata, H., Sekita, S. y Yoshihira, K. 1979 a. *Chaetomium udagawae*: A new producer of sterigmatocystin. *Trans Mycol Soc JPN* 20, 475-480.
- Udagawa, S., Muroi, T., Kurata, H., Sekita, S., Yoshihira, K., Natori, S. y Umeda, M. 1979 b. The production of chaetoglobosin, sterigmatocystin, O-

methylsterigmatocystin, and chaetocin by *Chaetomium* spp. and related fungi. *Can J Microbiol* 25, 170-177.

Udagawa, S. 1982. A new species of *Achaetomium*. *Trans Mycol Soc JPN* 23, 287-291.

Udagawa, S. y Sugiyama, Y. 1982. New records and new species of ascomycetous fungi from Nepal, a preliminary report on the expedition of 1980. Reports on the Cryptogamic Study in Nepal, March 1982. *Misc Publ Nat Sci Mus* (Tokyo) 11-46.

Udagawa, S. 1984. Taxonomy of mycotoxin-producing *Chaetomium*. In: Toxigenic Fungi their toxins and health hazard. *Proc Mycotox Symp 3th Int Mycol Congr* (ed. H. Kurata y Y. Veno), Tokyo.

Udagawa, S., Uchiyama, S. y Kamiya, S. 1994. Two new species of pyrenomycetous Ascomycetes from New Caledonia. *Mycoscience* 35, 319-325.

Udagawa, S., Toyazaki, N. y Yaguchi, T. 1997. A new species of *Chaetomium* from house dust. *Mycoscience* 38, 399-402.

Udaiyan, K. y Hosagoudar, V. S. 1991. Some interesting fungi from the industrial water cooling towers of Madras-II. *J Econ Tax Bot* 15, 649-667.

Umikalsom, M. S., Ariff, A. B., Shamsuddin, Z. H., Tong, C. C., Hassan, M. A. y Karim, M. I. A. 1997. Production of cellulase by a wild strain of *Chaetomium globosum* using delignified oil palm empty-fruit-bunch fibre as substrate. *Appl Microbiol Biotech* 47, 590-595.

University of Alberta, Microfungus Collection and Herbarium. Catalogue of Strains (ed. Sigler, L., Arlene, L. F., Third Edition 1998, pp. 213, Edmonton.

Untereiner, W. A., Debois, V. y Naveau, F. A. 2001. Molecular systematic of the ascomycete genus *Farrowia* (Chaetomiaceae). *Can J Bot* 3, 321-333.

- Valenzuela, E., Santibañez, C., Leiva, S. y García, H. 2001. Hongos aislados desde sedimentos del lago Riñihue y afluyentes, X region (Chile). *Bol Micol* 16, 79-85.
- Valldosera, B. M. 1991. *Contribución al estudio de los hongos coprófilos-Ascomycotina-en España*. Tesis Doctoral. Universidad Autónoma de Barcelona.
- Vijay, B., Sharma, S. R. y Lakhanpal, T. N. 2000. In vivo interaction studies on mesophilic fungi isolated during *Agaricus bisporus* composting. ISMS Congr, pp. 115, The Netherland.
- Wang, J., Qiangqiang, Z. y Li, L. 1998. Phaeohyphomycosis caused by *Chaetomium globosum*: first case report in China. *Zho Pif Zaz* 31, 273-275.
- Warcup, J. H. y Baker, K. F. 1963. Occurrence of dormant ascospores in soil. *Nature* 197, 1317-1318.
- Warmelo, K. T. van. 1966. New species of *Chaetomium* from South African soil. *Mycologia* 58, 846-854.
- Watanabe, T. 2002. *Pictorial atlas of soil and seed fungi. Morphologies of cultured fungi and key to species*. CRS Press, Boca Raton, London, New York, Washington D.C.
- Whiteside, W. C. 1957. Perithecial initials of *Chaetomium*. *Mycologia* 49, 420-425.
- Williams, T. H. y Liu, P. S. W. 1976. A host list of plant diseases in Sabah, Malaysia, *Phytopath Pap* 19,1-67.
- Yeh, C. C. y Sinclair, J. B. 1980. Effect of *Chaetomium cupreum* on seed germination and antagonism to other seedborne fungi of soybean. *PI Dis* 64, 468-470.
- Ziezold, A. M., Reeleder, R. D., Hall, R. y John, T. A. 1998. Seedborne fungi and fungicide seed treatment of Ginseng. *J Ginseng Res* 22, 229-236.

Zopf, W. 1877. Untersuchungen über *Chaetomium* *Abh Bot ver Prov Brandenburg* 19, 170-173.

Zopf, W. 1881. Zur Entwicklungsgeschichte der Ascomyceten, *Chaetomium*. *Nova Acta Ksl Leop Carol Deutschen Akademie der Naturforscher*. 42, 199-292.

8. Anexos

Anexo 1

Clave dicotómica para los grupos morfológicos estudiados

- 1. Ascosporas limoniformes o cercanas a limoniformes; pelos peridiales irregularmente ramificados (excepcionalmente bifurcados).....2

- 1. Ascosporas mayormente elipsoidales a fusiformes; pelos peridiales apicalmente bifurcados.....Grupo “Chaetomium indicum”

- 2(1). Ascomas con una zona periostiolar oscurecida
.....Grupo “Chaetomium bostrychodes”

- 1. Ascomas sin estas características
.....Grupo “Chaetomium globosum”

Anexo 2

Clave dicotómica para las especies del grupo morfológico “*Chaetomium bostrychodes*”

1. Ascomas ampuliformes u obclavados, hasta 600 μm de longitud;
células en empalizada rodeando el ostíolo*C. robustum*
1. Ascomas con diferente morfología2
- 2(1). Ascosporas irregularmente hexagonales, de 9-10.5 μm de longitud
.....*C. hexagonosporum*
2. Ascosporas limoniformes, de menos de 9.5 μm de longitud.....3
- 3(2). Ascosporas de 7-9.5 μm de longitud; pelos sin ramificaciones laterales
.....*C. convolutum*
2. Ascosporas de 5.5-7.5 μm de longitud; pelos con ramificaciones laterales
onduladas*C. bostrychodes*

Anexo 3

Clave dicotómica para las especies del grupo morfológico “*Chaetomium indicum*”

1. Pelos setiformes con ramificaciones en forma de “pinzas de cangrejo”
.....*C. cancroideum*
1. Pelos setiformes con morfología diferente2
- 2(1). Pelos bifurcados en el extremo apical, y ramificaciones recurvadas
.....3
2. Pelos con ramificaciones nunca recurvadas, o no ramificados.....4
- 3(2). Ascosporas elipsoidales, con un área oscura rodeando al poro germinativo*C. reflexum*
3. Ascosporas fusiformes sin dicha zona oscurecida*C. dolichotrichum*
- 4(2). Pelos setiformes no ramificados*C. funicola*
4. Pelos setiformes ramificados5
- 5(4). Pelos largos y escasamente ramificados*C. erectum*
5. Pelos cortos y muy ramificados*C. indicum*

Anexo 4

Clave dicotómica para las especies del género *Achaetomium* (adaptada de von Arx et al., 1988)

1. Ascosporas esféricas a subesféricas, 10–13 x 8–11 μm*A. globosum*
1. Ascosporas con otra morfología2
- 2(1). Ascosporas de más de 13 μm de longitud, limoniformes y bilateralmente aplanadas.....*A. geophylum*
2. Ascosporas de menos de 13 μm de longitud, limoniformes, nunca bilateralmente aplanadas3
- 3(2). Ascosporas 8–10 x 5–7 μm ; artroconidios y clamidosporas presentes*A. luteum*
2. Ascosporas 9–12 x 6–7 μm ; fialoconidios presentes*A. strumarium*

Anexo 5

Mycologia, 94(1), 2002, pp. 116–126.

© 2002 by The Mycological Society of America, Lawrence, KS 66044-8897

Three new species of *Chaetomium* from soil

Kendra Rodríguez

Instituto de Ecología y Sistemática, Ministerio de Ciencias, Tecnología y Medio Ambiente, Carretera de Varona Km 3.5, Capdevila Boyeros, AP 8029, CP 10800, Ciudad de la Habana, Cuba

Alberto Stchigel

Josep Guarro¹

Unitat de Microbiologia, Facultat de Medicina i Ciències de la Salut, and Institut d'Estudis Avançats, Universitat Rovira i Virgili, C/ Sant Llorenç 21, 43201 Reus, Spain

Abstract: *Chaetomium macrostiolum* sp. nov., *Chaetomium olivicolor* sp. nov. and *Chaetomium tarraconensis* sp. nov. isolated from Nigerian, Indian, and Spanish soils respectively, are described and illustrated. The first species is characterized by ascomata with a very broad ostiole and yellow hairs, and limoniform ascospores; the second by its thermotolerant growth, inconspicuous and short straight ascomatal hairs and fusiform ascospores; and the last by its unusual, irregularly-shaped ascospores and subglobose ascomata with flexuous to undulate, unbranched ascomatal hairs.

Key Words: Ascomycetes, Chaetomiaceae, Sordariales, systematics

INTRODUCTION

Chaetomium Kunze is a large genus of the Chaetomiaceae Winter (Sordariales Chad. ex D. Hawksw. & O. E. Erikss., Ascomycota) which comprise more than one hundred species (Arx et al 1986, Cannon 1986, Cano and Guarro 1987, Carris and Glawe 1987,

Moustafa and Ess El-Din 1988, Abdullah and Al-Bader 1989, Horie and Udagawa 1990, Pande and Rao 1990, Udaiyan and Hosagoudar 1991, Abdullah and Zora 1993, Udagawa et al 1994, Gené and Guarro 1996, Decock and Hennebert 1997, Udagawa et al 1997), and are found in the most diverse substrates and geographic regions. *Chaetomium* species are characterized by superficial ascomata, usually covered with hairs or setae mainly surrounding a rather broad apical ostiolar pore, and attached to the substrate by rhizoidal hyphae. Their ascospores are aseptate, brown or gray-olivaceous with one or two germ pores. During the course of a study of soil fungi from different regions of the world we have isolated numerous strains of this genus, some of them belonging to undescribed species. In this paper three new species collected from soil samples of Nigeria, India, and Spain respectively are described and illustrated.

MATERIALS AND METHODS

Sampling, isolation, and morphological study.—The soil sample from Nigeria was collected in Ihenyi Eha-Amufu, Isi-uzo, Enugu state, located at 5.8° N 7.2° E. The soil is of lateritic type and the vegetation is mostly composed of lowland forest trees, mainly *Piptadeniastrum africanum*, *Uapaca* spp., *Pycnanthus* sp., *Lophira alata* and *Khaya ivorensis*. The area rises up to 300 m above sea level and is dominated by a tropical interland climate with an average temperature of over 27 C. The total annual precipitation is 2000–3000 mm. The soil sample from India was collected in a public garden in Delhi (23. 81° N 76.91° E). This area is dominated by a tropical interland climate and the vegetation was composed mostly of shrubs and herbaceous plants. The third sample was collected in a rubbish dump located in Tarragona, Spain (41.1° N 1.33° E). The area is dominated by a Mediterranean climate, with an average temperature of 19.9 C and minimum of 11.7 C. The total annual precipitation is up to 500 mm.

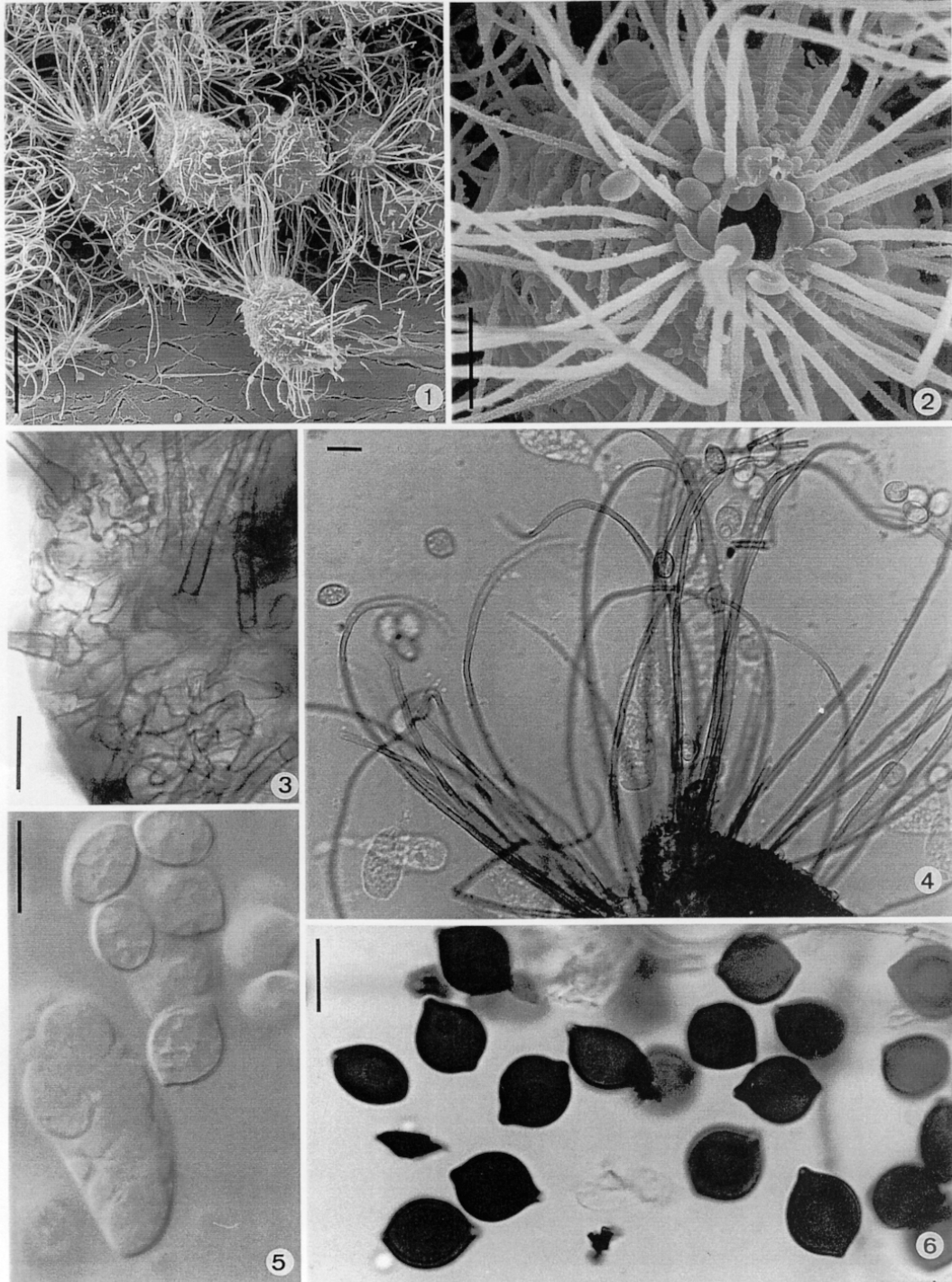
Accepted for publication May 25, 2001.

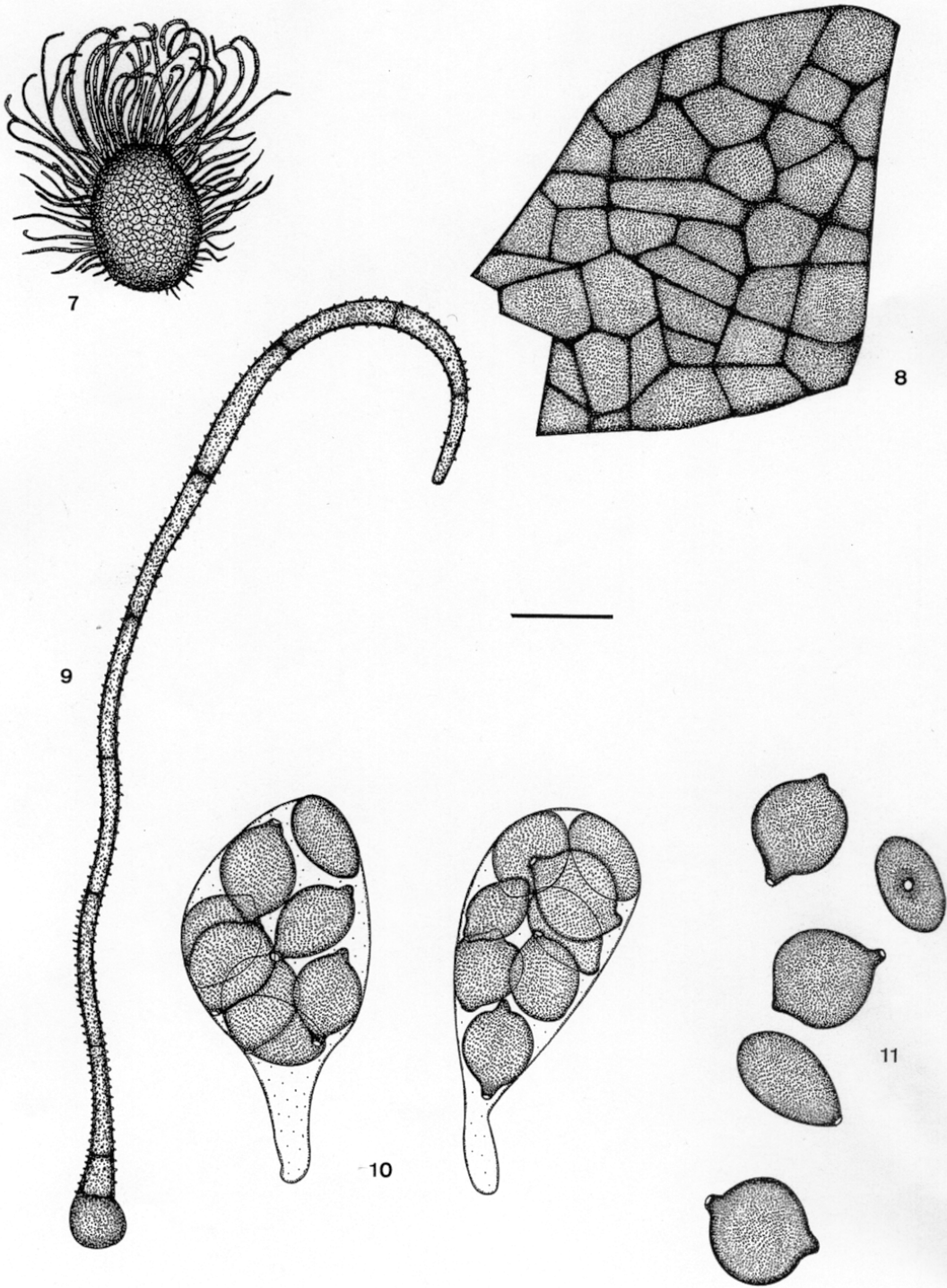
¹ Corresponding author, Email: umb@fmsc.urv.es

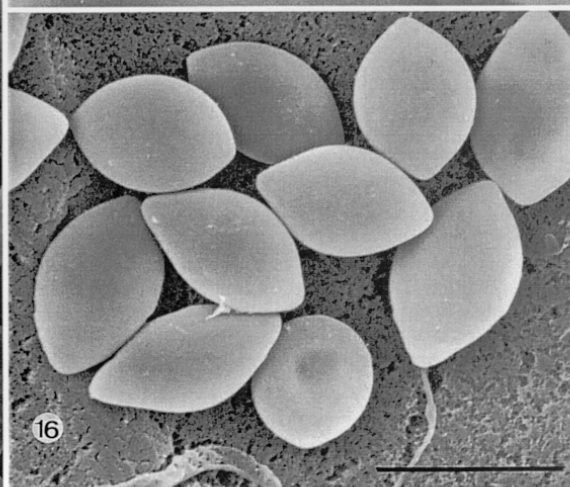
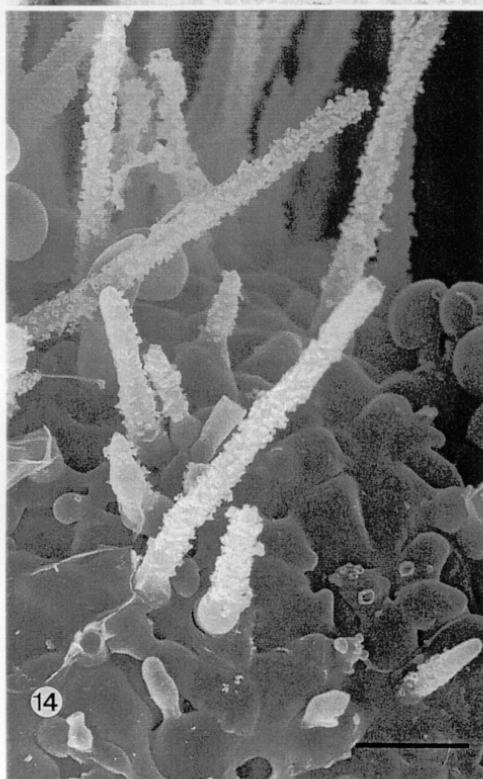
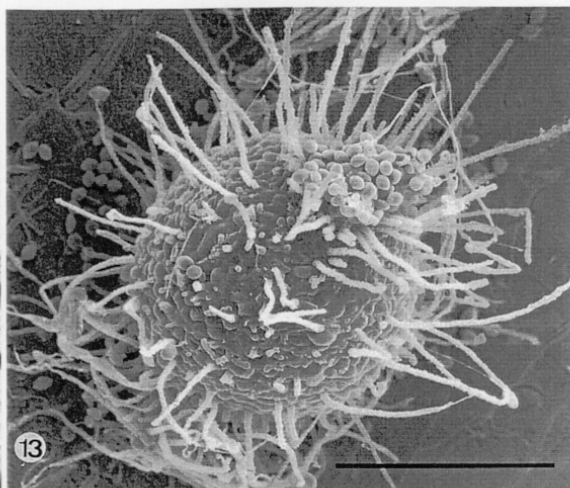
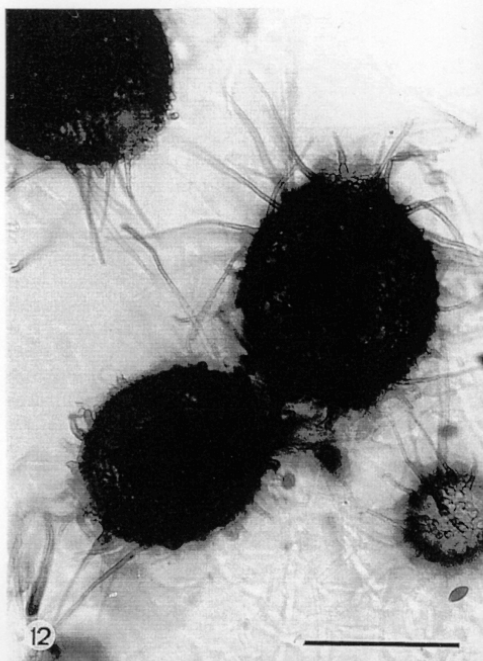
FIGS. 1–6. *Chaetomium macrostiolum*. 1. Ascomata (SEM). 2. Detail of the ostiolum (SEM). 3. Detail of the peridium. 4. Ascomatal hairs. 5. Asci and ascospores. 6. Ascospores. Bars: 1 = 100 µm; 2–6 = 10 µm.

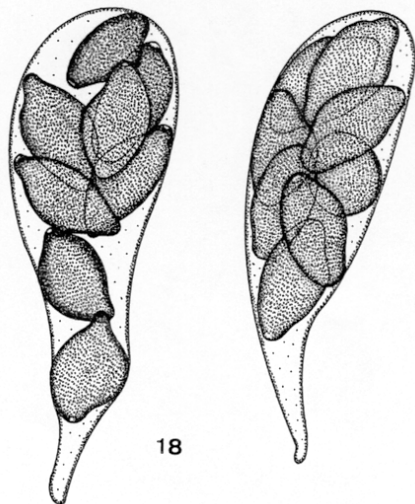
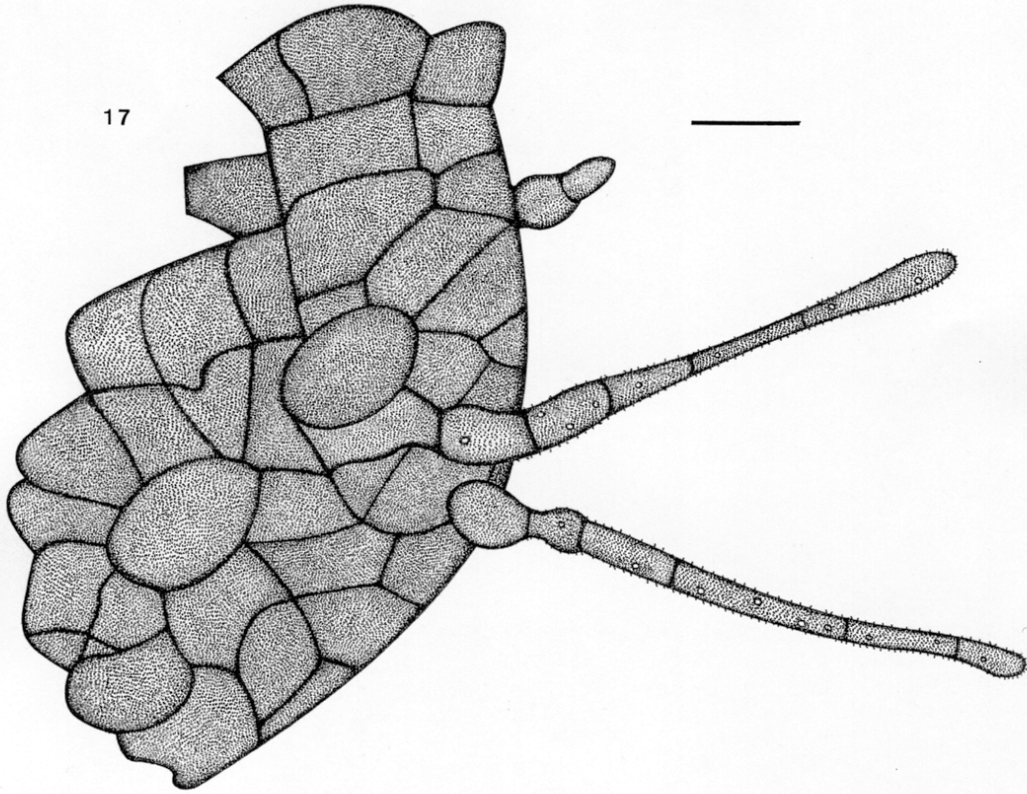
FIGS. 7–11. *Chaetomium macrostiolum*. 7. Ascoma. 8. Detail of the peridium. 9. Ascomatal hair. 10. Asci and ascospores. 11. Ascospores. Bars: 7 = 100 µm; 8–11 = 10 µm.

FIGS. 12–16. *Chaetomium olivicolor*. 12. Ascomata. 13. Ascoma (SEM). 14. Detail of the peridium and ascomatal hairs (SEM). 15. Asci and ascospores. 16. Ascospores (SEM). Bars: 12,13 = 100 µm; 14–16 = 10 µm.









The samples were mainly collected from the A₀ horizon using sterilized polyethylene bags. These were sealed with a rubber band and labelled. The samples were stored in the laboratory at 4–7 °C until used. The samples from India and Spain were handled by a modification of Furuya and Naito's method (1979), described previously by Stchigel et al (2001). The sample from Nigeria was treated with 2% (p/v) phenol in water for 10 min and cultured on potato carrot agar (PCA, Difco) with chloramphenicol (50 mg/L) at room temperature (22–25 °C), under 12 h of darkness alternating with 12 h of cool white fluorescent light. The morphological characteristics of the colonies were studied on Petri dishes of 90 mm diam containing oatmeal agar (OA; Difco), and PCA at temperatures of 15 °C, room temperature, 37 °C, 45 °C, 48 °C, and 50 °C. Color notations in parentheses are from Kornerup and Wanscher (1984). Fungal structures were measured in lactophenol, and mounted in Melzer's reagent to observe dextrinoid reaction of the ascospores. Photomicrographs were obtained with a Leitz DIALUX 20 EB microscope. Scanning electron microscopy techniques were described previously by Figueras and Guarro (1988). Dried and living cultures have been preserved in the culture collections and herbarium indicated in the text.

TAXONOMY

Chaetomium macrostiolatum Stchigel, Kendra Rodríguez & Guarro, sp. nov. FIGS. 1–11

Mycelium ex hyphis hyalinis vel subhyalinis, septatis, laevibus, 1–2 µm diam compositum. *Coloniae* in agaris farinae avenaceae celeriter crescentes, planae, ex mycelio vegetativo diffuso et submerso constantes, numerosis ascomatibus formantes, leniter zonatae, olivaceo-brunneae; reversum olivaceo-brunneum. *Ascomata* superficialia, pallido olivacea vel olivacea, subglobosa vel ovoidea, 100–140 × 80–110 µm, tarde maturescentia, ostiolum latum, usque ad 50 µm diam. *Peridium* pallido brunneum, translucidum, membranaceum, cum textura angularis vel textura epidermoidea. *Pili terminales* numerosi, longi, flavescens vel pallido brunnei, ad apicem recurvati, simplices, usque ad 200 µm longi et 2–3.5 µm lati, septati, crassitunicati, tenuiter verrucosi, regulariter septati. *Pili laterales* ad apicem recurvati. *Asci* fasciculati, 8-sporei, clavati et longistipitati, 35–58 × 9–17 µm, evanescentes. *Paraphysis* nulla. *Ascospores* pallido brunneae vel leniter brunneae, limoniformes, inaequales, complanatae, 10–13 × 7–10 × 6.5–7.5 µm, biapiculatae, laeves, crassitunicatae, cum poro germinalibus apicali visibile. *Anamorphosis* absens.

Mycelium composed of hyaline to subhyaline, septate, smooth hyphae, 1–2 µm diam. *Colonies* on OA growing rapidly, attaining a diameter of 55–60 mm after 14 d at room temperature, flat, consisting of spreading, submerged mycelium, and with a granular appearance due to the abundant ascomata, sur-

rounded and covered by a loose network of aerial hyphae, slightly zonate, olive brown (M.4F6 to M.4F8); reverse olive brown (M. 4F6 to M. 4D7). *Ascomata* superficial, olivaceous, subglobose to ovoid, 100–140 × 80–110 µm, firmly attached to the substratum by a basal tuft of hyphae, maturing in or within 14–20 d; ostiole very broad, up to 50 µm diam. *Peridium* pale brown, translucent, membranaceous, 1–2 layered, 4–5 µm thick, textura angularis to textura epidermoidea, composed of polygonal to irregular cells, measuring 5–10 µm diam. *Terminal hairs* numerous, mostly around the ostiole, yellow to light brown in reflected light, arcuate or recurved at the apex, unbranched, up to 200 µm long, 2–3.5 µm diam at the base, thick-walled, verruculose, regularly septate. *Lateral hairs* less abundant, recurved at the apex. *Asci* fasciculate, 8-spored, clavate and long stipitate, 35–58 × 9–17 µm, evanescent, without apical structures. *Paraphyses* absent. *Ascospores* 1-celled, dextrinoid when young, pale brown to mid brown, limoniform, often asymmetrical and bilaterally flattened, 10–13 × 7–10 × 6.5–7.5 µm, biapiculate, smooth- and thick-walled, with a conspicuous apical germ pore. *Anamorph* absent.

On PCA at room temperature, colonies attaining a diameter of 30–38 mm in 14 d, granulose to powdery, strongly zonate, yellow (M. 4A3); reverse yellowish-white (M. 4A2). On OA and PCA at 15 °C and 37 °C, colonies growing very slowly, attaining a diameter of 20–25 mm in 14 d; aspect identical to those on OA at room temperature. *Ascomata* less abundant. No growth was observed at 45 °C.

Specimens examined. NIGERIA: Ihenyi Eha-Amufu, Isi-uzo, Enugu state, from forest soil, 12-VI-1997, col. A. M. Stchigel, isol. A. M. Stchigel (HOLOTYPE: IMI 382896; ISOTYPE: FMR 6780). Living cultures ex type: IMI 381870, CBS 102435, MUCL 43147, FMR 6780.

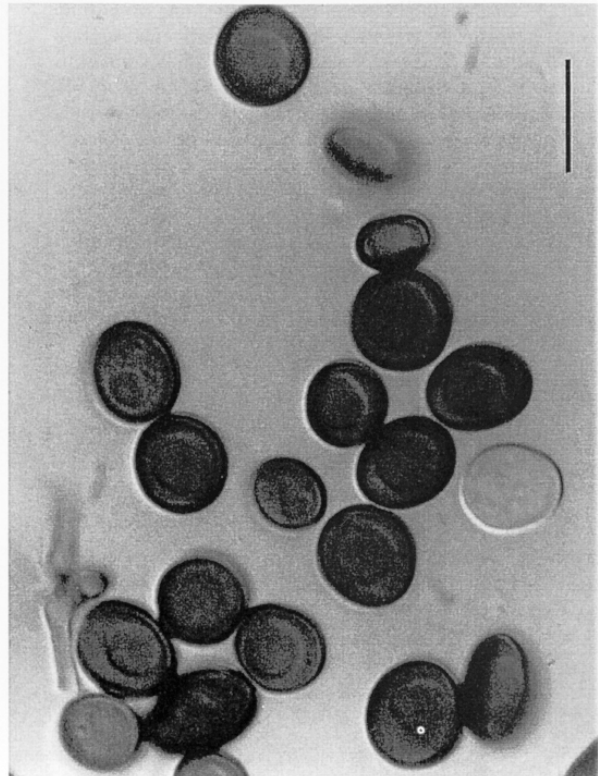
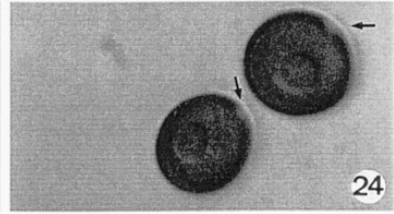
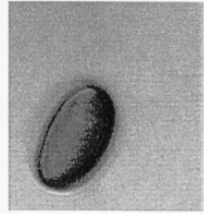
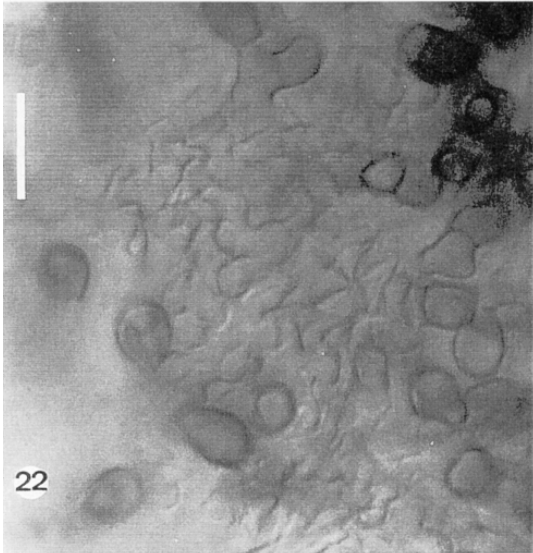
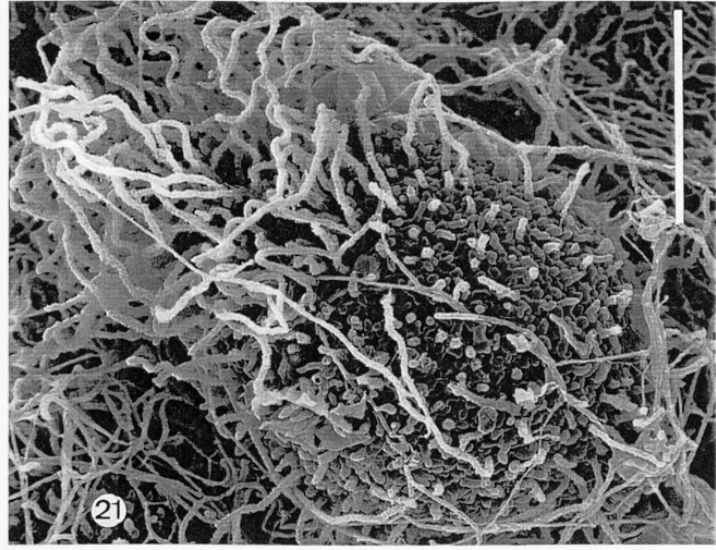
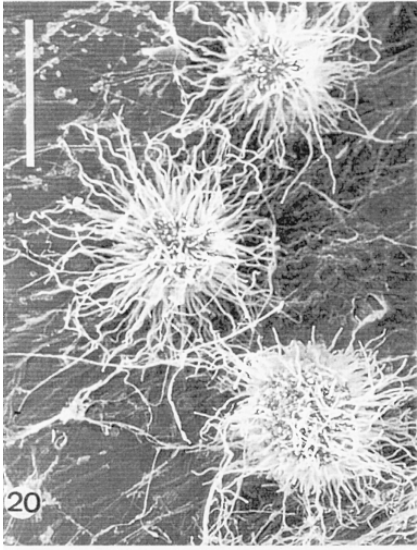
Other species examined. *Chaetomium flavigenum* CBS 337.67; *C. turgidopilosum* CBS 169.52; *C. lentum* CBS 339.67, CBS 644.83; *C. seminudum* CBS 779.71, CBS 780.71; *C. longicollum* CBS 155.55, CBS 119.57; *C. floriforme* IMI 368520; *C. fusiforme* FMR 670, FMR 673; *C. gracile* CBS 146.60; *C. lucknowense* CBS 243.84; *C. malaysiensis* CBS 669.82; *C. ampullare* FMR 725; *C. homopilatum* CBS 157.55; *C. sphaerale* FMR 726.

Etymology. The epithet *macrostiolatum* refers to the wide ostiole.

The presence of ascomata with a broad ostiole and yellow hairs, and limoniform, bilaterally flattened ascospores clearly separates *Chaetomium macrostiolatum* from all previously described species of the genus. Species with similar hairs are *C. fusiforme* Chivers, *C.*

←

FIGS. 17–19. *Chaetomium olivicolor*. 17. Detail of the ascomatal and peridial hairs. 18. Asci. 19. Ascospores. Bar = 10 µm.



aureum Chivers, *C. flavigenum* van Warmelo, *C. turgidopilosum* Ames, *C. lentum* van Warmelo, *C. gracile* Udagawa, *C. tucknowense* Rai & Tewari, and *C. cupreum* Ames (Seth 1970). However, the ascospores of these species are clearly different. In *C. fusiforme* they are fusiform; in *C. aureum* and *C. flavigenum*, fusiform to navicular; in *C. turgidopilosum* and *C. lentum*, ellipsoidal; in *C. gracile*, ellipsoidal to broadly fusiform; in *C. tucknowense*, ovate to ellipsoidal; and in *C. cupreum*, reniform to lunate (Arx et al 1986). Several species of *Chaetomium*, such as *C. malaysiensis* (D. Hawksw.) Arx, *C. seminudum* Ames, *C. longicolleum* Krzem. & Badura, *C. cuyabenoensis* Decock & Hennebert, *C. ampullare* Chivers, *C. homopilatum* Omvik, *C. sphaerale* Chivers, and *C. floriforme* Gené & Guarro, also have limoniform, bilaterally flattened ascospores similar to those of the new species. However, with the exception of *C. floriforme* and *C. sphaerale*, the species mentioned have ampulliform ascomata with a conspicuous neck formed by fused hairs, sometimes very long, such as in *C. longicolleum* (Arx et al 1986, Hawksworth 1975) and *C. cuyabenoensis* (Decock and Hennebert 1997). For this reason and by the production of a *Botryotrichum*-like anamorph some of these species have been placed by Hawksworth (1975) in the closely related genus *Farrowia* D. Hawksw. *Chaetomium sphaerale* is easily differentiated from *C. macrostiolum* by its flexuous ascomatal hairs and smaller ascospores ($7.5-9 \times 6-7 \times 4-5 \mu\text{m}$), and from *C. floriforme* by its ascomatal hairs, which are constricted at the septa and disarticulate when mature, its smaller ascospores ($7-8.5 \times 6-7.2 \times 5-6 \mu\text{m}$), and the presence of a *Humicola*-like anamorph.

Chaetomium olivicolor Kendra Rodríguez, Stchigel & Guarro, sp. nov. FIGS. 12-19

Mycelium ex hyphis hyalinis vel subhyalinis, septatis, laevibus, $1-2 \mu\text{m}$ diam compositum. *Coloniae* in agar farinae avenaceae celeriter crescentes, planae, ex mycelio vegetativo diffuso et submerso constantes, cum numerosis ascomatibus formantes, leniter zonatae, olivaceo-brunneae; reversum olivaceo-brunneum, cum pigmento diffuso olivaceo-viridi. *Ascomata* superficialia vel immersa, flavo-grisea, subglobosa vel lageniformia, $92-210 \times 85-180 \mu\text{m}$, celeriter maturescentia, ostiolum usque ad $23 \mu\text{m}$ latum. *Peridium* pallide olivaceo-brunneum vel atro-brunneum, opacum, membranaceum, cum textura angularis. *Pili terminales* numerosi, pallido-brunnei, recti, simplices, usque ad $125 \mu\text{m}$ longi et $4-5 \mu\text{m}$ lati, incrassati, tenuiter verrucosi, septati, versus apicem gradatim angustati et pallescentes. *Pili laterales* simili sed minus numerosi quam terminales. *Asci* fas-

ciculati, 8-spore, clavati, et brevistipitati, $20-50 \times 5-15 \mu\text{m}$, evanescentes. *Paraphysis* nulla. *Ascosporeae* coerulesco-brunneae vel brunneae, fusiformes vel latus fusiformes, saepe inaequales, $9.5-12 \times 5-7 \times 5-6 \mu\text{m}$, laeves, crassitunicatae, cum poro germinali apicali vel subapicali visibile. *Anamorphosis* absens.

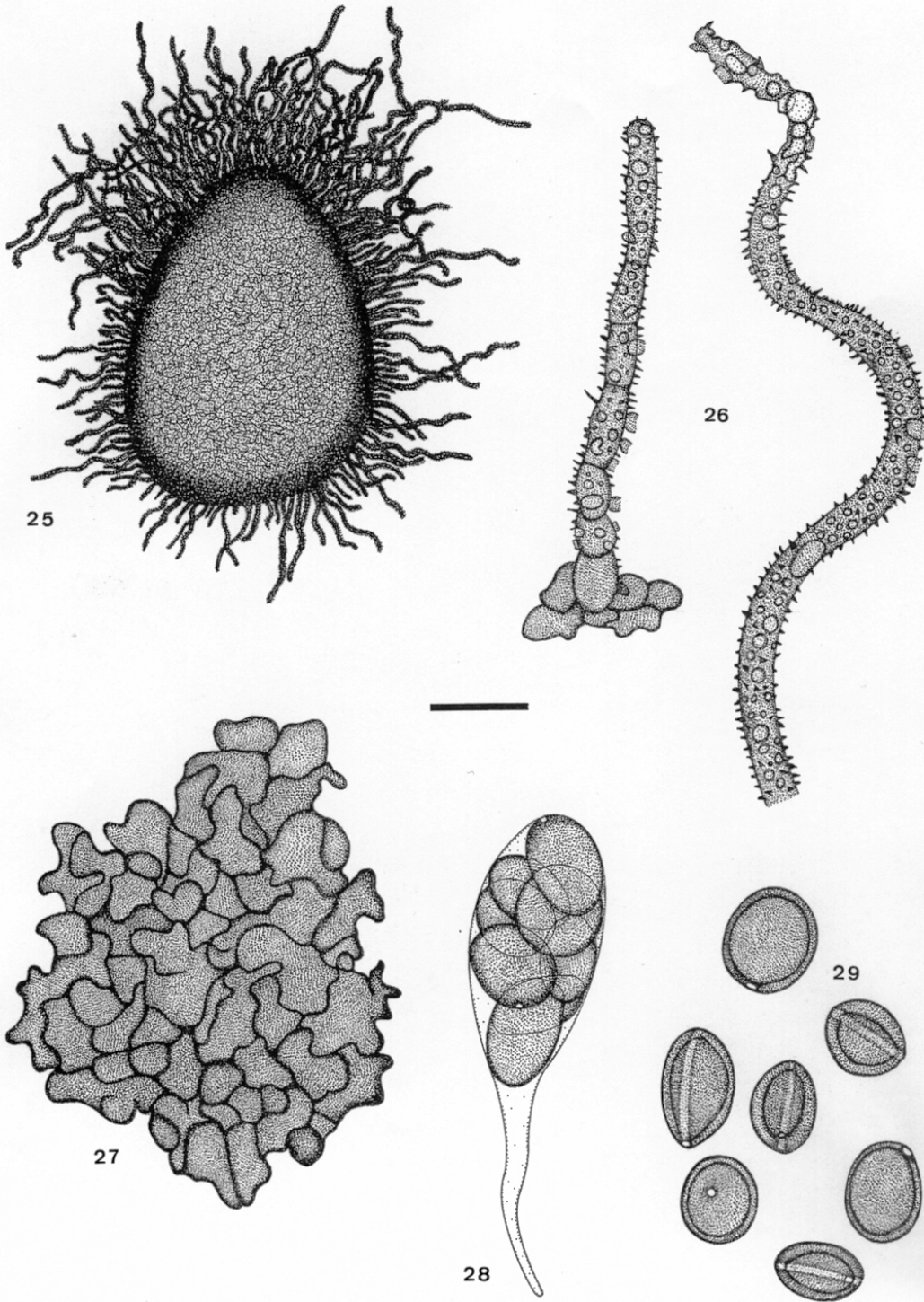
Mycelium composed of hyaline to subhyaline, septate, smooth hyphae, $1-2 \mu\text{m}$ diam. *Colonies* on OA growing rapidly, covering the Petri dish surface after 14 d at 45 C, flat, consisting of spreading, submerged vegetative mycelium, and with granular appearance due to the abundant ascomata, surrounded and covered by a loose network of aerial hyphae, slightly zonate, olive brown (M. 4F2 to M. 4F6); reverse similar in color to colony surface; diffusible olive-green pigment (M. 1F4) abundant. *Ascomata* superficial or immersed, yellowish-gray, subglobose to ampulliform, $92-210 \times 85-180 \mu\text{m}$, maturing in 5 d, firmly attached to the substratum by a basal tuft of hyphae, ostiole up to $23 \mu\text{m}$ diam, papillate. *Peridium* pale olive-brown to dark brown, opaque, membranaceous, 1-2 layered, $2-4 \mu\text{m}$ thick, textura angularis, with polygonal cells measuring $7-15 \mu\text{m}$ diam. *Terminal hairs* numerous disposed mostly around the ostiole, pale brown, straight, unbranched, up to $125 \mu\text{m}$ long, $4-5 \mu\text{m}$ diam near the base, thick-walled, verrucose, regularly septate, tapering and becoming paler towards the tip. *Lateral hairs* similar and less abundant. *Asci* fasciculate, 8-spored, clavate and short stipitate, $20-50 \times 5-15 \mu\text{m}$, evanescent, without apical structures. *Paraphyses* absent. *Ascospores* 1-celled, bluish-brown to brown, fusiform to broadly fusiform, sometimes asymmetrical, $9.5-12 \times 5-7 \times 5-6 \mu\text{m}$, smooth- and thick-walled, with a conspicuous apical or subapical germ pore, often with a paler spot suggesting a second germ pore at the opposite end. *Anamorph* absent.

On PCA at 45 C, colonies covering the Petri dish surface in 14 d, similar to those on OA although less zonate and with lower production of pigment. On OA and PCA, at 37 C, colonies growing rapidly, covering the Petri dish surface in 14 d, with characteristics similar to those on OA at 45 C. *Ascomata* abundant. At room temperature and 48 C, growing very slowly, attaining a diam of 2.5-3.5 mm in 14 d, and ascomata are not produced. No growth was observed at 15 C and 50 C.

Specimen examined. INDIA: Delhi, from garden soil, 11-VII-1996, col. J. Gené and J. Mariné, isol. A. M. Stchigel (HOLOTYPE: IMI 382895; ISOTYPE: FMR 6779). Living cul-

←

FIGS. 20-24. *Chaetomium tarraconensis*. 20-21. Ascomata (SEM). 22. Detail of the peridium. 23. Young asci. 24. Ascospores (arrow, germ pore). Bars: 20 = $200 \mu\text{m}$; 21 = $100 \mu\text{m}$; 22-24 = $10 \mu\text{m}$.



tures ex type: IMI 381869, CBS 102434, MUCL 43148, FMR 6779.

Other species examined. *Chaetomium virescens* CBS 554.83; *C. hispanicum* CBS 234.82, CBS 550.83.

Etymology. The epithet *olivicolor* refers to the olive green color of the diffusible pigment.

Chaetomium olivicolor is similar to *C. virescens* (Arx) Udagawa. However, the latter has two germ pores and more regular ascospores. *Chaetomium virescens* var. *thielavioideum* (Chen) P. Cannon has roughly regular-shaped ascospores with one terminal germ pore, although the ascospore size is somewhat larger ($12\text{--}16.5 \times 5.5\text{--}7 \mu\text{m}$) (Cannon 1986). *Chaetomium hispanicum* Guarro & Arx also shows some similarities with the new species, but differs by more regular and longer ($13\text{--}15 \times 6.5\text{--}8 \mu\text{m}$) ascospores. In addition, the ascumal hairs of these two species are flexuous and longer than those of *C. olivicolor*. The new species, as well as other species of *Chaetomium* (Mouchacca 1997) is also characterized by its thermotolerant growth. Numerous species produce green diffusible pigment such as *C. bostrychodes* Zopf, *C. convolutum* Chivers, *C. elatum* Kunze, *C. globosum* Kunze, *C. gracile* Udagawa, *C. indicum* Corda, *C. madrasense* Natarajan, *C. megalocarpum* Bainier, *C. raii* Malhotra & Mukerji, *C. robustum* Ames, *C. variosporum* Udagawa & Horie (Udagawa et al 1997) and *C. virescens* but, the remaining morphological features are very different from those of *C. olivicolor*.

Chaetomium tarraconensis Stchigel, Kendra Rodríguez & Guarro, sp. nov. FIGS. 20–29

Mycelium ex hyphis hyalinis vel subhyalinis, septatis, laevibus, $3\text{--}5 \mu\text{m}$ diam compositum. *Coloniae* in agar farinae celeriter crescentes, numerosis ascomatibus formantes, olivaceo-brunneae; reversum olivaceo-brunneum. *Ascomata* superficialia vel immersa, subglobosa, $155\text{--}275 \times 130\text{--}205 \mu\text{m}$, grisea, tarde maturescentia, ostiolata. *Peridium* pallido brunneum vel brunneum, translucidum, membranaceum, cum textura epidermoidea. *Pili terminales* cum longitudinibus inaequalibus, pallido brunnei, flexuosi vel undulati, simplices, usque ad $164 \mu\text{m}$ longi et $4\text{--}6 \mu\text{m}$ lati, incrassati, conspicuum verrucosi, septati, ad apicem gradatim pallescens. *Pili laterales* plerumque breviores quam terminales. *Asci* fasciculati, 8-sporei, clavati, et longistipitati $35\text{--}65 \times 10\text{--}17.5 \mu\text{m}$, evanescentes, *Paraphysis* nulla. *Ascospores* brunneae, irregulares, saepe latae ellipsoideae vel ovoideae, plerumque inaequales, complanatae, $9\text{--}14 \times 7\text{--}11 \times 9\text{--}9.5 \mu\text{m}$, laeves, valde crassitunicatae, cum poro germinali marginali visibiles. *Anamorphosis* absens.

Mycelium composed of hyaline to subhyaline, septate, smooth hyphae, $3\text{--}5 \mu\text{m}$ diam. *Colonies* on OA

growing rapidly, covering the Petri dish surface after 14 d at room temperature, with sparse aerial mycelium, producing abundant ascomata, olive brown (M. 4D4–M. 4E7); reverse similar in color to colony surface. *Ascomata* superficial to immersed, subglobose, $155\text{--}275 \times 130\text{--}205 \mu\text{m}$, gray, maturing in 20 d. *Peridium* pale brown to brown, translucent, membranaceous, 3–4 layered, $8\text{--}10 \mu\text{m}$ thick, textura epidermoidea. *Terminal hairs* of different length, sparse, pale brown, flexuous to undulate, unbranched, up to $164 \mu\text{m}$ long, $4\text{--}6 \mu\text{m}$ diam at the base, thick-walled, coarsely roughened, septate, gradually paling to the tip. *Lateral hairs* practically indistinguishable from the terminal ones, although generally the former are shorter. *Asci* fasciculate, 8-spored, clavate, and long stipitate, $35\text{--}65 \times 10\text{--}17.5 \mu\text{m}$, evanescent, without apical structures. *Paraphyses* absent. *Ascospores* 1-celled, dextrinoid when young, brown when mature, irregular in shape, often broadly ellipsoidal to ovoid, usually asymmetrical, bilaterally flattened, with a paler longitudinal band, $9\text{--}14 \times 7\text{--}11 \times 9\text{--}9.5 \mu\text{m}$, smooth, thick-walled, with an subapical to lateral germ pore, and often with a pale spot suggesting a second germ pore in the opposite pole. *Anamorph* absent.

On PCA at room temperature, colonies attaining a diameter of 60–64 mm in 14 d, similar to those on OA but with fewer ascomata. On OA and PCA at 15 C, colonies growing very slowly, cream colored. *Ascomata* absent. At 37 C, growth is nil.

Specimen examined. SPAIN: Tarragona, from soil, 13-XI-1997, col. A. I. Díez and M. Gómez, isol. A. M. Stchigel (HOLOTYPE: IMI 382893; ISOTYPE: FMR 6638). Living cultures ex type IMI 380425, CBS 101882, MUCL 43149, FMR 6638.

Other species examined. *Chaetomium megalocarpum* IMI 075851.

Etymology. The epithet *tarraconensis* refers to the name of the place of collection.

The presence of subglobose ascomata with flexuous to undulate hairs of different length, and the typical morphology of the ascospores are diagnostic characteristics for *C. tarraconensis*. *Chaetomium myricicola* Horie & Udagawa (Horie and Udagawa 1990) and *C. megalocarpum* (Arx et al 1986) have ascospores with similar shape and size as those of the new species ($10\text{--}14 \times 8\text{--}11 \mu\text{m}$ in *C. myricicola*, and $12\text{--}16 \times 10\text{--}14 \times 8\text{--}12 \mu\text{m}$ in *C. megalocarpum*). However, they can be easily differentiated because *C. megalocarpum* has ascospores without longitudinal paler

←
FIGS. 25–29. *Chaetomium tarraconensis*. 25. Ascoma. 26. Ascomatal hairs. 27. Detail of the peridium. 28. Ascus. 29. Ascospores. Bars: 25 = 100 μm ; 26–29 = 10 μm .

band, and with two germ pores, one at each end, and its ascospores are longer (up to 673 μm) and more numerous. *Chaetomium myricicola* has cylindrical asci (ascospores uniseriate) and different terminal hairs, thus straight to flexuous in their basal part, then becoming coiled. *Chaetomium umbratile* Udagawa, Toyaz. & Yaguchi (Udagawa et al 1997), also has similar ascospores, but differs in having two types of ascospores: i) short, straight, unbranched and rigid and ii) long, sinuous or loosely spiral and irregularly branched.

ACKNOWLEDGMENTS

The first author acknowledges funds from Agencia Española de Cooperación Internacional (AECI, Spain). We thank J. M. Escolà for preparing the Latin diagnoses.

LITERATURE CITED

- Abdullah SK, Al-Bader SM. 1989. A new thermotolerant species of *Chaetomium* from Iraqi forest soil. *Int J Mycol Lichenol* 4:83-91.
- , Zora SB. 1993. *Chaetomium mesopotamicum*, a new thermophilic species from Iraqi soil. *Crypt Bot* 3:387-389.
- Arx JA von, Guarro J, Figueras MJ. 1986. The Ascomycete genus *Chaetomium*. *Beih Nova Hedwigia* 84:1-162.
- Cannon PF. 1986. A revision of *Achaetomium*, *Achaetomiella* and *Subramaniula*, and some similar species of *Chaetomium*. *Trans Br Mycol Soc* 87:45-76.
- Cano J, Guarro J. 1987. Soil ascomycetes from Spain XII. *Nova Hedwigia* 44:543-546.
- Carris LM, Glawe DA. 1987. *Chaetomium histoplasmoides*, a new species isolated from cysts of *Heterodera glycines* in Illinois. *Mycotaxon* 29:383-391.
- Decock C, Hennebert GL. 1997. A new species of *Chaetomium* from Ecuador. *Mycol Res* 101:309-310.
- Figueras MJ, Guarro J. 1988. A scanning electron microscopic study of ascoma development in *Chaetomium malaysiense*. *Mycologia* 80:298-306.
- Furuya K, Naito A. 1979. An effective method for isolation of *Boothiella tetraspora* from soil. *Trans Mycol Soc Japan* 20:309-311.
- Gené J, Guarro J. 1996. A new *Chaetomium* from Thailand. *Mycol Res* 100:1005-1009.
- Hawksworth DL. 1975. *Farrowia*, a new genus in the Chaetomiaceae. *Persoonia* 8:167-185.
- Horie Y, Udagawa S. 1990. New or interesting *Chaetomium* species from herbal drugs. *Trans Mycol Soc Japan* 31:249-258.
- Kornerup A, Wanscher JH. 1984. *Methuen Handbook of Color*. 3rd ed. London: Erye Methuen. 252 p.
- Mouchacca J. 1997. Thermophilic fungi: Biodiversity and taxonomic status. *Cryptog Mycol* 18:19-69.
- Moustafa AF, Ess El-Din. 1988. *Chaetomium sinaiense* sp. nov., a new soil ascomycete from Egypt. *Can J Bot* 67:3417-3419.
- Pande A, Rao VG. 1990. Ascomycetes of western India—XIV. *J Econ Tax Bot* 14:157-161.
- Seth HK. 1970. A monograph of the genus *Chaetomium*. *Beih Nova Hedwigia* 37:1-133.
- Stchigel AM, Cano J, Mac Cormack W, Guarro J. 2001. *Antarctomyces psychrotrophicus* gen. et sp. nov., a new ascomycete from Antarctica. *Mycol Res* 105:377-382.
- Udagawa S, Uchiyama S, Kamiya S. 1994. Two new species of pyrenomycetous Ascomycetes from New Caledonia. *Mycoscience* 35:319-325.
- , Toyazaki N, Yaguchi T. 1997. A new species of *Chaetomium* from house dust. *Mycoscience* 38:399-402.
- Udaiyan K, Hosagoudar VS. 1991. Some interesting fungi from the industrial water cooling towers of Madras-II. *J Econ Tax Bot* 15:649-667.

Anexo 6

Alineamiento de las regiones D1 y D2 del gen 28S ARNr de las nuevas especies de *Chaetomium* propuestas y otros representantes de los grupos estudiados, obtenido mediante el programa de alineamientos Clustal X (Thompson *et al.*, 1994; Thompson *et al.*, 1999)

```
C.robustum FMR 7200          AGGG----ATTG-CCCT-AGTAA
C.quadrangulatum FMR 5549    AGGG----ATTG-CCCT-AGTAA
C.bostrychodes FMR 7196     AGGG----ATTG-CCCT-AGTAA
N.crassa MUCL 19026         AGGG----ATTG-CCCT-AGTAA
C.cruentum CBS 371.66       AGGG----ATTG-CCC--AGTAA
C.tarraconensis IMI 380425  AGGG----ATTGACCC--AGTAA
C.globosum FMR 7214         CAGG----ATTG-CCCT-AGTAA
C.macrostiolum IMI 381870   AGGG----ATTG-CCCC-AGTAA
C.olivicolor IMI 381869     AGG-----ATTG-CCCT-AGTAA
C.spirochaete FMR 7228      AGG----AA-TG-CCCT-AGTA-
C.erectum CBS 140.46        AGG-----ATTG-CCCT-AGTAA
C.reflexum MUCL 18700       AGG-----TTG-CCC--AGTAA
C.cancroideum CBS 136.38   AGGATTGGATTG-CCC-AAGTA-
C.elatum FMR 7224          AGGAATGCATTG-CCC--AGTAA
*                ** *** ****

C.robustum FMR 7200          CGCG-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATTCT-GGCTTCG-GC
C.quadrangulatum FMR 5549    CGCG-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATTCT-GGCTTCG-GC
C.bostrychodes FMR 7196     CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
N.crassa MUCL 19026         CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.cruentum CBS 371.66       CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.tarraconensis IMI 380425  CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.globosum FMR 7214         CGGCCGAGTTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.macrostiolum IMI 381870   CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.olivicolor IMI 381869     CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.spirochaete FMR 7228      CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.erectum CBS 140.46        CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.reflexum MUCL 18700       CGGCC-AGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.cancroideum CBS 136.38   CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
C.elatum FMR 7224          CGGC-GAGT-GAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CT-GGCTTCG-GC
**                *** ***** ** *** ** *

C.robustum FMR 7200          CCGAGTTGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.quadrangulatum FMR 5549    CCGAGTTGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.bostrychodes FMR 7196     CCGAGTTGTAATTTGTAGAGGAAGATTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
N.crassa MUCL 19026         CCGAGTTGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTTGGTGAGGCACCTTCTGAGTCC
C.cruentum CBS 371.66       CCGAGTTGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTTGGTGAGGCACCTTCTGAGTCC
C.tarraconensis IMI 380425  CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCGTCTGAGTCC
C.globosum FMR 7214         CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.macrostiolum IMI 381870   CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.olivicolor IMI 381869     CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.spirochaete FMR 7228      CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.erectum CBS 140.46        CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.reflexum MUCL 18700       CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.cancroideum CBS 136.38   CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
C.elatum FMR 7224          CCGAGTTGTAATTTGCAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCC
*****

C.robustum FMR 7200          CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.quadrangulatum FMR 5549    CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.bostrychodes FMR 7196     CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
N.crassa MUCL 19026         CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.cruentum CBS 371.66       CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.tarraconensis IMI 380425  CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.globosum FMR 7214         CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.macrostiolum IMI 381870   CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.olivicolor IMI 381869     CCTGGAACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.spirochaete FMR 7228      CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.erectum CBS 140.46        CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.reflexum MUCL 18700       CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
C.cancroideum CBS 136.38   CCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCC
```

C.elatum FMR 7224 CCTGGAACGGGGCCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCT

C.robustum FMR 7200 AGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTTTGGG-AATGCTGC
C.quadrangulatum FMR 5549 AGCCTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTTTGGGTAATGCTGC
C.bostrychodes FMR 7196 AGCCTGTGTAATCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
N.crassa MUCL 19026 ATCCAATGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.cruentum CBS 371.66 ATCCAATGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.tarraconensis IMI 380425 AGCCTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.globosum FMR 7214 AGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.macrostiolatum IMI 381870 AGCCTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.olivicolor IMI 381869 AGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.spirochaete FMR 7228 AGCCTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.erectum CBS 140.46 AGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.reflexum MUCL 18700 AGCCTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.cancroideum CBS 136.38 AGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
C.elatum FMR 7224 AGCCTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGC
* * * *****

C.robustum FMR 7200 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATATTGGCCAGAGACCG
C.quadrangulatum FMR 5549 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.bostrychodes FMR 7196 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATATTGGCCAGAGACCG
N.crassa MUCL 19026 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.cruentum CBS 371.66 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.tarraconensis IMI 380425 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.globosum FMR 7214 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.macrostiolatum IMI 381870 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.olivicolor IMI 381869 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.spirochaete FMR 7228 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.erectum CBS 140.46 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.reflexum MUCL 18700 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.cancroideum CBS 136.38 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG
C.elatum FMR 7224 TCAAAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGCCAGAGACCG

C.robustum FMR 7200 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.quadrangulatum FMR 5549 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.bostrychodes FMR 7196 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
N.crassa MUCL 19026 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.cruentum CBS 371.66 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.tarraconensis IMI 380425 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.globosum FMR 7214 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.macrostiolatum IMI 381870 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.olivicolor IMI 381869 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.spirochaete FMR 7228 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.erectum CBS 140.46 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.reflexum MUCL 18700 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.cancroideum CBS 136.38 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG
C.elatum FMR 7224 ATAGCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACCTTTGAAAAGAGG

C.robustum FMR 7200 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACT
C.quadrangulatum FMR 5549 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.bostrychodes FMR 7196 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
N.crassa MUCL 19026 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GTTTGTGACCAGACT
C.cruentum CBS 371.66 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GTTTGTGACCAGACT
C.tarraconensis IMI 380425 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GTTTGTGACCAGACT
C.globosum FMR 7214 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.macrostiolatum IMI 381870 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.olivicolor IMI 381869 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.spirochaete FMR 7228 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.erectum CBS 140.46 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.reflexum MUCL 18700 GTTAAACAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.cancroideum CBS 136.38 GTTAAACAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT
C.elatum FMR 7224 GTTAAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAAGGGAAGC-GCTTGTGACCAGACT

C.robustum FMR 7200 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.quadrangulatum FMR 5549 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.bostrychodes FMR 7196 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
N.crassa MUCL 19026 TGCGCCGGTCCGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.cruentum CBS 371.66 TGCGCCGGTCCGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.tarraconensis IMI 380425 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.globosum FMR 7214 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.macrostiolatum IMI 381870 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.olivicolor IMI 381869 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC
C.spirochaete FMR 7228 TGCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACCTCCGCCGGCTC

<i>C. erectum</i> CBS 140.46	TGCGCCGGGCTGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACTCGGCCCGGCAC
<i>C. reflexum</i> MUCL 18700	TGCGCCGGGCTGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACTCGGCCCGGCAC
<i>C. cancroideum</i> CBS 136.38	TGCGCCGGGCTGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACTCGGCCCGGCAC
<i>C. elatum</i> FMR 7224	TGCGCCGGGCTGATCATCCGGTGTCTCACCGGTGCACTCGGCCCGGCAC
	***** * ***** * ***** * ***** * ***** *
<i>C. robustum</i> FMR 7200	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. quadrangulatum</i> FMR 5549	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. bostrychodes</i> FMR 7196	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>N. crassa</i> MUCL 19026	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. cruentum</i> CBS 371.66	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. tarraconensis</i> IMI 380425	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. globosum</i> FMR 7214	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. macrostiolatum</i> IMI 381870	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. olivicolor</i> IMI 381869	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. spirochaete</i> FMR 7228	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. erectum</i> CBS 140.46	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. reflexum</i> MUCL 18700	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. cancroideum</i> CBS 136.38	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
<i>C. elatum</i> FMR 7224	AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGATAAAGGCCCTGGGAACGTAGCTC
	***** * * * ***** * ***** * ***** * ***** *
<i>C. robustum</i> FMR 7200	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. quadrangulatum</i> FMR 5549	CT-CCGGGAGTGTTGATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. bostrychodes</i> FMR 7196	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>N. crassa</i> MUCL 19026	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. cruentum</i> CBS 371.66	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. tarraconensis</i> IMI 380425	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. globosum</i> FMR 7214	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. macrostiolatum</i> IMI 381870	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. olivicolor</i> IMI 381869	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. spirochaete</i> FMR 7228	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. erectum</i> CBS 140.46	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. reflexum</i> MUCL 18700	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. cancroideum</i> CBS 136.38	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
<i>C. elatum</i> FMR 7224	CT-CCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
	** ***** ***** ** ** ***** ** ** ** **
<i>C. robustum</i> FMR 7200	GGTTCGCGCAT
<i>C. quadrangulatum</i> FMR 5549	GGTTCGCGCAT
<i>C. bostrychodes</i> FMR 7196	GGTTCGCGCAT
<i>N. crassa</i> MUCL 19026	GGTTCGCGCAT
<i>C. cruentum</i> CBS 371.66	GGTTCGCGCAT
<i>C. tarraconensis</i> IMI 380425	GGTTCGCGCAT
<i>C. globosum</i> FMR 7214	GGTTCGCGCAT
<i>C. macrostiolatum</i> IMI 381870	GGTTCGCGCAT
<i>C. olivicolor</i> IMI 381869	GGTTCGCGCAT
<i>C. spirochaete</i> FMR 7228	GGTTCGCGCAT
<i>C. erectum</i> CBS 140.46	GGTTCGCGCAT
<i>C. reflexum</i> MUCL 18700	GGTTCGCGCAT
<i>C. cancroideum</i> CBS 136.38	GGTTCGCGCAT
<i>C. elatum</i> FMR 7224	GGTTCGCGCAT
	** **

Anexo 7

Alineamiento de las regiones D1 y D2 del gen 28S ARNr de las especies del grupo morfológico “Chaetomium bostrychodes”, obtenido mediante el programa de alineamientos Clustal X (Thompson *et al.*, 1994; Thompson *et al.*, 1999)

```
C.quadrangulatum FMR 5549      GGGATTGCCCT-AG-TAA-CG
C.quadrangulatum FMR 7202      GGGATTGCCCT-AG-TAA-CG
C.robustum FMR 7200            GGGATTGCCCT-AG-TAA-CG
C.convolutum FMR 7198          GGGATTGCCCT-AG-TAA-CG
C.bostrychodes FMR 7196        GGGATTGCCCT-AG-TAA-CG
C.bostr/robus FMR 7722         GGGATTGCCCT-AG-TAACCG
C.bostr/conv FMR 7723          GGGATTGCCCTTAG-TA--CG
C.robustum FMR 7201            GGGATTTCCCT-AG-TAA-CG
C.bostrychodes FMR 7197        GGGATTGCCCT-AGGTAA-CG
C.convolutum FMR 7199          GGGATTGCCCT-AG-TAA-CG
N.crassa MUCL 19026            GGGATTGCCCT-AG-TAA-CG
C.hexagonosporum CBS 171.84    -GGATTGCCCT-AG-TAA-CG
                                ***** **

C.quadrangulatum FMR 5549      -CGGAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCGA
C.quadrangulatum FMR 7202      GCGGAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.robustum FMR 7200            -CGGAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCGA
C.convolutum FMR 7198          -CGGAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.bostrychodes FMR 7196        GCG-AGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.bostr/robus FMR 7722         GCC-AGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.bostr/conv FMR 7723          GCG-AGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.robustum FMR 7201            GCG-AGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.bostrychodes FMR 7197        GCG-AGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.convolutum FMR 7199          GCG-AGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
N.crassa MUCL 19026            GCG-AGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAAT-CTGGCTTCGGCCCGA
C.hexagonosporum CBS 171.84    *
                                *****

C.quadrangulatum FMR 5549      GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.quadrangulatum FMR 7202      GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.robustum FMR 7200            GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.convolutum FMR 7198          GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.bostrychodes FMR 7196        GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.bostr/robus FMR 7722         GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.bostr/conv FMR 7723          GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.robustum FMR 7201            GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.bostrychodes FMR 7197        GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.convolutum FMR 7199          GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
N.crassa MUCL 19026            GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
C.hexagonosporum CBS 171.84    GTTGTAAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGGGCACCTTCTGAGTCCCCTG
                                *****

C.quadrangulatum FMR 5549      GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.quadrangulatum FMR 7202      GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.robustum FMR 7200            GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.convolutum FMR 7198          GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.bostrychodes FMR 7196        GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.bostr/robus FMR 7722         GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.bostr/conv FMR 7723          GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.robustum FMR 7201            GAACGGGGCGCCAAAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.bostrychodes FMR 7197        GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.convolutum FMR 7199          GAACGGGGCGCCAAAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
N.crassa MUCL 19026            GAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
C.hexagonosporum CBS 171.84    GAACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGATGCCTAGCC
                                *****

C.quadrangulatum FMR 5549      CTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTTGGGTAATGCTGCTCAA
C.quadrangulatum FMR 7202      CTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTTGGGTAATGCTGCTCAA
C.robustum FMR 7200            CTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTTGGGTAATGCTGCTCAA
C.convolutum FMR 7198          CTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTTGGGTAATGCTGCTCAA
C.bostrychodes FMR 7196        CTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTTGGGTAATGCTGCTCAA
```

C.bostr/robus FMR 7722 CTGTGTAAATCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGCTCAA
C.bostr/conv FMR 7723 CTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGCTCAA
C.robustum FMR 7201 CTGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGCTCAA
C.bostrychodes FMR 7197 -TGTGTAAATCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGCTCAA
C.convolutum FMR 7199 -TGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGCTCAA
N.crassa MUCL 19026 -AATGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGCTCAA
C.hexagonosporum CBS 171.84 -TGTGTAAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTT-GGG-AATGCTGCTCAA

C.quadrangulatum FMR 5549 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
C.quadrangulatum FMR 7202 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
C.robustum FMR 7200 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATATGGCCAGAGACCGATA
C.convolutum FMR 7198 AAATGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
C.bostrychodes FMR 7196 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATATGGCCAGAGACCGATA
C.bostr/robus FMR 7722 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATATGGCCAGAGACCGATA
C.bostr/conv FMR 7723 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
C.robustum FMR 7201 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
C.bostrychodes FMR 7197 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATATGGCCAGAGACCGATA
C.convolutum FMR 7199 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
N.crassa MUCL 19026 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
C.hexagonosporum CBS 171.84 AA-TGGGAGGTAAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATA
**

C.quadrangulatum FMR 5549 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.quadrangulatum FMR 7202 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.robustum FMR 7200 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.convolutum FMR 7198 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.bostrychodes FMR 7196 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.bostr/robus FMR 7722 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.bostr/conv FMR 7723 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.robustum FMR 7201 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.bostrychodes FMR 7197 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.convolutum FMR 7199 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
N.crassa MUCL 19026 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT
C.hexagonosporum CBS 171.84 GCGCACAAAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTT

C.quadrangulatum FMR 5549 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.quadrangulatum FMR 7202 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.robustum FMR 7200 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.convolutum FMR 7198 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.bostrychodes FMR 7196 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.bostr/robus FMR 7722 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.bostr/conv FMR 7723 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.robustum FMR 7201 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.bostrychodes FMR 7197 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.convolutum FMR 7199 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
N.crassa MUCL 19026 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT
C.hexagonosporum CBS 171.84 AAATAGCACGTGAAATTTGTTGAAA--GGGAAGC-GCTTGTGACCAGACTT

C.quadrangulatum FMR 5549 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.quadrangulatum FMR 7202 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.robustum FMR 7200 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.convolutum FMR 7198 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.bostrychodes FMR 7196 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.bostr/robus FMR 7722 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.bostr/conv FMR 7723 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.robustum FMR 7201 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.bostrychodes FMR 7197 GCGCCGGGCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCC-GCCCGGCTC
C.convolutum FMR 7199 GCGCCGGTGTGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCT-GCCCGGCTC
N.crassa MUCL 19026 GCGCCGTTCGGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCG-GGACGGCTC
C.hexagonosporum CBS 171.84 GCGCCGGCTGATCATCCGGTGTTCACCGGTGCACTCT-GCCCGGCTC

C.quadrangulatum FMR 5549 AGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGG-ATAAAGTCTCGGGAACGTAGCT
C.quadrangulatum FMR 7202 AGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGG-ATAAAGTCTCGGGAACGTAGCT
C.robustum FMR 7200 AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGG-ATAAAGCCCTGGGAACGTAGCT
C.convolutum FMR 7198 AGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGG-ATAAAGTCTCGGGAACGTAGCT
C.bostrychodes FMR 7196 AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGG-ATAAAGCCCTGGGAACGTAGCT
C.bostr/robus FMR 7722 AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGG-ATAAAGCCCTGGGAACGTAGCT
C.bostr/conv FMR 7723 AGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGG-ATAAAGTCTCGGGAACGTAGCT
C.robustum FMR 7201 AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGG-ATAAAGCCCTGGGAACGTAGCT
C.bostrychodes FMR 7197 AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGG-ATAAAGCCCTGGGAACGTAGCT
C.convolutum FMR 7199 AGGCCAGCATCGGTTCTCGTGGGGGG-ATAAAGCCCTGGGAACGTAGCT
N.crassa MUCL 19026 AGGCCAGCATCGGTTTGGCGGGGGG-ATAAAGTCCGGGAACGTAGCT
C.hexagonosporum CBS 171.84 AGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGG-ATAAAGCCCTGGGAACGTAGCT

```

***** * * ***** ***** ** * *****
C.quadrangulatum FMR 5549 CCTCCGGGAGTGTTGATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.quadrangulatum FMR 7202 CCTCCGGGAGTGTTAATAGCCAGGGCCGTAATGCCTTCGCGGGGACCGA
C.robustum FMR 7200 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.convolutum FMR 7198 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.bostrychodes FMR 7196 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.bostr/robus FMR 7722 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.bostr/conv FMR 7723 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.robustum FMR 7201 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.bostrychodes FMR 7197 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.convolutum FMR 7199 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
N.crassa MUCL 19026 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCCGGGC-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
C.hexagonosporum CBS 171.84 CCTCCGGGAGTGTT-ATAGCCAGGGT-GTAATGCCCTCGCGGGGACCGA
***** ***** ** ***** ***** *****

C.quadrangulatum FMR 5549 GGTTGCGGCATCTTGCAAGGA
C.quadrangulatum FMR 7202 GGTTGCGGCATTTTGCAAGGA
C.robustum FMR 7200 GGTTGCGGCATTTG--AAGGA
C.convolutum FMR 7198 GGTTGCGGCATTTG--AAGGA
C.bostrychodes FMR 7196 GGTTGCGGCATGGG-CAAGGA
C.bostr/robus FMR 7722 GGTTGCGGCATCGT----CA
C.bostr/conv FMR 7723 GGTTGCGGCATCT---GCA
C.robustum FMR 7201 GGTTGCGGCAT-CT---GCA
C.bostrychodes FMR 7197 GGTTGCGGCAT-CT---GCA
C.convolutum FMR 7199 GGTTGCGGCATCTTGCAAGGA
N.crassa MUCL 19026 GGTTGCGGCATCT-GCAAGGA
C.hexagonosporum CBS 171.84 GGTTGCGGCATCT-GCAAGGA
***** *

```


N.crassa MUCL 190.26 CTCAAAATGGGAGGTAATTTCTTCTAAAGCTAAATACCGGCCAGAGACCGATAGCGCAC

C.elatum FMR 7224 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.spirochaete FMR7228 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.elatum FMR 7226 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.globosum FMR 7214 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.globosum FMR 7212 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.globosum FMR 7216 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.globosum FMR 7223 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.globosum FMR 7220 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
C.cruentum CBS 136.38 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT
N.crassa MUCL 190.26 AAGTAGAGTGATCGAAAGATGAAAAGCACTTTGAAAAGAGGGTTAAATAGCACGTGAAAT

C.elatum FMR 7224 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.spirochaete FMR7228 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.elatum FMR 7226 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.globosum FMR 7214 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.globosum FMR 7212 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.globosum FMR 7216 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.globosum FMR 7223 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.globosum FMR 7220 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
C.cruentum CBS 136.38 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
N.crassa MUCL 190.26 TGTTGAAAGGGAAGCGCTTGTGACCAGACTTGCGCCGGGCAGATCATCCGGTGTCTCAC
 ***** * * * * *

C.elatum FMR 7224 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.spirochaete FMR7228 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.elatum FMR 7226 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.globosum FMR 7214 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.globosum FMR 7212 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.globosum FMR 7216 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.globosum FMR 7223 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.globosum FMR 7220 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
C.cruentum CBS 136.38 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
N.crassa MUCL 190.26 CGGTGCACTCTGCCCGGCTCAGGCCAGCATCGGTTCTCGCGGGGGATAAAGGCCCTGGG
 ***** * * * * *

C.elatum FMR 7224 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
C.spirochaete FMR7228 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
C.elatum FMR 7226 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
C.globosum FMR 7214 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
C.globosum FMR 7212 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCGTAGG
C.globosum FMR 7216 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
C.globosum FMR 7223 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
C.globosum FMR 7220 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
C.cruentum CBS 136.38 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
N.crassa MUCL 190.26 AACGTAGTCTCTCCGGGAGTGTTATAGCCCGGGCGTAATGCCCTCGCGGGGACCG-AGG
 ***** * * * * *

C.elatum FMR 7224 TTCGCGCATCTT-CAAGGATGCT
C.spirochaete FMR7228 TTCGCGCATCTT-GCAAGGATGCT
C.elatum FMR 7226 TTCGCGCATCT--CAAGGATGCT
C.globosum FMR 7214 TTCGCGCATCTT-GCAAGGATGCT
C.globosum FMR 7212 TTCGCGCATCT-GCAAGGATGCT
C.globosum FMR 7216 TTCGCGCATCT-GCAAGGATGCT
C.globosum FMR 7223 TTCGCGCATGT-GCAAGGATGCT
C.globosum FMR 7220 TTCGCGCATCT-GCAAGGATGCT
C.cruentum CBS 136.38 TTCGCGCATCT-GCAAGGATGCT
N.crassa MUCL 190.26 TTCGCGCATCT-GCAAGGATGCT
 ***** * * * * *

Anexo 9

Alineamiento de las regiones ITS y del gen 5.8S ARNr en *C. cruentum* y otras especies de *Chaetomium*, obtenido mediante el programa de alineamientos Clustal X (Thompson *et al.*, 1994; Thompson *et al.*, 1999)

```
Chaetomium sp. AJ279468 ACCAGCGGAGGGATC
Chaetomium sp. AJ279466 ACCAGCGGAGGGATC
C.cruentum CBS 371.66 ACCAGCGGAGGGATC
C.funicola AJ279450 ACCAGCGGAGGGATC
N.crassa AF388914 ACCAGCGGAGGGATC
*****

Chaetomium sp. AJ279468 ATTACAGAGTTGCAAACTCCC-TAAACCATTGTGAACGTTACCTAAACCGTTGCTTCGG
Chaetomium sp. AJ279466 ATTACAGAGTTGCAAACTCCC-TAAACCATTGTGAACGTTACCTAAACCGTTGCTTCGG
C.cruentum CBS 371.66 ATTACAGAGTTGCAAACTCCC-TAAACCATTGTGAACGTTACCTATAACCGTTGCTTCGG
C.funicola AJ279450 ATTACAGAGTTGCAAACTCCC--AAACCATCGTGAACGTTACCTACATCGTTGCTTCGG
N.crassa AF388914 ATTACAGAGTTGCAAACTCCCACAAACCATCGCGAATCTTACCCGTACGGTTGCCTCGG
*****

Chaetomium sp. AJ279468 CG--GGCGGCCCG--GGGTTTACCCCGGGGCGC-CCCTGGG----CCCACCGCGGG
Chaetomium sp. AJ279466 CG--GGCGGCCCG--GGGTTTACCCCGGGGCGC-CCCTGGG----CCCACCGCGGG
C.cruentum CBS 371.66 CG--GGCGGCCCG--GGGTTTACCCCGGGGCGC-CCCTGGG----CCCACCGCGGG
C.funicola AJ279450 CG--GGTGGC-----GGGCTTCGGCCCTG-----CCCTCGG---CCCTCT-CCGG
N.crassa AF388914 CGCTGGCGGTCCGAAAGGCCTTCGGGCCCTCCCGGATCCTCGGGTCTCCCGCTCGCGGG
** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** ** **

Chaetomium sp. AJ279468 CG----CCCGCCGAGGT-C---ACCAAACCTTTGATAATTTATGGCCTCTCTGAGTCTT
Chaetomium sp. AJ279466 CG----CCCGCCGAGGT-C---ACCAAACCTTTGATAATTTATGGCCTCTCTGAGTCTT
C.cruentum CBS 371.66 CG----CCCGCCGAGGT-C---ACCAAACCTTTGATAATTTATGGCCTCTCTGAGTCTT
C.funicola AJ279450 GG----CCCGCCGAGGTAC--ACCAAACCTTTGATAATTTACATGGCCTCTCTGAGTCTT
N.crassa AF388914 AGGCTGCCCGCCGAGTGCCGAAACTAAACTCTTGATATTTTATGTC-TCTCTGAGTAAA
* ***** * ** ***** * *** * *****

Chaetomium sp. AJ279468 CTGTACTGAATAAGTCAAACTTT-CAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAG
Chaetomium sp. AJ279466 CTGTACTGAATAAGTCAAACTTT-CAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAG
C.cruentum CBS 371.66 CTGTACTGAATAAGTCAAACTTTTCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAG
C.funicola AJ279450 CTGTACTGAATAAGTCAAACTTT-CAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAG
N.crassa AF388914 CTTT--TAAATAAGTCAAACTTT-CAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAG
** * * ***** ***** ***** ***** *****

Chaetomium sp. AJ279468 AACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTT
Chaetomium sp. AJ279466 AACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTT
C.cruentum CBS 371.66 AACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTT
C.funicola AJ279450 AACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTT
N.crassa AF388914 AACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTT
*****

Chaetomium sp. AJ279468 GAACGCACATTGCGCCCGCCAGTATTCTG--GCGGGCATGCCTGTTGAGGCTCATTTC
Chaetomium sp. AJ279466 GAACGCACATTGCGCCCGCCAGTATTCTG--GCGGGCATGCCTGTTGAGGCTCATTTC
C.cruentum CBS 371.66 GAACGCACATTGCGCCCGCCAGTATTCTG--GCGGGCATGCCTGTTGAGGCTCATTTC
C.funicola AJ279450 GAACGCACATTGCGCCCGCCAGTATTCTG--GCGGGCATGCCTGTTGAGGCTCATTTC
N.crassa AF388914 GAACGCACATTGCGCTCGCCAGTATTCTG--GCGAGCATGCCTGTTGAGGCTCATTTC
*****

Chaetomium sp. AJ279468 ACCATCAAGCCCC-GGGCTTGTGTTGGGGACCTGCGGCTG--CCGCAGGCCCTGAAAAGC
Chaetomium sp. AJ279466 ACCATCAAGCCCC-GGGCTTGTGTTGGGGACCTGCGGCTG--CCGCAGGCCCTGAAAAGC
C.cruentum CBS 371.66 ACCATCAAGCCCCGGGCTTGTGTTGGGGACCTGCGGCTG--CCGCAGGCCCTGAAAAGC
C.funicola AJ279450 ACCATCAAGCCCC-GGCTTGTGTTGGGGACCTGCGGCACACCCGAGGCCCTGAAAACC
N.crassa AF388914 ACCATCAAGCTCT---GCTTGCCTTGGGGATCCGCGGCTGT-CCGCGGTCCCTCAAATC
***** * ***** ***** ***** ***** * ** * ** * ** *

Chaetomium sp. AJ279468 AGTGGCGGGCTC-GCTGTC-ACACCGAGCGTAGTAGCA-TACAT----CTCGCTCTGGGC
Chaetomium sp. AJ279466 AGTGGCGGGCTC-GCTGTC-ACACCGAGCGTAGTAGCA-TACAT----CTCGCTCTGGGC
C.cruentum CBS 371.66 AGTGGCGGGCTCCGCTGTC-GCACCGAGCGTAGTAGCA-TACAT----CTCGCTCTGGTC
C.funicola AJ279450 AGTGGCGGGCTC-GCTGTCCACACCGAGCGTAGTAGCA-TATCTTTGTCTCGCTCAGGGC
N.crassa AF388914 AGTGGCGGGCTC-GCTAGTCACACCGAGCGTAGTAATCTACAT-----CGCTATGGTC
***** ** ***** ***** * ** * ***** ** *
```


Anexo 10

Alineamiento de las regiones D1 y D2 del gen 28S ARNr en las especies del grupo morfológico “*Chaetomium indicum*”, obtenido mediante el programa de alineamientos Clustal X (Thompson *et al.*, 1994; Thompson *et al.*, 1999)

```
N.crassa MUCL 190.26      AGGG-----ATTGCCCTAGTAACGGCGAG-TG
C.indicum FMR 7314      AGGG-----ATTGCCCTAGTAACGGCGAG-TG
C.indicum FMR 7550      AGGG-----ATTGCCCTAGTAACGGCGAG-TG
C.funicola FMR 7315     AGG-----ATTGCCCTAGTAACGGCGAG-TG
C.cancroideum CBS 136.38 AGGATTGG--ATTGCCCAAG-TACGGCGAG-TG
C.cancroideum FMR 7547  AGGATTG---ATTGCCCAGT-AACGGCGAG-TG
C.fun/erec/dol FMR 7556  AGGA--TGCTTAGCCCTAG-AACGGCGAG-TG
C.erec/fun FMR 7549     AGGAATTGCCATTGCCCTAG-AACGGCGAGCTG
C.erec/reflex FMR 7548  AGGA-----TTGCCCTAGTAACGGCGAG-TG
C.erectum CBS 140.56    AGG-----ATTGCCCTAGTAACGGCGAG-TG
C.variostiolatum MUCL 6616 AGG-----ATTGCCCTAGTAACGGCGAG-TG
C.dolichotrichum MUCL 9598 AGGG-----TTGCC-TAGTAACGGCGAG-TG
C.reflexum MUCL 18700   AGG-----TTGCC-CAGTAACGGCCAG-TG
***                *  ***  **  *****  *****

N.crassa MUCL 190.26      AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGTAGAGGA
C.indicum FMR 7314      AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.indicum FMR 7550      AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.funicola FMR 7315     AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.cancroideum CBS 136.38 AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.cancroideum FMR 7547  AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.fun/erec/dol FMR 7556  AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.erec/fun FMR 7549     AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.erec/reflex FMR 7548  AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.erectum CBS 140.56    AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.variostiolatum MUCL 6616 AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.dolichotrichum MUCL 9598 AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
C.reflexum MUCL 18700   AAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTC-GGCCCGAGTTGTAATTTGCAGAGGA
*****                *  *****  *****

N.crassa MUCL 190.26      AGCTTTTGGTGAGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.indicum FMR 7314      AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.indicum FMR 7550      AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.funicola FMR 7315     AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.cancroideum CBS 136.38 AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.cancroideum FMR 7547  AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.fun/erec/dol FMR 7556  AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.erec/fun FMR 7549     AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.erec/reflex FMR 7548  AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.erectum CBS 140.56    AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.variostiolatum MUCL 6616 AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.dolichotrichum MUCL 9598 AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
C.reflexum MUCL 18700   AGCTTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGAACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCC
*****                *  *****  *****

N.crassa MUCL 190.26      CCGTATAGTCGGATGCCGATCCAAATGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.indicum FMR 7314      CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.indicum FMR 7550      CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.funicola FMR 7315     CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.cancroideum CBS 136.38 CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.cancroideum FMR 7547  CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.fun/erec/dol FMR 7556  CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.erec/fun FMR 7549     CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.erec/reflex FMR 7548  CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.erectum CBS 140.56    CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.variostiolatum MUCL 6616 CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.dolichotrichum MUCL 9598 CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
C.reflexum MUCL 18700   CCGTATAGTTGGATGCCTAGCCTGTGTAAGCTCCTTCGACGAGTCGAGTAGTTGGGAA
*****                *  *****  *****
```


<i>C.indicum</i> FMR 7550	CCGAGGTTGCGC-ATCTGCAAGGT--GACTG--GCGTAA
<i>C.funicola</i> FMR 7315	CCGAGGTTGCGC-ATCTGCAAGGA--TGCTG--GCGTAA
<i>C.cancoideum</i> CBS 136.38	CCGAGGTTGCGC-AT-TGCAAGGA-ATGCTG--GCGTAA
<i>C.cancoideum</i> FMR 7547	CCGAGGTTGCGC-ATCTGCAAGG---TGCTGCTGCGTAA
<i>C.fun/erec/dol</i> FMR 7556	CCGAGGTTGCGC-ATCTGCCGGAAGATGCTG---CGTAT
<i>C.erec/fun</i> FMR 7549	CCGAGGTTGCGC-ATCTGCAGGA---TGCTG---CGTAA
<i>C.erec/reflex</i> FMR 7548	CCGAGGTTGCGCGCATGTGGAAGA---TGCTG---CGTAT
<i>C.erectum</i> CBS 140.56	CCGAGGTTGCGC---ATCTGCAATGG-ATGCTG--GC--AA
<i>C.variostiolatum</i> MUCL 6616	CCGAGGTTGCGC-ATCTGGCAAGG-ATGCTG--GCGTAA
<i>C.dolichotrichum</i> MUCL 9598	CCGAGGTTGCGCNCNCT-GGCAAGGA---GCGG---CGTAA
<i>C.reflexum</i> MUCL 18700	CCG--GTTGCGCCT---GGCA-GGA---GCGG---CGTAG
	*** ***** * * * * * *

Anexo 11

Alineamiento de las regiones D1 y D2 del gen 28S ARNr de la nueva especie de *Achaetomium* y especies del género *Chaetomium*, obtenido mediante el programa de alineamientos Clustal X (Thompson *et al.*, 1994; Thompson *et al.*, 1999)

```
A.globosum FMR 7205
A.globosum FMR 7206
A.strumarium IMI 082624
A.geophylum IMI 381871
S.fimicola HKUCC 3714
N.crassa MUCL 19026
G.bonaerensis IMI 375099
C.globosum ATCC 44699
C.irregulare IFO 32979
C.bostrychodes FMR 7196
C.robustum FMR 7201
C.hexagonosporum CBS 171.84
C.quadrangulatum FMR 7202
A.luteum FMR 7207

AAAGAAACCAAC-A-GGGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAAC-A-GGGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAAC-A--GGATT-CCCTA-T--A-C-GG
AAAGAAACCA-C-A-GGGATTGCCCTAGTTTA-CCGG
AAAGAAACCAAC-A-GGGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAAC-A-GGGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAAC-A-GGGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAAC-A--GGATTGCCCTAGT--A-CCGG
AAAGAAACCAA--A-GGGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAAC-A-GGGATTTCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAACAA-GGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAAC-AAGGGATTGCCCTAGT--AAC-GG
AAAGAAACCAACCA--GGATT-GTTTAGT--AAC-GG
***** * * ***** ** * * * *

C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGT-AA-CGGCAACAGCT-AAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
CC-AGTGAAGCGG-AACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAGATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
C-GAGTGAAGCGGCAACAGCTCAAATTTGAAATCTGGCTTCGGCCCAGAT
* ** * * * * ***** ***** ***** *****

A.globosum FMR 7205
A.globosum FMR 7206
A.strumarium IMI 082624
A.geophylum IMI 381871
S.fimicola HKUCC 3714
N.crassa MUCL 19026
G.bonaerensis IMI 375099
C.globosum ATCC 44699
C.irregulare IFO 32979
C.bostrychodes FMR 7196
C.robustum FMR 7201
C.hexagonosporum CBS 171.84
C.quadrangulatum FMR 7202
A.luteum FMR 7207

TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
TGTAATTTGTAGAGGAAGCTTTAGGCGCGGCACCTTCTGAGTCCCCTGGA
***** ***** ***** ***** ***** ***** *****

A.globosum FMR 7205
A.globosum FMR 7206
A.strumarium IMI 082624
A.geophylum IMI 381871
S.fimicola HKUCC 3714
N.crassa MUCL 19026
G.bonaerensis IMI 375099
C.globosum ATCC 44699
C.irregulare IFO 32979
C.bostrychodes FMR 7196
C.robustum FMR 7201
C.hexagonosporum CBS 171.84

ACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCATAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
ACGGGGCGCCACAGAGGGTGAGAGCCCCGTATAGTTGGA-TGCCTAGCCT
```