

15578

9538

Taxonomia de *Fusarium* e seus segregados. Parte II - Chaves para identificação - 303

TAXONOMIA DE *FUSARIUM* E SEUS SEGREGADOS. PARTE II - CHAVES PARA IDENTIFICAÇÃO

BIBLIOTECA

José Aires Ventura *auto.*

Emcaper - Empresa Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão
Rural, Caixa Postal 391, 29010-901 Vitória-ES
ventura@emcaper.com.br *cel*

RESUMO

O gênero *Fusarium* é um dos mais importantes na fitopatologia mundial, tendo nos últimos anos adquirido também importância devido à produção de micotoxinas responsáveis por doenças em pessoas e animais, além de algumas espécies serem responsáveis por infecções oportunistas em pessoas, principalmente naquelas com deficiência imunológica. A identificação das espécies de *Fusarium* é um dos primeiros passos para o seu estudo. Tradicionalmente a identificação tem sido realizada com base na morfologia, o que, no entanto, tem criado controvérsias na identificação das espécies, desde a publicação em 1935 do primeiro tratado do gênero "Die Fusarien", por Wollenweber e Reiking. Muitos outros sistemas têm sido propostos, tendo como base o trabalho de Wollenweber, mas nenhum deles resolveu completamente o problema da identificação das espécies. As descrições são baseadas nas condições de cultura do fungo (Parte I), observações microscópicas (conidióforos, conídios e clamidiosporos), odores e, mais recentemente, a produção de micotoxinas. O uso de técnicas de biologia molecular, são importantes ferramentas auxiliares na taxonomia e caracterização dos isolados de *Fusarium* e têm dado suporte na identificação das espécies.

Nesta revisão, em continuação à Parte I, procurou-se fornecer subsídios para micologistas, fitopatologistas e pesquisadores interessados em *Fusarium*, com a atualização do sistema e chaves para a identificação das principais espécies descritas na literatura, incluindo os teleomorfos, procurando-se facilitar os "passos" na identificação, sem contudo, refletir a sua relação filogenética.

Fol.9538
V468t
2000
ex. 15578

SUMMARY

TAXONOMY OF *FUSARIUM* AND ITS RELATED GENERA.

PART II - KEYS FOR IDENTIFICATION

The genus *Fusarium* are among the most important plant pathogens in the world, and in recent years many *Fusarium* species have acquired additional importance because they have been shown to produce mycotoxins causing both animal and human diseases, and there are a number of species which cause opportunistic infections of humans, especially the immuno-suppressed.

The identification of *Fusarium* species is the first steps of their study. The taxonomy of the genus *Fusarium* and its related has been a subject of controversy for many years since 1935 with the publication of Wollenweber and Reinking paper "Die Fusarien". Several other taxonomic systems have been proposed for the genus. These systems are based on the work of Wollenweber, and although each system has something to offer, none of them is satisfactory by itself for the identification of *Fusarium* species.

Traditionally, identification has been based on morphologic characters, however, its use still leaves unsolved controversies besides not being accurate enough to distinguish strains. One of the problems of the researches and *Fusarium* workers is the correct identification of each strain. The description is based on observations of the fungus in culture under various conditions (part I), microscopic observation (conidiophores, conidia and chlamydospores), and recently mycotoxins production and molecular techniques.

The main purpose of this revision (part I and II) at hand is to serve mycologists, plant pathologists and others interested in *Fusarium* as reference papers for comparison, identification and diagnosis. It is also intended as a means of pointing out gaps in matters concerning systematics and plant pathology, for ease of use.

The review contain the keys to *Fusarium* species and their teleomorphic genera described and illustrated in literature recently available. The keys are reversible, making it easy to retrace the steps that lead to a particular species. The keys are completely artificial and make no attempt to reflect presumed phylogenetic relationships.

Preparation of the keys also afforded the opportunity to include corrections and additional information for the species described in early papers, as well as other aids to identification.

INTRODUÇÃO

O gênero *Fusarium* Link ex Fr. tem ampla distribuição geográfica, ocorrendo em praticamente todos os ambientes, é classificado na classe Hifomiceta da subdivisão Deuteromicotina, incluindo espécies que produzem macroconídios hialinos, geralmente septados, caracterizados por possuírem as células basal e apical diferenciadas que são de grande importância na taxonomia das espécies (Figura 1). Os microconídios também com diferentes formas (Figura 2) e os clamidiosporos, podem estar presentes ou ausentes. Os estádios teleomórficos são conhecidos para algumas espécies de *Fusarium* e incluem vários gêneros na subclasse Ascomicotina.

Admite-se que desde 1900, aproximadamente 1000 espécies de *Fusarium* foram descritas, a maioria pelo exame das suas estruturas (esporodóquios), diretamente nos hospedeiros ou substratos naturais, o que levou a que muitas dessas espécies fossem sinônimas, tendo em vista a grande variabilidade do *Fusarium* em diferentes ambientes e substratos (Burgess et al., 1994).

A primeira grande revisão das espécies de *Fusarium* foi realizada por Wollenweber & Reinking (1935), descrevendo na sua monografia pioneira "Die Fusarien", 65 espécies, 55 variedades e 22 formas especialis, agrupadas em 16 seções, após pesquisarem por aproximadamente 40 anos as características das espécies em diferentes meios de cultura.

A evolução histórica da taxonomia das espécies de *Fusarium* foi discutida e relatada em vários trabalhos de revisão (Burgess et al., 1994, 1983; Ventura, 1999). Muitas mudanças e correções ocorreram na classificação das espécies do gênero *Fusarium* principalmente nos últimos 17 anos, após a publicação das chaves de identificação de Nelson (Nelson et al., 1983).

As espécies de *Fusarium* descritas nesta revisão (Tabela 1), tiveram como base as publicações de Nelson et al. (1983) e Burgess et al. (1994), no entanto por uma questão didática, foram dispostas em chaves dicotómicas, o que no nosso entendimento facilita a seqüência de passos na identificação das espécies. O uso das Seções não foi priorizado, uma vez que algumas espécies recentemente descritas, podem ser incluídas em mais de uma Seção (Tabela 2). A taxonomia de subespécie foi mantida nas espécies *F. acuminatum* e *F. avenaceum*, de acordo com a sugestão de Burgess et al. (1994), uma vez que apesar de diferirem em algumas características, principalmente relacionadas à ecologia das populações, não existe ainda garantia suficiente para a separação em novas espécies, com base nos caracteres morfológicos, principalmente a forma dos macroconídios.

O presente trabalho contém as chaves das principais espécies de *Fusarium* e seus teleomorfos descritos na literatura, mantendo-se as citações dos autores de acordo com as descrições dos trabalhos originais e recomenda-

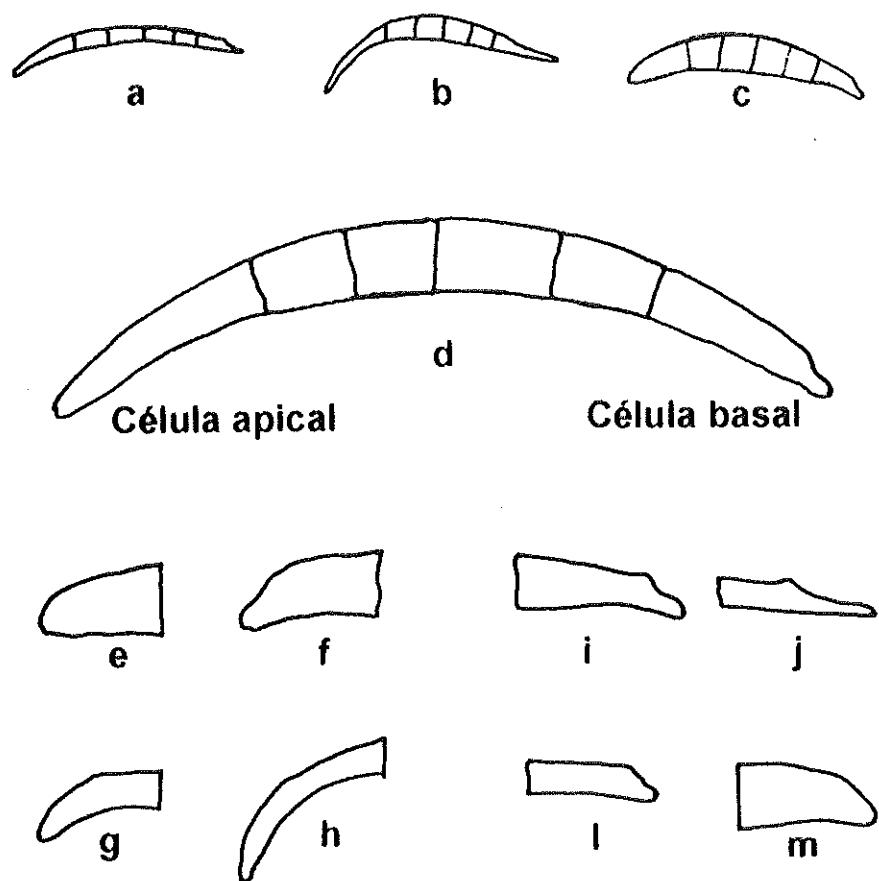


Figura 1. Formas de macroconídios: a) delgado, com aspecto de agulha; b) com curvatura dorsal e ventral; c) curvatura do lado dorsal mais pronunciada que no lado ventral; d) macroconídio típico de *Fusarium*, com as células apical (lado esquerdo) e basal (lado direito); e) grossa (sem corte); f) papilada; g) em forma de gancho; h) asfáltada; i) em forma de pé; j) pé alongado; k) distintamente entalhada (chanfrada); e m) escassamente entalhada (Adaptado de Burgess et al., 1994).

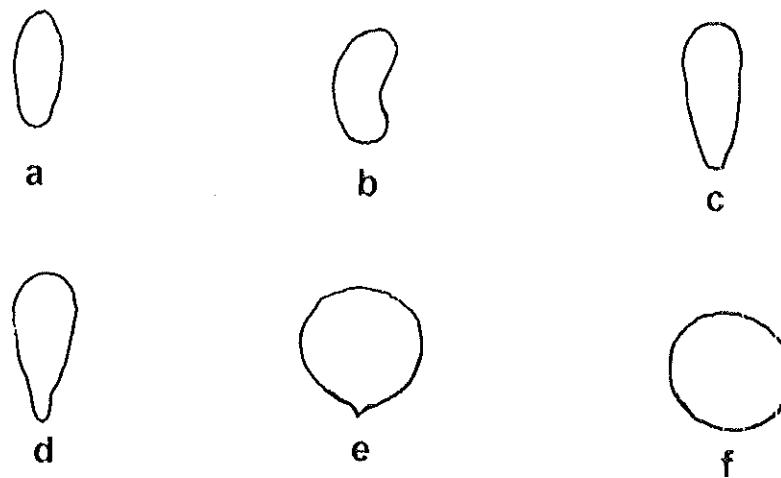


Figura 2. Formas dos microconídios: a) oval; b) reniforme ou alantoide; c) obovoide com a base truncada; d) piriforme; e) napiforme; e f) globoso.

Tabela 1. Espécies de *Fusarium* descritas e atualizadas pela literatura recente

Atualização	Nirenberg & O'Donnell, 1998	Burgess et al. 1994	Nelson et al. 1983
<i>F. acutatum</i> Nir. & O'Donnell	<i>acutatum</i>	-	(<i>udum</i>) ²
<i>F. acuminatum</i> Ell. & Ev.	-	<i>acuminatum</i> (<i>proliferatum</i>) ²	<i>acuminatum</i> <i>annulatum</i> ¹
<i>F. annulatum</i> Bugnicourt	<i>annulatum</i>	<i>anthophilum</i>	<i>anthophilum</i>
<i>F. anthophilum</i> (A.Braun) Wollenw.	<i>anthophilum</i>	(<i>dimerum</i>) ²	<i>aquaeductuum</i>
<i>F. aquaeductuum</i> (Radlk. & Lagerh.) Lagerh.	-	<i>avenaceum</i>	<i>avenaceum</i>
<i>F. avenaceum</i> (Fr.) Sacc.	-	<i>babinda</i>	-
<i>F. babinda</i> Summ., Rugg. & Burgess	<i>babinda</i>	(<i>sambucinum</i>) ²	(<i>sambucinum</i>) ²
<i>F. bactridoides</i> Wollenw.	<i>bactridoides</i>	<i>begoniae</i>	(<i>subglutinans</i>) ²
(<i>F. subglutinans</i>) ^{1,2}	-	<i>beomiforme</i>	-
<i>F. beomiforme</i> Nelson, Tous. & Burgess	-	<i>brevicatenulatum</i>	(<i>proliferatum</i>) ²
<i>F. brevicatenulatum</i> Nir., O'Donn., Krosc. & And.	<i>brevicatenulatum</i>	<i>bulbicola</i>	(<i>subglutinans</i>) ²
(<i>F. subglutinans</i>) ^{1,2}	-	-	(<i>subglutinans</i>) ²
<i>F. campylosporus</i> Wollenw. & Reink.	-	<i>campioceras</i>	(<i>semitecum</i> ?) ²
<i>F. chlamydosporum</i> Wollenw. & Reink.	-	<i>chlamydosporum</i>	-
(<i>F. subglutinans</i>) ^{1,2}	-	<i>circinatum</i>	(<i>subglutinans</i>) ²
<i>F. compactum</i> (Wollenw.) Raillo	-	<i>compactum</i>	(<i>equiseti</i>) ²
(<i>F. subglutinans</i>) ^{1,2}	-	<i>concentricum</i>	(<i>subglutinans</i>) ²
<i>F. crookwellense</i> Burgess, Nels. & Tous.	-	<i>crookwellense</i>	-
<i>F. culmorum</i> (Smith) Sacc.	-	<i>culturum</i>	<i>culturum</i>
<i>F. decemcellulare</i> Brück.	-	<i>decemcellulare</i>	<i>decemcellulare</i>
<i>F. denitulatum</i> Niren. & O'Donnell	-	<i>denticulatum</i>	(<i>subglutinans</i>) ²
<i>F. dimerum</i> Penzig	-	<i>dimerum</i>	<i>dimerum</i>
<i>F. dilatini</i> Marasas, Nelson & Tous.	<i>dilatini</i>	-	-
<i>F. equiseti</i> (corda) Sacc.	-	<i>equiseti</i>	<i>equiseti</i>
<i>F. fujikuroi</i> Nirenberg	<i>fujikuroi</i>	(<i>proliferatum</i>) ²	(<i>proliferatum</i>) ²

Continuação Tabela 1

Atualização	Nirenberg & O'Donnell, 1998	Burgess et al. 1994	Nelson et al. 1983
<i>F. globosum</i> Rheeder, Mar. & Nelson	<i>globosum</i>	-	-
<i>F. graminearum</i> Schubbe	-	<i>graminearum</i>	-
<i>F. graminum</i> Corda	-	<i>graminum</i>	-
(<i>F. subglutinans</i>) ^{1,2}	-	(<i>heterosporum</i>) ²	(<i>subglutinans</i>) ²
<i>F. heterosporum</i> Nees	-	<i>heterosporum</i>	-
<i>F. juruanum</i> Henn.	-	<i>coccidicola</i> ¹	-
<i>F. kyushuense</i> Aoki & O'Donnell	-	-	-
<i>F. laticis</i> Pirotta & Riboni	<i>laticis</i>	(<i>proliferatum</i>) ²	(<i>proliferatum</i>) ²
<i>F. lateritium</i> Nees	(<i>denticulatum</i>) ²	<i>lateritium</i>	<i>lateritium</i>
<i>F. longipes</i> Wollenw. & Reink.	-	<i>longipes</i>	<i>longipes</i>
<i>F. merismoides</i> Corda	-	<i>merismoides</i>	<i>merismoides</i>
<i>F. miscanthi</i> Gams	-	-	(<i>campioceras</i>) ²
<i>F. musarum</i> Logrieco & Marasas	-	-	-
<i>F. napiforme</i> Marasas, Nelson & Rabie	<i>napiforme</i>	-	(<i>campioceras</i>) ²
<i>F. nelsonii</i> Marasas & Logrieco	-	-	-
<i>F. nisikadai</i> Aoki & Nirenberg	-	-	-
<i>F. nygamai</i> Burgess & Trimb.	<i>nygamai</i>	-	-
<i>F. oxysporum</i> Schecht.	<i>oxysporum</i>	-	-
<i>F. pallidorezum</i> ⁴ (Cooke) Sacc.	-	-	-
<i>F. phyllophilum</i> Niren. & O'Donnell	<i>phyllophilum</i>	-	-
<i>F. poae</i> (Peck) Wollenw.	-	-	-
<i>F. polypodialidicum</i> Marasas et al.	-	-	-
<i>F. proliferatum</i> (Mats.) Nirenberg	<i>proliferatum</i>	<i>proliferatum</i>	<i>proliferatum</i>
<i>F. pseudoanthophilum</i> Nirenberg et al.	<i>pseudoanthophilum</i>	-	-
(<i>F. proliferatum</i>) ^{1,2}	-	<i>pseudocircinatum</i>	(<i>proliferatum</i>) ²
<i>F. pseudonyggiae</i> O'Donnell & Nirenberg	<i>pseudonyggiae</i>	-	(<i>proliferatum</i>) ²

Continuação Tabela 1

Atualização	Nirenberg & O'Donnelle, 1998	Burgess et al. 1994	Nelson et al. 1983
<i>F. pseudogrisearum</i> O'Donnell & Aoki (<i>F. subglutinans</i>) ^{1,2}	-	(<i>graminearum</i> grup 1) ²	<i>graminearum</i> ²
<i>F. reticulatum</i> Mont.	<i>ramigenum</i>	(<i>subglutinans</i>) ²	(<i>subglutinans</i>) ²
<i>F. sacchari</i> (Butler) Crans	-	(<i>heterosporium</i>) ²	(<i>reticulatum</i>) ²
<i>F. sambucinum</i> ³ Fuchs (<i>F. pallidorostrum</i>) ⁴	(<i>bactridioides</i>) ²	(<i>subglutinans</i>) ²	(<i>subglutinans</i>) ²
<i>F. scirpi</i> Lambotte & Faut	-	<i>sambucinum</i>	<i>sambucinum</i>
<i>F. setosum</i> Nirenberg & Samuels	-	<i>semitecum</i>	<i>semitecum</i>
<i>F. solani</i> (Mart.) Appel & Wollenv.	<i>solani</i>	<i>scirpi</i>	<i>scirpi</i>
<i>F. sporotrichioides</i> Sherb.	-	-	-
<i>F. subglutinans</i> (Wollenw. & Reink.) Nelson et al. (<i>F. subglutinans</i>) ^{1,2}	<i>subglutinans</i>	<i>solani</i>	<i>sporotrichioides</i>
<i>F. thapsinum</i> Klitt. et al.	<i>succisae</i>	<i>subglutinans</i>	<i>subglutinans</i>
<i>F. tricinctum</i> (Corda) Sacc.	-	(<i>subglutinans</i>) ²	<i>succisae</i> ¹
<i>F. udum</i> ¹ Butler	<i>udum</i>	(<i>moniliiforme</i>) ²	(<i>moniliiforme</i>) ²
<i>F. verticilliodes</i> ⁵ (Sacc.) Nirenberg	<i>verticilliodes</i>	<i>tricinctum</i>	<i>tricinctum</i>
<i>F. xylosteoides</i> ¹ Stevart	-	-	<i>udum</i> ¹
			(<i>moniliiforme</i>) ²
			<i>xylosteoides</i> ¹

¹ Documentação insuficiente;² Segregado dessa espécie;³ *F. sambucinum* tem sido formalmente conservado em relação à espécie originalmente descrita como *F. roseum* Link;⁴ Não existe consenso em relação ao nome alternativo que deve ser aceito;⁵ Este é o nome anterior descrito para *F. moniliiforme* e atualmente aceito para a espécie.Tabela 2. Sinopse das características morfológicas das Seções de *Fusarium*

Seções	Microcondídos		Macrocondídos	Arranjo dos Clamidosporos		Arranjo dos Clamidosporos						
	Arranjo	Forma		Falsas cabeças	Cadeias e falsas cabeças	Oval a forma de ovo	Globoso	Mono-filádiles	Mono- ou Polifiládiles	Simples ou parcs	Cadeia ou grupos	
Epiptoricos	-	+/-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Spiculoides	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Acanthites	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sporotrichidella	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Roseum	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Arthrosporicula	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Gibbosum	+	+/+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Discolor	+	+/+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Latentium	+	+/+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Liseola	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Elicans	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Marcella-	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
ventricoso				-	-	-	-	-	-	-	-	-

ções de Hawksworth et al. (1995).

TAXONOMIA DO GÊNERO *FUSARIUM*

Apesar do grande número de estudos e trabalhos publicados não existe hoje um único sistema completo que possibilite a identificação das espécies de *Fusarium* (Burgess et al., 1994; Nelson et al., 1983; Ventura, 1999). Todos os sistemas para a identificação das espécies têm como base a publicação de Wollenweber & Reinking (1935), combinando as informações complementares de outros sistemas desenvolvidos e propostos posteriormente (Booth, 1971; Gerlach & Nirenberg, 1982; Joffe, 1974; Messiaen & Cassini, 1968; Snyder & Hansen, 1940; Nelson et al., 1983; Burgess et al., 1994).

A importância da variabilidade dos isolados em função dos procedimentos de cultura ou mutações *in vitro*, foi estudada por Bilai (1970), usando isolados monospóricos em diferentes temperaturas, umidade, taxa e período de crescimento e composição dos meios de cultura, propondo com base nestes resultados a revisão da taxonomia do gênero para incluir 9 seções, 26 espécies e 29 variedades. Algumas alterações propostas não foram adequadamente compreendidas, como a combinação da seção Liseola com a seção Elegans e da seção Gibbosum com a seção Discolor, o que levou a não serem aceitas e usadas nos vários centros de pesquisa do mundo (Nelson et al., 1983).

Booth (1971) modificou o sistema de Gordon, adicionando informações referentes às fases teleomórficas de algumas espécies realçando as informações sobre os conidióforos e células condigênicas, como importantes na taxonomia das espécies. A presença de polissíalides e monossíalides não eram consideradas como importantes na separação das seções e espécies. Neste sistema foi criado um elo de ligação entre os sistemas propostos pelos micologistas e fitopatologistas, para a identificação de *Fusarium*.

Selecionando o que consideraram melhor em cada sistema até então conhecido, Nelson et al. (1983), apresentaram uma nova proposta para a identificação das espécies, com base na experiência e utilidade prática dos caracteres usados na identificação. Os autores incorporaram informações dos conidióforos e células condigênicas principalmente dos microconídios, como proposto por Booth (1971), mantendo as seções de Wollenweber e Reinking que continham espécies toxicogênicas importantes, como, Sporotrichiella, Liseola, Roseum, Gibbosum, Discolor e Arthrosporiella, além das seções Eupionoites, Spicarioides, Arachnites, Lateritium, Elegans e Martiella-Ventricosum. O número de espécies foi reduzido e as variedades e formas foram reagrupadas.

Após 1968 passou-se a realizar, a cada 5 anos, a reunião do grupo

internacional de trabalho com *Fusarium* (International *Fusarium* Workshop), realizada após os Congressos Internacionais de Patologia de Plantas (ICPP), tendo-se constituído um sub-comitê de sistemática (ISPP-Sub-committee on *Fusarium* Systematics), que em conjunto vem apresentando propostas na atualização da taxonomia das espécies, reduzindo a duplicação de trabalhos e prevenindo conflitos futuros na descrição das espécies.

Um banco de dados de *Fusarium* foi apresentado para especialistas em 1992 pela CBS (Centraalbureau voor Schimmelcultures), existindo uma versão "on-line" disponibilizada desde 1997, mas ainda está sendo ajustada pelo grupo de trabalho de *Fusarium* da ISPP/ICTF (<http://www.cbs.knaw.nl/fusarium/DATABASE.html> e <http://res.agri.ca/brd/fusarium>).

Recentemente, evidências moleculares baseadas na análise de seqüências do DNA, têm mostrado que as seções Liseola e Dlamina não são monofiléticas, o que levou Nirenberg & O'Donnell (1998) a fazerem uma revisão na seção Liseola, principalmente no complexo de *G. fujikuroi*, propondo 29 espécies, sendo 10 descritas como novas (Tabela 3). O uso de dados da sistemática molecular indicam existir pelo menos mais 8 espécies distintas filogeneticamente neste complexo, mas que necessitam ainda ser formalmente descritas (O'Donnell et al., 1998; Nirenberg & O'Donnell et al., 1998). O uso de alguns dados da biologia molecular dos isolados e a patogenicidade em hospedeiros, usados como critérios taxonômicos para separar espécies, não teve unanimidade entre os pesquisadores reunidos no "8th International Fusarium Workshop", realizado em agosto de 1998, em Egian, na Inglaterra, devendo ser revista e discutida pelo subcomitê de sistemática de *Fusarium*.

A utilização de ferramentas da biologia molecular como o RAPD, RFLP, rDNA, seqüências de ITS1, ITS2 e gene histona, têm possibilitado diferenciar eficientemente os isolados de *Fusarium*, principalmente no complexo de *Gibberella fujikuroi*, particularmente em relação aos isolados de *F. subglutinans* (O'Donnell et al., 1998; Steenkamp et al., 1999). A distinção entre algumas espécies segregadas de *F. subglutinans* requer no entanto, os testes de patogenicidade ou a compatibilidade sexual com os grupos de compatibilidade (testadores) conhecidos. Nirenberg & O'Donnell (1998) elevaram à categoria de novas espécies populações de *F. subglutinans* patogênicas para determinados hospedeiros, como por exemplo *F. subglutinans* f. sp. *pini* para *F. circinatum* (teleomorfo = *G. circinata*) e *F. subglutinans* f. sp. *ananas* para *F. guttiforme* (Tabela 3). Os resultados de Steenkamp et al. (1999) dão suporte para separar as populações do fungo em grupos geneticamente distintos, no entanto, as características morfológicas não são suficientes para separá-los em espécies diferentes, sugerindo-se assim, a permanência da "forma especiales" (f. sp.) em função da patogenicidade nos

Tabela 3. Sinópsse dos caracteres morfológicos das 29 espécies de *Fusarium* incluídas no complexo de *Gibberella fujikuroi* por Nirenberg & O'Donnell (1998)

Espécies	Forma dos microconídios		Arranjo dos conídios		Conidióforos		Hifa esférica "collidé"
	Píniforme	Globosea	Oboval	Oblonga	Cadeias curtas (<15)	Cadeias longas (>15)	
<i>F. acutatum</i>	+			+			
<i>F. annulatum</i>	+			+			
<i>F. anthophilum</i>	+			+			
<i>F. bactrioides</i>			+	+			
<i>F. begoniae</i>			+	+	(+)		
<i>F. brevicaulinatum</i>			(+) ²	+	(+)		
<i>F. bulbicola</i>				+			
<i>F. cincinatum</i>			+	+	+	(+)	
<i>F. concentrico</i>			+	+	+	(+)	
<i>F. denticulatum</i>	+			+	+	+	
<i>F. dianthicium</i>					+		
<i>F. fujikuroi</i>			+	(+)	+	(+)	
<i>F. gloeosporioides</i>	+		+	+	+	+	
<i>F. graminiforme</i>			+	+	+	+	

Espécies	Forma dos microconídios		Arranjo dos conídios		Conidióforos		Hifa esférica "collidé"
	Píntiforme	Globosea	Oboval	Cadeias curtas (<15)	Cadeias longas (>15)		
<i>F. lachis</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. napiforme</i>	+		(+)	(+)	(+)		
<i>F. nigra</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. phyllophilum</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. proliferum</i>	(+)		(+)	(+)	(+)		
<i>F. pseudanthophilum</i>	(+)		(+)	(+)	(+)		
<i>F. pseudocircinatum</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. pseudogiganteum</i>	(+)		(+)	(+)	(+)		
<i>F. raninigenum</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. sacchari</i>	(+)		(+)	(+)	(+)		
<i>F. subglutinans</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. succisae</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. thijsseum</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. uydum</i>			(+)	(+)	(+)		
<i>F. verticillloidies</i>			(+)	(+)	(+)		

Relatada a produção de clamídiosporos, mas não observado na cultura examinada.

² (+) = índice que o caractere não está presente em todos os isolados.

Continuação Tabela 3

hospedeiros relacionados.

A fase teleomórfica das espécies de *Fusarium* está incluída na Ordem *Hypocreales*, classes *Euscomycetes* e *Pyrenomycetes* que têm como característica a formação de peritécios geralmente, coloridos com parede peritecial flácida ou membranosa (Booth, 1971). Os ascospóros são usualmente de 1 a 3 septos incluindo os gêneros típicos, principalmente *Nectria* e *Gibberella* (Tabela 4). Nestes gêneros os peritécios são superficiais podendo ter ou não estroma.

As conexões atualmente conhecidas entre *Fusarium* e os seus teleomorfos foram listados por Booth (1981), mas com a evolução das investigações em taxonomia, alguns destes teleomorfos têm sido retirados de *Hypocreales*, e seus anamorfos retirados do gênero *Fusarium*, considerando-se atualmente quatro ligações filogenéticas distintas (Tabela 4) entre *Fusarium* e seus teleomorfos (Seifert, comunicação pessoal). O uso de seqüências do DNA têm evidenciado que as seções Eupionnotes, Macroconia, Submicrocera, Pseudomicrocera e Arachnites não podem ser diferenciadas, devendo ser classificada em *Cosmospora* Ces. & de Not. (Rossman et al., 1998).

Booth (1971) usou o gênero *Micronectriella* para teleomorfo de *F. nivale*, *F. tabacinum* e *F. stoveri*, mas posteriormente a proposta foi de usar *Plectosphaerella* (Booth, 1981; Gerlach & Nirenberg, 1982). Wollenweber & Reinking (1935) reconheceram *Nectria*, *Calonectria*, *Gibberella* e *Hypomyces* como teleomórficos das espécies de *Fusarium*, que foi seguida por Snyder & Toussoun (1965) e por Messiaen & Cassini (1968).

Gerlach & Nirenberg (1982) reconheceram *Nectria*, *Calonectria* e *Gibberella* como teleomórficos de espécies de *Fusarium*, sugerindo a inclusão de *Plectosphaerella* como teleomórfico de algumas espécies da seção Eupionnotes e *Monographella* para algumas espécies na seção Arachnites.

O gênero *Monographella*, no entanto, foi retirado como teleomorfo de *Fusarium*, pela ampla aceitação de que *F. nivale*, devido a sua conidiogênese não fialídica, ser acomodado em *Microdochium* (Sin = *Gerlachia*), e a classificação do teleomorfo em Hyponectriaceae (Gams & Nirenberg, 1989). O mesmo aconteceu com *F. tabacinum* separado do gênero *Fusarium* e reclassificado como *Plectosporium tabacinum* (Van Beyma) Palm, Gams & Nirenberg, tendo como teleomorfo *Plectosphaerella cucumerina* (Lindfors) Gams (Tabela 5). *F. roseum* Link, amplamente citado na literatura é atualmente rejeitado, conservando formalmente *F. sambuctinum* Fuckel, para a descrição original da espécie (Seifert, (1998), *R. synopsis* v.2.0; <http://res.agr.ca/brd/fusarium>).

Tabela 4. Seções do gênero *Fusarium* e teleomorfos correspondentes

Seção	Teleomorfos
Eupionnotes	<i>Cosmospora</i> "pro parte", (Rossman et al., 1995) <i>Plectosporium</i> "pro parte" (<i>Phyllachorales</i>), Palm et al., 1995
Macroconia	<i>Cosmospora</i> "pro parte", (Rossman et al., 1998)
Submicrocera	<i>Cosmospora</i> "pro parte", (Rossman et al., 1998)
Pseudomicrocera	<i>Cosmospora</i> "pro parte", (Rossman et al., 1998)
Spicarioides	" <i>Nectria</i> " <i>rigidiuscula</i>
Arachnites	<i>Monographella</i> "pro parte", (<i>Amphisphaerales</i>), Samuels & Haller, 1984; <i>Cosmospora</i> "pro parte" (Rossman et al., 1998) desconhecido
Sporotrichiella	<i>Gibberella</i> desconhecido
Roseum	<i>Arthrosporiella</i> <i>Gibbosum</i> <i>Fusarium</i> (= <i>Discolor</i>)
	<i>Lateritium</i> <i>Liseola</i> <i>Elegans</i> <i>Martiella</i>
	" <i>Nectria</i> " <i>haematococca</i>

CARACTERÍSTICAS USADAS NAS CHAVES PARA IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES

As principais características usadas na identificação das espécies de *Fusarium* são:

- 1 – Crescimento radial das culturas em BDA, incubadas no escuro por 3 dias a 25 °C e 30 °C;
- 2 – presença ou ausência dos macroconídios, sua forma e características das células apical e basal;
- 3 – presença ou ausência de microconídios e sua forma;
- 4 – forma e modo de formação dos microconídios;
- 5 – natureza da célula conidiógena onde se originam os microconídios;
- 6 – presença ou ausência de clamidosporos;
- 7 – morfologia das culturas em meio BDA incubadas por 10-14 dias em regime alternado luz/escuro, com temperaturas de 25 °C/20 °C e fotoperíodo de 12 horas

Tabela 5. Espécies atualmente separadas do gênero *Fusarium*

Espécies de <i>Fusarium</i> ¹	Espécies Reclasseficadas
<i>F. nivale</i> (Fr.) Ces.	<i>Microdochium nivale</i> (Fr.) Samuels & Hallett (Teleom.: <i>Monographella nivalis</i> (Schaffnit) E. Müller)
<i>F. tabacinum</i> (van Beyma) Gams	<i>Plectosporium tabacinum</i> (van Beyma) Palm, Gams & Nirenberg (Teleom.: <i>Plectosphaerella cucumerina</i> (Lindfors), Gams

Reclassificadas pelos caracteres morfológicos e diferenças na classificação teleomórfica.

Estas características de identificação variam de importância de uma espécie para outra, sendo recomendada a observação em meios de cultura específicos como FCA ou FBA (Meio de Folha de Banana Agar: folhas de bananeira, cortadas em pedaços de aproximadamente 1-2cm², colocados, após autoclavados, na superfície do meio de cultura "Cornmeal Agar" (<http://res.agri.ca/brd/fusarium/fusari26.html>) e o KCL (Ventura, 1999). A forma dos macroconídios é um dos caracteres mais importantes na identificação de espécies de *Fusarium*, principalmente quando produzidos em esporodóquios desenvolvidos nos meios FCA e FBA, lembrando que quando produzidos no micélio aéreo tanto em FCA ou em BDA, podem apresentar variabilidade e não devem ser usados na identificação (Burgess et al., 1994). Os macroconídios podem ser encorpados ou esguios, podendo ser falcados ou relativamente retos podendo ter as paredes paralelas ou com curvatura diferenciada na face ventral e/ou dorsal, podendo ser algumas vezes espessas (Figura 1 a-c). As células apical e basal, também apresentam formatos distintos (Figura 1d-in), bem como o comprimento dos macroconídios que é importante em algumas espécies, sendo usado como critério taxonômico (Burgess et al., 1994).

A maioria das espécies de *Fusarium* produzem microconídios, variando a quantidade e a forma com as espécies (Figura 2). Podem ser agrupadas em cadeias e/ou falsas cabeças (Figura 3), possuindo em algumas espécies 1 (um) ou mais septos. A formação dos microconídios em cadeias é grandemente influenciada pelo potencial de água (Fisher et al., 1983; Burgess et al., 1994). São formados em monofisiáldes ou polifisiáldes, podendo em

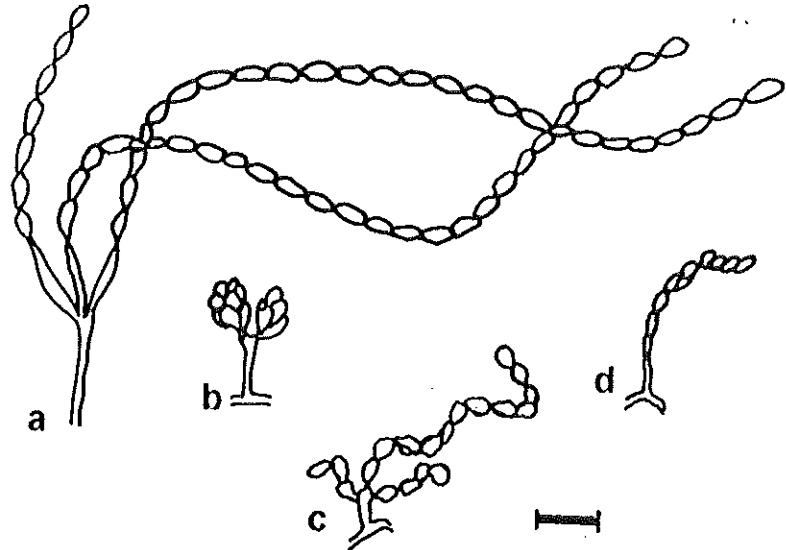


Figura 3. Arranjo dos microconídios produzidos em conidióforos no micélio aéreo: a) cadeias lineares longas; b) falsas cabeças; c) cadeias em zig-zag; e d) falsas cadeias. Escala da barra = 20 μ m (Adaptado de Nirenberg & O'Donnell, 1998).

algumas espécies ocorre simultaneamente os dois tipos de conidióforos. As monostílides são stílides (células conidiógenas) que têm apenas uma abertura, enquanto que as polistílides têm mais que uma abertura por célula (Figura 4).

A formação dos clamidosporos varia bastante e é um critério taxonômico que deve ser usado com cuidado, uma vez que quando presente é um critério plenamente útil, mas se ausente, deve ser avaliado em conjunto com outras características, uma vez que pode variar de um isolado para outro ou com repicagens sucessivas de uma mesma espécie (Burgess et al., 1994).

O crescimento radial das culturas a 25 °C e 30 °C, tem sido um critério taxonômico amplamente usado, podendo distinguir facilmente algumas populações de *Fusarium*. No Laboratório de Fitopatologia da Emcaper, o crescimento é realizado por 72 horas, em placas de Petri de 20 cm de diâmetro com meio de cultura BDA, iniciando-se a cultura por repicagem monoconidial, previamente obtida em ágar água após 18-20 horas e incubada no escuro a 25 °C (Burgess et al., 1994).

A morfologia das culturas é um critério secundário, observando-se geralmente em tubos de ensaio com meio de cultura BDA inclinado, incubados por 10-14 dias com luz alternada (fotoperíodo de 12 horas) e temperatura de 25 °C e 20 °C para luz e escuro respectivamente (Burgess et al., 1994). A pigmentação das culturas, apesar de uniforme em algumas espécies, pode variar bastante em outras, merecendo cuidado na sua avaliação. São usadas geralmente as descrições das cores com base no manual "Methuen Handbook of Colour" (Kornerup & Wanscher, 1978) e nas descrições do Manual das chaves de identificação das espécies de *Fusarium*, proposto por Nelson et al. (1983).

PASSOS PARA A IDENTIFICAÇÃO

1. Cultivar os fungos obtidos de culturas monoconidiais em meio BDA e FCA ou FBA;
2. Incubar as culturas no escuro constante e com fotoperíodo (luz/escuro) de 12 horas nas temperaturas de 25°C e 30°C;
3. Medir os diâmetros radiais após 72 horas das culturas incubadas em BDA a 20 °C e 30°C;
4. Observar as culturas entre 10 e 14 dias. Se necessário, observar posteriormente para verificar a presença de clamidosporos. As observações devem ser efetuadas diretamente nas culturas de CLA e/ou FBA usando o microscópio ótico e a objetiva 10 x, registrando a presença de microconídios e quando presentes se são formados em cadeias ou falsas cabeças tendo origem em monostílides ou polistílides. Os clamidosporos têm parede espessa que é geralmente dupla e rugosa;

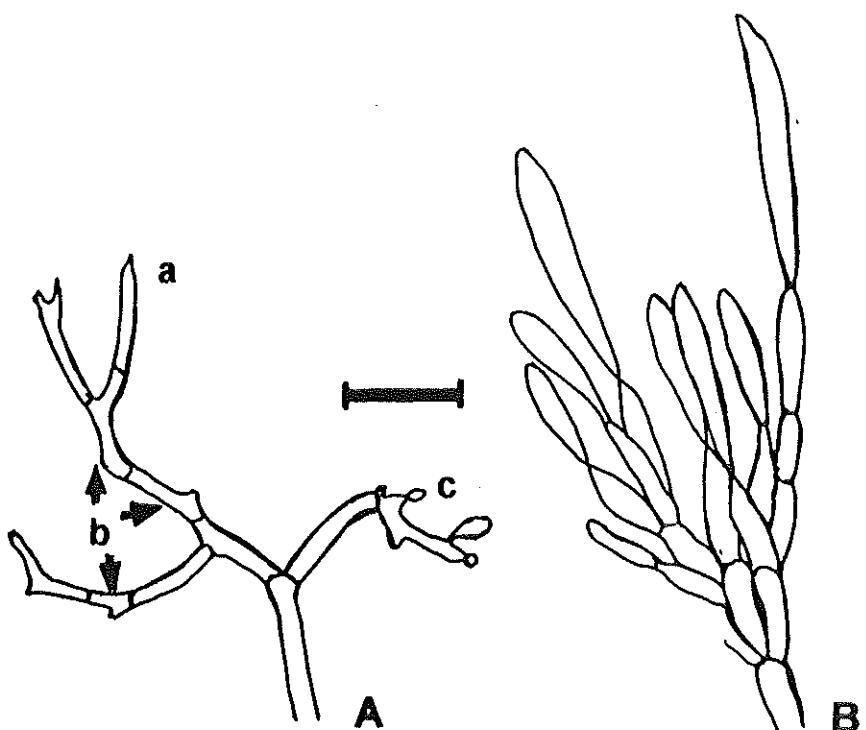


Figura 4. Tipos de conidióforos no micélio aéreo (A) e em esporodóquios (B); a) monostílidos; b) fíalides intercalares; e c) polistílidos. Escala da barra = 20µm (Adaptado de Nirenberg & O'Donnell, 1998).

5. Esporodóquios são formados nos meios FCA e FBA e a partir destes, devem-se montar lâminas de microscopia com os macroconídios, em água, fazendo-se a observação com objetiva 40 x;
6. Quando existir a presença de microconídios, fazer a montagem de lâminas incluindo hifas e células conidiogênicas, fazendo a observação com objetiva 40 x, registrando a forma e a natureza das células conidiogênicas;
7. Se existirem clamidosporos, observar com objetiva 40 x, a presença de parede dupla e rugosa na superfície externa. Deve-se ter cuidado uma vez que nem todas as células esféricas são clamidosporos, estes geralmente têm uma consistência granular, altamente refringente e raramente apresentam-se vacuolados;
8. Examinar a morfologia e cor das culturas (micélio aéreo e em meio de cultura BDA);
9. Sistematizar todas as informações obtidas e utilizar as chaves para identificação das espécies.

CHAVE PARA A IDENTIFICAÇÃO DAS PRINCIPAIS ESPÉCIES DE *FUSARIUM*

- | | | |
|--|--|---|
| 1. Diâmetro da cultura em BDA, após 3 dias a 25 °C: | | |
| a) Menor que 2,0 cm ----- | | 2 |
| b) Maior que 2,0 cm ----- | | 5 |
| 2. Microconídios ausentes ----- | | 3 |
| 2. Microconídios abundantes, formados em cadeias; presença de esporodóquios amarelados em BDA e FCA; gotículas de exudato presentes nos esporodóquios; macroconídios grandes, falcados a ligeiramente curvos, geralmente com 5-8 septos, com a célula apical frequentemente em gancho; célula basal em forma de pé ----- | | 6 |
| 3. Cultura em BDA plana, com aspecto gelatinoso e de levedura, cor creme a amarelada ----- | | 4 |
| 3. Cultura em BDA plana, gelatinosa ou com micélio floculoso; macroconídios delgados geralmente longos com a células apical em bico e gancho; célula basal em forma de pé ou chanfrada; esporodóquios alaranjados em FCA ----- | | |
| 4. Macroconídios em FCA muito pequenos, curvos, geralmente com 1-2 septos e célula apical em | | |
- F. lateritium*

- gancho; a célula basal é grossa ou ligeiramente chanfrada; clamidosporos presentes mas raros -----
4. Macroconídios em FCA ligeiramente curvos, geralmente com 3-4 septos e célula apical ligeiramente curva; a célula basal sem formato de pé ou chanfrada; clamidosporos formados isolados, em pares ou cadeias -----
5. Microconídios presentes, abundantes formados isoladamente, em falsas cabeças ou em cadeias -----
5. Microconídios ausentes ou muito esparsos -----
6. Clamidosporos presentes -----
6. Clamidosporos ausentes -----
7. Microconídios formados em monostílides -----
7. Microconídios formados em monostílides e polistílides -----
8. Microconídios formados em monostílides -----
8. Microconídios formados em monostílides e polistílides -----
9. Microconídios em cadeias e falsas cabeças -----
9. Microconídios formados isoladamente ou aos pares -----
10. Microconídios em cadeias curtas e falsas cabeças, ovais, geralmente com uma célula, formados em monostílides longas ou diretamente nas hifas; esporodóquios amarelados com gotas de exudato; pigmentação em BDA rosada -----
10. Microconídios em cadeias longas, ovais a obovoides, geralmente com a base plana; pigmentação esbranquiçada a violeta escura; conidioforos por vezes terminam verticalmente com 3 stílides -----
11. Células conidiogenas monostílidas, algumas com proliferação simpodial; microconídios elipsoides a clavatos, alguns obovoides a subglobosos com 0-3 septos, ocasionalmente fusiformes a falcatos -----
11. Microconídios globosos ou com formato de limão, com uma papila distinta, agrupados formando cachos; monostílide em forma de urna; pigmentação em BDA cinza a rosada; macroconídios raros, curtos, falcatos e geralmente com 3 septos, curvos, com a célula

*F. dimerum*6
25
7
8
15
19
9
12
10
11*F. decencelulare**F. verticilliodes**F. kyushuense*

- apical afinada -----
12. Microconídios formados em longas cadeias e falsas cabeças -----
12. Microconídios formados em falsas cabeças ou isoladamente; cadeias ausentes -----
13. Microconídios ovais a obovoides, frequentemente com a base plana; nunca produzidos em cadeias longas; pigmentação em BDA esbranquiçada a violeta escuro -----
13. Longas cadeias de microconídios unicelulares, de dois tipos: periformes e clavatos a fusiformes com a base truncada; macroconídios com 3-5 septos com a célula basal estreita em forma de pé e a célula apical afilada -----
14. Microconídios ovais, piriformes ou globosos (microconídios globosos são característicos); pigmentação em BDA esbranquiçada a violeta escura -----
14. Microconídios ovais e pigmentação em BDA esbranquiçada a violeta escura -----
15. Microconídios formados isoladamente, em cadeias curtas ou falsas cabeças -----
15. Microconídios formados em monostílides, falsas cabeças ou isoladamente com forma oval a reniforme -----
16. Microconídios isolados ou agrupados com forma de limão a piriforme; pigmentação em BDA cinza rosada a "burgundy" -----
16. Microconídios em cadeias curtas, com forma oval a obovoide, alguns com a base plana; pigmentação em BDA violeta escuro a esbranquiçada -----
17. Microconídios globosos a napiformes, ovais a fusiformes, alguns globosos e grandes, formados em falsas cabeças e/ou isoladamente; pigmentação em BDA laranja-vermelho a marrom-vermelho -----
17. Microconídios formados em monostílides -----
18. Microconídios formados em monostílides curtas (formato de garrafa) ou em hifas; pigmentação em BDA violeta a esbranquiçada -----
18. Microconídios formados em monostílides longas; esporodóquios abundantes de cor creme a verde azulado; pigmentação esbranquiçada a levemente

F. poae

13

14

*F. proliferatum**F. miscanthi**F. anthophilum**F. subglutinans*

16

17

*F. tricinctum**F. nygamay**F. beomiforme*

18

F. oxysporum

- violácea¹ ou marrom pálido em BDA; o teleonírfico é a espécie *Nectria haematococca* ---
19. Microconídios em polisiálides ou formados isoladamente -----
19. Microconídios formados em falsas cabeças, cadeias curtas ou isoladamente -----
20. Microconídios ovais, obovoides, piriformes ou fusiformes -----
20. Microconídios septados (1-5 septos), fusiformes, obovoides, alantoides ou fusiformes -----
21. Microconídios ovais piriformes ou fusiformes --
21. Microconídios obovoides, aparência “arbustiva” curta; polisiálides ramificadas; pigmentação em BDA cinza rosada a “burgundy” -----
22. Microconídios fusiformes longos (4-5 septos), ocorrendo “orelhas de coelho”; pigmentação em BDA marrom -----
22. Microconídios fusiformes, obovoides e alantoides (1, 2 ou 3 septos); polisiálides curtas, truncadas e em cruzeta; pigmentação em BDA marrom; clamidosporos agrupados ou em cadeia; macroconídios com o lado dorsal mais curvo; célula basal em forma de pé e célula apical alongada -----
23. Microconídios ovais, piriformes ou fusiformes; pigmentação em BDA cinza-rosada a “burgundy” -----
23. Microconídios ovais a fusiformes, formados em polisiálides; pigmentação em BDA marrom-alaranjada a esbranquiçada -----
24. Microconídios ovais a obovoides; polisiálides com alta proliferação; pigmentação em BDA violeta escura a esbranquiçada -----
24. Microconídios obovoides e piriformes, produzidos em cadeias curtas (<15 conídios) em monosiálides e polisiálides -----
25. Presença de setas entre e ao redor dos esporodóquios; macroconídios com 0-5 septos formados em monosiálides; ausência de microconídios e clamidosporos, micélio esparsamente lanoso; pigmentação em BDA marrom a violeta, podendo variar para vermelho acinzentado; pode ocorrer a formação de peritécios periformes no substrato natural

F. solani

20

F. chtamidosporum

24

F. semitectum

21

F. scirpi

22

F. sporotrichioides

23

*F. polyphialidicum**F. babinda**F. pseudoanthophilum*

(vermelho escuro em 3 % KOH e amarelos em 100 % ácido láctico) -----

25. Ausência de setas entre e ao redor dos esporodóquios -----

26. Diâmetro da cultura em BDA, após 3 dias a 25 °C:

a) maior que 4,0 cm -----

b) menor que 4,0 cm -----

27. Diâmetro da cultura em BDA, após 3 dias a 30 °C:

a) maior que 2,5 cm -----

b) menor que 2,5 cm -----

28. Esporodóquios abundantes em BDA; macroconídios com o lado dorsal mais curvo que o lado ventral -----

28. Micélio denso em BDA; macroconídios esguios, falcados, frequentemente com 5-6 septos, célula apical afilada e célula basal com formato de pé distinto; monosiálides em conidióforos ramificados produzidos em esporodóquios alaranjados e raramente nas hifas; pigmentação das culturas em BDA de cor rosa-cinza a “burgundy”; algumas culturas formam clamidosporos -----

29. Ausência de escleródios típicos; micélio denso e uniforme de cor amarelada a rosa-acinzentada na periferia da cultura e branca na extremidade; crescimento rápido ($\geq 5,4$ mm/dia) -----

29. Formação de peritécios escuros (negros), subglúbosos a ovoides em FCA ou FBA, homotálico -----

30. Macroconídios com célula apical abrupta e célula basal entalhada, pigmentação rosa-acinzentada “burgundy” -----

30. Macroconídios geralmente com 5 septos; células apical em gancho e célula basal em forma de pé; pigmentação da cultura em BDA rosa-acinzentada a “burgundy” -----

31. Macroconídios presentes -----

31. Macroconídios e esporodóquios ausentes; mesoconídios curvos com 2-9 septos (geralmente 5-6), formados em células conidiógenas poliplásticas; célula apical afilada e basal apediculada e ligeiramente afinada;

F. setosum

26

27

36

31

28

30

29

*F. pseudograminearum**F. graminearum**F. culmorum**F. crookwellense*

32

- clamidosporos esparsos, geralmente intercalares, solitários ou em cadeias curtas, nunca terminais; pigmentação em BDA avermelhada --
32. Manchas (pintas) marrom escuro no agar das culturas em BDA -----
32. Macroconídios longos, geralmente com mais de 5 septos; célula apical afilada -----
33. Clamidosporos ausentes; macroconídios longos com 5-9 septos (geralmente 5-7), raramente 3-4 septos; célula apical afilada e ligeiramente curvas; esporodóquios com aparência gelatinosa (gotículas) em alguns isolados; pigmentação alaranjada a vermelha -----
33. Clamidosporos presentes -----
34. Esporodóquios em FCA e BDA brilhantes alaranjados a avermelhados; macroconídios longos geralmente com 5 septos e célula apical afilada e longa; célula basal com forma de pé distinta; curvatura dorsi-ventral dos macroconídios; monostílides e conidióforos ramificados em esporodoquios e raramente em hifas; clamidosporos formados isoladamente ou agrupados; taxa de crescimento a 30 °C de 3,7 a 5,4 cm -----
34. Esporodóquios com columela alaranjada; macroconídios muito longos, geralmente 5-7 septos e curvatura dorsi-ventral; célula apical filamentosa (chicote) e célula basal em forma de pé com "calcnar" pronunciado; pigmentação em BDA rosa-acinzentada a "burgundy"; diâmetro da cultura em BDA após 3 dias a 30 °C = 4,4 a 6,1 cm -----
35. Macroconídios com curvatura dorsi-ventral acentuada, célula apical afilada e célula basal com formato de pé destinto; célula apical parecida com agulha; micélio no agar do FCA espesso, crescimento a 35 °C = 0,5-1,5cm; clamidosporos em cadeias e/ou agrupados; pigmentação em BDA rosa-cinza a marrom -----
35. Macroconídios com curvatura dorsi-ventral monunciada; geralmente com 5-7 septos, célula apical "tapering" e célula basal com formato de pé bem evidente; monostílides em conidióforos ramificados em esporodoquios alaranjados; clamidosporos em cadeias ou agrupados nas

F. musarum

35

F. avenaceum spp.
aywerti

34

F. acuminatum spp.
armeniacum*F. longipes**F. compactum*

hifas aéreas ou no ágar; abundante micélio aéreo floculoso em FCA; diâmetro das culturas a 35 °C = 0,0-0,5 cm; pigmentação em BDA marrom -----

F. equiseti

37

36. Diâmetro das culturas incubadas a 30 °C em BDA superior a 2,5cm -----

36. Diâmetro das culturas incubadas a 30 °C em BDA inferior a 2,5 cm -----

38

37. Macroconídios fusiformes; polistílides e monostílides, algumas vezes aos pares, com aparência de "orelhas de coelho"; clamidosporos com ocorrência variável; pigmentação em BDA marrom -----

F. pallidoroseum
(=*F. semitectum*)

37. Macroconídios curvos ou retos com 3-5 septos (geralmente 3) formados em monostílides em esporodóquios; células basal pedicelada e apical afilada; ausência de microconídios; mesoconídios retos ou curvos com 0-3 septos (geralmente 3), formados em células conidiógenas poliblásticas; clamidosporos abundantes, intercalares e terminais, tipicamente em pares terminais; pigmentação em BDA avermelhada -----

F. nelsonii

39

38. Macroconídios longos (4-5 septos) afilados ou em forma de agulha; clamidosporos ausentes -----

38. Macroconídios não muito longos 3-5 septos; clamidosporos com formação variável -----

40

39. Macroconídios muito longos (34-118 µm x 3,8-5,0 µm), formados em monostílides ou conidióforos ramificados em esporodóquios alaranjados; cultura com zonas anelares; célula apical afilada e ligeiramente curva; célula basal entalhada; clamidosporos e microconídios ausentes; crescimento da cultura em BDA a 30 °C = 0,6-2,2 cm em BDA; pigmentação cor de "pessego" a alaranjada -----

F. avenaceum spp.
nurragi

39. Macroconídios com os lados paralelos e formato de agulha geralmente com 5 septos, formados em esporodóquios alaranjados; células apical afilada gradualmente para a extremidade; células basal entalhada e em alguns casos com formato de pé; monostílides em conidióforos ramificados; microconídios esparsos em alguns isolados -----

F. avenaceum spp.
avenaceum

40. Macroconídios com curvatura dorsi-ventral e célula apical longamente afilada; célula basal em forma de pé; monofláldes em conidióforos ramificados em esporodóquios e raramente em hifas; clamidosporos em cadeias ou agrupados, variável em alguns isolados; pigmentação em BDA rosa-acinzentada a "burgundy" -----
 40. Macroconídios relativamente curtos (geralmente 3-5 septos) em monofláldes, com célula basal entalhada; clamidosporos presentes -----
 41. Ausência de microconídios -----
 41. Presença de microconídios -----
 42. Macroconídios curvos, com 3-6 septos (geralmente 5), falcados, produzidos em esporodóquios; presença de mesoconídios retos e curvos, geralmente com 3-4 septos, produzidos em células conidiógenas poliblásticas em mesoconióforos ramificados; clamidosporos esparsos, geralmente isolados ou em cadeias curtas, nunca em pares terminais; pigmentação em BDA marrom -----
 42. Macroconídios relativamente curtos, retos ou com leve curvatura, produzidos em monofláldes -----
 43. Macroconídios em FCA esguios, falcados e geralmente retos, predominantemente com 3 septos; célula basal distintamente em forma de pé ou entalhada; monofláldes em conidióforos ramificados e em alguns casos nas hifas; microconídios ausentes; produção de clamidosporos variável; esporodóquios de cor alaranjada brilhante com exsudatos, desenvolvidos em zonas anelares em BDA, com pigmentação alaranjada -----
 43. Macroconídios relativamente curtos (3-5 septos) com paredes finas formados em esporodóquios alaranjados; célula apical papilada (nariz de golfinho) e célula basal entalhada podendo apresentar formato de pé; monofláldes em conidióforos ramificados e raramente em hifas; clamidosporos formados em cadeias ou agrupados; pigmentação em BDA rosa-cinza ou "burgundy" algumas vezes sem pigmentação -----
 44. Microconídios com 0-3 células, frequentemente

F. acuminatum ssp.
acuminatum

41

F. camptoceras

43

*F. heterosporium**F. sambucinum*

1-2 células, ovais a fusiforme; macroconídios relativamente curtos (3-5 septos), formados em esporodóquios alaranjados; célula apical papilada e célula basal entalhada, podendo apresentar forma de pé; monofláldes em conidióforos ramificados e raramente em hifas; clamidosporos por vezes de formação lenta, em cadeia ou agrupados; pigmentação em BDA rosa-cinza ou algumas vezes sem pigmentação -

*F. bactridioides*CHAVE PARA OS GÊNEROS TELEOMORFOS DE
FUSARIUM

1. Ascospores com duas células (Didymosporae)----- 2
 1. Ascospores com mais de duas células (Fragmosporos) ----- 12
 2. Ascoma formado em receptáculo ereto pigmentado, geralmente em exoesqueleto de insetos e aracnídeos -----
 2. Ascoma formado em outros tipos de receptáculos, que não insetos -----
 3. Ascospores hialinos----- 3
 3. Ascospores com uma ou duas células escuras----- 4
 4. Ascoma em peritécio ou pseudotécio-----
 4. Ascoma em apotécio-----
 5. Ascospores não filiformes----- 5
 5. Ascospores filiformes----- 6
 6. Ascospores unitunicados----- 7
 6. Ascospores bitunicados-----
 7. Ascospores sem apêndices; normalmente terrestres -----
 7. Ascospores com apêndices gelatinosos; marinhas -----
 8. Ascospores apiculados ou com constrição profunda no septo ----- 9
 8. Ascospores não apiculados e sem constrição profunda no septo -----
 9. Ascospores apiculados em ambas as extremidades -----
 9. Ascospores com constrição profunda no septo, células subglobosas, geralmente separadas -----
 10. Ascomata não associada com estroma -----
 10. Ascomata formado em estroma ----- 11
 11. *Hypomyces*
 11. *Hypocreä* 11

11. Ascomata e estroma de cor brillante, laranja ou vermelho, com parede ascomal relativamente espessa; peritécios superficiais em estroma ou somente com a base imersa -----
11. Ascomata marrom a preto; peritécios imersos no hospedeiro mas sem clípeus; ascos com ápices não diferenciados e não amiloïdes e base não deliquescente -----
 12. Ascospores hialinos não filiformes e forma não istimoides -----
 12. Ascospores escuros e filiformes -----
 13. Ascoma é um peritécio e ascos unitunicados -----
 13. Peritécios azuis ou violáceos, terrestres, em plantas ou resíduos vegetais -----
 14. Peritécios vermelhos a alaranjados, ascospores ovais a elipsoides ou fusiformes e parede celular externa variável -----

CHAVE PARA AS PRINCIPAIS ESPÉCIES DE GIBBERELLA

1. Ascospores predominantemente retos e com 1 ou até 3 septos ----- 2
1. Ascospores finos, curvos, frequentemente com 3 septos (Seções: Discolar e Gibbosum) ----- 15
2. Ascospores predominantes com 1 septo (Seções: Liseola e Dlaminia) ----- 3
2. Ascospores com 1-3 septos (Seções: Lateritium e Roseum) ----- 10
3. Células conidiogenas no micélio aéreo (conidióforos), somente em monofisiáldes ----- 4
3. Células conidiogenas no micélio aéreo (conidióforos), monofisiáldes e polifisiáldes ----- 5
4. Culturas em BDA de cor cinza a vinácea, microconídios formados em cadeias no micélio aéreo, macroconídios em esporodóquios com 3-5 septos. Ascospores com 15-19x4-5µm. Anamorfo: *F. verticillioides* -----
4. Culturas em BDA com pigmentos difusos de cor amarela, microconídios formados em longas cadeias no micélio aéreos, macroconídios

Nectria

13

Plectosphaerella

14

Gibberella

Nectria

2

15

3

10

4

5

G. moniliformis

predominantemente com 5 septos (24-64x3-4µm). Anamorfo: *F. thapsinum* -----

5. Microconídios em cadeias e/ou falsas cabeças-----

5. Microconídios somente em falsas cabeças-----

6. Microconídios em falsas cabeças e cadeias longas, geralmente clavados e alguns piriformes nas cadeias; polifisiáldes conspicuas, macroconídios com 3-5 septos (47-58 x 3,5-4,5 µm). Ausência de clamidosporos. Ascospores 10-15 x 3-7 µm. Anamorfo: *F. proliferatum* -----

6. Microconídios em falsas cabeças e cadeias curtas -----

7. Microconídios formados em poucas polifisiáldes; macroconídios com 50-59 x 3,5-4,0 µm. Clamidosporos ausentes. Ascospores com 7-20 x 3,0-7 µm. Anamorfo: *F. fujikuroi* -----

7. Microconídios obvoides formados em grande número de polifisiáldes; macroconídios geralmente de 3 septos com 25-54x 2,5-3,5 µm. Clamidosporos formados em cadeias ou agrupados. Ascospores 8,5-20 x 4-8 µm. Anamorfo: *F. nygamai* -----

8. Conidiosforos no micélio aéreo curtos, frequentemente ramificados com poucas polifisiáldes; microconídios ovais a alantóides. Macroconídios geralmente com 3 septos (20-32x2,5-3,5µm). Clamidosporos formados em cadeias e agrupados. Ascospores com 10-17x5-7µm. Anamorfo: *F. udum* -----

8. Conidiosforos longos e ramificação conspicua; polifisiáldes abundantes; microconídios ovais a fusiformes; macroconídios não uncinatos; clamidosporos ausentes -----

9. Microconídios fusiformes com 0-1 septos; presença de hifas espiraladas no agar; macroconídios com 3-5 septos (32-48x3-4µm). Ascospores com 9,5-16x4,5-6,0µm. Anamorfo: *F. circinatum* (=*F. subglutinans*) -----

9. Microconídios ovais a fusiformes com 0-3 septos; ausência de hifas espiraladas no agar; macroconídios 3-5 septos (32-48x3-5µm). Ascospores com 11-21x3,5-6,0µm. Anamorfo: *F. subglutinans* -----

G. thapsina

6

8

G. intermedia

7

G. fujikuroi

G. nygamai

G. indica

9

G. circinata

G. subglutinans

10. Microconídios formados em micélio aéreo -----	11
10. Microconídios ausentes no micélio aéreo -----	13
11. Microconídios fusiformes com 0-5 septos -----	12
11. Microconídios piriformes ou napiformes; macroconídios com 3-5 septos (24-46x3-4µm); Ascospores com 12,5-20x4,9-7,5µm, geralmente patógeno em <i>Gramineae</i> . Anamorfo: <i>F. tricinctum</i>	
12. Macroconídios em formato de foice delgados, com a célula apical longa, geralmente 3-5 septos, (8-50x3,5-4,5µm). Ascospores com 1 septo (13-19x4-5µm). Anamorfo: <i>F. avenaceum</i> -----	
12. Macroconídios retos com célula apical fina (esguia) em forma de gancho, geralmente com 5-7 septos (57-85x4-5µm). Ascospores com 12-18x4-5µm. Anamorfo: <i>F. stilboides</i> -----	
13. Culturas com crescimento rápido em BDA, margens constante, cor vermelha e formação pionotal; macroconídios abruptamente curvos com 1-3 septos (23-30x2,5-3,0µm). Ascospores com 9-16x4-6µm. Anamorfo: <i>F. xylarioides</i> -----	
13. Culturas com crescimento lento em BDA e margens com lóbulos -----	14
14. Culturas com cor vermelha, aspecto lanoso e não pionotal; Macroconídios retos e ligeiramente curvos, geralmente com a célula apical em gancho, tendo 3-7 septos (46-64x3,5-4,5µm). Ascospores com 17-21x7-8µm. Anamorfo: <i>F. lateritium</i> -----	
14. Culturas com cor alaranjada e matizes marrom ou azuladas; macroconídios retos ou ligeiramente finos com célula apical em gancho, tendo 3-5 septos (21-42x3-4,5 µm); Anamorfo: <i>F. lateritium</i> -----	
15. Ascospores com comprimento médio inferior a 20µm; macroconídios com célula apical abruptamente estreita e pouco asfilarada com 3-5 septos (34-46x3,5-4,5µm). Ascospores com 1-3 septos (13-20x4,5-5,0µm). Anamorfo: <i>F. reticulatum</i> -----	
15. Ascospores com comprimento médio superior a 20µm -----	16

*G. tricineta**G. avenacea**G. stilboides**G. xylarioides*

14

*G. buxi**G. baccata**G. cyanea*

16

16. Ascospores com largura média inferior a 5µm -----	17
16. Ascospores com largura média superior a 5µm -----	18
17. Culturas com crescimento muito lento em BDA (2-3,5cm em 4 dias a 25 °C), margem com lóbulos; macroconídios produzidos somente quando incubado sob luz negra, predominantemente com 3-5 septos (36-50x4,5-5,0µm); célula apical asfilarada abruptamente; clamidospores abundantes e agrupados; corpos esclerociais presentes. Ascospores com 20-25x4-5µm. Anamorfo: <i>F. flocciferum</i> -----	
17. Culturas com crescimento rápido em BDA (7,5-8,0cm em 4 dias a 25 °C), margem constante de cor esbranquiçada, rosada ou amarelada, tornando-se púrpura com traços de marrom; macroconídios com 3-9 septos (41-60x4,5-5,0µm). Anamorfo: <i>F. graminearum</i> -----	
18. Culturas em BDA sem produzir pigmentos vermelhos; macroconídios maiores que 6µm de largura; geralmente com 3-9 septos (34-61x6-10µm); heterotálica; ascospores com 29-39x5,5-7,5µm. Anamorfo: <i>F. tumidum</i> -----	
18. Macroconídios com largura inferior a 6 µm -----	
19. Clamidospores presentes.-----	
19. Clamidospores ausentes.-----	
20. Culturas em BDA sem produzir pigmentos vermelhos; macroconídios dorsiventralmente curvos; célula apical atenuada e inclinada com 3-5 septos (31-47x4-5µm); Ascospores com 22-33x4,0-6,5µm. Anamorfo: <i>F. bullatum</i> ,-----	
20. Culturas em BDA com pigmentos vermelhos; macroconídios em forma de foice, geralmente em lua, com 3-5 septos (34-54x3,0-4,5µm); ascospores com 22-26x5-8µm. Anamorfo: <i>F. acuminatum</i> -----	
21. Cultura em BDA esbranquiçadas, creme ou amarelada, com linhas cor de canela, algumas vezes vermelho ou carmin, mas nunca púrpura ou violeta; macroconídios com 1-6 septos (28-45x4,5-6µm); ascospores com 20-25x5-7µm. Anamorfo: <i>F. sambucinum</i> -----	
21. Reverso da cultura em BDA de cor esbranquiçada,	

*G. heterochroma**G. zeae**G. tunida*

19

20

21

*G. intricans**G. acuminata**G. pulicaris*

bege, róssada a amarelada, com ausência de pigmentos vermelhos; macroconídios com 3-7 septos (37-53x3,5-5,5 μ m); presença de corpos esclerociais; ascospores com 18-26x5-7 μ m.
Anamorfo: *F. sarcochroum*

G. pseudopulicaris

AGRADECIMENTOS

Nossos agradecimentos aos Drs. Hilgard Nirenberg, W. Marasas, L.W.Burgess, K. O'Donnell, Keith Seifert e G. Samuels, pelo auxílio na obtenção do material bibliográfico, pelo fornecimento das culturas de diferentes espécies, bem como, pelas sugestões na taxonomia do gênero *Fusarium*.

LITERATURA CITADA

- AOKI, T. & O'DONNELL, K. 1998. *Fusarium kyushuense* sp. nov. from Japan. Mycoscience 39:1-6.
- AOKI, T. & O'DONNELL, K. 1999. Morphological and molecular characterization of *Fusarium pseudograminearum* sp. nov., formerly recognized as the Group 1 population of *F. graminearum*. Mycologia 91(4):597-609.
- BOOTH, C. 1971. The genus *Fusarium*. Kew, Commonwealth Mycological Institute.
- BOOTH, C. 1981. Perfect states (teleomorphs) of *Fusarium* species. In: Nelson, P.E.; Toussoun, T.A.; Cook, R.J. *Fusarium*: diseases, biology, and taxonomy. University Park: The Pennsylvania State University Press, p.446-52.
- BURGESS, L.W.; NELSON, P.E.; TOUSSOUN, T.A. & MARASAS, W.F.O. 1985. *Fusarium scirpi*: emended description and notes on geographic distribution. Mycologia 77(2):212-8.
- BURGESS, L.W.; SUMMERELL, B.A.; BULLOCK, S.; GOTTM, K.P. & BACKHOUSE, D. 1994. Laboratory manual for *Fusarium* research, Sydney, University of Sydney.
- GAMS, W. & NIRENBERG, H.I. 1989. A contribution to the generic definition of *Fusarium*. Mycotaxon 32(2):407-16.
- GAMS, W.; KLAMER, M. & O'DONNELL, K. 1999. *Fusarium miscanthi* sp. nov. from *Miscanthus* litter. Mycologia 91(2):263-8.
- GERLACH, W. 1981. The present concept of *Fusarium* classification. In: Nelson, P.E.; Toussoun, T.A. & Cook, R.J. (Ed.). *Fusarium*: diseases, biology, and taxonomy. University Park: The Pennsylvania State University Press, p.413-26.
- GERLACH, W. & NIRENBERG, H. 1982. The genus *Fusarium* a pictorial atlas. Berlin, Kommissionsverlag Paul Parey.
- GORDON, W.L. 1952. The occurrence of *Fusarium* species in Canada. II. Prevalence and taxonomy of *Fusarium* species in cereal seed. Can. J. Bot. 30:209-51.
- HANLIN, R.T. 1990. Illustrated genera of ascomycetes. vol 1, St. Paul: APS Press.
- HANLIN, R.T. 1998. Illustrated genera of ascomycetes. vol 2, St. Paul: APS Press.
- HANLIN, R.T. 1998. Combined keys to illustrated genera of ascomycetes. vol 1 and 2, St. Paul: APS Press.
- HANSEN, H.N. & SMITH, R.E. 1932. The mechanisms of variation in imperfect fungi: *Botrytis cinerea*. Phytopathology 37:369-71.
- HAWKSORTH, D.L.; KIRK, P.M.; SUTTON, B.C. & PEGLER, D.N. 1995. Dictionary of the fungi. 8th ed. Oxon, UK: CAB Int.
- JOFFE, A.Z. 1974. A modern system of *Fusarium* taxonomy. Mycopathol. Mycol. Appl. 53:201-28.
- KLITTICH, C.J.R.; LESLIE, J.F.; NELSON, P.E. & MARASAS, W. F.O. 1997. *Fusarium thapsinum* (*Gibberella thapsina*): a new species in section Liseola from sorghum. Mycologia 89(4):643-52.
- MARASAS, W.F.O.; NELSON, P.E.; TOUSSOUN, T.A. & WYK, P.S. van 1986. *Fusarium polyphialidicum*, a new species from South Africa. Mycologia 78(4):678-82.
- MARASAS, W.F.; RHEEDER, J.P.; LOGRIECO, A.; Van WYK, P.S. & JUBA, J.H. 1998. *Fusarium nelsonii* and *F. musarum* two new species in section Arthrosporiella related to *F. camptoceras*. Mycologia 90(3):505-13.
- MESSIAEN, C.M. & CASSINI, R. 1968. Rechercher sur les fusariose. IV. La systématique des *Fusarium*. Ann. Epiphyt. 19:387-454.
- MESSIAEN, C.M. & CASSINI, R. 1981. Taxonomy of *Fusarium*. In: Nelson, P.E.; Toussoun, T.A.; Cook, R.J. (Ed.). *Fusarium*: disease, biology, and taxonomy. University Park: The Pennsylvania State University Press, p.427-45.
- NELSON, P.E.; TOUSSOUN, T.A. & MARASAS, W.F.O. 1983. *Fusarium* species an illustrated manual for identification. University Park: The Pennsylvania State University Press.
- NIRENBERG, H.I. & O'DONNELL K. 1998. New *Fusarium* species and combinations within the *Gibberella fujikuroi* species complex. Mycologia 90(3):434-58.
- O'DONNELL K.; CIGELNIK, E. & NIRENBERG, H.I. 1998. Molecular systematics and phylogeography of the *Gibberella fujikuroi* species complex. Mycologia 90(3):465-93.

- PALM, M.E.; GAMS, W. & NIRENBERG, H.I. 1995. *Plectosporium*, a new genus for *Fusarium tabacinum*, the anamorph of *Plectosphaerella cucumerina*. Mycologia 87:397-406.
- ROSSMAN, A.Y.; SAMUELS, G.L.; ROSSMAN, C.T. & LOWEN, R.L. 1998. Genera of Hypocreales, *Hypocreaceae* and *Nectriaceae*. Studies in Mycology, 42.
- SAMUELS, G.J. & NIRENBERG, H. 1989. *Nectria* and *Fusarium*. I- *Nectria setofusariae* and its anamorph *Fusarium setosum*. Can. J. Bot. 67:3372-7.
- SAMUELS, G.J.; NIRENBERG, H. & SEIFERT, K.A. 1999. Perithecial species of *Gibberella*. (in press).
- SAMUELS, G.J.; ROSSMAN, A.Y.; LOWEN, R.L. & ROGERSON, C.T. 1991. A synopsis of *Nectria* subg. *Dialonectria*. Mycological Papers 164:1-47.
- SNYDER, W.C. & HANSEN, H.N. 1940. The species concept in *Fusarium*. Am. J. Bot. 27:64-7.
- SNYDER, W.C. & HANSEN, H.N. 1941. The species concept in *Fusarium* with reference to section Martiella. Am. J. Bot. 28:738-42.
- SNYDER, W.C. & HANSEN, H.N. 1945. The species concept in *Fusarium* with reference to *Discolor* and other sections. Am. J. Bot. 32:657-66.
- SNYDER, W.C.; HANSEN, H.N. & OSWALD, J.W. 1957. Cultivars of the fungus *Fusarium*. J. Madras Univ. B 27:185-92.
- SNYDER, W.C. & TOUSSOUN, T.A. 1965. Current status of taxonomy in *Fusarium* species and their perfect stages. Phytopathology 55:833-7.
- STEENKAMP, E.T.; WINGFIELD, B.D.; COUTINHO, T.A.; WINGFIELD, M.J. & MARASAS, W.F.O. 1999. Differentiation of *Fusarium subglutinans* f.sp. *pini* by tristone gene sequence data. Appl. Environm. Microbiol. 65(8):3401-6.
- VENTURA, J.A. 1999. Taxonomia de *Fusarium* e seus segregados. I- História, meios e procedimentos de cultivo. Rev. Anu. Patol. Plantas 7:271-98.
- WOLLENWEBER, H.W. & REIKING, O.A. 1935. Die Fusarien, ihre Beschreibung, Schadwirkung und Kekämpfung. Berlin, Paul Parey.

EPIDEMIOLOGIA E MANEJO DE PATÓGENOS TRANSMITIDOS POR SEMENTES, COM ÊNFASE NOS FUNGOS QUE FORMAM PICNÍDIOS

Denis A. Shah e Gary C. Bergstrom

Department of Plant Pathology, Cornell University, Ithaca,
NY 14853-4203, USA
dashah@mail.localnete.com - gcb3@cornell.edu

Traduzido por José Maurício C. Fernandes
Embrapa Trigo, Caixa Postal 451, 99001-970 Passo Fundo, RS

SUMMARY

EPIDEMIOLOGY AND MANAGEMENT OF SEED-TRANSMITTED PATHOGENS, WITH AN EMPHASIS ON THE PYCNIDIAL FUNGI

The epidemiology of seed-transmitted, splash-dispersed fungal pathogens in the Sphaeropsidales is examined with a view toward exploiting this knowledge for improved disease management. Seed infection is determined largely by the physical processes involved in the transport of spores by rain splash to floral structures. Seed-to-seedling transmission is influenced largely by soil physical and biological factors during seedling emergence. Typically seed transmission gives rise to a low proportion of diseased seedlings, but polycyclic epidemics arise from sparse foci. A strategy for managing these diseases is based on the avoidance and reduction of seed infection. Useful tactics include intensive disease management in seed production, seed health testing and certification, seed treatment with fungicides and biological agents, and cultivar resistance to seed infection and/or transmission.

RESUMO

O estabelecimento de estratégias e táticas de controle de doenças do conhecimento através de estudos epidemiológicos na população de fitopatógenos. Entre os agentes causais de doenças de plantas encontram-se os fungos mitospóricos, um grupo deles caracterizado por formar estruturas como picnídios, esporos dispersos por respingos de chuva e ser transmitido por sementes. A infecção das sementes pelo fungo é governada basicamente