

## ULTRASTRUCTURE OF THE ASCOSPORE WALL IN PEZIZALES (ASCOMYCETES)—I

***Ascodesmis microscopica* (Crouan) Seaver and *A. nigricans*  
van Tiegh.**

EMILY MERKUS

*Rijksherbarium, Leiden*

(With Plates 28-38)

The development of wall layers and ornamentation of ascospores is studied with the electron microscope in *Ascodesmis microscopica* (Crouan) Seaver and *A. nigricans* van Tiegh. In both species a primary and a secondary wall are formed in succession. The primary wall differentiates into two layers, an inner endospore and an outer episporium. The secondary wall gives rise to patterns of ornamentation and is composed of membranous structures in a homogeneous matrix; the epiplasm seems to be involved in its formation. The reported differences in the development of ascospore ornamentation between these two species must be denied. Only the final patterns of ornamentation are different.

### INTRODUCTION

Hitherto it has proved difficult to classify the Pezizales. In the majority of the 'classic' works the families have been delimited by the gross morphology of apothecia and asci, including the blueing of the ascus wall in iodine. Characteristics for the recognition of genera and species have been the morphology of the spores and the number of spores per ascus. In more recent works new criteria have been added, e.g. the ontogeny of the apothecia especially of the exipulum, the opening mechanism in the ascus top, the morphology of the sterile parts of the fruit bodies, and several cytochemical and cytological characteristics. This has led to an increase in the number of families and re-classification of the genera within these families.

It must be emphasized that in all the studies dealing with the classification of Pezizales the morphology of the ascospores has proved to be very important. All the typical features of the spores such as shape, contents and ornamentation have been taken into consideration. The spores are one-celled, symmetrically bipolar, rather large, mostly without pigmentation, but in a number of genera with ornamentation. Of further taxonomic value is the occurrence of oil droplets (Boudier, 1885, 1907; Nannfeldt, 1937, 1938; Le Gal, 1953; Dennis, 1960, 1968) and 'deBary bubbles' (Ingold, 1956; Dodge, 1957; Kimbrough & Korf, 1967). On the basis of data given by Kimbrough & Korf, Eckblad (1968) concludes that the presence or absence of 'deBary bubbles' may be related to the thickness of the spore wall.

For many years Le Gal has been studying the pigmentation and ornamentation of ascospores of the Pezizales with the light microscope. In her earlier work she described the ornamentation patterns. She incorporated the results of her studies into her taxonomy. In her later work she investigated the development of the ornamentation patterns and tried to determine their chemical composition. This is described in her 'Recherches sur les ornements sporales des Discomycètes operculés' (1947). In the first part of this work she gives a detailed description of the ornamentation patterns of the ascospores in a large number of genera. This is followed by a close examination of the development of these patterns. On the basis of her investigations she suggests some modifications in Boudier's classification. In a separate study (Le Gal, 1949) she gives the results of her investigations on *Ascodesmis microscopica* (Crouan) Seaver and *A. nigricans* van Tiegh.

The work of Le Gal is regarded as a valuable contribution to the study of the Pezizales (Kimbrough, 1970). According to her there may be considerable variety in the mode of development of the ornamentation patterns, which can be very complicated.

However, the results so far obtained from electron microscopy indicate fewer complications than Le Gal thinks likely. It is well known that use of the light microscope demands considerable prudence and it is not impossible that Le Gal was misled by misinterpretations. Since a good description of the development of the ornamentation patterns of ascospores is important in the classification of the Pezizales and because of discrepancies in the observations published to date, new information obtained through electron microscopy is presented and the results compared with those of Le Gal and others. For this purpose their work is here briefly summarized.

#### LE GAL'S LIGHT MICROSCOPY

A fairly thick primary spore wall surrounding the developing ascospores is found in all species. On the outer surface of this wall ornamentation patterns are formed. With the aid of microscopical stains, like cotton blue and naphthalene blue, their chemical composition is determined. On the basis of this chemical composition and the way the ornamentation patterns develop she gives the following division.

- I. The ornamentation is simple, consists of callose and pectine formations, and is of sporal origin.

In *Trichophaea paludosa* (Boud.) Boud. the ornamentation arises directly on the primary wall and contains callose and pectine.

In all the other species of this group an 'assise sous-périssporique' arises on the primary wall. This is surrounded by a 'pellicule membranaire', called 'tunique externe' if it arises before ornamentation and 'coque interpérissporique' if it arises simultaneously. The ornamentation appears on the primary wall, on the inner side of the 'assise sous-périssporique'. A 'périsspore' may be present on the outside.

1. A 'périspore' is lacking. The ornamentation contains callose and pectine. It breaks through its covering layers in *Lamprospora cec'hqueraultii* (Crouan) Boud., *L. cec'hqueraultii* (Crouan) Boud. var. *macracantha* Boud. and *Ascodesmis microscopica* (Crouan) Seaver [non sensu Seaver]. This does not occur in *Lamprospora ascoboloides* Seaver, *L. areolata* Seaver, *L. miniata* (Crouan) Boud.,<sup>1</sup> *L. dictydiola* Boud., *L. polytrichi* (Schum. per Fr.) Le Gal, *Boudiera areolata* Cooke & Phill. apud Cooke, *B. echinulata* Seaver and *Plicaria persoonii* (Crouan) Boud.<sup>2</sup>

Around the mature spores of *Ascodesmis microscopica* the 'pellicule membranaire' remains. Obrist (1961) calls this layer a perispodium.

2. A 'périspore' is formed.
- a. The ornamentation does not contain callose and pectine. It penetrates its covering layers in *Cookeina sulcipes* (Berk.) O. K., *C. tricholoma* (Mont.) O. K. and *C. insititia* (Berk. & Curt.) O. K.<sup>3</sup> It remains within these layers in *Phillipsia dochmia* (Berk. & Curt. apud Berk.) Seaver,<sup>4</sup> *P. dominicensis* Berk., *Wynnea americana* Thaxt., *Sarcosoma sarasini* (P. Henn.) Boed.,<sup>5</sup> and *Urnula platensis* Speg.<sup>6</sup>
- b. The ornamentation contains callose and pectine. The 'périspore' disappears in *Giliaria asperior* (Nyl.) Boud.,<sup>7</sup> *Galactinia succosa* (Berk.) Sacc.,<sup>8</sup> *G. badia* (Pers. per Mérat) Boud.,<sup>9</sup> *Aleuria umbrina* (Boud. apud Cooke) Gill,<sup>10</sup> and *Plicaria trachycarpa* (Curr.) Boud.<sup>11</sup> The 'périspore' remains in *Rhizina inflata* Schaeff. per P. Karst.,<sup>12</sup> *Gyromitra gigas* (Krombh.) Quél.,<sup>13</sup> *Discina perlata* (Fr. per Fr.) Fr., *Aleuria apiculata* (Cooke) Boud.,<sup>14</sup> and *A. reperta* (Boud.) Boud.<sup>15</sup>

II. The ornamentation is complex, contains callose and pectine and sometimes cytoplasmic elements; it is of sporal origin.

1. The 'périspore' encloses epiplasmic vacuoles, which are then called 'masses globuleuses'. The ornamentation appears on the 'assise sous-périsporique'

<sup>1</sup> = *Lamprospora crouani* (Cooke) Seaver, probably identical with *L. miniata* De Not.

<sup>2</sup> = This belongs to *Pulpuria* P. Karst.

<sup>3</sup> = *Boedijnopeziza insititia* (Berk. & Curt) Ito & Imai.

<sup>4</sup> = *Aurophora dochmia* (Berk. & Curt. apud Berk.) Rifai.

<sup>5</sup> = *Plectania campylospora* (Berk.) Nannf. apud Korf.

<sup>6</sup> = *Plectania platensis* (Speg.) Rifai.

<sup>7</sup> = *Scutellinia asperior* (Nyl.) Dennis.

<sup>8</sup> = *Peziza succosa* Berk.

<sup>9</sup> = *Peziza badia* Pers. per Mérat.

<sup>10</sup> = *Peziza echinospora* P. Karst.

<sup>11</sup> = *Peziza trachycarpa* Curr.

<sup>12</sup> = *Rhizina undulata* Fr. per Pers.

<sup>13</sup> = *Neogyromitra gigas* (Krombh.) Imai.

<sup>14</sup> = *Peziza apiculata* Cooke.

<sup>15</sup> = *Peziza reperta* (Boud.) Moser, not validly published.

and its covering layer. At a later stage both 'périspore' and 'masses globuleuses' disappear. A pattern of this kind is found in *Melastiza miniata* (Fckl.) Boud.,<sup>16</sup> *Peziza aurantia* Pers. per Hook.,<sup>17</sup> and *Ciliaria pseudotrechispora* (Schroet.) Boud.<sup>18</sup>

2. The 'périspore' contains 'masses globuleuses' that originate from the spore itself. The ornamentation appears on the 'assise sous-périsporique' and its covering layer. In *Peziza bicucullata* Boud.<sup>19</sup> and *Ascodesmis nigricans* van Tiegh. both 'périspore' and 'masses globuleuses' disappear. In *Melastiza chateri* (W. G. Smith) Boud., sensu Grelet only the 'périspore' disappears, while the 'masses globuleuses' remain.

### III. The ornamentation is of vacuolar origin.

In the epiplasmic vacuoles a pigment is present that precipitates on the spore wall as small granules. This type of ornamentation is found in *Ascobolus* Pers. per Hook. and *Saccobolus* Boud.

### IV. The ornamentation is false.

In *Helvella* L. per St.-Amans the ornamentation consists of 'formations sous-épisporique'.

## ELECTRON MICROSCOPY

The electron microscopy of ascospores started with studies on yeasts. Hashimoto & al. (1958), Marquardt (1963) and Hagedorn (1964) studied *Saccharomyces*; Conti & Naylor (1960) *Schizosaccharomyces*; and Thyagarajan & al. (1962) *Rhodotorula*. Since then more recent studies have been made by Bandoni & al. (1967) on *Hansenula* and by Lynn & Magee (1970) on *Saccharomyces*.

Most of the other studies on ascospores deal with the operculate Discomycetes. The most important of these are the studies on *Pyronema* by Reeves (1967), Griffith (1968) and Hung & Wells (1971); on *Saccobolus kerverni* by Carroll (1966, 1967, 1969); on *Ascobolus immersus* by Delay (1966); on *Ascobolus stercorarius* by Wells (1972); on *Ascobolus viridulus* by Oso (1969); on *Ascodesmis sphaerospora* by Moore (1963) and Carroll (1966), on *Ascodesmis nigricans* by Bracker & Williams (1966); and on *Pustularia cupularis* by Schrantz (1966, 1967).

Of the inoperculate Discomycetes only *Dasycephus* has been studied (Moore & McAlear, 1962).

Research was done on the other ascospores by Lowry & Sussman (1958) on *Neurospora crassa*, by Beckett (1966) and Beckett & al. (1968) on *Podospora anserina*,

<sup>16</sup> = *Melastiza chateri* (W. G. Smith) Boud.

<sup>17</sup> = *Aleuria aurantia* (Pers. per Hook.) Fckl.

<sup>18</sup> = *Scutellinia pseudotrechispora* (Schroet.) Le Gal.

<sup>19</sup> = *Aleuria bicucullata* (Boud.) Boud.

by Greenhalgh & Evans (1968) on *Hypoxylon fragiforme* and by Furtado & Olive (1970) on *Sordaria fimicola*.

The origin of the ascospores was one of the first problems to be adequately solved with the electron microscope. In nearly all studies the ascospores appear to be delimited by two unit membranes that separate a certain amount of plasma from the ascoplasm surrounding each nucleus. Although the origin of the two unit membranes is also interesting and still far from being solved it does not concern this study and will therefore not be discussed.

In all the foregoing studies the formation of wall layers between the two unit membranes is evident. This formation seems to be universal in the Ascomycetes. Since not all the statements of the authors about the position of the wall layers are clear their terminology is somewhat confusing.

Although Lynn & Magee (1970) observed two differently structured layers in the first wall, a thick electron-transparent inner layer (the endospore) and a rather thin electron-dense outer layer (the episporium), most authors stated at the start the first wall consists only of electron-transparent material, while the episporium at the outer edge of the endospore appears only when a certain stage of spore development has been reached. The episporium was described as either multi-layered (Marquardt, 1963; Delay, 1966; Wells, 1972) or granular (Furtado & Olive, 1970).

According to Hashimoto & al. (1960), the sporoplasmalemma originates from the inner delimiting membrane, the generally accepted view. In the more recent publications the outer delimiting membrane is often called an investing membrane (Reeves, 1967; Carroll, 1969; Furtado & Olive, 1970).

In many species of Ascomycetes an extra wall develops between the first wall and the investing membrane after the first wall has formed. Reeves (1967) described this extra wall as a spore matrix; Carroll (1969), Furtado & Olive (1970) and Wells (1972) called it a perispore; Delay (1966) used the term perispore sac; and Moore (1963) spoke of a secondary wall. Oso (1969) reported the development of a mucilaginous layer outside the investing membrane.

The appearance of this extra wall varies considerably. In *Pyronema*, Reeves (1967) observed a smooth electron-transparent layer; in *Saccobolus*, Carroll (1969) reported a mucilaginous layer in which pigment of vacuolar origin could be found at a later stage; in *Ascobolus* this was seen by Delay (1966) and Wells (1972); in *Sordaria fimicola*, Furtado & Olive (1970) detected a fine fibrillar layer; the extra wall in *Ascodesmis sphaerospora* was described by Carroll (1966) as consisting of fine fibrillar material and by Moore (1963) as reticulate, electron-dense material.

Some authors (Oso, 1969; Furtado & Olive, 1970) stated that the episporium belongs to this extra wall.

#### ASCODESMIS MICROSCOPICA AND A. NIGRICANS

The aim of this study is an investigation of the ultrastructure of the ascospore wall in the Pezizales. The study begins with two of the species of the genus *Ascodesmis*, *A.*

*microscopica* (Crouan) Seaver [non sensu Seaver] and *A. nigricans* van Tiegh. These two species are of special significance because in Le Gal's observations they represent very different types of wall formation. From a practical point of view they are especially suitable as they can be easily obtained and grown in culture.

#### MATERIALS AND METHODS

Material of *Ascodesmis microscopica* (Crouan) Seaver was provided by Dr. M. J. Richardson, Department of Agriculture and Fisheries for Scotland, Edinburgh, Scotland; *Ascodesmis nigricans* van Tiegh. was received as strain CBS 389.68 from the Centraal Bureau voor Schimmelcultures, Baarn, Holland.

The cultures were grown on agar containing an extract of horse dung and oatmeal; *Ascodesmis microscopica* for 2 days at 12° and 3–4 days at 20°; *Ascodesmis nigricans* for 2 days at 12° and 3 days at 20°. They were grown in conditioned growth-chambers, a 16 hour light period alternating with an 8 hour dark period.

As soon as ripe ascospores were found against the lid of the petri-dish the species were fixed. Small blocks of agar with apothecia were then cut from the plates and placed in the fixative. Several different types of fixatives were applied.

Apothecia were fixed for 2, 3 or 4 hours at room temperature in 1%  $\text{KMnO}_4$  in distilled water, to which one drop of Invadine (Geigy) was added; or for 16 hours at 4°C in 1%  $\text{OsO}_4$  in veronal-acetate buffer; or for 30 minutes at 20°C in 15%  $\text{KMnO}_4$  in distilled water and after several washings in distilled water postfixed for 1 hour at room temperature in 1%  $\text{OsO}_4$  in veronal-acetate buffer. Moreover other material was fixed for 4 hours at 4°C in 3.25% glutaraldehyde in cacodylate buffer and after several washings in cacodylate buffer postfixed for 2 hours at 4°C in 1%  $\text{OsO}_4$ , again in cacodylate buffer; each buffer had a pH of 7.3.

The  $\text{KMnO}_4$ -fixed material was washed in distilled water and dehydrated at room temperature in ethanol; the  $\text{OsO}_4$ -fixed material and the glutaraldehyde- $\text{OsO}_4$ -fixed material was washed at 4°C in the same buffer as that used in the fixatives, and dehydrated at 4°C in ethanol. After dehydration it was stained for 5 minutes at room temperature in 1% uranylacetate in 96% ethanol. The material was then transferred to Epon via 100% ethanol, propylene oxide and mixtures of propylene oxide and Epon. Polymerisation lasted 36 hours at 60°C.

Special care was taken to ensure that all air had been drawn from between the asci during both the fixation and the impregnation with Epon.

The Epon components were used at a rate of 6.1 g. Epikote 812, 1.9 g. dodecenyl succinic anhydride, 3.3 g. methyl nadic anhydride and 0.15 g. 2,4,6-tri(dimethylaminomethyl)phenol.

Sections were cut with glass knives on an LKB Ultratome III, occasionally stained with various combinations of uranyl acetate and Reynolds' lead citrate, and examined in a Philips EM 300 electron microscope.

## OBSERVATIONS

## ASCI AND SPORES BEFORE THE DEVELOPMENT OF A SPORE WALL

It was frequently difficult to detect the early stages of development before the delimitation of the ascospores in the ascoplasm had taken place but these can be disregarded as irrelevant to this study. A description of the development of the ascus starts therefore when delimitation has become apparent. The description applies to both *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans*.

The double membrane bounding the spores consists of two unit membranes with an intermediate electron-transparent space; each of the membranes measures about 10 nm in thickness, the interspace being about 6 nm thick (Pl. 28A, B). The young ascospores are shaped irregularly, many of them somewhat ellipsoidal or even stellate (Pl. 28A, B). The distribution of the spores in the ascoplasm seems to be at random.

By the time delimitation of the spores has taken place the sporoplasm will have become separated from the ascoplasm; the remaining part is often called the epiplasm. From then on the development of the sporoplasm and the epiplasm each proceeds characteristically.

## The epiplasm

Mitochondria of different sizes are visible (Pl. 28A); they may vary from circular to elongated. When fixed in permanganate the inside of the mitochondria appears to be an electron-transparent matrix; in the centre of this matrix a light spot can often be found. The mitochondria are surrounded by a double membrane whose inner layer is convoluted to give a number of long cristae. The cristae are often arranged in groups. They extend in various directions within the mitochondria. Fixed in glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub> the mitochondria have the same appearance, but the matrix seems to be completely homogeneous.

Irregularly shaped and sometimes branched tubular structures with a diameter of about 35 nm, and small vesicular structures of similar dimensions are scattered among the mitochondria; these structures constitute the endoplasmic reticulum. Globular vesicles about 250–300 nm in diameter are also visible. When fixed in permanganate these structures are easily perceived. They are membrane-bounded and have an electron-transparent content (Pl. 28A–C). In material fixed in OsO<sub>4</sub> or in glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub> the endoplasmic reticulum has a membranous structure. Here larger vesicles with an electron-transparent content are also visible. It is difficult to determine whether or not these larger vesicles can be compared with those found in the permanganate-fixed material. Although the dimensions are about the same the vesicles are not globular; they are more irregular in shape; sometimes one of them is invaginated by another, which then seems to become electron-dense.

Ribosomes are visible only in material fixed in OsO<sub>4</sub> or glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub>. They appear as numerous electron-dense granules about 15–20 nm in diameter distributed regularly over the epiplasm but they can also be seen to line the end-

plasmic membranes. In material fixed in permanganate the ribosomes are lost. The ascoplasmalemma is about 10 nm thick and is visible as a unit membrane surrounding the epiplasm. In the types of fixative used, it is slightly undulating and not closely pressed to the ascus wall. Lomasomes are not found. Occasionally some connections seem to exist between the plasmalemma and the other membranous and vacuolar epiplasmic structures. Possibly the outer delimiting membrane is involved as well. In all the types of fixative used dictyosomes of the Golgi-apparatus are absent.

In material fixed in permanganate rather large areas of glycogen particles are visible throughout the epiplasm. These particles are electron-dense and about 15–30 nm in diameter (Pl. 28A–C). When fixed in glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub> they are less electron-dense; when fixed only in OsO<sub>4</sub> they are visible as electron-transparent spots. Oil vacuoles and other storage vacuoles or special inclusions are not present.

If the material is fixed in permanganate several large areas of electron-transparent material can be detected adjacent to the spores. In most of these areas scattered electron-dense spots about 15–25 nm in diameter (probably glycogen) and tiny electron-transparent vesicles about 45 nm in diameter are revealed (Pl. 28A–C). Although the boundaries of these areas may be formed partly by tubular structures (Pl. 28C) they cannot be regarded as organized structures. They disappear during the maturing of the spores. In other fixatives they are not visible.

### The sporoplasm

Owing to the way in which the spores originate it is evident that at an early stage no differences between the epiplasm and the sporoplasm can be expected. All the organelles described for the epiplasm are found in the sporoplasm as well (Pl. 28A, B).

A large nucleus is also present in the sporoplasm. This nucleus is spherical, with minor irregularities in outline, and bounded by a nuclear envelope. This envelope consists of two unit membranes, each about 8 nm thick, separated by a perinuclear space of about 10–30 nm. It has pores about 30–80 nm in diameter through which the nucleoplasm is in contact with the surrounding plasm. When fixed in permanganate the inside of the nucleus appears electron-transparent and homogeneous, sometimes slightly granular (Pl. 28A). After fixation in glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub> it is possible to detect many fairly electron-dense granules scattered throughout the nucleoplasm and one large and spherical electron-dense spot consisting of clusters of these granules. The large spot is supposed to be the nucleolus and the granules are possibly ribosomal particles. Evidence for the presence of chromatin has not been obtained.

Connections between the sporoplasmic organelles may be present.

### THE DEVELOPMENT OF THE FIRST SPORE WALL

In both *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* an electron-transparent wall develops between the two unit membranes surrounding a young ascospore (Pls. 28C; 29A, B). During this development the rate of growth around the spore wall is not always the same.



The appearance of the organelles in epiplasm and sporoplasm does not change very much at this stage except that in the sporoplasm the mitochondria seem to enlarge, while the number of glycogen granules lessens. In the epiplasm the number and size of the vacuoles increases (Pls. 29A, B; 30A-C; 31A, B; 32C). During the development of the spore wall the spores remain irregularly shaped but when the spore wall is completed the spores become more spherical. The inner delimiting unit membrane, now inside the spore wall, becomes the sporoplasmalemma; here small lomasomes can be found. The complete spore wall, called here primary spore wall, has a homogeneous structure and shows no signs of ornamentation. It is 300-500 nm thick when fixed in permanganate or osmium and about 250 nm thick when fixed in glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub>.

Up to this point *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* have developed similarly, the slightly different ornamentation patterns found in the mature ascospores arising only during the formation of new wall layers.

#### THE DEVELOPMENT OF AN EXTRA SPORE WALL

Once the primary wall is formed an extra wall begins to develop. The outer delimiting spore membrane separates from the primary wall. The space thus formed is almost immediately filled with new wall material. In *Ascodesmis microscopica* the separation of the investing membrane starts at a few places only and becomes obvious before further separation spreads all over the spore, the investing membrane itself remaining fairly 'straight' (Pl. 30A-C). In *Ascodesmis nigricans* the separation starts all over the spore before becoming evident in several places; meanwhile the investing membrane will have become very irregular and undulating (Pl. 31A, B). More liftings occur between the existing ones; growing together may also be found.

The first formations of new wall material are slightly granular and have the same appearance and electron density as the epiplasm and sporoplasm (Pls. 30A-C; 31A, B). At a later stage it is possible to detect a difference, the inner part of the wall material becoming more electron-dense than the outer part (Pl. 33A, B). This difference is particularly apparent in material fixed in glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub> (Pls. 32C; 34A). In permanganate-fixed material it is most clearly revealed by post-staining with lead and uranyl salts (Pl. 32A, B).

Later stages indicate that the electron-dense inner-wall material is an accumulation of outer-wall material embedded in a homogeneous matrix. It consists of circular and tubular membranous structures with a diameter of about 10 nm (Pls. 34A, C; 35A-C; 36A-D; 37A, B; 38A-C). If osmium is used in the fixative the inmost layers of these structures are directed perpendicular to the primary spore wall; the outer layers are more irregularly arranged (Pls. 32C; 34A; 36A). The continual addition of new wall material results in the formation of a distinct ornamentation pattern all over the spore. Where new wall material is formed the investing membrane is often indistinct and sometimes even interrupted.

The epiplasm undergoes considerable changes during the development of the

new wall and the maturing of the spores. As mentioned above, the organelles are distributed throughout the epiplasm at an early stage of development. When the primary wall is completed and the formation of the new wall begins the organelles in the epiplasm accumulate outside the investing membrane (Pls. 33A, B; 36B, C; 37A, B; 38A, B) and inside the ascoplasmalemma. Between these organelles the amount of glycogen granules greatly increases (Pls. 32A, B; 33A, B; 37A, B; 38A, C). The vesicles enlarge and they become especially apparent just outside the investing membrane; as vacuoles they fill up the gaps between the developing ornamentation (Pls. 33A, B; 36B, C; 37A, B; 38A, B). Since these vacuoles develop at the same time as the ornamentation pattern it is not clear whether their place of origin is the cause or merely the result of this pattern. It is also possible that the vacuoles and the ornamentation pattern develop independently.

The vacuoles surrounding the spores (Pl. 36) fuse until each of the spores is surrounded by a single large vacuole. In turn these large vacuoles also fuse until they have formed a vacuole that fills up the major part of the ascus. At this stage most of the epiplasm, including the glycogen, will have disappeared. It is found only in a thin layer just inside the ascus wall. What happens to the investing membrane is uncertain. It is not possible to detect whether it adheres to the spore wall or disappears with the epiplasm.

The sporoplasm darkens slightly but remains intact. Only the glycogen disappears. Possibly a small enlargement of the mitochondria occurs.

#### THE DIFFERENTIATION IN THE FIRST SPORE WALL

During the development of the extra spore wall differentiation in the first spore wall takes place. This differentiation is most clearly visible in material fixed in permanganate.

It would seem as though material from the inner part of the wall moves to the outer edge and there condenses into a broad band (Pl. 33B). At a later stage the outer edge appears to have differentiated into two layers (Pls. 33A; 35A, C), the outer layer becoming electron-dense. As the spores mature still more layers become visible between the existing ones (Pls. 37A, B; 38A, B). The whole complex of layers is called the episporium. It is about 30–40 nm thick. The remaining inner part of the first wall is called the endospore. The process is identical in *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans*.

#### THE ORNAMENTATION PATTERNS

The maturing spores develop an ornamentation pattern differing in *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans*.

In *Ascodesmis microscopica* new wall material is added in all directions. This results in a complete network all over the spore. The mature spores are brown, 12–14 × 9.5–12 μm without ornamentation, 13–15 × 10.5–13 μm with ornamentation.

In *Ascodesmis nigricans* new wall material is added more irregularly. Individual

spines are formed that grow especially at the tips. Here they can branch and join together. The mature spores are brown,  $9.5-12 \times 8-10 \mu\text{m}$  without ornamentation,  $10.5-13 \times 9-11 \mu\text{m}$  with ornamentation.

#### DISCUSSION

Since my methods are not essentially different from those described in other studies it is not surprising that the same general ultrastructure has been attributed to *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* as to all the other ascomycetes investigated thus far. It must be emphasized that the cell walls of most fungi have low permeability thereby inhibiting penetration of fixatives and embedding materials. This means that good overall fixation and impregnation is not easily accomplished and good pictures are difficult to obtain.

All the typical fungal organelles are found and their structure answers to the usual descriptions. Hawker (1965) and Bracker (1967) state that in fungi the endoplasmic reticulum consists of a sparse and irregular internal membranous system that varies greatly in form and extent according to the physiological condition of the cells. In *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* this internal membranous system is also irregular. It is rather extensive and its appearance depends on the type of fixative used. In permanganate it is tubular and vesicular; in glutaraldehyde- $\text{OsO}_4$  it is membranous and associated with ribosomes, like in the cells of higher organisms.

It is not clear whether the mitochondrial shape is dependent on an organism and its developmental stage or on unknown external influences (see also Hawker, 1965 and Bracker, 1967). The plane of sectioning must also be taken into account. Compared with the mitochondria of higher organisms the fungal mitochondria are thought to be less rigid and more irregular in the outline and shape of their internal foldings (Moore & McAlear, 1963). It is difficult to determine whether or not the internal electron-transparent zones visible after a permanganate fixation are correlated with the appearance of DNA as stated by Delay (1966).

Although in the asci of *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* lomasomes are found only in the sporoplasmalemma they are probably rather common in fungi. Moore & McAlear (1961) point out that lomasomes are restricted to the fungi. They are supposed to have a function in wall formation (Moore & McAlear, 1961; Wilsenach & Kessel, 1965; Carroll, 1966, 1969). A close resemblance to the plasmalemmasomes of bacteria and Actinomycetes is evident and the same function is ascribed to these organelles. Ryter (1969) points out that the choice of fixative determines the appearance of the plasmalemmasomes. This could explain the differences.

The occurrence of dictyosomes in fungi is often discussed. Most investigators assume that the real dictyosomes found in higher organisms are not present in fungi; their absence in *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* confirms this.

It is obvious that the large electron-transparent areas found in the epiplasm just

after spore delimitation must be regarded as normal endoplasmic areas without or with very few organelles and glycogen particles. It is not impossible that they arise during the delimitation of the spores and that redistribution of the organelles causes them to disappear.

The observations on the development of spores confirm not only the generally accepted hypothesis that in the Ascomycetes the spores are delimited by two unit membranes but also that the formation of wall layers between the two unit membranes is very common. In both *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* it has become evident that there are two different stages in the process of wall formation. In the first stage a wall layer develops between the two delimiting membranes and in the second stage an extra wall layer is formed between the first layer and the outer delimiting membrane. These two layers differ in appearance and perhaps even in their formation. Therefore I will term them primary and secondary walls. All wall material formed between the primary wall and the outer delimiting membrane, whatever its appearance or further differentiation, is considered to belong to the secondary wall. The primary wall must be seen as a common wall, always present and showing little differentiation. The secondary wall should be regarded as an extra wall layer, varying in appearance and giving rise to the ornamentation patterns of ascospores. In yeasts the secondary wall is absent.

It must be emphasized that most of the wall layer terminological problems arise from the formation of the epispore at the outer edge of the primary wall during the development of the secondary wall. Most investigators fail to clearly point out the exact position of this epispore. Oso (1969) and Furtado & Olive (1970) stated that the epispore is part of the secondary wall. From the way the epispore develops in *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* I assume that in these species the epispore is the outer layer of the primary wall. The remaining inner layer of the primary wall is the endospore.

The development of the epispore is not often discussed. It is highly improbable that Marquardt's description (1963) of it is correct. He assumes that the epispore originates through the deposition of extra membranes and other cytoplasmic material via 'canals' in the epiplasm on the outer delimiting membrane. This theory must be rejected because it has become evident that all wall material is formed between the two delimiting membranes, thus both the primary and the secondary wall material. This does not exclude all activity of the epiplasm during the formation of the epispore, as supposed by Lynn & Magee (1970); they think that the epispore consists of fats originating in the epiplasm. As I have been unable to discover any addition of new wall material in *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* but merely differentiation of the primary wall into an epispore and an endospore I underline Delay's view (1966) that the epispore and the endospore differentiate in situ from material already present in the primary spore wall.

The thickness of the mature primary wall appears to be dependent on the type of fixative used. Fixed in glutaraldehyde-OsO<sub>4</sub> the wall is seen to be only half as thick as it is when fixed in permanganate or only in OsO<sub>4</sub>. This phenomenon may

be caused by a swelling of the wall material. It is also mentioned by Delay (1966), who says that a certain artificial swelling of the wall material should not be overlooked.

Many suggestions have been made about the origin of the spore walls. Wilsenach & Kessel (1965) and Carroll (1966, 1969) assume that lomasomes play a role. It is not likely that the formation of the primary spore wall in *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* is due only to them since they are small and found only incidentally in the inner delimiting membrane.

Some investigators think that the endoplasmic reticulum is important to the development of the spore walls, either in the epiplasm (Marquardt, 1963; Delay, 1966) or in the sporoplasm (Moore, 1963, 1965; Reeves, 1967; Lynn & Magee, 1970). Moore (1963) states that at places where a secondary wall arises in *Ascodesmis sphaerospora* an endoplasmic reticulum is present just inside the sporoplasmalemma, acting as a mould on which the secondary wall is formed. Bandoni & al. (1967) state that complexes of endoplasmic reticulum in the sporoplasm can be abundant even when a secondary wall is absent. As already mentioned, Le Gal (1949) assumes that in *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* the secondary wall is of sporal origin.

In the present study no evidence is found for a special arrangement of organelles in the sporoplasm or transport of wall material via the primary wall. Therefore it is assumed that the formation of the secondary wall is due to the activity of the epiplasm. Here an accumulation of organelles along the developing spore wall can be detected at these stages. This accords with Delay's view (1966) that the epiplasm may play a dominant part in the formation of the secondary wall; she surmises that in *Ascobolus immersus* gelification of the epiplasm is not impossible.

The way in which the epiplasm is involved possibly determines the appearance of the secondary wall. In the species of the genera *Ascobolus* and *Saccobolus* studied so far the secondary wall is made up of a mucilaginous layer called the perispore or the perispore sac; this is used as a matrix for the deposition of vacuolar material giving rise to ornamentation patterns. In *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* the formation of the secondary wall appears to be quite different. Here the entire secondary wall consists of material used for the formation of ornamentation patterns. Supported by light microscopy and staining techniques Le Gal (1949) concluded that this material consists of callose and pectine. My studies have shown that the structure of the secondary wall is formed by the deposition of real membranous fragments in a homogeneous matrix.

As already mentioned, the exact behaviour of the investing membrane is still uncertain. It is not impossible that the membranous layer remaining around the mature ascospores of *Ascodesmis microscopica* (Le Gal, 1949; Obrist, 1961) is identical with this investing membrane. This could mean that in *Ascodesmis microscopica* the investing membrane adheres to the ornamentation, while in *Ascodesmis nigricans* it disappears with the epiplasm. This hypothesis must be considered with some reserve.

It should be stressed that the results of the present study only partly agree with Le Gal's observations on *Ascodesmis microscopica* and *A. nigricans* (1949). Hence no

differences have been found in the development of the secondary spore wall between these species; in *Ascodesmis microscopica* no evidence has been obtained for the existence of an 'assise sous-périsporique' and a 'pellicule membranaire'; in *Ascodesmis nigricans* the 'masses globuleuses' and the 'périspore' are not present. A sporal origin of the secondary wall could not be confirmed.

## ACKNOWLEDGEMENTS

The author is greatly indebted to Professor Dr. C. Kalkman, Director of the Rijksherbarium (Leiden), for his interest in and stimulation of the present study and to Dr. J. van Brummelen, mycologist at the Rijksherbarium, for his valuable criticism. She wishes to acknowledge the skilled technical assistance of Miss B. A. D. Dam and Mrs. F. P. Boers-van der Sluijs. She also wishes to thank Miss D. Ohler and Mrs. E. Helmer van Maanen Ph. D. for suggestions about the manuscript. Gratitude is expressed to Professor Dr. W. K. H. Karstens of the Botanical Laboratory (Leiden) for making use of the electron microscope possible. This study could not have been carried out without the financial support of the Foundation for Fundamental Biological Research (BION).

## LITERATURE

- BANDONI, R. J. & *al.* (1967). Ascospore development in *Hansenula anomala*. In *Can. J. Bot.* **45**: 361-366.
- BECKETT, A. (1966). Observations on the structure of hyphae, asci, and ascospores, using light, phase contrast, and electron microscopy with special reference to *Pleurocybe anserina*. Ph. D. Thesis. University College of Wales, Aberystwyth.
- & *al.* (1968). Fine structure of the wall and appendage formation in ascospores of *Podospira anserina*. In *J. gen. Microbiol.* **53**: 89-94.
- BOUDIER, J. L. E. (1885). Nouvelle classification naturelle des Discomycètes charnus connus généralement sous le nom de Pezizes. In *Bull. Soc. mycol. Fr.* **1**: 91-120.
- (1907). Histoire et classification des Discomycètes d'Europe. I-VII, 1-223. Paris.
- BRACKER, C. E. (1967). Ultrastructure of fungi. In *Ann. Rev. Phytopath.* **5**: 343-374.
- & WILLIAMS, C. M. (1966). Comparative ultrastructure of developing sporangia and asci in fungi. In *Electron Microscopy, Proc. sixth intern. Congr. Electron Microscopy, Kyoto, II*: 307-308. Tokyo.
- CARROLL, G. C. (1966). A study of the fine structure of ascospore development in *Saccobolus kerverni* and *Ascodesmis sphaerospora*. Ph. D. Thesis. University of Texas, Austin [unpublished].
- (1967). The ultrastructure of ascospore delimitation in *Saccobolus kerverni*. In *J. Cell Biol.* **33**: 218-224.
- (1969). A study of the fine structure of ascospore development in *Saccobolus kerverni*. In *Arch. Mikrobiol.* **66**: 321-339.
- CONTI, S. F. & NAYLOR, H. B. (1960). Electron microscopy of ultrathin sections of *Schizosaccharomyces octosporus*. III. Ascospore development, ascospore structure and germination. In *J. Bact.* **79**: 417-425.
- DELAY, C. (1966). Étude de l'infrastructure de l'asque d'*Ascobolus immersus* Pers. pendant la maturation des spores. In *Annls Sci. nat. (Bot.)* **XII** **7**: 361-420.

- DENNIS, R. W. G. (1960). British cup fungi and their allies. An introduction to the Ascomycetes. 280 pp. London.
- (1968). British Ascomycetes. 455 pp. Lehre.
- DODGE, B. O. (1957). Oil drops and deBary 'bubbles' in ascospores. *In* Bull. Torrey bot. Club **84**: 431-441.
- ECKBLAD, F.-E. (1968). The genera of the Operculate Discomycetes. A re-evaluation of their taxonomy, phylogeny and nomenclature. *In* Nytt Mag. Bot. **15**: 1-191.
- FURTADO, J. S. & OLIVE, L. S. (1970). Ultrastructure of ascospore development in *Sordaria fimicola*. *In* J. Elisha Mitchell scient. Soc. **86**: 131-138.
- GREENHALGH, G. N. & EVANS, L. V. (1968). The developing ascospore wall of *Hypoxyton fragiforme*. *In* J. R. microsc. Soc. **88**: 545-556.
- GRIFFITH, H. B. (1968). The structure of the Pyrenomycete ascus. Ph. D. Thesis. University of Liverpool.
- HAGEDORN, H. (1964). Die Feinstruktur der Hefezellen. *In* Protoplasma **58**: 250-285.
- HASHIMOTO, T. & al. (1958). Fine structure of microorganisms. III. Electron microscopy of resting and germinating ascospores of *Saccharomyces cerevisiae*. *In* J. Bact. **76**: 406-416.
- & al. (1960). Studies on the fine structure of microorganisms. V. Morphogenesis of nuclear and membrane structures during ascospore formation in yeast. *In* J. biophys. biochem. Cytol. **7**: 307-310.
- HAWKER, L. E. (1965). Fine structure of fungi as revealed by electron microscopy. *In* Biol. Rev. **40**: 52-92.
- HUNG, C.-Y. & WELLS, K. (1971). Light and electron microscopic studies of crozier development in *Pyronema domesticum*. *In* J. gen. Microbiol. **66**: 15-27.
- INGOLD, C. T. (1956). A gas phase in viable fungal spores. *In* Nature, Lond. **177**: 1242-1243.
- KIMBROUGH, J. W. (1970). Current trends in the classification of Discomycetes. *In* Bot. Rev. **36**: 91-161.
- & KORF, R. P. (1967). A synopsis of the genera and species of the tribe Theleboleae (=Pseudoascoboleae). *In* Am. J. Bot. **54**: 9-23.
- LE GAL, M. (1947). Recherches sur les ornementsations sporales des Discomycètes operculés. *In* Annls Sci. nat. (Bot.) **XI 8**: 73-297.
- (1949). Deux Discomycètes mal connus: *Ascodesmis nigricans* van Tieghem et *Ascodesmis microscopica* (Crouan) Le Gal, non Seaver. *In* Rev. Mycol. **14**: 85-99.
- (1953). Les Discomycètes de Madagascar. 465 pp. Paris.
- LOWRY, R. J. & SUSSMAN, A. S. (1958). Wall structure of ascospores of *Neurospora tetrasperma*. *In* Am. J. Bot. **45**: 397-403.
- LYNN, R. R. & MAGEE, P. T. (1970). Development of the spore wall during ascospore formation in *Saccharomyces cerevisiae*. *In* J. Cell Biol. **44**: 688-692.
- MARQUARDT, H. (1963). Elektronenoptische Untersuchungen über die Ascosporenbildung bei *Saccharomyces cerevisiae* unter cytologischem und cyto-genetischem Aspekt. *In* Arch. Mikrobiol. **46**: 308-320.
- MOORE, R. T. (1963). Fine structure of Mycota. I. Electron microscopy of the Discomycete *Ascodesmis*. *In* Nova Hedwigia **5**: 263-278.
- & MC ALEAR, J. H. (1961). Fine structure of Mycota. V. Lomasomes — previously uncharacterized hyphal structures. *In* Mycologia **63**: 194-200.
- & — (1962). Fine structure of Mycota. VI. Observations on ascospore initiation in the Discomycete *Dasycephalus*. *In* J. gen. Microbiol. **28**: 211-218.
- & — (1963). Fine structure of Mycota. IX. Fungal mitochondria. *In* J. Ultrastruct. Res. **8**: 144-153.
- NANNFELDT, J. A. (1937). Contributions to the mycoflora of Sweden. IV. On some species of *Helvella*, together with a discussion of the natural affinities within *Helvellaceae* and *Pezizaceae* trib. *Acetabuleae*. *In* Svensk bot. Tidskr. **31**: 47-66.

- (1938). Contributions to the mycoflora of Sweden. V. On *Peziza catinus* Holmskj. ex Fr. and *P. radiculata* Sow. ex Fr. with a discussion of the genera *Pustularia* Fuck. emend. Boud. and *Sowerbyella* Nannf. n. gen. In *Svensk bot. Tidskr.* **32**: 108–120.
- OBRIST, W. (1961). The genus *Ascodesmis*. In *Can. J. Bot.* **39**: 943–953.
- OSO, B. A. (1969). Electron microscopy of ascus development in *Ascobolus*. In *Ann. Bot.* **33**: 205–209.
- REEVES JR., F. (1967). The fine structure of ascospore formation in *Pyronema domesticum*. In *Mycologia* **59**: 1018–1033.
- RYTER, A. (1969). Structure and functions of mesosomes of Grampositive bacteria. In *Current Topics in Microbiol.* **49**.
- SCHRANTZ, J.-P. (1966). Contribution à l'étude de la formation de la paroi sporale chez *Pustularia cupularis* (L.) Fuck. In *C.r. Acad. Sci., Paris* **262**: 1212–1215.
- (1967). Présence d'un aster au cours des mitoses de l'asque et de la formation des ascospores chez l'Ascomycète *Pustularia cupularis* (L.) Fuck. In *C.r. Acad. Sci., Paris* **264**: 1274–1277.
- THYAGARAJAN, T. R. & al. (1962). Electron microscopy of *Rhodotorula glutinis*. In *J. Bact.* **83**: 381–394.
- WELLS, K. (1972). Light and electron microscopic studies of *Ascobolus stercorarius*. II. Ascus and ascospore ontogeny. In *Univ. Calif. Publ. Bot.* **62**: 1–93.
- WILSENACH, R. & KESSEL, H. (1965). The role of lomasomes in wall formation in *Penicillium vermiculatum*. In *J. gen. Microbiol.* **40**: 401–404.



THE GENERA PETRIELLIDIUM AND PITHOASCUS  
(MICROASCACEAE)

J. A. VON ARX

Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn, The Netherlands

Keys are given to the genera of the Microascaceae and to the species of *Petriellidium* and *Pithoascus*. In *Petriellidium* six species are accepted, *P. desertorum*, *P. ellipsoideum*, *P. fusoides*, and *P. africanum* are described as new. In *Pithoascus* also six species are enumerated, *P. platysporus* and *P. stoveri* are described as new, for *Microascus exsertus* Skou the combination *Pithoascus exsertus* is proposed.

INTRODUCTION

The family Microascaceae, covering five genera of ascomycetes, has been treated by Malloch (1970). *Microascus*, *Petriella* and *Lophotrichus* are accepted for species with ostiolate ascumata; the non-ostiolate counterparts are classified in *Kernia* and the new genus *Petriellidium*. A further genus *Pithoascus* has been proposed by von Arx (1973) for some species hitherto classified in *Microascus*.

The Microascaceae can easily be recognized by the characteristics of the ascospores, which are one-celled, smooth, relatively small, yellowish, straw coloured, reddish or copper coloured, dextrinoid when young, and with an often indistinct or inconspicuous germ pore at both ends. The formation of conidia is characteristic in most of the genera. Typical *Microascus* and *Kernia* species include a *Scopulariopsis* or *Wardomyces* conidial state; all *Petriella* species have a *Graphium*-like conidial state, and in all *Petriellidium* species a *Scedosporium*- and often also a *Graphium*-conidial state is present. No conidial states are known in *Lophotrichus*- and *Pithoascus*-species. The latter genus can also be recognized by the very slow growth of the colonies and by glabrous ascumata, which may be ostiolate or non-ostiolate.

The Microascaceae are a natural family, related to the Melanosporaceae. The genus *Lophotrichus* is in some respects intermediate, especially the species *L. incarnatus* Seth with bright ascumata and larger ascospores points to *Melanospora*, *Corynascus* and other genera with elongated, smooth ascospores with 2 prominent germ pores.

A number of cultures of Microascaceae have become available recently to the author. Some of them could not be identified with any described taxon, but can be classified within the genera *Petriellidium* and *Pithoascus* and will be described below.

KEY TO THE GENERA

1. Conidial states absent; ascospores usually yellowish or straw coloured and without observable germ pores . . . . . 2

1. Conidial states usually present (from genera *Scopulariopsis*, *Wardomyces*, *Graphium*, *Scedosporium* and others), ascospores yellowish, reddish or copper coloured, with often inconspicuous germ pores . . . . . 3
2. Ascomata discrete, usually ostiolate, especially apically setose or hairy; ascospores usually symmetrical; colonies spreading . . . . . *Lophotrichus*
2. Ascomata often form dense crusts, black, glabrous, often non-ostiolate; ascospores usually narrow, colonies very restricted in growth . . . . . *Pithoascus*
3. Ascospores reniform, triangular or ellipsoidal, yellow or straw coloured, shorter than 6  $\mu\text{m}$ ; conidial state is *Scopulariopsis* or *Wardomyces* . . . . . 4
3. Ascospores usually ellipsoidal or broadly fusiform, longer than 6  $\mu\text{m}$ , yellow or reddish, conidial state usually is *Graphium* and/or *Scedosporium* . . . . . 5
4. Ascomata ostiolate; ascospores usually asymmetrical . . . . . *Microascus*
4. Ascomata non-ostiolate, usually with appendages; ascospores symmetrical or asymmetrical . . . . . *Kernia*
5. Ascomata ostiolate, often setose, ascospores reddish or copper coloured, usually asymmetrical . . . . . *Petriella*
5. Ascomata non-ostiolate, rarely with a small ostiolum, usually submerged, ascospores yellowish or straw coloured, rarely reddish, usually symmetrical or nearly so . . . . . *Petriellidium*

The genera *Microascus* and *Petriella* have been treated by Barron & al. (1961a, b), *Kernia* was studied by Malloch & Cain (1971), *Lophotrichus* by Seth (1971) (compare also Malloch, 1970). The distinction of *Lophotrichus* and *Kernia*, however, is not yet satisfactorily defined! The genera *Petriellidium* and *Pithoascus* will be treated in the following.

### PETRIELLIDIUM Malloch

*Petriellidium* Malloch in *Mycologia* 62: 738. 1970. — Type species: *P. boydii* (Shear) Malloch (= *Allescheria boydii* Shear).

#### KEY TO THE SPECIES

1. Ascospores about 12  $\times$  9  $\mu\text{m}$ , conidia often catenulate . . . . . *P. desertorum*
1. Ascospores usually 3–6  $\mu\text{m}$  wide . . . . . 2
2. Ascospores ellipsoidal, about 8  $\times$  5  $\mu\text{m}$  . . . . . *P. ellipsoideum*
2. Ascospores about 7  $\times$  4  $\mu\text{m}$  or smaller . . . . . 3
3. Brownish conidia (chlamydospores) present, 7–12  $\times$  4–7  $\mu\text{m}$  in size, ascomata up to 180  $\mu\text{m}$  in diameter, ascospores 6–7  $\times$  3.5–4  $\mu\text{m}$  . . . . . *P. boydii*
3. Conidia smaller, yellowish, straw coloured or hyaline . . . . . 4
4. Ascospores fusiform, attenuated at both ends; 6–8  $\times$  3–4  $\mu\text{m}$ ; ascomata 50–100  $\mu\text{m}$  in diameter; conidia usually borne in synnemata . . . . . *P. fusioideum*
4. Ascospores ellipsoidal, with rounded ends; synnemata usually absent . . . . . 5
5. Ascospores about 6  $\times$  4  $\mu\text{m}$ ; conidia hyaline, 4–5  $\times$  3  $\mu\text{m}$ ; ascomata 50–90  $\mu\text{m}$  in diameter . . . . . *P. africanum*
5. Ascospores narrow, about 7  $\times$  3.5  $\mu\text{m}$ ; conidia clavate, 6–10  $\times$  4  $\mu\text{m}$ ; ascomata up to 150  $\mu\text{m}$  in diameter, dark, covered with hyphae . . . . . *P. angustum*

1. *PETRIELLIDIUM BOYDII* (Shear) Malloch

*Allescheria boydii* Shear in *Mycologia* **14**: 242. 1922. — *Petriellidium boydii* (Shear) Malloch in *Mycologia* **62**: 738. 1970.

CONIDIAL STATE.—*Scedosporium apiospermum* (Sacc.) Sacc.

*Monosporium apiospermum* Sacc. in *Annls mycol.* **9**: 254. 1911. — *Scedosporium apiospermum* (Sacc.) Sacc. (1914, sensu Dodge, 1935; not validly published).

Colonies on oat-meal agar with a daily growth rate of 4–5 mm at 25°C, at first whitish or greyish, floccose or lanose, later with grey or brown shades; ascomata spherical, non-ostiolate, usually submerged, 140–200  $\mu\text{m}$  in diam., often covered with brown, thick-walled, septate, 2–3  $\mu\text{m}$  wide hyphae, with a 4–6  $\mu\text{m}$  thick wall, composed of 2–3 layers of meandricly interwoven, flattened, 2–6  $\mu\text{m}$  wide, dark brown hyphal cells; asci ellipsoidal or nearly spherical, 12–18  $\times$  9–13  $\mu\text{m}$ , evanescent, 8-spored; ascospores ellipsoidal, symmetrical or slightly flattened, straw coloured, with 2 germ pores, 6–6.5(–7)  $\times$  3.5–4  $\mu\text{m}$ ; conidia of 2 types: 1) conidia [*Scedosporium apiospermum* (Sacc.) Sacc.] broadly clavate or ovoidal, rounded above, at the base attenuated and truncate, with a rather thick, brown wall, 6–12  $\times$  3.5–6  $\mu\text{m}$ , borne terminally or laterally on solitary conidiogenous hyphae, chlamydospore-like; 2) conidia clavate or nearly cylindrical, truncate at the base, hyaline, 5–7  $\times$  2–3  $\mu\text{m}$ , borne in short sympodulae on elongating conidiogenous cells, which usually arise in erect synnemata.

The above description is based on CBS 254.66, isolated from savannah soil, Abidjan, Africa, by J. L. Renard. In CBS 101.22, the type culture, only *Scedosporium*-chlamydospores could be observed, 7–14  $\times$  4–6  $\mu\text{m}$  in size. In CBS 593.73, recently isolated from soil from Surinam by J. H. van Emden some erumpent ascomata showed the formation of an apical papilla (an ostiolum) and the ascospores were extruded through the pore in a droplet. Size and shape of ascomata, ascospores and chlamydospores, however, indicate the identity of this strain with *Petriellidium boydii*.

2. *PETRIELLIDIUM ANGUSTUM* Malloch & Cain

*Petriellidium angustum* Malloch & Cain in *Can. J. Bot.* **50**: 66. 1972.

Colonies on oat-meal agar with a daily growth rate of 4–5 mm at 24°C., at first whitish and lanose by the development of aerial hyphae, soon becoming dark by abundant formation of ascomata; ascomata spherical, non-ostiolate, dark brown, 100–150  $\mu\text{m}$  in diam., usually submerged, often covered with dark hyphae, with a 4–6  $\mu\text{m}$  thick wall, composed of 2–3 layers of interwoven flattened, brownish hyphal cells; asci ellipsoidal or nearly spherical, evanescent, 8-spored, 14–18  $\times$  8–10  $\mu\text{m}$ ; ascospores narrowly ellipsoidal or nearly cylindrical with rounded ends, with 2 indistinct germ pores, at first hyaline, straw-coloured or yellowish, 6–7  $\times$  3–3.8  $\mu\text{m}$ ; conidia clavate or nearly cylindrical, rounded above, truncate at the base, hyaline, 5–10  $\times$  3–4.5  $\mu\text{m}$ , borne singly on short hyphal branches or in small sympodulae.

TYPE.—CBS 254.72=TRTC 45321, isolated from sewage half digestion tank, Dayton, USA.

This species is very close to *P. boydii*; it can be distinguished by a more abundant production of ascomata, by narrow ascospores and by the absence of brown, chlamydospore-like conidia. Only a few conidia could be observed in sub-cultures of the type.

### 3. *Petriellidium africanum* v. Arx & Franz, *spec. nov.*

Coloniae in agaro farina maydis addita 24°C in diebus 3–3.5 mm crescunt; primum hyalinae, deinde fuscae; mycelium aerium sparsum; ascomata plerumque submersa, sphaerica, non ostiolata, fusca, 50–90 µm diam., pariete 7–11 µm e cellulis hyphalibus applanatis, intertextis composito; asci ellipsoidei, evanescentes, 13–17 × 12–15 µm; ascosporae late ellipsoideae, dilute luteae, continuuae, duobus poris germinationis distalibus praeditae, 5.5–7 × 3.5–4.5 µm; conidia clavata vel ellipsoidea, continua, hyalina, 4–5 × 2.5–3.5 µm e cellulis conidiogenis sympodialiter elongatis oriunda cicatrices ducentia. Typus: CBS 311.72, isolatus e terra arenaosa, Tsiutsabis in Africa austro-occidentali.

Colonies on oat-meal agar with a daily growth rate of 3–3.5 mm at 24°C, at first light greyish, later with some darker shades, flat; superficial mycelium sparse, composed of branched, septate, hyaline or brownish, 2–4 µm wide hyphae; ascomata spherical, non-ostiolate, submerged or nearly superficial, blackish brown, 50–90 µm in diameter, with a 7–11 µm thick wall composed of 2–3 layers of irregularly interwoven, flattened, brown, 3–6 µm wide hyphal cells or of 6–11 µm wide cells; asci ellipsoidal or nearly spherical, evanescent, 8-spored, 13–17 × 12–15 µm; ascospores broadly ellipsoidal, often inequilateral, with rounded ends with 2 germ pores, yellowish or golden brownish, 5.5–7 × 3.5–4.5 µm (usually 6 × 4 µm); conidia of one type, ellipsoidal or nearly clavate, broadly rounded above, at the base rounded or slightly truncate, 1-celled, hyaline, 4–5 × 2.5–3.5 µm, with 2 or 3 refractive bubbles, borne at the top of sympodially elongating cells.

TYPE.—CBS 311.72, isolated by G. Franz from sandy soil, South Western Africa, Tsiutsabis, sent for identification (No. 105).

This species resembles *P. angustum*, but differs by smaller conidia, wider but shorter ascospores and smaller ascomata.

### 4. *Petriellidium ellipsoideum* v. Arx & Fassatióvá, *spec. nov.*

Coloniae in agaro farina maydis addita 24°C in diebus 2.5–3 mm crescunt; primum albidiae, floccosae vel lanosae, deinde griseolae vel rubro-brunneae; ascomata vulgo submersa, sphaerica, non ostiolata, brunnea, 75–180 µm diam., pariete 4–7 µm crasso e cellulis hyphalibus rubrobrunneis, applanatis, irregulariter intertextis composito; asci ellipsoidei, evanescentes, 8-sporei, 15–23 × 14–18 µm; ascosporae ellipsoideae, stramineae, duobus poris germinationis praeditae, 7–9 × 5–6 µm; conidia clavata vel cylindrica, utrinque truncata, hyalina vel dilute flava, 6–9 × 3–3.5 µm. Typus: CBS 418.73, isolatus e terra in Tadzhikistanis ab O. Fassatióvá.

Colonies on oat-meal agar with a daily growth rate of 2.5–3 mm at 24°C, at first whitish or greyish with a floccose or lanose aerial mycelium, later becoming greyish or reddish brown; ascomata immersed or semi-immersed, spherical, glabrous or covered with loose hyphae, non-ostiolate, brown, 75–180 µm in diameter, with a 4–7 µm thick wall composed of irregularly interwoven, flattened, reddish-brown, thin-walled cells, 7–15 × 3–6 µm in size; asci ellipsoidal or spherical, very evanescent, 8-spored, 15–23 × 14–18 µm; ascospores broadly ellipsoidal, mostly symmetrical, rounded at both ends, brightly straw coloured, with 2 germ pores, 7–9 ×

5–6  $\mu\text{m}$ ; conidia borne on superficial hyphae or on short lateral branches, clavate or nearly cylindrical, with a truncate base, hyaline or straw coloured, thin-walled,  $6\text{--}9 \times 3\text{--}5.5 \mu\text{m}$ .

TYPE.—CBS 418.73, isolated from soil, Tadzhikistan, USSR, sent for identification by O. Fassatióvá (T11).

This species is close to *P. boydii*, but differs by larger ascospores and smaller conidia.

#### 5. *Petriellidium fusoideum* v. Arx, *spec. nov.*

Coloniae in agaro farina maydis addita  $24^\circ\text{C}$  in diebus 2.5–3 mm crescunt; primum albidae, deinde viridibrunneae, floccosae; ascomata submersa, sphaerica, fusca, non ostiolata, 50–100  $\mu\text{m}$  diam., pariete e cellulis hyphalibus applanatis, intertextis composita; asci ellipsoidei, 8-spori, evanescentes,  $12\text{--}15 \times 10\text{--}12 \mu\text{m}$ , ascosporae fusiformes, stramineae, duobus poris germinationis praeditae,  $6\text{--}7.5 \times 3.5\text{--}4 \mu\text{m}$ ; conidia modo *Scedosporii* formata clavata, basi truncata, dilute lutea vel hyalina,  $5\text{--}10 \times 3\text{--}5 \mu\text{m}$ , lateralia vel terminalia e hyphis oriunda; conidia modo *Graphii* formata clavata, basi truncata, hyalina,  $4\text{--}7 \times 2.5\text{--}3.5 \mu\text{m}$ , e cellulis conidiogenis sympodialiter elongatis cicatricibus relictis verticillatis in synnematibus dispositis. Typus: CBS 106.53, isolatus e terra in Panama a L. Ajello.

Colonies on oat-meal agar with a daily growth rate at  $24^\circ\text{C}$  of 2.5–3 mm, at first whitish, soon becoming greyish, greenish or brownish; mycelium composed of branched, septate, hyaline or brownish, 2–4  $\mu\text{m}$  wide hyphae; ascomata submerged or semi-immersed, spherical or nearly so, non-ostiolate, dark brown, 50–100  $\mu\text{m}$  in diameter, with a 4–6  $\mu\text{m}$  thick wall, composed of 2–3 layers of flattened, meandrically interwoven, brown, 3–5  $\mu\text{m}$  wide hyphal cells; asci ellipsoidal or nearly spherical, evanescent, 8-spored,  $12\text{--}15 \times 10\text{--}12 \mu\text{m}$ ; ascospores broadly fusiform, attenuated at both ends, yellowish or straw-coloured, with 2 distal germ pores,  $6\text{--}7.5 \times 3.5\text{--}4 \mu\text{m}$ ; 2 types of conidia are formed: *Scedosporium* conidia clavate, rounded above, truncate at the base, yellowish or nearly hyaline,  $6\text{--}10 \times 3.5\text{--}5 \mu\text{m}$ , borne laterally on the hyphae or terminally on short hyphal branches, separated by a septum; *Graphium* conidia clavate, truncate at the base, hyaline,  $4\text{--}7 \times 2.5\text{--}3.5 \mu\text{m}$ , borne on 1.5–2  $\mu\text{m}$  wide scars on sympodially elongating, 10–18  $\mu\text{m}$  long and 1.5–2  $\mu\text{m}$  wide cells, formed in verticils on small, erect, 100–160  $\mu\text{m}$  high synnemata.

TYPE.—CBS 106.53, isolated from soil, Panama, in 1953 sent to CBS by L. Ajello (as *Allescheria boydii*).

*Petriellidium boydii* differs from *P. fusoideum* by much larger ascomata, by ellipsoidal ascospores and by larger and pigmented *Scedosporium*-conidia.

#### 6. *Petriellidium desertorum* v. Arx & Moustafa, *spec. nov.*

Coloniae in agaro farina maydis addita  $24^\circ\text{C}$  in diebus circa 3 mm crescunt; primum albidae, tomentosae vel floccosae, deinde griseo-brunneae; ascomata submersa vel fere superficialia, non ostiolata, 80–100  $\mu\text{m}$  diam., pariete tenui e strato cellularum hyphalium intertextarum composito; asci sphaerici, 8-spori, evanescentes, 25–30  $\mu\text{m}$  diam.; ascosporae ellipsoideae, primum hyalinae, dextrinoideae, maturitate aeri cyprio similiter coloratae, duobus poris germinationis inconspicuis praeditae,  $11\text{--}14 \times 7.5\text{--}10 \mu\text{m}$ ; conidia breviter cylindrica vel clavata, hyalina,  $4\text{--}8 \times 3\text{--}4.5 \mu\text{m}$ , singula vel catenata, successione basipetali fragmentatione formata. Typus: CBS 489.72, isolatus ex arena salina in Kuwait ab A. F. Moustafa.

Colonies on oat-meal agar with a daily growth rate of about 3 mm at 24°C, at first whitish, due to a tomentose or floccose aerial mycelium, later greyish brown; hyphae hyaline or yellowish, septate, 3–5 µm wide; ascomata spherical, non-ostiolate, submerged or nearly superficial, 80–110 µm in diameter, with a thin wall composed of a layer of irregularly interwoven, flattened, light greenish or reddish brown, 3–5 µm wide hyphal cells; asci spherical or ellipsoidal, evanescent, 25–30 µm in diameter; ascospores ellipsoidal, at first hyaline, dextrinoid, reddish brown or copper coloured when ripe, with a thick wall and 2 indistinct germ pores, 11–14 × 7.5–10 µm in size; conidia (arthroconidia) short cylindrical or clavate, hyaline, 4–8 × 3–4.5 µm, borne singly or in chains in basipetal succession on the hyphae or on integrated cylindrical conidiogenous cells fragmenting to form the conidia.

TYPE.—CBS 489.72, isolated from salt marsh soil in Kuwait by A. F. Moustafa, sent for identification (Nr.44).

This species differs from all others by its larger, especially wider ascospores, by the thin wall of the ascomata and by a deviating conidial state with usually catenulate conidia.

#### PITHOASCUS v. ARX

*Pithoascus* v. Arx in Proc. K. Ned. Akad. Wet. (C) 76: 295. 1973. — Type species: *P. nidicola* (Masse & Salmon) v. Arx = *Microascus nidicola* Masse & Salmon.

#### KEY TO THE SPECIES

- |  |                       |
|--|-----------------------|
| 1. Ascospores broadly ellipsoidal, reddish brown, about 7 × 5 µm . . . . . | <i>P. platysporus</i> |
| 1. Ascospores less than 4 µm wide, yellowish . . . . .                     | 2                     |
| 2. Ascospores 8–12 µm long . . . . .                                       | 3                     |
| 2. Ascospores 5–8 µm long . . . . .  | 4                     |
| 3. Ascospores 3–4 µm wide, ascomata ostiolate . . . . .                    | <i>P. schumacheri</i> |
| 3. Ascospores 1.5–2 µm wide, ascomata usually non-ostiolate . . . . .      | <i>P. exsertus</i>    |
| 4. Ascospores 5–6 × 2–2.7 µm, ascomata ostiolate . . . . .                 | <i>P. intermedius</i> |
| 4. Ascospores 6–8 µm long . . . . .  | 5                     |
| 5. Ascomata usually ostiolate, 90–160 µm in diameter . . . . .             | <i>P. nidicola</i>    |
| 5. Ascomata non-ostiolate, 50–110 µm in diameter . . . . .                 | <i>P. stoveri</i>     |

#### 1. PITHOASCUS NIDICOLA (Masse & Salmon) v. Arx

*Microascus nidicola* Masse & Salmon in Ann. Bot., Lond. 15: 313. 1901. — *Pithoascus nidicola* (Masse & Salmon) v. Arx in Proc. K. Ned. Akad. Wet. (C) 76: 292. 1973.

Colonies on oat-meal agar with restricted growth, daily rate at 24°C about 1.5 mm, at first whitish or light greyish, flat, without aerial mycelium, becoming dark by the production of the ascomata; immersed hyphae hyaline, septate, 1.5–3 µm wide; ascomata aggregated, often confluent or forming glabrous crusts, black, spherical or obovate, 90–160 µm in diameter, apically papillate, with a 15–20 µm wide pore, surrounded by dark-walled cells; wall of the ascomata 6–10 µm thick, composed of a pseudoparenchyma of brown, flattened, 4–8 µm wide cells; asci ellipsoidal or barrel-shaped, arranged in vertical rows, 10–15 × 7–12 µm, 8-spored, evanescent; ascospores navicular or nearly lunate, asymmetrical, often plano-convex, straw coloured or nearly hyaline, 6–8 × 2–2.5 µm.

The description is based on CBS 197.61=IMI 86,918, isolated by C. W. Emmons from *Dipodomys merriami*.

2. ***Pithoascus stoveri*** v. Arx, *spec. nov.*

Coloniae in agar farina maydis addita 24°C in diebus minus quam 1 mm crescunt; hyalinae, hyphae praecipue submersae; ascomata partim submersa, aggregata, saepe crustosa, sphaerica, glabra, non ostiolata, nigrescentia, 50–110 µm diam., pariete e duobus vel tribus stratis cellularum fuscitunicatarum, appanatarum composito; asci ellipsoidei, 8-sporei, evanescentes, 11–15 × 7–10 µm; ascosporae reniformes, stramineae, 6–7.5 × 2–3 µm. Status conidialis non visus. Typus: CBS 176.71, isolatus e radicibus betae a W. L. White.

Colonies on oat-meal agar growing restrictedly, with a daily growth rate of less than 1 mm at 24°C, consisting of mainly immersed, hyaline or greyish hyphae, at first light greyish, flat, without aerial mycelium, later becoming dark due to the densely aggregated ascomata, which ripen within 6–8 weeks; ascomata basally immersed, becoming superficial with the upper part, rarely discrete, usually aggregated into dark crusts, spherical, non-ostiolate, glabrous, blackish brown, 50–110 µm in diameter, with a 4–7 µm thick wall, composed of 2–3 layers of flattened, dark-walled cells, 4–7 µm in size; asci ellipsoidal or barrel-shaped, broadly rounded above, at the base often slightly attenuated, 8-spored, evanescent, 11–15 × 7–10 µm in size; ascospores reniform, planoconvex, attenuated at both ends, straw coloured or golden brownish, 6–7.5 × 2–3, usually 7 × 2.5 µm in size, germ pores indistinct.

TYPE.—CBS 176.71=ATCC 11173, isolated from roots of sugar beet seedlings by W. L. White, received as *Papulaspora stoveri* Warren.

*Pithoascus stoveri* is close to *P. nidicola*, but can be distinguished by smaller, non-ostiolate ascomata and by relatively shorter but wider ascospores.

3. **PITHOASCUS INTERMEDIUS** (Emmons & Dodge) v. Arx

*Microascus intermedius* Emmons & Dodge in *Mycologia* 23: 313. 1931. — *Pithoascus intermedius* (Emmons & Dodge) v. Arx in *Proc. K. Ned. Akad. Wet. (C)* 76: 292. 1973.

Colonies on oat-meal agar restricted, with a daily growth rate of less than 1 mm at 25°C, flat, at first whitish, becoming dark by the formation of the ascomata, mycelium usually submerged; ascomata semi-immersed or nearly superficial, aggregated in dense crusts, spherical, with a short cylindrical, often curved ostiolum, rarely non-ostiolate, glabrous, black, 95–150 µm in diam., with a 6–8 µm thick wall composed of a pseudoparenchyma of flattened, greenish black, 4–8 µm sized cells; asci formed in vertical rows, broadly clavate or barrel-shaped, above broadly rounded, evanescent, 8-spored, 10–15 × 6–9 µm; ascospores navicular, straw or honey coloured, 5–6 × 2–2.5 µm.

The description is based on CBS 217.32=IMI 86,917 (type strain), isolated by B. O. Dodge from roots of *Fragaria vesca*. CBS 542.72, received from J. P. Skou, isolated in W-Germany from *Osmia spec.* and CBS 169.73=NRRL 5526 have the same characters.

4. ***Pithoascus exsertus*** (Skou) v. Arx, *comb. nov.*

*Microascus exsertus* Skou in *Antonie van Leeuwenhoek* 39: 529. 1973 (basionym).

This species has been described in detail by Skou (1973). The wall of the spherical ascomata is thinner in the umbilicate upper part and opens here in a late state with an irregular ostiolar pore. The barrel-shaped asci are arranged in vertical rows and contain 8 fasciculate ascospores, cylindrical-navicular, yellowish,  $9-11 \times 1.5-2 \mu\text{m}$ . Germ pores could not be observed with certainty.

CBS 819.70 was studied, the type strain, isolated from *Megachile willughbiella* in Denmark.

#### 5. *PITHOASCUS SCHUMACHERI* (Hansen) v. Arx

*Sphaerella schumacheri* Hansen in Vid. Meddr. dansk naturh. Foren. 1876: 37. 1877. — *Rosellinia schumacheri* (Hansen) Sacc., Syll. Fung. 1: 276. 1882. — *Microascus schumacheri* (Hansen) Curzi in Boll. Staz. Patol. veg., Roma 11: 60. 1931. — *Pithoascus schumacheri* (Hansen) v. Arx in Proc. K. Ned. Akad. Wet. (C) 76: 292. 1973.

No cultures of this species were available. It has been described in detail by Barron & al. (1961b).

#### 6. *Pithoascus platysporus* v. Arx & Veenbaas-Rijks, *spec. nov.*

Coloniae in agar farina maydis addita  $25^\circ\text{C}$  in diebus minus quam 1 mm crescunt; dilute griseae, e hyphis praecipue immersis constant; ascomata partim submersa, acervata, crustas fuscas formant, sphaerica, nigra, glabra, plerumque non ostiolata,  $100-240 \mu\text{m}$  diam., pariete crasso e tribus ad quattuor stratis cellularum fuscaram appanatarum composito; asci ellipsoidei, 8-sporei, evanescentes,  $15-20 \times 12-18 \mu\text{m}$ ; ascosporae ellipsoideae, rubrobrunneae vel aeri cyprio similiter coloratae, poris germinationis absentibus,  $6-9 \times 4.5-6.5 \mu\text{m}$ . Status conidialis non visus. Typus: CBS 419.73, isolatus e terra agresti, Wageningen, a J. W. Veenbaas-Rijks.

Colonies on oat-meal agar with restricted growth, daily rate at  $25^\circ\text{C}$  less than 1 mm, bright greyish or nearly colourless, consisting of mainly immersed hyphae, composed of  $2.5-5 \mu\text{m}$  wide, thick-walled, hyaline, often swollen cells; later becoming yellowish by development of some aerial hyphae or black by formation of ascomata; ascomata basally immersed, becoming superficial in the upper part, crowded, forming dense crusts, spherical, black, glabrous,  $100-240 \mu\text{m}$  in diameter, usually non-ostiolate, rarely with an inconspicuous ostiolar pore, with a  $12-16 \mu\text{m}$  thick wall, composed of 3-4 layers of dark, flattened,  $5-9 \mu\text{m}$  wide cells; asci ellipsoidal, evanescent, 8-spored,  $15-20 \times 12-18 \mu\text{m}$ ; ascospores broadly ellipsoidal or ovoidal, symmetrical or slightly flattened at one side, thick-walled, reddish brown or copper coloured, without germ pores,  $6-9 \times 4.5-6.5 \mu\text{m}$ , usually  $7 \times 5 \mu\text{m}$ .

TYPE.—CBS 419.73, isolated by J. W. Veenbaas-Rijks from agricultural soil, Wageningen.

This species differs from all others by its reddish-brown, broadly ellipsoidal ascospores.

#### REFERENCES

- ARX, J. A. VON (1973). Ostiolate and non-ostiolate Pyrenomycetes. In Proc. K. Ned. Akad. Wet. (C) 76: 289-296.



- BARRON, G. L., CAIN, R. F. & GILMAN, J. C. (1961a). A revision of the genus *Petriella*. In Can. J. Bot. **39**: 837-845.
- , — & — (1961b). The genus *Microascus*. In Can. J. Bot. **39**: 1609-1631.
- MALLOCH, D. (1970). New concepts in the Microascaceae illustrated by two new species. In Mycologia **62**: 727-740.
- & CAIN, R. F. (1971). The genus *Kernia*. In Can. J. Bot. **49**: 855-867.
- SETH, H. K. (1971). The genus *Lophotrichus*. In Nova Hedwigia **19**: 591-599 ("1970").
- SKOU, J. P., (1973). *Microascus exsertus* sp. nov., associated with a leaf cutting bee, with considerations on relationships of species in the genus *Microascus* Zukal. In Antonie van Leeuwenhoek **39**: 529-538.

## TWO NEW GENERA OF THE EUROTIALES

J. A. VON ARX & R. A. SAMSON

*Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn*

(With Plate 39 and one Text-figure)

The ascomycete *Anixiopsis peruviana* Cain is transferred to a new genus *Xanthothecium* v. Arx & Samson. The name *Leucothecium emdenii* v. Arx & Samson, gen. nov., spec. nov. is proposed for a soil-borne fungus with light coloured, smooth cleistothecia, catenulate asci, lenticular ascospores and an arthroconidial state. The relationships of both genera are discussed.

Recently two cleistothecial ascomycetes were isolated from agricultural soil at Wageningen by J. H. van Emden and Mrs J. W. Veenbaas-Rijks. One of them could be identified as *Anixiopsis peruviana* Cain = *Arachnomyces peruvianus* (Cain) Malloch & Cain. Since the classification in these two genera is unsatisfactory the new genus name *Xanthothecium* is proposed for this fungus. The second species appeared to differ sufficiently from all known members of the Eurotiales to be described as a new species of the new genus *Leucothecium*.

### ***Xanthothecium*** v. Arx & Samson, gen. nov.

Coloniae restrictae, aetate lanosae vel tomentosae; ascomatum initialia duabus hyphis contortis formata; ascomata sphaerica, non-ostiolata, superficialia vel submersa in mycelio aereo, brunneola, levia, pariete crasso e nonnullis stratis hypharum crassi-tunicatarum, modice complanatarum vel isodiametricarum, rubrobrunnearum composito; asci acervati, non catenulati, late clavati vel obovati, 8-spori, evanescentes; ascosporae parvae, oblongae, continuae, minute echinulatae, subluteae; status conidialis ignotus. Species non keratinophila. — Species typica: *Anixiopsis peruviana* Cain.

Colonies restricted, becoming lanose or tomentose, initials consisting of 2 coiled hyphae; ascomata spherical, non ostiolate, superficial or immersed in the aerial hyphae, brownish, with a smooth wall, composed of several layers of thick-walled, slightly flattened or isodiametrical, reddish brown cells; asci in clusters, not catenulate, broadly clavate or obovate, 8-spored, evanescent; ascospores small, oblate, 1-celled, finely echinulate, yellowish; conidial state unknown; not keratinophilic.

TYPE SPECIES.—*Anixiopsis peruviana* Cain in Can. J. Bot. **35**: 261. 1957 (basionym). — *Arachnomyces peruvianus* (Cain) Malloch & Cain in Can. J. Bot. **48**: 841. 1970. — ***Xanthothecium peruvianum*** (Cain) v. Arx & Samson, *comb. nov.*

Cultures examined:

CBS 112.54 = type culture of *A. peruviana*, isolated by P. van der Laan from cysts of *Heterodera rostochiensis* Wollenw., collected in Sierra Central Peruana, Huancayo, Peru.

CBS 563.66 = IMI 113,733, isolated by G. L. Barron from peat soil, Guelph, Ontario, Canada.

CBS 301.67, isolated by R. Franquet from salty soil, Nancy, France.

CBS 713.73, isolated as strain 120147 from agricultural soil at Wageningen by Mrs J. W. Veenbaas-Rijks.

*Xanthothecium peruvianum* has been described in detail by Stolk (1955) as *Anixiopsis stercoraria* (Hansen) Hansen, by Cain (1957) as *Anixiopsis peruviana* and by Malloch & Cain (1970) as *Arachnomyces peruvianus*. The species was classified by Malloch & Cain (1970) in *Arachnomyces*, because when grown in pure culture, it closely resembles *A. minimus* Malloch & Cain, which is a typical species of *Arachnomyces*. However, *Xanthothecium peruvianum* differs from *A. minimus* and other species, described in *Arachnomyces* by its glabrous ascromata and by echinulate ascospores. In species of *Arachnomyces* the ascromata are provided with characteristic, long appendages and the ascospores are smooth.

Typical species of the genus *Anixiopsis* Hansen can be separated from *Xanthothecium* by broadly ellipsoidal, reticulate ascospores (de Vries, 1969). *Xanthothecium* is related to the genus *Keratinophyton* Randhava & Sandhu (1963–1964), which is characterized by large, thick-walled ascromata, oblate, smooth ascospores, a *Chrysosporium* (*Trichophyton*)-like conidial state and its keratinophilic properties. Another related genus is *Aphanoascus* Zukal with large, hemispherical, reddish ascromata, catenulate asci and ellipsoidal, ornamented ascospores (cf. Udagawa & Takada, 1973).

#### **Leucothecium** v. Arx & Samson, *gen. nov.*

Coloniae hyalinae; ascromatum initialia e globo parvo intricatarum constant; ascromata sphaerica, non ostiolata, superficialia, fere hyalina, levia vel minute tomentosa, pariete persistente e nonnullis stratis cellularum hyalinarum complanatarum composito; asci irregulariter dispositi, catenulati, ellipsoidei vel subglobosi, 8-sporei, evanescentes; ascosporeae parvae, lenticulares, continuae, hyalinae, minute verrucosae, zona aequatoriali elevata praeditae. Arthroconidia cylindrica, continua, hyalina, e hyphis aeriis fragmentatione formantur. — Species typica: *Leucothecium emdenii* v. Arx & Samson, *spec. nov.*

Colonies light coloured; initials consist of a small clew of hyphae; ascromata spherical, non-ostiolate, superficial, light coloured, smooth, with a persistent wall, composed of several layers of flattened, hyaline cells; asci irregularly disposed, catenulate, ellipsoidal or nearly spherical, 8-spored, evanescent; ascospores small, lenticular, 1-celled, hyaline, finely verrucose, with an equatorial rim; arthroconidia 1-celled, cylindrical, hyaline, borne from superficial hyphae by fragmentation.

TYPE SPECIES.—*Leucothecium emdenii* v. Arx & Samson, *spec. nov.*

#### **Leucothecium emdenii** v. Arx & Samson, *spec. nov.*

Coloniae in agar extracto faccis et amylo additis vel extracto malti admixto albidae vel subluteae, lanosae, 24°C in diebus fere 2 mm crescent; odor proteini putridi. Hyphae vegetativae hyalinae, ramosae, 1–2.2 µm crassae, tenui-tunicatae; ascromatum initialia e hyphis tenui-tunicatis, hyalinis, in globo intricatis constant; ascromata sphaerica, non ostiolata, levia vel tomentosa in iuventute, hyalina vel sublutea, 130–400 µm diam., pariete persistente, 6–10 µm crasso, e 2–3 stratis hypharum complanatarum hyalinarum, 6–10 µm diam. constant; asci breviter catenulati, ellipsoidei vel subglobosi, 8-sporei, evanescentes, 6–8 × 5–7 µm;

ascosporae lenticulares, hyalinae, verruculosae, zona aequatoriali praeditae,  $2.5-3 \times 1.7-2.3 \mu\text{m}$ ; arthroconidia cylindrica, hyalina, continua,  $3-9 \times 1.5-2.3 \mu\text{m}$ . — Typus: CBS 576.63, isolatus e terra agresti, Wageningen, a J. H. van Emden.

ETYMOLOGY: The species is named after Ir. J. H. van Emden (Instituut voor Plantenziektenkundig Onderzoek, Wageningen), who supplied the CBS for many years with interesting cultures, isolated from soil.

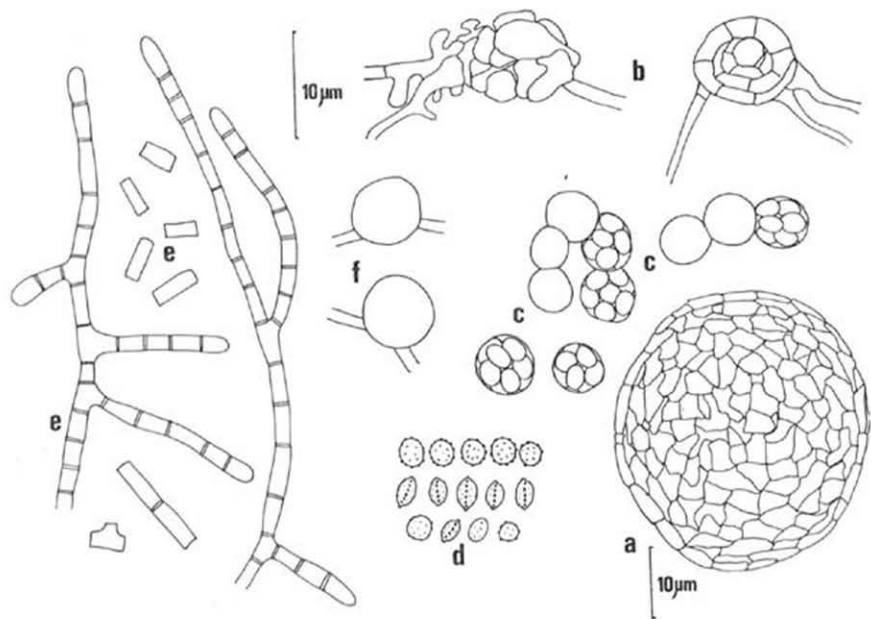


Fig. 1. *Leucothecium emdenii*. — a. Ascoma. — b. Initials. — c. Asci. — d. Ascospores. — e. Arthroconidial state. — f. Chlamydospore-like cells.

Colonies on YpSs or malt agar whitish or yellowish, lanose, with a daily growth rate at  $24^{\circ}\text{C}$  of about 2.2 mm, with a foul stench of rotten protein; hyphae hyaline, branched, forming dense wefts, remotely septate,  $1-2.2 \mu\text{m}$  wide, thin-walled; initials consisting of thin-walled, hyaline hyphal cells coiled in a small clew, often surrounding a central cell; ascomata spherical, non-ostiolate, smooth or slightly tomentose when young, hyaline to yellowish,  $130-400 \mu\text{m}$  in diameter, with a persistent wall,  $6-10 \mu\text{m}$  thick, composed of 2 or 3 layers of flattened, hyaline,  $6-10 \mu\text{m}$  wide cells; asci irregularly disposed, usually in short chains, ellipsoidal or nearly spherical, 8-spored, evanescent,  $6-8 \times 3-7 \mu\text{m}$ ; ascospores lenticular, hyaline, yellowish in mass, finely verrucose, with an equatorial rim,  $2.5-3 \times 1.7-2.3 \mu\text{m}$  in size; arthroconidia borne on the aerial hyphae by fragmentation, cylindrical, hyaline, 1-celled,  $3-9 \times 1.5-2.3 \mu\text{m}$ ; chlamydospore-like cells sometimes present, hyaline, spherical,  $5.5-7 \mu\text{m}$  in diameter.

Optimal growth occurs between  $20^{\circ}-25^{\circ}\text{C}$ ; no growth at  $30^{\circ}\text{C}$ ; minimum temperature about  $10^{\circ}\text{C}$ .

The genus *Leucothecium* is closely related to *Dichotomyces* Saito ex Scott. Both genera agree in the structure of the ascomatal wall, asci and ascospores, but can be distinguished by different ascomatal initials and by different conidial states. In *Dichotomyces* the initials are large and composed of coiling hyphae; the ascomata are tomentose and the conidia are borne in basipetal succession on dichotomously branched cells (form genus: *Polyphaecilum*).

The yellow, smooth ascomata of *Leucothecium* are reminiscent of those of *Eurotium* Link ex Fr. The latter genus, however, is osmophilic and usually accompanied by an *Aspergillus* conidial state. Furthermore the ascomatal wall is composed of a single layer of flattened cells.

In its formation of arthroconidia *Leucothecium emdenii* resembles *Xynophila mephitalis* Malloch & Cain (1971). In this keratinophilic fungus the ascomata are embedded in a tomentose subiculum, the wall is reduced or in younger states absent and the oblate ascospores have no equatorial rim. Other genera closely related to *Leucothecium* are *Keratinophyton* Randhava & Sandhu and *Xanthothecium* v. Arx & Samson, both with darker, thick-walled ascomata and oblate ascospores.

#### ACKNOWLEDGEMENT

The micrographs were made with the kind co-operation of the Scanning Electron Microscopy Research Group of the University of Amsterdam.

#### REFERENCES

- CAIN, R. F. (1957). Studies on coprophilous ascomycetes — VI. Species from the Hudson Bay Area. *In* Can. J. Bot. **35**: 255–268.
- MALLOCH, D. & CAIN, R. F. (1970). The genus *Arachnomyces*. *In* Can. J. Bot. **48**: 839–845.
- & — (1971). New genera of the Onygenaceae. *In* Can. J. Bot. **49**: 839–846.
- RANDHAVA, H. S. & SANDHU, R. S. (1963–1964). *Keratinophyton terreum*, gen. nov., spec. nov., a keratinophilic fungus from soil in India. *In* Sabouraudia **3**: 251–256.
- STOLK, A. C. (1955). The genera *Anixiopsis* Hansen and *Pseudeurotium* van Beyma. *In* Antonie van Leeuwenhoek **21**: 65–79.
- UDAGAWA, S. & TAKADA, M. (1973). The rediscovery of *Aphanoascus cinnabarinus*. *In* J. Jap. Bot. **48**: 21–26.
- VRIES, G. A. DE (1969). Das Problem *Aphanoascus* oder *Anixiopsis*. *In* Mykosen **12**: 111–122.

**STUDIEN AN RESUPINATEN BASIDIOMYCETEN—II**

W. JÜLICH

*Rijksherbarium, Leiden*

(Mit drei Abbildungen)

Auf Grund von Untersuchungen an Typus-Arten einiger Corticiaceen werden zwei Arten zu anderen Arten gestellt: 1) *Athelia teutoburgensis* (Brinkm.) comb. nov. (Basionym: *Corticium teutoburgensis* Brinkm., 1916 als nomen novum für *Corticium flavescens* Bres. publiziert), und 2) *Ceraceomyces borealis* (Romell) comb. nov. (Basionym: *Merulius borealis* Romell). Bei *Athelia teutoburgensis* [Syn.: *Athelia macrospora* (Bourd. & G.) Christ.] sind die Sporen 1-kernig, im Gegensatz zu den 2-kernigen Sporen, die Kniep für *Corticium terrestre* (Kniep) Kniep angibt. *Athelia subovata* spec. nov. wird aus Schweden beschrieben, *Byssocorticium neomexicanum* Gilg. & Budd. wurde untersucht.

**CORTICIUM FLAVESCENS BRES.**

Im Jahre 1905 beschrieb Bresadola unter dem Namen *Corticium flavescens* einen Pilz, der von Brinkmann in Westfalen gesammelt worden war. In der Beschreibung wurden die Maße der obovalen Sporen und keulenförmigen Basidien angegeben, ebenso der Durchmesser der Hyphen, über das Vorhandensein oder Fehlen der Schnallen sowie deren eventuelle Verteilung im Fruchtkörper jedoch nichts ausgesagt. Da bereits ein älteres Homonym existierte, *Corticium flavescens* (Bon.) Wint. 1882, wurde die Art in 1916 durch Brinkmann zu *Corticium teutoburgense* umbenannt (auf Grund des Sammelortes: Teutoburger Wald). Seine Beschreibung ist praktisch identisch mit der Bresadolas; über Schnallen wird ebenfalls nichts berichtet.

Diese Art wurde nun von Eriksson (1958) zu *Hyphoderma* umkombiniert und von ihm und Christiansen (1960) abgebildet und beschrieben. Die Beschreibung, die Eriksson von dem Pilz gibt, weicht in einigen Punkten von den Beschreibungen Bresadolas bzw. Brinkmanns ab. Der Typus wurde daraufhin untersucht und es stellte sich heraus, daß die Sporen deutlich größer sind und vor allem wesentlich breitere Hyphen vorhanden sind, die nur gelegentlich im basalen Bereich Schnallen aufweisen, während subbasidiale Schnallen nie vorkommen. Die keulenförmigen Basidien sowie der relativ locker gebaute Fruchtkörper sprechen eindeutig für die Zuordnung zur Gattung *Athelia*, während die durch Eriksson und Christiansen als *Hyphoderma teutoburgense* beschriebenen Proben eine eigene, vermutlich neue *Hyphoderma*-Art darstellen.

Ebenso ist auch die Zuordnung von *Corticium teutoburgense* zur Gattung *Radulomyces* (Parmasto, 1968) eine Fehldeutung, da auch hier andere Basidien- und Schnallenverhältnisse vorliegen.

*Corticium flavescens* Bres. 1905 (= *Corticium teutoburgense* Brinkm., 1916) ist in allen Merkmalen identisch mit *Athelia macrospora* (Bourd. & G.) M. P. Christ. 1960, die Art hat daher zu heißen:

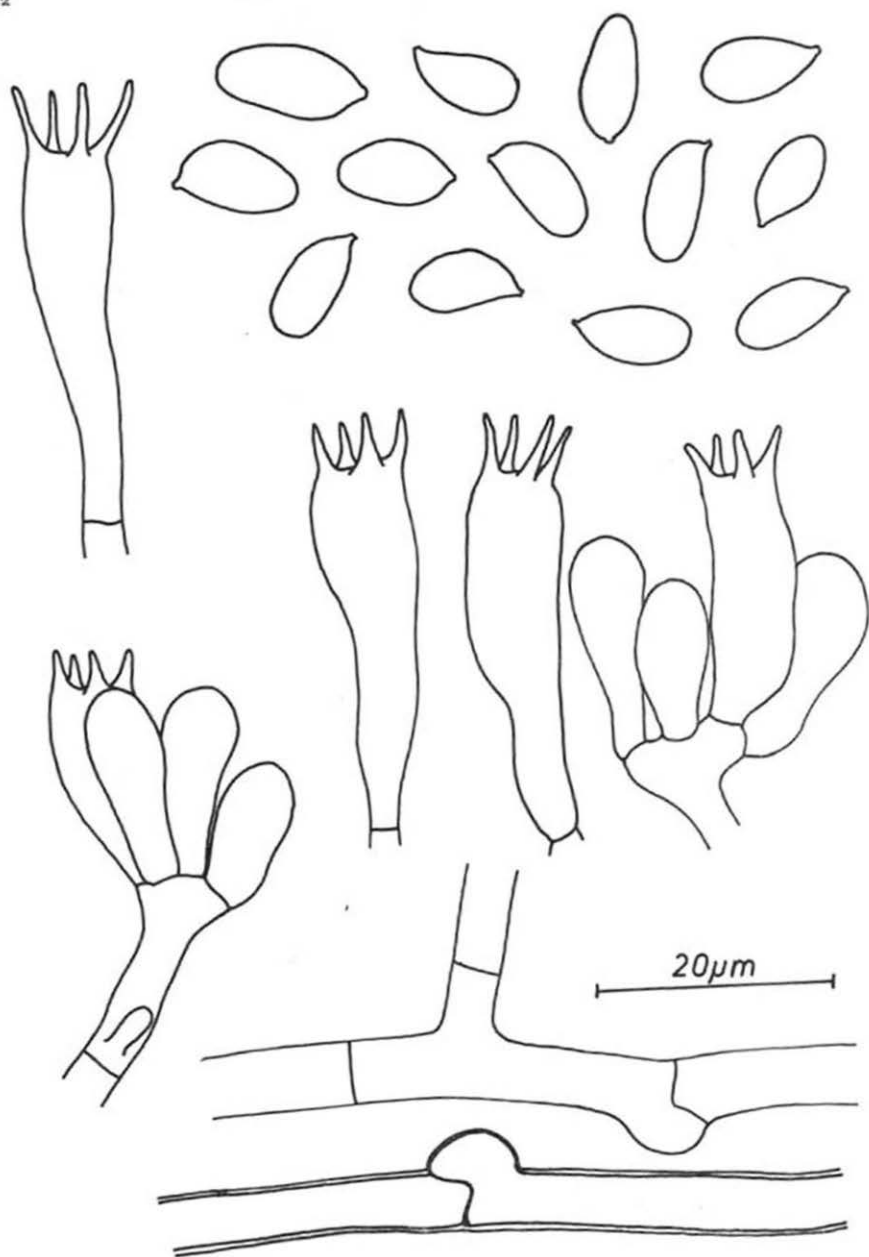


Abb. 1. *Athelia teutoburgensis*, Holotypus.

**Athelia teutoburgensis** (Brinkm.) Jülich, *comb. nov.*—Abb. 1

*Corticium teutoburgense* Brinkm. in Jb. westf. Prov. Ver. Wiss. Kunst 44: 38. 1916 (Basionym). —  
*Hyphoderma teutoburgensis* (Brinkm.) J. Erikss. in Symb. bot. upsal. 16 (1): 100, f. 24a–k. 1958. —  
*Radulomyces teutoburgensis* (Brinkm.) Parm. in Consp. Syst. Cortic. 110. 1968.

*Corticium flavescens* Bres. in Annl. mycol. 3: 163. 1905; non ~ (Bon.) Wint. 1882.

*Corticium centrifugum* (Lév.) Bres. var. *macrospora* Bourd. & G. in Bull. Soc. mycol. Fr. 27: 240. 1911. — *Athelia macrospora* (Bourd. & G.) M. P. Christ. in Dansk bot. Ark. 19: 146, f. 137. 1960.

*Corticium centrifugum* (Lév.) Bres. forma *macrospora* Brinkm. in Bot. Ztg 67 (19): 258. 1909. —  
*Corticium centrifugum* (Lév.) Bres. var. *macrospora* (Brinkm.) Brinkm. in Jb. westf. Prov. Ver. Wiss. Kunst 44: 37. 1916.

BESCHREIBUNG DER TYPUSAUFSAMMLUNG.—Pilz resupinat, dünn-häutchenförmig bis membranös, leicht in kleinen Stücken ablösbar (dabei die basalen Hyphen auf dem Substrat bleibend), alt gelblich, nach Bresadola jung weißlich; Hyphen breit, basal 5–6  $\mu\text{m}$  im Durchmesser, subhymenial 4–5  $\mu\text{m}$ , dünnwandig oder ein wenig dickwandig (0,3–)0,4(0,5)  $\mu\text{m}$ , basal meist  $\pm$  rechtwinklig verzweigt. Schnallen an den basalen Hyphen nur gelegentlich vorkommend, subhymenial fehlend. Cystiden oder Gloecocystiden fehlen, Rhizomorphe werden nicht ausgebildet. Basidien breit keulenförmig, 20–36  $\times$  9–11  $\mu\text{m}$ , meist mit vier, selten nur mit zwei Sterigmen (5–9  $\times$  1–2  $\mu\text{m}$ ), ohne Schnallen an der Basis. Sporen groß, breit ellipsoidisch, hyalin, glattwandig, inamyloid, mit deutlichem Apikulus, 9–14  $\times$  4,4–6,6  $\mu\text{m}$ .

Kernverhältnisse: Basidien schließlich 4-kernig, Sporen 1-kernig, nur selten 2-kernig (eine Auszählung ergab, daß auf 111 einkernige Sporen 10 zweikernige kamen). Dieses Verhältnis entspricht etwa der Häufigkeit des Vorkommens zweisporiger Basidien, in denen auch vier Kerne gebildet werden, so daß daher vermutlich je zwei Kerne in die Sporen einwandern.

SUBSTRAT.—Holz und Rinde von *Pinus silvestris*.

HOLOTYPUS.—„*Corticium flavescens* Bres. n. sp. (an varietas *Corticii lactei* Fr.?). ex albo flavescens. ad corticem et ligna Pini silv.“ (S). In Wien (sub no. 15799) wird unter dem gleichen Namen eine Probe aufbewahrt, die wahrscheinlich ein Fragment des Typus ist („ex Herb. Bres.“); sie ist in allen Punkten identisch mit dem Holotypus in Stockholm.

Unabhängig von Bourdot & Galzin (l.c.) beschrieb Brinkmann in 1916 (l.c.) eine Varietät 'macrospora' zu *Corticium centrifugum* (1909, l.c. zunächst als „forma macrospora“). Die Varietät unterscheidet sich nach Brinkmann von der Stammart durch größere und breitere Sporen (8–11  $\times$  4–6  $\mu\text{m}$ ) und paßt infolge dieses Merkmales sehr gut zu *Athelia teutoburgensis*. Hierfür spricht auch, daß die von Brinkmann ausgegebene Probe von *Corticium centrifugum* (in Westf. Pilze Nr. 12 sub *Corticium arachnoideum* Berk.) identisch ist mit *Athelia salicum* Pers., einer Art also, die ebenso wie *Athelia teutoburgensis* nur gelegentlich an den basalen Hyphen Schnallen ausbildet, im übrigen aber sich durch kleinere Sporen unterscheidet.

Die Zahl der Kerne in den Basidien und Sporen wurde bei dem Typus von *Corticium flavescens* Bres. (die beiden Proben aus S und W) sowie bei den folgenden beiden Aufsammlungen von *Corticium centrifugum* (Lév.) Bres. var. *macrospora* Bourd. & G. untersucht (beide ex PG): (1) „sur br. tombées de Châtaignier, les Bramcians, près St. Priest Allier, 17.12.1904, leg. H. Bourdot n. 3790“ (hier als Lectotypus benannt!); (2) „sur Châtaignier, Loucotis, 19.2.1914, Galzin n. 15055 (herb. Bourdot n. 13653)“.



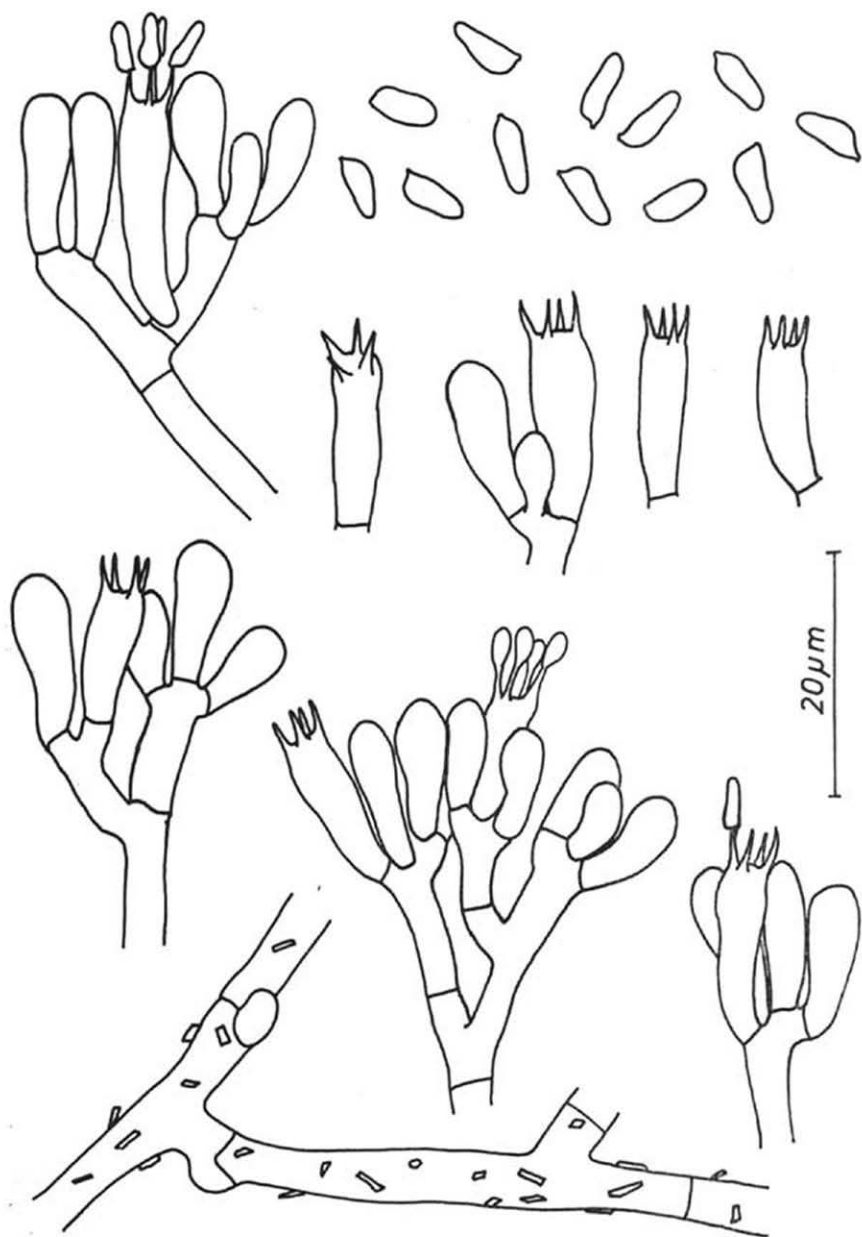


Abb. 2. *Athelia subovata*, Holotypus.

Durch die meist einkernigen Sporen unterscheidet sich diese Art von der nun folgenden Art, die stets zweikernige Sporen ausbildet.

#### CORTICIUM TERRESTRE (Kniep)

*Hypochnus terrestris* Kniep in Z. Bot. 5: 599. 1913. — *Corticium terrestre* (Kniep) Kniep in Z. Bot. 7: 371. 1915.

Die Beschreibung, die Kniep (1913) von dieser Art gibt, sowie die Abbildungen der Hyphen, Basidien und Sporen erinnern stark an eine *Athelia*, infolge der Größe der Sporen und den selten vorkommenden Schnallen an *Athelia teutoburgensis*. Ich würde nicht zögern, diese beide Arten für identisch zu halten, wenn nicht Kniep bei seinen zytologischen Untersuchungen festgestellt hätte, daß die reifen Sporen immer zweikernig sind, da sich schon in jungen Stadien der ursprünglich in Einzahl vorhandene Kern in den Sporen mitotisch teilt: „Vermutlich teilt sich der Kern sofort, nachdem er eingewandert ist, denn es gelang mir nur nach sehr langem Suchen Sporen mit einem Kern zu finden“ (Kniep, 1913: 603).

Diese stets vorhandene Zweikernigkeit steht im Gegensatz zu den meist einkernigen Sporen der oben genannten *Athelia*-Art. Da Kniep leider die von ihm untersuchten Proben nicht aufbewahrte, läßt sich heute nicht mehr mit Sicherheit ausmachen, um welche Art es sich gehandelt hat. Solange daher keine Proben gesammelt werden, deren morphologische und zytologische Merkmale identisch mit der durch Kniep beschriebenen Art sind, muß ich *Corticium terrestre* (Kniep) Kniep als *nomen dubium* bezeichnen.

#### *Ceraceomyces borealis* (Romell) Jülich, *comb. nov.*

*Merulius borealis* Romell in Ark. Bot. 11(3): 27. 1911 (Basionym). — *Athelia borealis* (Rom.) Parm. in Eesti NSV Tead. Akad. Toim. (Biol. Seer.) 16: 380. 1967.

Diese Art gehört sicher nicht zu *Athelia* im engeren Sinne (Jülich, 1972), auch Parmasto (1968) betonte den Unterschied, indem er für sie eine eigene Untergattung aufstellte. Die von mir ursprünglich angenommene Beziehung zur Gattung *Byssomerulius* besteht nicht, die Art ist am besten zu *Ceraceomyces* zu stellen.

Eine sehr gute Abbildung dieser Art ist bei Eriksson (1958, Abb. 36i-p) zu finden, im übrigen sei auf die Originalbeschreibung Romells verwiesen.

#### *Athelia subovata* Jülich & Hjortstam, *spec. nov.*—Abb. 2

*Carposoma resupinatum*, tenue, laxe adhaerens, subiculo paulum evoluto. Hymenium laeve, albidum. Hyphae distinctae, tenuiter tunicatae vel tunicis incrassatis (ca. 0,3-0,4  $\mu\text{m}$ ), 4-5(-6)  $\mu\text{m}$  diam., basales non raro fibulatae, subhymeniales semper efibulatae, crystallis ornatae. Cystidia, gloecystidia et rhizomorphae desunt. Basidia late cylindracea vel clavata, tetraspora vel raro bispora, 13-19  $\times$  4,5-5,5  $\mu\text{m}$ , ad basim non fibulata, sterigmatibus ca. 4-5  $\times$  0,5-1  $\mu\text{m}$ . Sporae hyalinae, tenuitunicatae, inamyloideae, leves, anguste ovoideae, apiculis lateralibus minimis sed distinctis, 6-7,5  $\times$  2,5-3,2  $\mu\text{m}$ .

Typus: "On decayed trunk of *Picea abies* in virgin forest". Schweden, Ängermanland: Jünsele par., Åkerbränna. 20.9.1970, leg. K. Hjortstam (no. 4222). (Holotypus in L. no. 971.265-160; Isotypus in Herbar K. Hjortstam.)

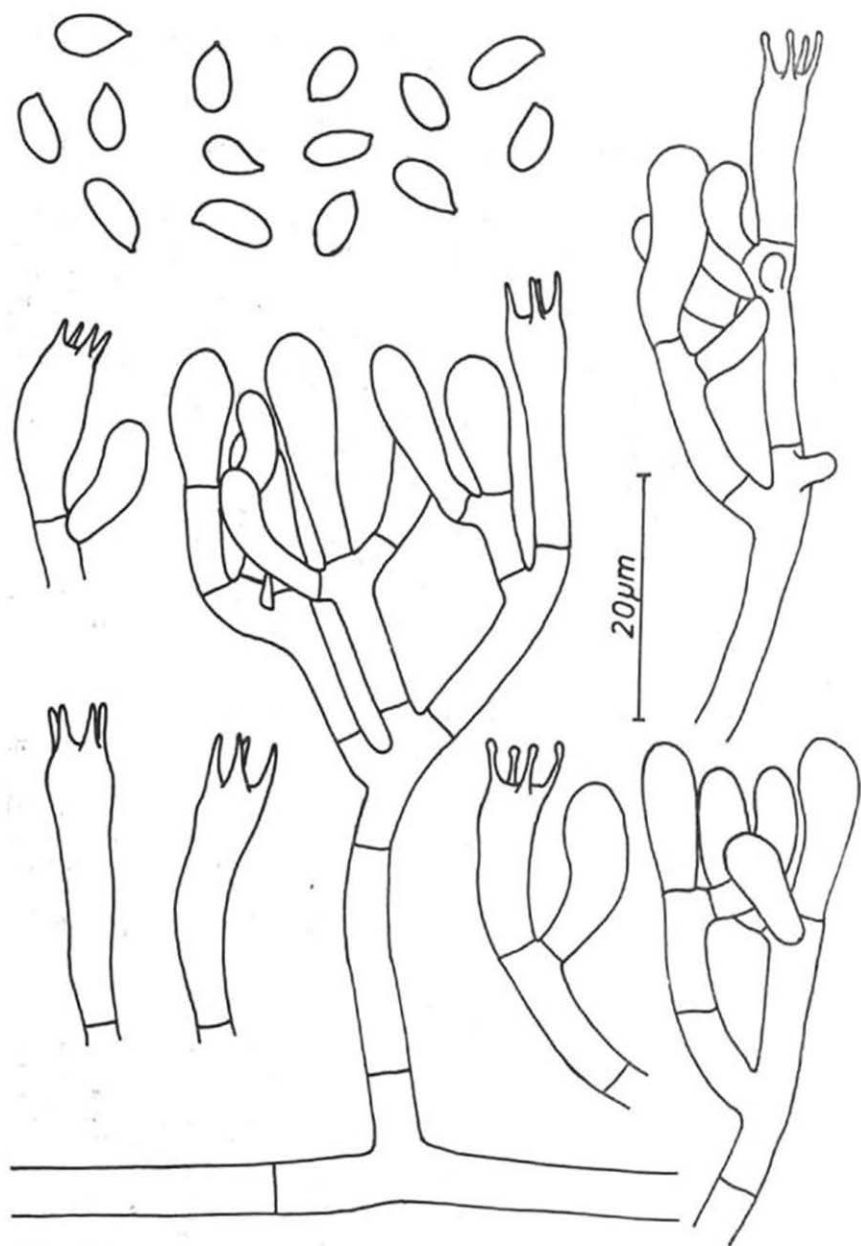


Abb. 3. *Byssocorticium neomexicanum*, Isotypus.

Fruchtkörper resupinat, dünn, häutchenförmig, leicht ablösbar, mit gering entwickeltem Subiculum. Hyphen deutlich, dünn- bis etwas dickwandig (ca. 0,3–0,4  $\mu\text{m}$ ), 4–5 (–6)  $\mu\text{m}$  im Durchmesser. Schnallen an den basalen Hyphen nicht selten vorkommend, an den subhymenialen stets fehlend. Hyphen teilweise lose mit Kristallen besetzt. Cystiden, Gloecocystiden und Rhizomorphen fehlen. Basidien breit zylindrisch bis keulenförmig, viersporig bis sehr selten zweisporig, 13–19  $\times$  4,5–5,5  $\mu\text{m}$ , an der Basis immer ohne Schnallen, mit kurzen und dünnen Sterigmen ca. 4–5  $\times$  0,5–1  $\mu\text{m}$ . Sporen hyalin, dünnwandig, glatt, nicht amyloid, schmal eiförmig, mit kleinem seitlichem aber deutlichem Apikulus, 6–7,5  $\times$  2,5–3,2  $\mu\text{m}$ .

Außer der Typusaufsammlung wurde eine zweite Probe untersucht: Schweden, Ångermanland, Junsele par., Åkerbränna, 19.9.1970, K. Hjortstam (no. 4076) (Herbar K. Hjortstam). „On dead *Populus tremula* on the ground.“

Diese Probe (sie hat übrigens keine Schnallen, gleicht aber ansonsten dem Typus-Exemplar) wurde bei der Bearbeitung der Athelieae (Jülich, 1972) als *Athelia spec.* 4076 beschrieben, da sie sich deutlich von allen anderen *Athelia*-Arten unterschied. Inzwischen sind wir der Meinung, daß es sich hier um eine offensichtlich sehr seltene, aber eigenständige Art handelt. Der Pilz wurde von Hjortstam in einem dichten, aus Arten von *Picea*, *Pinus*, *Betula* und *Populus* bestehenden Wald gefunden. Zur Sammelzeit im September und Oktober ist es dort recht feucht und eine sehr reiche Flora an Aphyllophorales kann angetroffen werden, bestehend u.a. aus einigen mehr nordischen Arten wie *Amylocystis lapponica*, *Fomitopsis rosea*, *Phellinus ferrugineo-fuscus* und *P. nigrolimitatus*.

#### BYSSOCORTICIUM NEOMEXICANUM Gilb. & Budd—Abb. 3

*Byssocorticium neomexicanum* Gilb & Budd. in *Mycologia* 62: 673. 1970

Für die Bearbeitung der Athelieae konnte der Typus der obengenannten Art nicht erhalten werden. Von der Beschreibung her, insbesondere durch die Angabe, daß die Sporen dünnwandig sind, wurde von mir bezweifelt, daß es sich wirklich um eine Art der Gattung *Byssocorticium* handelt. Inzwischen konnte ich von Prof. Gilbertson alle drei bisher bekannten Aufsammlungen zur Untersuchung erhalten und muß zugeben, daß es sich um eine wenn auch etwas abweichende *Byssocorticium*-Art handelt.

Die Sporen sind tatsächlich dünnwandig bis höchstens sehr gering dickwandig und hyalin und unterscheiden sich dadurch von den bisher bekannten drei Arten mit glattem Hymenium. Im übrigen hat die Art *B. atrovirens* deutlich runde Sporen, bei *B. pulchrum* sind sie fast kugelig bis breit ellipsoidisch und wesentlich breiter, bei *B. californicum* sind sie kleiner und breit ellipsoidisch bis birnförmig.

Die vorliegende Art nimmt durch ihre dünnwandigen und hyalinen Sporen eine gewisse Sonderstellung ein, die übrigen Merkmale sprechen aber für eine Einordnung in die Gattung *Byssocorticium*.

Der Fruchtkörper ist resupinat, dünn, mit schwach entwickeltem Subiculum und glattem Hymenium, das im trockenen Zustand eigentümlich graublau gefärbt ist. Hyphen deutlich, ohne Schnallen (ein Merkmal, das diese Art mit *B. californicum* teilt), dünn- bis etwas dickwandig (0,3–0,4  $\mu\text{m}$ ), 3–4  $\mu\text{m}$  im Durchmesser, basal

meist ungefähr rechtwinklig verzweigt. Die basalen Teile sind in Wasser und verdünnter KOH graublau gefärbt. Basidien zylindrisch bis schmal keulenförmig, basal ohne Schnallen,  $14-20 \times 4-5 \mu\text{m}$ , Sterigmen gerade bis schwach einwärts gekrümmt, ca.  $2-3 \times 0.8-1,2 \mu\text{m}$ . Sporen hyalin, dünnwandig bis nur sehr wenig dickwandig, inamyloid, glatt, zylindrisch bis ellipsoidisch, mit kleinem Apiculus,  $5-7 \times 2,5-3,5 \mu\text{m}$ .

UNTERSUCHTE PROBEN (ex Herbar R. L. Gilbertson).—U.S.A., New Mexico: (1) Bandelier Nat. Monument, Sandoval County, 20.8.1968, R. L. Gilbertson (no. 8035) (Isotypus). — (2) Los Alamos, Los Alamos County, 13.9.1967, R. L. Gilbertson (no. 7374). — (3) Mescalero Apache Indian Reservation, Otero County, 17.9.1967, R. L. Gilbertson (no. 7449). Substrat bei allen drei Proben: Holz und Rinde von *Pinus ponderosa* Laws.

### Summary

After a study of type specimens of the Corticiaceae two species have to be transferred to other genera: i) *Athelia teutoburgensis* (Brinkm.) Jülich, comb. nov. (basionym: *Corticium teutoburgense* Brinkm.), which replaced *Corticium flavescens* Bres., and ii) *Ceraceomyces borealis* (Romell) Jülich, comb. nov. In *Athelia teutoburgensis* [syn.: *Athelia macrospora* (Bourd. & G.) M. P. Christ.] the spores show normally one nucleus, in contrast to the spores of *Corticium terrestre* (Kniep) Kniep with always two nuclei. *Athelia subovata*, spec. nov. is described from Sweden. *Byssocorticium neomexicanum* Gilb. et Budd. has been studied.

### LITERATUR

- CHRISTIANSEN, M. P. (1960). Danish Resupinate Fungi—II. In Dansk bot. Ark. **19**: 60–388.  
 ERIKSSON, J. (1958). Studies in the Heterobasidiomycetes and Homobasidiomycetes — Aphyllophorales of Muddus Nationalpark in North Sweden. In Symb. bot. upsal. **16**(1): 1–172.  
 JÜLICH, W. (1972). Monographie der Athelieae. In Willdenowia, Beih. **7**: 1–283.  
 KNI EP, H. (1913). Beiträge zur Kenntnis der Hymenomyceten—I. In Z. Bot. **5**: 593–609.  
 PARMAS TO, E. (1968). Conspectus Systematis Corticiacearum. Tartu.

## RECTIPILUS

### Eine neue Gattung cyphelloider Pilze

REINHARD AGERER

*Institut für systematische Botanik der Universität, München*

(Mit 6 Tabellen und 38 Abbildungen)

Die Gestalt der Randhaare ist für die Gattungszugehörigkeit entscheidend. Da in der Gattung *Henningsomyces* O. K., s. l. Arten mit verzweigten und mit unverzweigten Randhaaren zusammengefaßt werden, schlage ich vor, dieses Genus in zwei homogenere Sippen zu spalten. Arten mit verzweigten Randhaaren gehören demnach zur Gattung *Henningsomyces* O. K., s. str., während Arten mit unverzweigten Randhaaren in eine neue Gattung, *Rectipilus* Agerer, zu stellen sind.

## INHALT

A. Einleitung . . . . .	389
B. Merkmalsvergleich . . . . .	391
C. Nomenklatorische Fragen . . . . .	397
D. Die Gattung <i>Henningsomyces</i> O. K., sensu lato . . . . .	398
1. Schlüssel zu <i>Rectipilus</i> Agerer, <i>Henningsomyces</i> O. K., sensu stricto und andere . . . . .	398
2. <i>Henningsomyces</i> O. K., sensu stricto . . . . .	399
3. <i>Rectipilus</i> Agerer . . . . .	413
E. Grenzarten und Gattungsgrenzen . . . . .	428
Summary . . . . .	435
Literatur . . . . .	435
Namenliste . . . . .	436

## A. EINLEITUNG

Unter cyphelloiden Pilzen werden „Schwämme“ zusammengefaßt mit (1) mehr oder weniger schüsselförmigen Fruchtkörpern, die (2) in etwa dem Hymenium gegenüber am Substrat angeheftet sind und die (3) ein glattes oder manchmal aufgefaltetes Hyme-

nium besitzen. Eventuelle lamellenartige Gebilde dürfen dann aber an der Schneide nicht steril sein. Cyphelloide Pilze sind (4) Homobasidiomyceten (Donk, 1951).

Diese „Definition“ umfaßt ziemlich unterschiedliche Pilze. Aus der Vielfalt wählte ich für ausführlichere Untersuchungen eine verhältnismäßig kleine Gruppe aus. Dabei beschränkte ich mich auf die typisch schüssel- und röhrenförmigen Vertreter. Es bleiben einige Gattungen, wie z. B. *Leptoglossum*, vollkommen unberücksichtigt. Eine weitere Einengung wird in bezug auf die Sporen getroffen. All jene Gattungen mit gelben oder braunen Sporen, wie z. B. *Chromocyphella* und *Episphaeria*, sind in die vorliegenden Untersuchungen nicht miteinbezogen worden. Aus dem immer noch großen Gattungsangebot habe ich nur mitteleuropäische Genera ausgewählt. Zum einen sind sie in der Botanischen Staatssammlung München am häufigsten vertreten und zum anderen konnte ich eigene Aufsammlungen (Privatherbar RA) als Frischmaterial bearbeiten. Durch eine Gemeinsamkeit zeichnen sich alle ausführlicher untersuchten Gattungen aus: Sie besitzen ausnahmslos stark differenzierte Randhyphen an ihrer Außenseite.

Für die vorliegenden Untersuchungen ging mir von den verschiedensten Stellen Material zu. Die Bereitstellung von Typenmaterial u. a. verdanke ich im besonderen den Direktoren folgender Herbarien: Royal Botanic Gardens, Kew (K), Rijks-herbarium, Leiden (L), Botanische Staatssammlung, München (M), National Fungus Collections, Beltsville (BPI) und Botanical Research Institute, Pretoria (PRE).

Außerdem sei gedankt: Herrn Dr. E. Horak, Zürich, für die Zusendung von Material aus der Gruppe um *Flagelloscypha* und *Lachnella* (Privatherbar HO); Herrn Dr. H. Jahn, Detmold-Heiligenkirchen, für die Bereitstellung einer Aufsammlung von *Rectipilus fasciculatus* (Privatherbar HJ); Herrn Prof. Dr. E. Müller, Zürich, für Material aus der Gruppe um *Flagelloscypha* und *Lachnella* (ZT); Herrn I. Nuss, Berlin, für eine Aufsammlung aus der Gruppe um *Cyphellopsis* (Privatherbar NUSS); Herrn Prof. Dr. J. Poelt, Graz, für anregende Diskussionen und für Material aus seinem Privatherbar (POELT) und Herrn Dr. H. Roessler, München, für die Überprüfung der lateinischen Beschreibungen.\*

Mein aufrichtiger Dank gilt Herrn Prof. Dr. H. Merxmüller, München, für die großzügige Unterstützung an seinem Institut, für verschiedene Anregungen, kritische Durchsicht des Manuskripts und für die Erlaubnis, das Material der Botanischen Staatssammlung München (M) benützen zu dürfen.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Priv. Doz. Dr. F. Oberwinkler für Material aus seinem Privatherbar (FO), für eine ausgesprochen geschickte Arbeitsanleitung und viele Anregungen, die meine Studien wesentlich förderten, für die aufgeschlossene Haltung bei Diskussionen und nicht zuletzt für die Hilfe bei der Beschaffung von Literatur und für die kritische Durchsicht des Manuskripts.

\* Die Abkürzungen der Privatherbarien werden in *kursiver* Schrift zitiert.

† Der Autor nennt bei den untersuchten Proben die Sammelnummern; falls diese fehlen, gibt er das Datum der Aufsammlung an.

ZUR METHODIK.—Von den Fruchtkörpern wurden mit einer Rasierklinge möglichst dünne Längsschnitte angefertigt. Nach kurzer Orientierung über die Lageverhältnisse der Fruchtkörperschichten wurden Einzelheiten untersucht. Dafür verwendete ich 2000-fache Vergrößerung. Waren Details nicht gut erkennbar, wurde in Abständen immer wieder leicht gequetscht bis sich einzelne Hyphenstränge aus dem Verband lösten. Dem Präparat wurde 10%-ige KOH zugesetzt, um das Material zu quellen und um einen „Schmiereffekt“ zu erzielen. Alle Zeichnungen wurden im gleichen Maßstab angefertigt. Soweit möglich wurde im Detail jede Schematisierung vermieden; Gesamtzeichnungen stellen aber Ideallängsschnitte dar. Bei der Schattierung der Habituskizzen versuchte ich durch verschiedenartige Striche etwa einen naturgetreuen Eindruck zu vermitteln. Übersichtslängsschnitte idealisierte ich mit Absicht; Detailzeichnungen sind an ihnen als Ausschnitte gekennzeichnet.

Neben KOH wurden noch Lactophenol, Baumwollblau, Melzers Reagens, Salzsäure und Schwefelsäure als Reagentien verwendet.

Bei den Sporenmaßen ist der Apikulus nicht miteinbezogen.

Die lateinischen Artdiagnosen wurden mit Absicht nur auf den Typus abgestimmt. Bei deutschen Beschreibungen versuchte ich, die Artvariabilität zu berücksichtigen; eventuelle Unterschiede zu den lateinischen Diagnosen lassen sich hiermit erklären.

An den Anfang jeder Artbeschreibung stellte ich Synonyme zusammen. Dabei wurden nur die unterschiedlichen Gattungsbezeichnungen angeführt. Artsynonyme konnte ich nicht berücksichtigen, da für ein solches Vorhaben alle Typen der in Frage kommenden Species morphologisch genau untersucht werden müßten. Diese Untersuchungen müssen aber erst noch durchgeführt werden.

## B. MERKMALSVERGLEICH

### ANHAND WELCHER MERKMALE KÖNNEN CYPHELLOIDE GATTUNGEN CHARAKTERISIERT WERDEN?

Oft erschwert eine intraspezifische Variabilität die Abgrenzung von Arten. Einige Eigenschaften schwanken manchmal derart, daß scheinbar Gattungsgrenzen überschritten werden. In solchen Fällen können erst dann Merkmale richtig eingestuft werden, wenn die intra- und interspezifische Variabilität dieser Eigenschaften bekannt ist. (Unter interspezifischer Variabilität wird hier die unterschiedliche Ausprägung eines Merkmals verschiedener Arten verstanden, und zwar unabhängig von der generischen Zugehörigkeit.) Für eine sinnvolle Ordnung cyphelloider Pilze kommen nur wenige Eigenschaftsgruppen in Frage.

Stellen wir die Merkmalsgruppen verschiedener Gattungen zusammen, vergleichen sie und versuchen dabei ihren Wert zu beurteilen! Da verschiedene Gattungen sehr heterogen sind, ist ein Charakterisierungsversuch nur dann sinnvoll, wenn dazu jeweils der Vertreter gewählt wird, der sie definieren soll, nämlich die



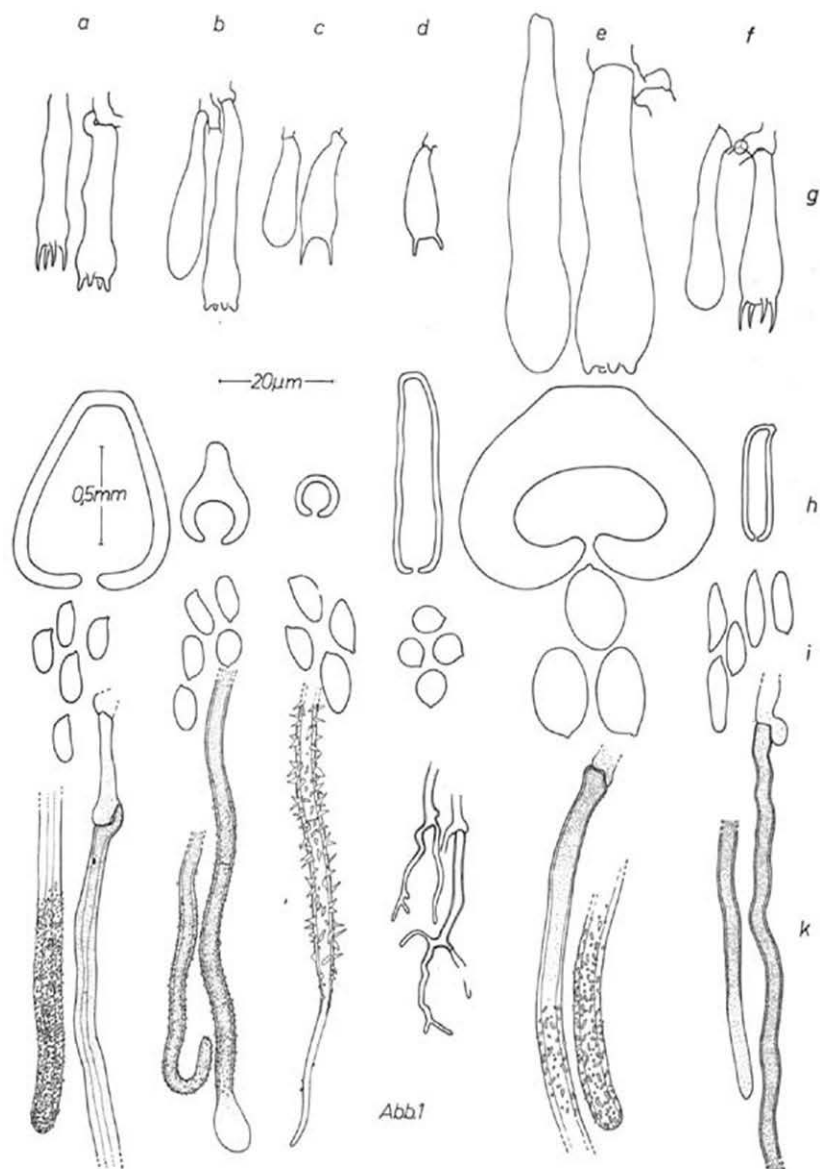


Abb. 1: a. *Calathella eruciformis*; b. *Cyphellopsis anomala*; c. *Flagelloscypha minutissima*; d. *Henningsomyces candidus*; e. *Lachnella alboviolascens*; f. *Woldmaria crocea*; g. Basidien; h. Fruchtkörper; i. Sporen; k. Randhaare der genannten Arten. (Zeichnungen c stammen von der Typusaufsammlung.)

Typusart: *Calathella erucaiformis* (Fr.) Reid, *Cyphellopsis anomala* (Pers. ex Schw.) Donk, *Henningsomyces candidus* (Pers. ex Schleich.) O. K., *Flagelloscypha minutissima* (Burt) Donk, *Lachnella alboviolascens* (Alb. & Schw. ex Pers.) Fr. und *Woldmaria crocea* (P. Karst.) W. B. Cooke.

1. BASIDIEN.—Die Basidien (Abb. 1g) von *Lachnella alboviolascens* (ge) sind teilweise gut doppelt so lang und breit wie die der übrigen Arten. Jene von *Calathella erucaiformis* (ga) und *Cyphellopsis anomala* (gb) zeichnet eine apikale Verdickung aus. Ähnliche Anschwellungen zeigen zwar auch die Basidien von *Flagelloscypha minutissima* (gc), *Henningsomyces candidus* (gd) und *Woldmaria crocea* (gf), doch verschmälern sie sich hier nur langsam; bei *Calathella erucaiformis* (ga) und *Cyphellopsis anomala* (gb) geht diese Verdickung aber plötzlich in den dünneren Basidienteil über. Da abgesehen von *Lachnella alboviolascens* (ge) nur geringe Unterschiede bei den Basidien festgestellt werden konnten, können hiermit allein kaum Abgrenzungen auf Gattungsebene vorgenommen werden. (*Lachnella alboviolascens* zeigt noch andere Unterschiede im Hymenium: Es treten querspezierte Elemente auf.)

2. FRUCHTKÖRPER.—Nach ihrer Form können die Fruchtkörper (Abb. 1h) in drei Gruppen eingeteilt werden. *Henningsomyces candidus* (hd) und *Woldmaria crocea* (hf) weichen von allen übrigen durch die Röhrenform ab. *Cyphellopsis anomala* (hb) und *Lachnella alboviolascens* (he) sind mehr oder minder gestielt; sie zeigen in der Fruchtkörperbasis einen oft stark ausgebildeten sterilen Sockel: In ihm verlaufen die Hyphen über längere Strecken in etwa senkrecht zum Substrat. *Calathella erucaiformis* (ha) und *Flagelloscypha minutissima* (hc) besitzen schüssel- bis glockenförmige Fruchtkörper mit jeweils gleichdicken Wänden.

*Cyphellopsis anomala* und *Woldmaria crocea* sind äußerlich braun, alle übrigen genannten Arten weiß bis gelblich. Eine Besonderheit weisen *Calathella erucaiformis* und *Lachnella alboviolascens* auf. Beide zeigen im äußeren Tramabereich eine bräunliche Zone.

Auf den ersten Blick sieht es so aus, als wären diese sechs Gattungen leicht anhand der Fruchtkörperform zu unterscheiden. Es stellte sich aber heraus, daß innerhalb einiger dieser Genera — bei sonst ähnlichen Merkmalen — unterschiedliche Fruchtkörpertypen auftreten können. So kommen z. B. bei *Flagelloscypha* Arten mit sterilem Sockel vor (Abb. 2).

*Henningsomyces* kann schüsselförmig sein (Abb. 13a, 14a). Auch die Fruchtkörpergröße scheint eine Unterscheidung zu ermöglichen, doch kann sie bei morphologisch ähnlichen Arten schwanken (Abb. 11a, 17a).

3. SPOREN.—Von *Calathella erucaiformis* (Abb. 11a) und *Cyphellopsis anomala* (Abb. 11b) abgesehen, können jene sechs Arten verhältnismäßig leicht durch die Sporenform (Abb. 11) unterschieden werden. — Wie können die Sporen eindeutig gekennzeichnet werden? Besser und objektiver als jede gute Beschreibung können Zeichnungen die Form charakterisieren. Bisher wurden häufig nur die Sporenmaße festgelegt (W. B. Cooke, 1961), die eine Variationsbreite ausdrückten. Mit den

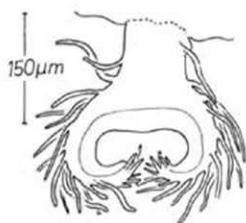


Abb. 2

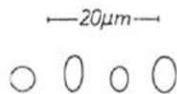


Abb. 3

Abb. 2. *Flagelloscypha*, POELT 4717. — Schnitt durch einen ausgewachsenen Fruchtkörper, Übersicht. — Abb. 3. Erklärung im Text.

Zahlen  $4-6 \times 3-4 \mu\text{m}$  werden die extremen Längen und Breiten angegeben und folgende Sporen einbezogen (Abb. 3):  $4 \times 4 \mu\text{m}$ ,  $6 \times 3 \mu\text{m}$ ,  $4 \times 3 \mu\text{m}$  und  $6 \times 4 \mu\text{m}$ . Selbst wenn noch dazu gesagt wird, daß die Sporen elliptisch bis rund sind, drücken diese Zahlen nicht viel aus. Es kommen noch extreme Formen in Frage. In Verbindung mit anderen Werten können diese Zahlen mehr verdeutlichen: Entweder muß eine Meßreihe aufgeführt oder ein Durchschnittswert ermittelt werden. Oft helfen sog. Sporenfaktoren weiter, die zwar sehr gut die Proportionen, nicht aber die Form wiedergeben.

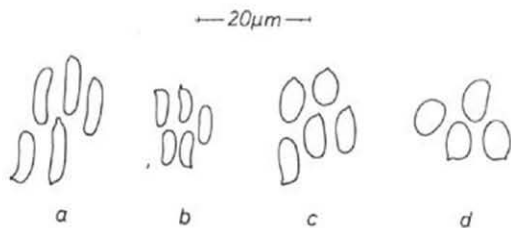


Abb. 4

Abb. 4. Sporen verschiedener *Cyphellopsis*-Arten. — a. *C. „macrospora“*, NUSS 703. — b. *C. „microspora“*, RA 1338. — c. *C. anomala* FO:21.10.61. — d. *C. subglobispora*, FO 14885.

Einige Beispiele sollen das verdeutlichen. *Cyphellopsis*-Sporen sind oft sehr variabel. Zur Ermittlung der kennzeichnenden Faktoren werden wenigstens fünfzehn Sporen gemessen, die Längen- und Breitensumme gebildet und ins Verhältnis gesetzt. Man erhält dann eine dimensionslose Zahl, den Sporenfaktor (Tab. 1).

TABELLE I

<i>NUSS 703</i>	<i>RA 1338</i>	<i>FO:21.10.61</i>	<i>FO 14885</i>
8,5 × 2,5	7 × 2	7,5 × 4,5	6,5 × 5
7,5 × 2,5	6 × 2	7 × 4	7 × 5,5
8,5 × 2,5	7 × 2	7 × 4,5	5,5 × 5
9,5 × 2,5	7 × 2	7 × 4,5	6 × 5
8 × 2,5	7 × 2	7 × 4	6 × 5
9 × 2,5	7 × 2	8 × 4	6 × 5
8,5 × 2,5	6 × 2	6 × 4	7 × 4,5
10 × 2,5	5,5 × 1,5	6,5 × 4	6 × 5
10 × 2,5	6 × 2,5	6 × 4,5	6 × 5
9,5 × 2,5	7 × 2,5	7 × 4	7 × 5
9,5 × 2,5	6 × 2,5	7 × 3,5	6 × 5,5
9 × 2	6,5 × 2,5	8 × 3,5	6,5 × 5
8,5 × 2,5	6 × 2	6,5 × 4,5	7 × 4,5
9,5 × 2,5	6 × 2	8 × 4	6 × 4,5
8,5 × 2,5		6,5 × 4,5	6,5 × 5
<u>134 × 37</u>	<u>90 × 29,5</u>	<u>105 × 62</u>	<u>95 × 74,5</u>
$\frac{134}{37} = 3,62$	$\frac{90}{29,5} = 3,05$	$\frac{105}{62} = 1,68$	$\frac{95}{74,5} = 1,27$

Bei einem Vergleich der Sporenzeichnungen (Abb. 4) mit den Faktoren fällt auf, daß die Proportionen in etwa umschrieben werden. Es ergeben sich zwei Vorteile: Erstens wird eine mittlere Sporenproportion festgestellt, die eine Art kennzeichnen kann und zweitens ist dieser Faktor unabhängig von der Größe der Sporen. Dies ist oft von Bedeutung. Einige Pilzarten können zwei- und viersporig sein; da sich meist eine Größenbeziehung zwischen Basidien- und Gesamtvolumen ihrer Sporen feststellen läßt, müßten die Sporen von Basidien mit zwei Sterigmen größer sein, als die mit zwei Sterigmen. Die Proportionen sollten aber dabei ungefähr gleich bleiben, da angenommen werden kann, daß sie genetisch festgelegt sind. Es müßten deshalb gleiche Sporenfaktoren ermittelt werden können. Genau diese Tatsache konnte ich bereits in einigen Fällen nachweisen. Werden die Fruchtkörper von Pilze mit zwei und vier Sterigmen noch weiter morphologisch verglichen, so kann eine gute Übereinstimmung festgestellt werden. Daraus darf aber nicht geschlossen werden, daß gleiche Sporenfaktoren identische Arten bedingen.

4. RANDHAARE.—Randhaare werden hier wie folgt definiert: (1) Hyphenendabschnitte, die von normalen Tramahyphen abweichend differenziert sind, und die (2) nach außen hin mehr oder minder vom Fruchtkörper abstehen, d. h. nicht ag-

glutiniert oder durch Anastomosen derart verbunden sind, daß sie eine kompakte Schicht bilden. Als Differenzierungen kommen u. a. in Frage: abnorme Auswüchse — Kristallbeläge — nicht an Septen gebundene, mehr oder minder starke Verzweigungen — Dickwandigkeit usw.

Die Randhaare (Abb. 1k) von *Flagelloscypha minutissima* (kc) sind mit großen, spitzen Kristallen besetzt, enden flagellumartig und kristallos. Bei *Calathella eruciformis* (ka) und *Lachnella alboviolascens* (ke) sind sie nur feingranulär inkrustiert und apikal abgerundet. Diese beiden Randhaare lassen sich morphologisch nur schlecht unterscheiden: Sie besitzen sekundäre Septen, sind stark dickwandig und ihre Basis ist braun; in KOH quellen sie unregelmäßig auf. Aber nur bei *Lachnella alboviolascens* sind sie bleibend dextrinoid. *Henningsomyces candidus* (kd) weist verzweigte, nicht inkrustierte Randhyphen auf. Folgende Merkmale können an den Randhaaren auftreten (siehe Tabelle 2).

TABELLE 2 (vgl. Abb. 1k)

## MERKMALE DER RANDHAARE

	ka	kb	kc	kd	ke	kf
Farbe	hyalin-farblos			+	+	
	braun		+			+
	nur a. d. Basis braun	+				+
Kristallbesatz	vorhanden	+	+	+		+
	spitz und groß			+		
	fein-granulär	+	+			+
Enden	u. a. blasig		+			
	abgerundet	+			(+)	+
	flagellenähnlich			+		
Sekundäre Septen	+	+	+	+	+	
Chemische Reaktionen	dextrinoid	(+)				+
	quellen in KOH unregelmäßig	+				+
Verzweigung				+		

Die Merkmale, die mir wichtig erscheinen, sind stärker umrandet. Damit lassen sich die sechs Arten gut unterscheiden. Auf Grund der Randhaarfarbe können drei Gruppen gebildet werden: *Cyphellopsis anomala* (kb) — *Woldmaria crocea* (kf); *Calathella erucaeformis* (ka) — *Lachnella albviolascens* (ke); *Flagelloscypha minutissima* (kc) — *Henningsomyces candidus* (kd). — *Henningsomyces candidus* (kd) wird außerdem noch durch die verzweigten Randhaare und *Flagelloscypha minutissima* durch das flagellumartige Randhyphenende gekennzeichnet. *Cyphellopsis anomala* (kb) besitzt im Gegensatz zur sonst ähnlichen *Woldmaria crocea* (kf) granulär inkrustierte Randhaare.

Diese Einteilung wird noch durch einige andere Merkmale bestätigt: so z. B. durch die Kristallform und die chemischen Reaktionen.

Tabelle 2 zeigt, daß die Randhaare weitaus mehr faßbare Merkmale liefern können als Sporen, Basidien und Fruchtkörperform. Diese spezialisierten Randhyphen sind innerhalb einer Art meist wenig variabel. Je größer aber eine gut fixierte Merkmalsgruppe ist, desto besser läßt sich damit eine Charakterisierung durchführen. Solche Eigenschaftskomplexe sind für eine Gattungsabgrenzung nötig.

## C. NOMENKLATORISCHE FRAGEN

### 1. SOLENIA ODER HENNINGSOMYCES: ERMITTLUNG DES GÜLTIGEN NAMENS

O. Kuntze (1898: 483) führte für den cyphelloiden Pilz „*Solenia* Hoffm.“ einen neuen Namen ein, da diese Bezeichnung bereits Hill (1751) für eine Gattung der Boletaceen verwendet hatte. Mit dem Namen *Solen(i)a* wurden aber noch folgende Taxa belegt: *Solenia* J. Hill (1751: 38; 1773: 38): Gattung der Boletaceen. — *Solena* Lour. (1790: 514): Gattung der Cucurbitaceen. — *Solenia* Pers. (1794: 116): *Solenia* bezeichnet hier zum ersten Mal eine cyphelloide Pilzgattung. — „*Solenia* Hoffm.“ (1796, T. 8): Hoffmann bezieht sich auf die Persoonsche *Solenia*. (Fälschlicherweise wird oft Hoffmann als Autor dieser Gattung angegeben.) — *Solena* Willd. (1798: 961): Gattung der Rubiaceen. — *Solenia* Agardh (1822: T. X, 4th; 1823: 417): Tribus der Ulvaceen. — *Solenia* Pers. ex Fr. (1822: 200). — *Solenia* J. Hill ex O. Kuntze (1898: 521): O. Kuntze wies *Solenia* ausdrücklich als eine Gattung der Boletaceen aus und mußte dann für die cyphelloide Gattung einen neuen Namen einführen. — *Henningsomyces* O. K. (1898): siehe oben. Welcher Name muß nach den Richtlinien des „International Code of Botanical Nomenclature (1966)“ gelten? Ein entscheidender Punkt ist in Art. 13 festgelegt. In ihm werden als Ausgangspunkte einer gültigen Veröffentlichung von Pflanzennamen folgende Daten angegeben: Für Spermatophyta, Pteridophyta und Algae der 1. Mai 1753 und für alle Pilze außer Uredinales, Ustilaginales und Gasteromycetes der 1. Januar 1821.

Auf Grund dieses Artikels können bereits *Solenia* Hill, *Solenia* Pers. und „*Solenia* Hoffm.“ ausgeschlossen werden.

Nach Art. 75 und 64 die Homonymie und orthographische Varianten behandeln, darf nur der erste gültig veröffentlichte Gattungsname (Art. 13), *Solena* Lour., verwendet werden.

Für den cyphelloiden Pilz „*Solenia*“ muß also ein neuer Name eingeführt werden: Dafür kommt nur *Henningsomyces* O. K. in Frage.

## 2. TYPIFIZIERUNG DER GATTUNG HENNINGSOMYCES

Fries (1822) beschreibt *Solenia candida* Pers. und weist auf frühere Diagnosen hin. Er zitiert dabei: „Pers. disp. p. 36. Hoffm. Germ. Cr. t. 8. f. 1.“

Nach Artikel 7, Anmerkung 7 des Codes heißt es:

Der Typus eines Taxons solle nach der Beschreibung der ersten gültigen Veröffentlichung bestimmt werden. Ist die Veröffentlichung durch Hinweis auf eine vor dem Ausgangspunkt (1. Jan. 1821) liegende Beschreibung gültig, so müsse sie für die Zwecke der Typifizierung gebraucht werden als wäre sie neu veröffentlicht.

Von beiden oben angegebenen Zitaten ist das Persoonsche das ältere. Als Typusbeschreibung gilt also: „SOLENTIA. *Utriculo* sessili membranaceo, cylindrico, ad basin cavo. *S. candida*, glabra, candida. (Vere in truncis putridis).“

Die Typusart heißt also: *Henningsomyces candidus* (Pers. ex Schleich.) O. K.; siehe Donk (1951: 212).

## D. DIE GATTUNG HENNINGSOMYCES O. K., SENSU LATO

### 1. SCHLÜSSEL: RECTIPILUS AGERER, HENNINGSOMYCES O. K., s. STR. UND ANDERE.

1. Randhaare ± braun pigmentiert.
  2. Randhaare der ganzen Länge nach bräunlich.
    3. Randhaare inkrustiert (Abb. 1bk) *Cyphellopsis, Merismodes\**
    3. Randhaare kristallos (Abb. 1fk) *Woldmaria*
  2. Randhaare nur an der Basis bräunlich; inkrustiert.
    4. Sporen lang-oval bis schwach allantoid (Abb. 38c, d),  $6-8 \times 2,5-4 \mu\text{m}$ ; Sporenfaktor: 2,1-2,7 *Calathella erucaeformis*
    4. Sporen asymmetrisch-oval (Abb. 1ei),  $11-15 \times (6,5-8-11 \mu\text{m})$ ; querseptierte Elemente im Hymenium *Lachnella alboviolascens*
1. Randhaare farblos-hyalin.
  5. Randhaare inkrustiert.
    6. Randhaare fein inkrustiert; stumpfes, nur selten nacktes Ende; schwach dickwandig (Abb. 34) *Lachnella spec. (POELT:11.9.68)*
    6. Randhaare mit großen Kristallen; mit ± nacktem, apikalem Ende.
      7. Alle Randhaare unverzweigt (Abb. 1ck) *Flagelloscypha minutissima*
      7. Randhaare teilweise verzweigt.
        8. Enden einiger Randhaare, nicht aber ihre Basen verzweigt (Abb. 36a); Sporenfaktor ca. 1,25 (Abb. 36c) *Flagelloscypha polyepidis*
        8. Randhaarenden ± unverzweigt; Basen aber kurzgedrungen-knorrig (Abb. 37), Sporenfaktor ca. 2,25 *Flagelloscypha (HO: 67/227)*
  5. Randhaare nicht inkrustiert.
    9. Randhaare wenigstens an der Fruchtkörpermündung immer verzweigt *Henningsomyces s. str.*
    9. Randhaare unverzweigt; nur ausnahmsweise etwas verzweigte Hyphen im Mündungsbereich *Rectipilus*

\* Auf Problematik, Abgrenzung und eventuelle Synonymisierung von *Cyphellopsis* Donk, *Merismodes* Earle und *Phaeocyphellopsis* W. B. Cooke wird an dieser Stelle nicht eingegangen.

## 2. HENNINGSOMYCES O. K., s. STR.

Fruchtkörper schüssel- bis röhrenförmig; einzeln, gruppenweise bis dichte Kolonien bildend; Außenseite glatt bis leicht samtig bis stark filzig; weiß bis gelblich-weiß bis bräunlich-gelb; sehr klein (ca. 0,1 mm) bis ziemlich groß (ca. 4 mm); Subiculum kann vorhanden sein. — Tramahyphen bis ca. 5  $\mu$ m Durchmesser, mit oder ohne Schnallen, Trama kann gelatinös sein, Hyphen manchmal agglutiniert. — Randhaare teilweise nur im Mündungsbereich vorhanden (der restliche Fruchtkörper wird dann von dichten anliegenden, manchmal etwas dickwandigen Tramahyphen gebildet, die durch Anastomosen verbunden sein können), mehr oder weniger stark verzweigt, verschieden dick, etwas dickwandig, manchmal sekundär septiert, farblos-hyalin, nie bleibend dextrinoid (wenn mit Melzers Reagens eine Braunfärbung auftritt, läßt sie sich mit Lactophenol wieder vollständig auswaschen), manchmal mit organischem Material inkrustiert (mit konzentrierter Schwefelsäure erfolgt Dunkelfärbung: z. B. *Henningsomyces puber*). — Basidien meist clavat, selten schwach suburniform, mit 2-4 Sterigmen, mit oder ohne Schnallen; keine Cystiden, aber manchmal etwas zugespitzte Elemente im Hymenium. — Sporen „subglobo“ bis gedrungen-eiförmig, glatt, farblos-hyalin, dünnwandig, nicht amyloid; Sporenfaktor ca. 1,0-1,5(-1,8). Gattungstyp: *Henningsomyces candidus* (Pers. ex Schleich.) O. K.

## a. ARTSCHLÜSSEL

1. Fruchtkörper flach-schüsselförmig (Abb. 13) *Henningsomyces patinaceus*, p. 406
1. Fruchtkörper meist röhrenförmig.
  2. Fruchtkörper nur an der Mündung mit verzweigten Randhaaren.
    3. Randhaare  $\pm$  dichotom verzweigt (Abb. 8-10), Fruchtkörper sehr klein: 200-400  $\mu$ m; ohne Schnallen *Henningsomyces minimus*, p. 401
    3. Randhaare schwach gabelig verzweigt; Tramahyphen unterhalb des Subhymeniums tordiert; Fruchtkörper ca. 1 mm lang; Schnallen vorhanden. (Abb. 12) *Henningsomyces spec.* (M:29.11.1959), p. 405
  2. Fruchtkörper vollkommen mit verzweigten Randhaaren bedeckt.
    4. Randhaare stark verästelt; Abschnitte der Verzweigungen lang-feingliedrig; Fruchtkörper 100-300  $\mu$ m lang (Abb. 11) *Henningsomyces mutabilis*, p. 404
    4. Randhaare schwach verzweigt; wenn stark verästelt, dann Abschnitte nicht langfeingliedrig; Fruchtkörper normal 0,5-4 mm lang.
      5. Fruchtkörper glatt, schwach bis stark gelatinös; Randhaare anliegend, und jene der Mündung stark verzweigt. (Abb. 6c) *Henningsomyces candidus*, p. 399
      5. Fruchtkörper abstechend behaart, stark gelatinös; bei älteren Aufsammlungen Randhaare mit amorpher Masse bedeckt; Mündungsrandhaare abstechend und schwach verzweigt (Abb. 17-20) *Henningsomyces puber*, p. 408

## b. CHARAKTERISIERUNG EINIGER ARTEN

## HENNINGSOMYCES CANDIDUS (Pers. ex Schleich.) O. K.—Abb. 5-7

*Solenia candida* Pers. ex Schleich., Cat. Pl. Helv., Ed. 4, 59.1821; Fr., Syst. mycol. 2 (1):200. 1822. *Cyphella candida* (Pers. ex Schleich.) Pat., Ess. taxon. Hym. 55. 1900. *Lachnella candida* (Pers. ex Schleich.) G. H. Cunn. in Bull. N. Z. Dep. sci. ind. Res. Wellington, New Zealand 145: 309. 1963.

TYPUS.—Keine Typusaufsammlung bekannt. Zu einem späteren Zeitpunkt muß ein Neotypus ermittelt werden.



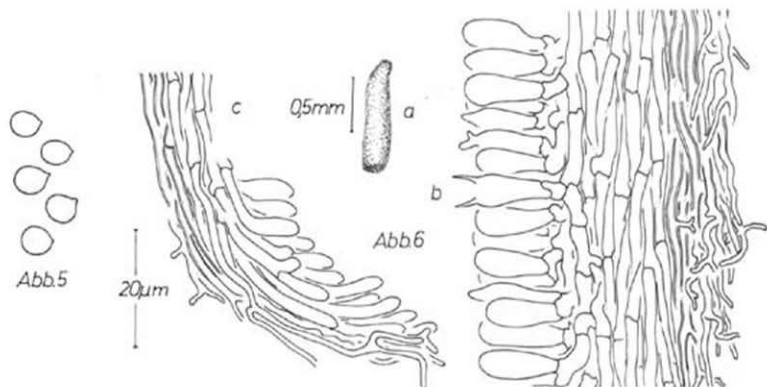


Abb. 5. *Henningsomyces candidus*, Sporen (FO 3598). — Abb. 6. *Henningsomyces candidus* (POELT 6271). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — c. Fruchtkörperlängsschnitt im Mündungsbereich, Detail.

Fruchtkörper röhrenförmig, einzeln bis gruppenweise, bis 1(-1,5) mm lang, gelblich-ocker, glatt (Abb. 6, 7), oft glänzend, selten stark gelatinös; kein Subiculum. Tramahyphen 1,5-3,5  $\mu$ m Durchmesser, mit oder ohne Schnallen, oft etwas agglutiniert. Randhaare kurz verzweigt, 1-3  $\mu$ m Durchmesser, dem Fruchtkörper dicht anliegend (auch an der Röhrenöffnung), bis zur Mündung hin fein verzweigt (Abb. 6c), hyalin-farblös, etwas dickwandig, nicht dextrinoid. Basidien 12-19  $\times$  4-7  $\mu$ m, oft mit 2 Sterigmen, clavate, mit oder ohne Schnallen; im Hymenium häufig etwas zugespitzte Elemente (Abb. 6); Subhymenium schwach ausgebildet. Sporen rund bis subglobose (Abb. 5, 7), 4-6  $\times$  3,5-6  $\mu$ m, weder amyloid noch cyanophil. Sporenfaktor ca. 1,15. Durchschnittliche Sporenlänge ca. 5,2  $\mu$ m.

DISKUSSION.—Die vorliegende Art läßt sich von *Henningsomyces puber* schon habituell gut unterscheiden. Sind die Fruchtkörper von *H. candidus* mehr oder weniger glatt, so tritt bei *H. puber* ein „Haarfilz“ auf. Außerdem sind die Randhaare dieser Art mit einer amorphen Masse bedeckt. Auch die Mündungsbereiche unterscheiden sich: Während bei *H. candidus* bis unmittelbar an den Rand fein verästelte, dichtenanliegende Randhaare auftreten (Abb. 6c), sind sie bei *H. puber* kurz-gedrunken verzweigt und stehen vom Fruchtkörper ab (Abb. 15).

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—**Deutschland:** Baden: Salem, auf der Unterseite morscher Bretter, Mai 1873, (M). — Baden, Salem, an Brunnenstubenholz, Mai 1873, leg. Jack; (Rabenhorst, Fungi europaei in M., Abb. 7). Bayern: Allgäu, Scheidegg, Jan. 1964, leg. Th. Kupka, (M). — Ammergauer Alpen, Blöckenau bei Füssen am Bellat-Bach bei  $\pm$  1200 m, 6.10.1962, leg. F. Oberwinkler, (FO 3627d). — Blöckenau bei Füssen, 1100 m, 6.10.1962, leg. F. Oberwinkler, (FO 3598, Abb. 5). — Waldhaus am Hintersee bei Ramsau, 810 m, 23.6.1962, leg. F. Oberwinkler, (FO 1404a, POELT 6217, Abb. 6).

**Österreich:** Klosterberg bei Innsbruck, auf *Picea*-Strunk, 19.9.1927, leg. V. Litschauer, (M). — Zillertaler Alpen, Floitental, Aug. 1943, leg. Suessenguth, (M). — Steyermark, in truncis *piditis piceis*, (M 16).

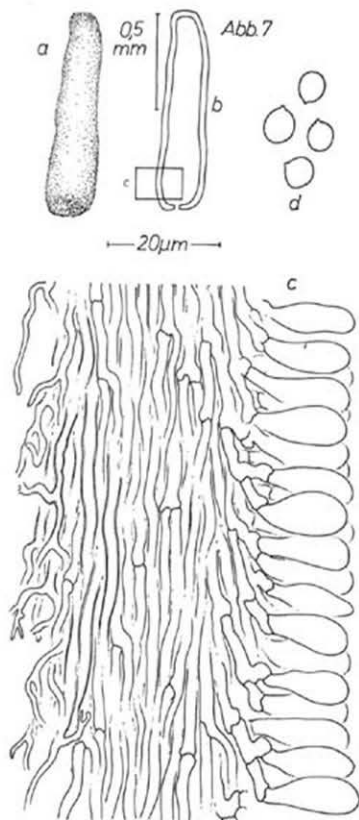


Abb. 7. *Henningsomyces candidus* (Rabenhorst, Fungi europaei in M:V.1873). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — c. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — d. Sporen.

#### HENNINGSOMYCES MINIMUS (Cooke & Phil.) O. K.—Abb. 8–10

*Solenia minima* Cooke & Phil. in Grev. **10**: 123. 1882. — *Henningsomyces minimus* (Cooke & Phil.) O. K. var. *venezuelae* Reid in Kew Bull. **15**: 271. 1961.

TYPUS. *Solenia minima* Cooke & Phil. Südafrika: Inanda, Natal, Jan. 1881, on decayed stem of *Strelitzia*, coll. by J. M. Wood 482 (K, PRE 11145).

Vom Typus liegen in Pretoria eine, in Kew zwei Aufsammlungen. Die drei Etiketten unterscheiden sich geringfügig. Genaue Angaben stehen auf dem Herbarbogen aus Pretoria (siehe oben). Eine Kapsel aus Kew trägt die Aufschrift: *Solenia minima* Cooke & Phil., on wood, Natal, J. M. Wood 482, mit dem Herbarstempel M. C. Cooks; die andere: *Solenia minima* Cooke & Phil., on decayed stem of a *Strelitzia*, No. 482 a. Es liegt nahe, daß alle drei Kapseln von der Typusaufsammlung stammen.

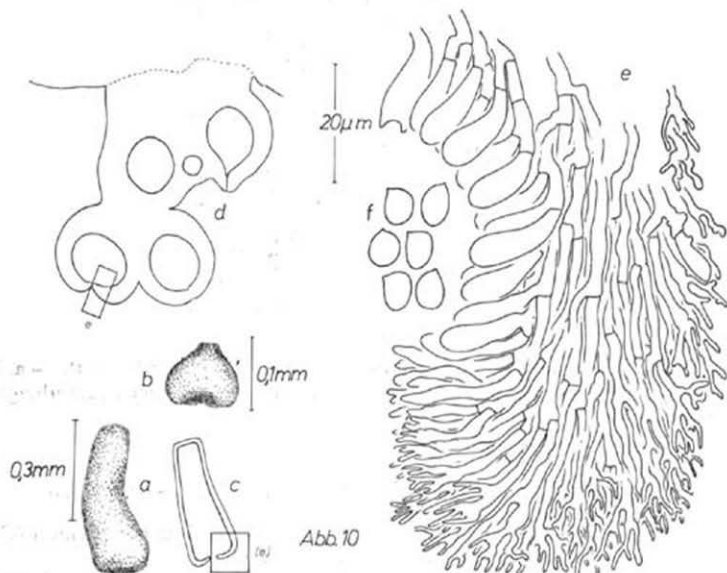
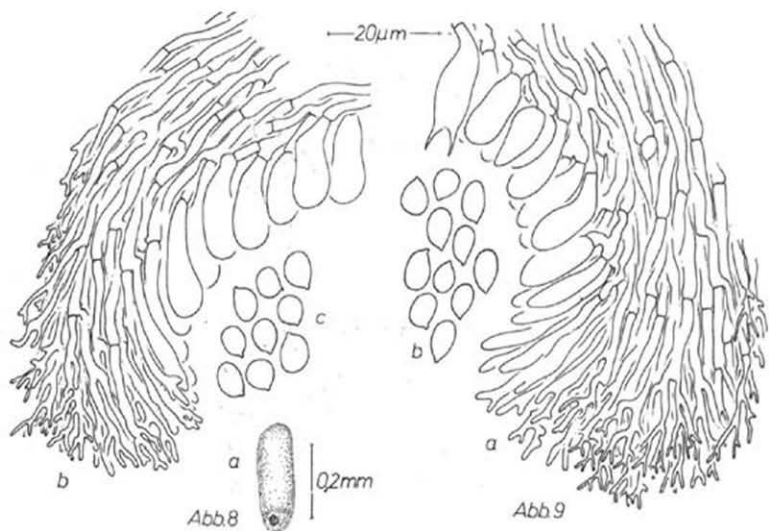


Abb. 8. Typus *Heningsomyces minimus*. — a. Habitus eines Fruchtkörpers. — b. Längsschnitt eines Fruchtkörpers im Mündungsbereich, Detail. — c. Sporen. — Abb. 9. Typus *Heningsomyces minimus* var. *venezuelae* Reid. — a. Längsschnitt eines Fruchtkörpers im Mündungsbereich, Detail. — b. Sporen. — Abb. 10. *Heningsomyces minimus* (FO 14640). — a, b. Habitus von Fruchtkörpern, Röhren- und Schüsselform. — c. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — d. „Kolonie“ schüsselförmiger Fruchtkörper. — e. Längsschnitt eines Fruchtkörpers im Mündungsbereich, Detail. — f. Sporen.

Fruchtkörper schüssel- bis glocken- bis röhrenförmig, einzeln oder gruppenweise; schüsselförmige oft stark genähert: Es entsteht der Eindruck, als würden sie einer gemeinsamen sterilen Basis entspringen (Abb. 8a, 10a-d). Fruchtkörper 100-400  $\mu\text{m}$  lang; weiß bis gelblich, wenn röhrenförmig, dann oft mit etwas dunklerer Basis;  $\pm$  gelatinös; kein Subiculum. Tramahyphen 1,5-2,5(-3)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, keine Schnallen, stark agglutiniert; an der Fruchtkörpermündung besenartig verzweigte, nicht dextrinoide, farblos-hyaline Randhaare; ihre Seitenäste oft gleich stark entwickelt: „dichotome“ Verzweigung; weiter von der Mündung entfernt: Randhaare knorrig; die unteren 2/3 des Fruchtkörpers sind glatt. Basidien 12-20  $\times$  5,5-7  $\mu\text{m}$ , mit 2 Sterigmen (immer?), clavat, keine Schnallen (Abb. 8b, 9a, 10c). Sporen elliptisch bis stumpf-oval oder „subglobos“; etwas asymmetrisch, nicht amyloid. Größe von 5-7  $\times$  3,5-4,5(-5)  $\mu\text{m}$  bis 5,5-7,5  $\times$  5-5,5  $\mu\text{m}$  und Sporenfaktor von 1,13 bis 1,40. Durchschnittliche Sporenlänge ca. 5,9  $\mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—Talbot (1956) beschrieb *Henningsomyces minimus* anhand des Typenmaterials und gab die Sporengröße mit 3-4  $\times$  2,5-3  $\mu\text{m}$  an. Auch W. B. Cooke (1961) fand Sporen dieser Größe. Im Gegensatz zu Talbot stellte er eindeutig Schnallen fest und beide waren davon überzeugt, daß keine Randhaare vorhanden waren. Dennis fand in Venezuela eine *Henningsomyces*-Art, die Reid (1961) als *Henningsomyces minimus* var. *venezuelae* Reid beschrieb weil im Widerspruch zu den Analysen Talbots und W. B. Cookes an der Fruchtkörpermündung eindeutig verzweigte Randhyphen nachzuweisen waren. Da außerdem die Sporen in ihrer Größe abwichen, wollte Reid erst dann eine endgültige Aussage über die taxonomische Stellung machen, wenn er guterhaltenes Typenmaterial untersucht gehabt hätte.

Aufsammlung FO 14640 wich von der Varietätenbeschreibung Reids etwas ab. Die Sporen waren rundlicher: 5,5-7,5  $\times$  5-5,5  $\mu\text{m}$ , gegenüber 4,75-7  $\times$  3,5-4,5  $\mu\text{m}$  (Abb. 10f, 9b). Um die Identität dieser Aufsammlung festzustellen, untersuchte ich den Typus von *H. minimus* var. *venezuelae*: Außer den etwas abweichenden Sporen ergaben sich keine Unterschiede.

Beim Typus von *H. minimus* stellte sich heraus, daß die Sporen größer sind als sie W. B. Cooke und Talbot angegeben hatten (Abb. 8c). Die Fruchtkörpermündung wies die typisch verzweigten Randhyphen auf, wie sie bei der Varietät vorgekommen waren (Abb. 8b, 9a).

Vergleich der Sporen von FO 14640, *Henningsomyces minimus*- und Varietätentypus: Die Proportion der Varietätensporen weicht ab (Faktor 1,40 gegenüber 1,13 und 1,17). Da auch in beiden anderen Aufsammlungen einzelne längliche Sporen vorkommen, wäre die Varietät nur anhand des Sporenfaktors abgrenzbar. Bei einer Faktorgenaugigkeit von  $\pm 0,1$  können die beiden Pilze kaum unterschieden werden.

Alle drei Zeichnungen (Abb. 8b, 9a, 10c) lassen die typischen, fast dichotom verzweigten Randhyphen erkennen. Es sind aber einige geringfügige Abweichungen festzustellen. Die „Dichotomie“ ist bei FO 14640 stärker ausgeprägt als beim Varietätentypus. Am Typus von *Henningsomyces minimus* läßt sie sich nur mehr an den letzten Verzweigungen nachweisen.

Bis mehr Aufsammlungen mit länglichen Sporen untersucht sind, sollte keine Varietät unterschieden, sondern alle drei Proben als *Henningsomyces minimus* (Cooke & Phil.) O. K. bezeichnet werden.

Anhand der „dichotomen“ Randhyphen läßt sich *Henningsomyces minimus* gut von *H. candidus*, *H. puber*, *Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959), *H. mutabilis* und *H. patinaceus* unterscheiden. Denn bei diesen Arten sind die Seitenzweige der Randhaare dem Hauptzweig untergeordnet. Untersucht man nicht zu alte Aufsammlungen, so quellen mit KOH voluminöse Schleimbällchen hervor (FO 14640 und FO 14650), bei etwas älteren (Dennis) nur andeutungsweise; die Woodschen Aufsammlungen beinhalten keine gelatinösen Pilze mehr.

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—**Südafrika:** Inanda, Natal, Jan. 1881, on decayed stem of *Strelitzia*, Coll. by J. M. Wood 482 (PRE — schlecht erhaltenes Material; K, Wood 482 — schlecht erhaltenes Material; K, Wood 482a, Abb. 8).

**Venezuela:** Distrito Federal, El Avila, on decayed bark in cloud forest, ca. 2000 m, 17. VI. 1958, coll. R. W. Dennis (Abb. 9). — Estado Merida: Merida, Umgebung des Instituto Forestal Latino Americano,  $\pm 1800$  m, 27.11.1968, leg. B. & F. Oberwinkler (FO 13730). — Cordillera de la Costa, Estado Aragua, Parque National Henri Pittier (Rancho Grande), nördl. Maracay, Paßhöhe  $\pm 1100$  m, 9.2.1969, leg. B. & F. Oberwinkler (FO 14640, Abb. 10, und FO 14650).

***Henningsomyces mutabilis* Agerer, spec. nov.\*—Abb. 11**

Cupulae siccatae cylindraceae vel campaniformes; cupulae non siccatae obtusi-coniformes; albae, sparsae vel gregariae, 150–300  $\mu$ m altae, tomentosae, aperturis perspicuis; subiculum nullum; hyphae tramae 2–3  $\mu$ m crassae, fibuligerae; pili externi longe et tenuiter dichophy-

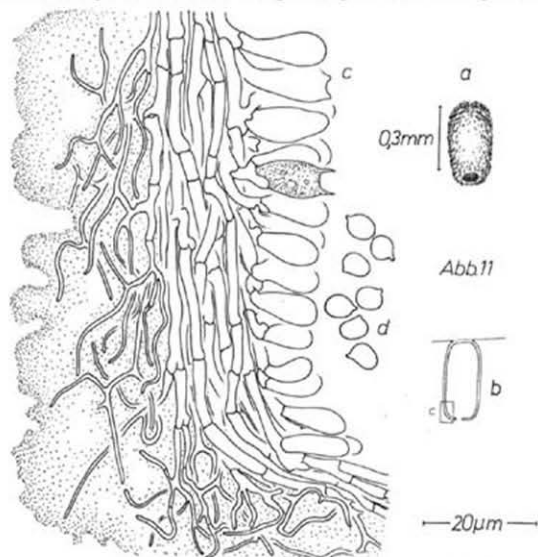


Abb. 11. *Henningsomyces mutabilis* (RA 879 in M: Typus). — a. Habitus (Frischmaterial). — b. Fruchtkörperlängsschnitt: Übersicht (Exsikkat). — c. Fruchtkörperlängsschnitt im Mündungsbereich. Detail. — d. Sporen.

\* Etymologie: mutabilis=veränderlich.

soidei, non dextrinoidei, ecolorati; basidii  $14-19 \times 6-8 \mu\text{m}$ , clavati, 2-sterigmatici, fibuligeri; sporae  $3,5-5 \times 3,5-4,5 \mu\text{m}$ , oviformes; apiculo prominente usque ad  $1 \mu\text{m}$  longo; nec amyloideae nec cyanophilae; proportio sporarum cr. 1,15.

Typus: Deutschland: Bayern, Landshut, bei Schweinbach zwischen Attenkofen und Seethal, Ufer des Schweinbachs, auf *Picea*, 27.6.1971, leg. R. Agerer, (RA 879 in M).

Fruchtkörper stumpf-kegelförmig; die Fruchtkörperbasis ist weiter als der Mündungsbereich; trocken: walzen- bis glockenförmig, Fruchtkörperöffnung gut sichtbar (Abb. 11a); einzeln bis gruppenweise, unter einer Lupe sehr samtig;  $150-300 \mu\text{m}$  lang; wenigstens bei jüngeren Aufsammlungen sehr gelatinös: Bei Zugabe von KOH quellen voluminöse Schleimbällchen hervor (Abb. 11c); kein Subiculum. Tramahyphen  $2-3 \mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen (immer?). Randhaare stark lang- und feingliedrig verzweigt, Enden nur  $0,5-1 \mu\text{m}$  dick (Abb. 11c), Basis  $\pm 2 \mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen; nicht dextrinoid. Basidien  $14-19 \times 6-8 \mu\text{m}$ , clavati, mit Schnallen, mit 2 Sterigmen (immer?); Subhymenium nur schwach ausgeprägt. Sporen (Abb. 11d)  $3,5-5 \times 3,5-4,5 \mu\text{m}$ , oval, mit prominentem bis  $1 \mu\text{m}$  langem Apikulus; weder amyloid noch cyanophil; Sporenfaktor ca. 1,15. Durchschnittliche Sporenlänge  $4,4 \mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—Diese Art ist anhand der außergewöhnlich stark und feinverzweigten Randhyphen gut gekennzeichnet. Die allerdings nur im Frischzustand konischen und kleinen Fruchtkörper ermöglichen eine habituelle Abgrenzung zu *Henningsomyces candidus*.

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNG—Typus.

HENNINGSOMYCES spec. (M:29.11.1959).\*—Abb. 12

Fruchtkörper röhrenförmig, (Abb. 12a), einzeln, weiß bis gelblich-weiß, an der Basis gelblich; mehr oder weniger glatt, nur an der Mündung etwas rau; Röhren oberflächlich quengerippt,  $1 \text{ mm}$  lang, etwas gelatinös; kein Subiculum. Tramahyphen  $2-3,5(-4) \mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen; im Tramabereich unmittelbar unterhalb der Basidien eigenartig tordierte Hyphen (Abb. 12b). Randhaare nur an der Röhrenmündung; Sie sind verzweigt (Abb. 12d); die Begrenzung des übrigen Fruchtkörpers bilden etwas dickwandige und zusammenhängende Hyphen (Anastomosen!) (Abb. 12b); nicht dextrinoid, farblos-hyalin. Basidien  $12-18 \times 4-8 \mu\text{m}$ , clavati, mit besonders langen Sterigmen: bis  $6 \mu\text{m}$  (Abb. 12b); Subhymenium schwach ausgebildet, mit vielen Schnallen. Sporen (Abb. 12c) oval bis elliptisch,  $4-6 \times 4-4,5 \mu\text{m}$ , weder amyloid noch cyanophil; Sporenfaktor ca. 1,40. Durchschnittliche Sporenlänge  $5,2 \mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—Von *Henningsomyces puber* und *H. candidus* läßt sich *Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959) u. a. durch die länglichen Sporen unterscheiden. *H. minimus* besitzt zwar auch glatten Fruchtkörper, seine Mündungshaare sind aber fein „dichotom“ verzweigt. Die Fruchtkörper von *H. minimus* sind kleiner. (Siehe auch Punkt E5).

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—**Deutschland:** Bayern, Oberbayern, Isartal südl. Grünwald bei München, Faulholz, 29.11.1959, leg. J. Poelt; (M: Abb. 12).

\* Erst nach der Untersuchung mehrerer Aufsammlungen kann eine endgültige taxonomische Wertung vorgenommen werden.

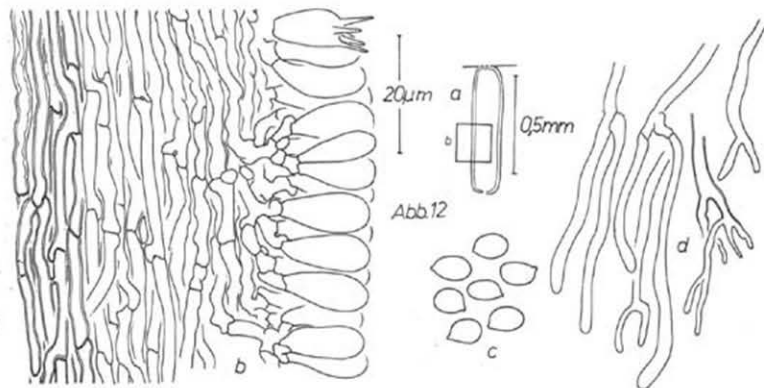


Abb. 12. *Henningsomyces* spec. (M: 29.11.1959). — a. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — c. Sporen. — d. Randhaare der Röhrenmündung.

***Henningsomyces patinaceus* Agerer, spec. nov.\*—Abb. 13, 14**

Cupulae patinaceae, sparsae vel gregariae, subflavae, 100–300  $\mu\text{m}$  diam.; 50–100  $\mu\text{m}$  altae, apertura perspicua; subiculum nullum; hyphae tramae 2–3  $\mu\text{m}$  crassae, fibuligerae; pili externi dichophysoidei, non dextrinoidei, ecolorati; basidii (16–)18–23  $\times$  5–7,5  $\mu\text{m}$ , 4-sterigmatici, fibuligeri; sporae 5–6  $\times$  4–5  $\mu\text{m}$ , ellipticae vel oviformes, asymmetricae, apiculatae, nec amyloideae nec cyanophilae; proportio sporarum cr. 1,30.

Typus: Venezuela: Anden, Estado Merida, Merida, Umgebung des Instituto Forestal Latino Americano,  $\pm$  1800 m, 25.9.1968, leg. B. & F. Oberwinkler (FO 12775a).

Fruchtkörper schüsselförmig mit deutlicher Öffnung; einzeln bis gruppenweise; sehr klein: 100–300  $\mu\text{m}$  Durchmesser, 50–100  $\mu\text{m}$  hoch (Abb. 13a, 14a). Fruchtkörper zumindest bei jüngeren Aufsammlungen stark gelatinös: Bei Zugabe von KOH treten voluminöse Schleimbällen hervor; Wandung 40–50  $\mu\text{m}$  dick; kein Subiculum. Tramahyphen 2–3  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Randhaare stark knorrig verzweigt, ziemlich gleichmäßig dick, mit abgerundeten Enden (Abb. 13b, 14b); zweigen von schnallenträgenden Septen ab und können sekundär septiert sein, farblos-hyalin, 1–3  $\mu\text{m}$  Durchmesser; nicht dextrinoid. Basidien (16–)18–23  $\times$  5–7,5  $\mu\text{m}$ , schwach suburniform bis clavat, mit Schnallen, mit 4 Sterigmen; die Größe der Basidien schwankt etwas von Aufsammlung zu Aufsammlung. Manchmal treten etwas zugespitzte Elemente im Hymenium auf (Abb. 14b). Subhymenium schwach ausgeprägt. Sporen (Abb. 13c, 14c) elliptisch bis oval, etwas asymmetrisch, 5–6  $\times$  4–5  $\mu\text{m}$ , weder amyloid noch cyanophil; Sporenfaktor ca. 1,30. Durchschnittliche Sporenlänge ca. 5,4  $\mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—Bei einem Vergleich der beiden Aufsammlungen fallen unterschiedlich große Basidien auf: FO 12775a: (16–)18–23  $\times$  5–7,5  $\mu\text{m}$  und FO 12902: 15–20  $\times$  5,5–7  $\mu\text{m}$ . Diese Abweichung dürfte jedoch innerhalb der spezifischen Variation liegen.

\* Etymologie: patina=Schüssel.

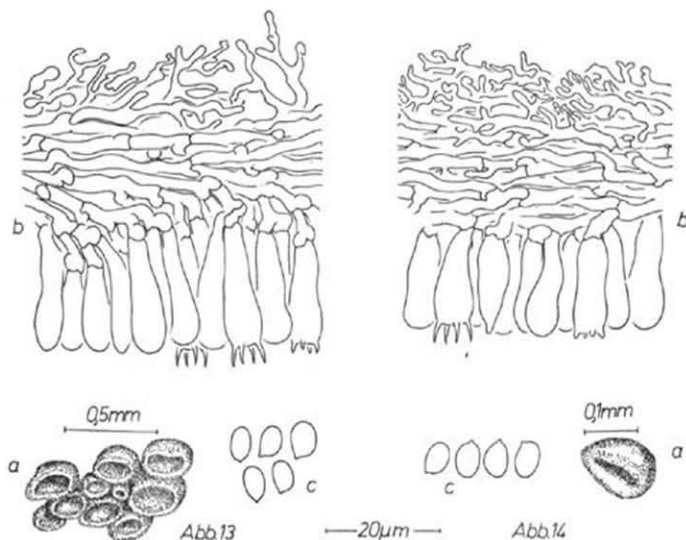


Abb. 13: *Henningsomyces patinaceus* (FO 12775a, Typus). — a. Fruchtkörperkolonie. — b. Längsschnitt eines Fruchtkörpers: Detail. — c. Sporen. — Abb. 14. *Henningsomyces patinaceus* (FO 12902). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Längsschnitt eines Fruchtkörpers, Detail. — c. Sporen.

Unterscheiden läßt sich *Henningsomyces patinaceus* von allen anderen genannten *Henningsomyces*-Arten anhand der ausgeprägten Schüsselform. Die Randhaare sind kennzeichnend: knorrig, aber mit ziemlich gleichmäßig dicken Ästen.

W. B. Cooke (1961) erwähnt eine habituell ähnliche Art. „*Solenia subnivea* W. B. Cooke“ soll rund oder kurzzyllindrisch sein. Die Beschreibung Cookes von „*S. subnivea*“ weicht aber von jener *Henningsomyces patinaceus* ziemlich stark ab, so daß eine Identität dieser beiden Arten unwahrscheinlich ist. Bei einem Vergleich der beiden Analysen stelle ich drei wesentliche Unterschiede fest:

1. Während die Randhaare von *Henningsomyces patinaceus* abgerundete Enden aufweisen, sollen sie bei „*Solenia subnivea*“ fein zugespitzt sein.

2. *Henningsomyces patinaceus* besitzt eindeutig elliptische bis ovale Sporen (Abb. 13c, 14c); für „*Solenia subnivea*“ werden sie als rund (5–6 µm Durchmesser) angegeben.

3. Die Basidienmaße weichen erheblich ab. *Henningsomyces patinaceus* besitzt kaum kleinere Basidien als 18 µm. W. B. Cooke gibt für jene von „*Solenia subnivea*“ 11,6 × 5,8 µm an. Anscheinend hat er nur eine Basidie gemessen, da keine Variationsbreite angegeben ist. Möglicherweise sollen aber die ungeraden Zahlen Durchschnittsgrößen sein. Es kann ausgeschlossen werden, daß sich das Maß auf unreife Basidien bezieht, da die Sterigmenzahl bestimmt werden konnte.



UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—**Venezuela:** Estado Merida, Merida, Umgebung des Instituto Forestal Latino Americano,  $\pm 1800$  m, 25.9.1968, leg. B. & F. Oberwinkler (FO 12775a, Typus, Abb. 13). Merida, Umgebung des Instituto Forestal Latino Americano,  $\pm 1800$  m, 1.10.1968, leg. B. & F. Oberwinkler (FO 12902, Abb. 14).

HENNINGSOMYCES PUBER (Rom. ex W. B. Cooke) Reid—Abb. 15–20

*Solenia pubera* Rom. ex W. B. Cooke in Beih. Sydowia 4:26.1961.

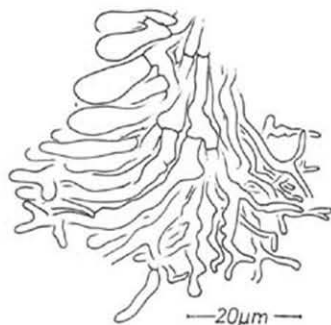


Abb 15

Abb. 15. *Henningomyces puber* (POELT 4239), Mündungsbereich eines Fruchtkörpers.

Fruchtkörper röhrenförmig, gruppenweise bis dichte Kolonien bildend; trocken: gelblich mit weißem Haarfilz überzogen, besonders an der Basis oft deutlich und dicht (Abb. 16a); Fruchtkörper (0,5–)1–1,5(–2) mm lang, glitzernd, zumindest bei jungen Aufsammlungen stark gelatinös; bei Zugabe von KOH quellen Schleimballen hervor (Abb. 17b, d); kein Subiculum. Tramahyphen 2–3  $\mu$ m Durchmesser, mit oder ohne Schnallen. Randhaare verzweigt, oft sehr lang, an ihrer Basis meist 1–3(–4,5)  $\mu$ m Durchmesser, etwas dickwandig, stehen vom Fruchtkörper ab und lassen ihn einschließlich der Röhrenmündung samtig erscheinen (Abb. 15); Randhaare der Fruchtkörperöffnung meist kurzgedrungen verzweigt, nach außen hin feiner. An der Fruchtkörperbasis mit dichtem amorphem Belag, der sich gut in Salzsäure und KOH löst, sehr gut in Schwefelsäure (Abb. 16d); nie bleibend dextrinoid (braune Färbung wird von Lactophenol wieder ausgetrieben). Basidien 11–20(–28)  $\times$  4–8  $\mu$ m, clavate, manchmal etwas zugespitzt (Abb. 19a, 20a), mit oder ohne Schnallen (Abb. 19), mit 2 oder 4 Sterigmen; Subhymenium mehr oder minder schwach ausgeprägt (Abb. 16b, 17b). Sporen (Abb. 16c, 20b) weder amyloid noch cyanophil, subglobos, manchmal etwas birnenförmig (Abb. 19b), Größe schwankt von 4–5,5  $\times$  3,5–4,5  $\mu$ m bis 5–7  $\times$  4,5–7  $\mu$ m. Sporenfaktor ca. 1,15. Durchschnittliche Sporenlänge schwankt von 4,8 (M:IV.1928) bis 6,5 (M:XI.1939, Abb. 19b).

DISKUSSION.—Zwei Aufsammlungen weichen vom Normaltyp etwas ab:

a. M:XI.1939 besitzt u. a. abweichende Sporen: Mit 5–7  $\times$  4,5–7  $\mu$ m und einer deutlichen Birnenform (Abb. 19b) entsprechen sie nicht mehr den normalen sub-

globosen Sporen. Die Basidien mit  $16-24(-28) \times (5-6-9) \mu\text{m}$  und die Randhaare mit einer Basis bis zu  $4,5 \mu\text{m}$  Durchmesser erreichen andere Maße als bei typischen Aufsammlungen. Außerdem sind sie viel weniger verzweigt (Vgl. Abb. 19b mit Abb. 20b). Die einzelnstehenden Fruchtkörper besitzen aber am Grunde die charakteristischen, abstehenden und amorph inkrustierten Randhaare. Vielleicht ist es gerechtfertigt, diese Aufsammlung als eigene Art aufzufassen, solange aber nichts über die spezifische Variabilität bekannt ist, sollte diese Probe bei *Henningsomyces puber* belassen werden.

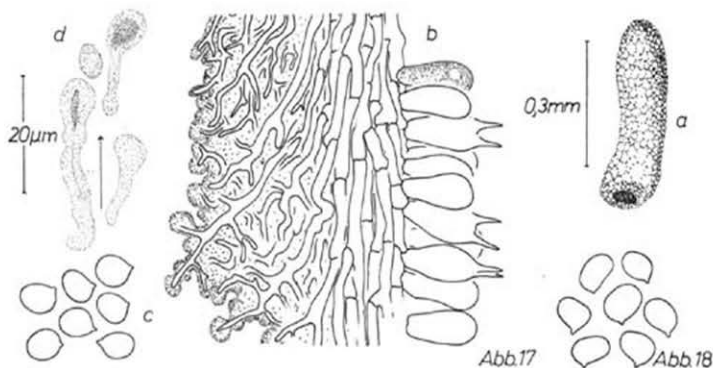
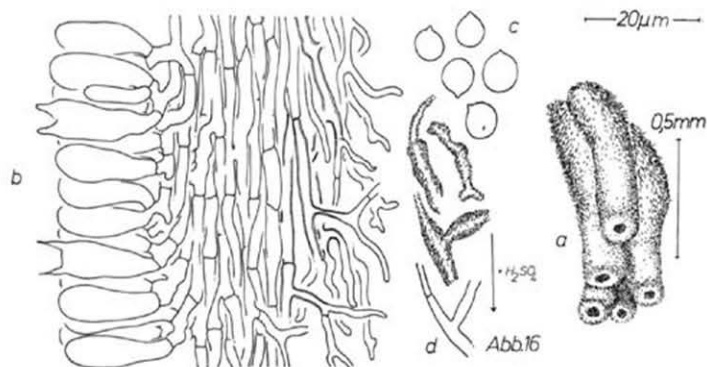


Abb. 16. *Henningsomyces puber* (M). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — c. Sporen. — d. basale Randhaare mit und ohne amorpher Masse, d. h. vor und nach Behandlung mit Schwefelsäure. — Abb. 17. *Henningsomyces puber* (RA 1057). — a. Habitus eines Fruchtkörpers, junge Aufsammlung. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — c. Sporen. — d. Schleimballen, die nach dem Versetzen von Pilzen einer frischen Aufsammlung mit KOH aus dem Präparat abgesaugt werden konnten. Deutlich sind zwei verschieden stark lichtbrechende Zonen erkennbar. Abb. (b) stammt von Pilzen einer 1/2 Jahre alten Aufsammlung; Schleimballen sind bereits deutlich reduziert. — Abb. 18. *Henningsomyces puber* (M), Sporen.

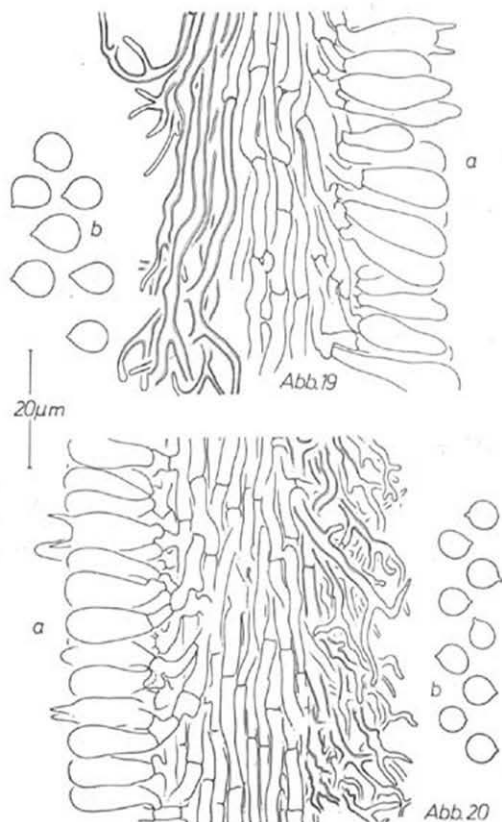


Abb. 19. *Henningomyces puber* (M). — a. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — b. Sporen. —  
 Abb. 20. *Henningomyces puber* (POELT 4239). — a. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — b. Sporen.

b. Auch M:20.8.1961 ist etwas abweichend gestaltet. Basidien ( $12-23 \times 5-7 \mu\text{m}$ ) und Randhaare (Basis bis  $4,5 \mu\text{m}$ ) sind größer als normal. Die Sporen sind ausgesprochen oval mit extrem seitlich ansitzendem Apikulus (Abb. 18). Abgesehen von der Sporenform stehen sich diese beiden Aufsammlungen ziemlich nahe. Einige untersuchte Proben zeigen Basidienabzweigungen mit und ohne Schnallen (Abb. 19a, 20a).

Wie entsteht der amorphe Besatz basaler Randhaare? Die Randhyphenbeläge von *Flagelloscypha* und *Lachnella* sind nicht amorph. Es lassen sich verschieden geformte, aber eindeutig abgegrenzte Kristalle unterscheiden (Abb. 1kc, ke). In Säuren lösen sie sich ziemlich schnell und rückstandslos auf. — Bei älteren Aufsammlungen von *Henningomyces puber* bleiben einige Reste des Randhyphenbelags hängen, wenn er mit

nichtoxydierenden Säuren, z. B. Salzsäure, behandelt wird. Mit Schwefelsäure löst sich das amorphe Material zwar vollständig auf, doch stellt sich eine Braunfärbung ein, die langsam wieder verschwindet. Diese Tönung kann nur davon herrühren, daß organische, d. h. kohlenstoffhaltige Substanzen, von Schwefelsäure oxydiert worden sind, so daß der dunkle Kohlenstoff vorliegt. Eine Beobachtung half mir, den Belag als organische Substanz zu identifizieren: Aus frischen Fruchtkörpern von *Henningsomyces puber* quollen bei Zugabe von KOH voluminöse, hyaline Schleimballen hervor (Abb. 17d), die sich leicht absaugen ließen. Nach einem halben Jahr untersuchte ich diesen Pilz noch einmal; er war dann weit weniger gelatinös. Es traten zwar einzelne Schleimballen aus, doch waren sie nicht mehr so voluminös wie beim Frischmaterial. Sie klumpten sich vielmehr an der Oberfläche der Randhaare zusammen und umhüllten sie (Abb. 17b). Bei allen anderen Aufsammlungen dürfte der Trockenprozeß (?) bereits so weit fortgeschritten sein, daß die Randhaare nur mehr von einer amorphen Masse umgeben sind. Wahrscheinlich hat sich die Substanz dabei chemisch verändert, da sie mit Wasser nicht mehr aufquillt. — Die verschieden starke Gelatinosität dieser Pilze muß folglich nicht unbedingt dazu berechtigen, Arten voneinander abzugrenzen. Erst wenn gleichalte Aufsammlungen untersucht wurden und dann verschieden starke Gelatinosität festgestellt worden ist, können u. a. damit Arten abgegrenzt werden. Doch müssen sie unter den gleichen Bedingungen konserviert und aufbewahrt worden sein. Nicht bei allen gelatinösen Arten trocknet der Schleim an den Randhaaren fest; zumindest ist dies aber nicht eindeutig feststellbar (vgl. *Henningsomyces minimus*). Die Fruchtkörper verändern sich auch rein habituell, wenn die Aufsammlungen älter werden. Anfangs ist die Oberfläche meist glatt (Abb. 17a), doch mit der Zeit treten an der Basis die abstehenden Randhaare auf (Abb. 16a).

*Henningsomyces puber* ist von *H. candidus* anhand der samtigen Oberfläche, der amorph inkrustierten Randhaare und der unterschiedlichen Fruchtkörpermündung abgrenzbar (Vgl. Abb. 15 mit Abb. 6c).

Reid (1964) beschreibt zwei Unterarten von *Henningsomyces puber*. Diese beiden Varietäten, var. *americana* und var. „*pubera*“, ähneln sich sehr. Sie unterscheiden sich nur dadurch, daß var. *americana* Schnallen besitzt, var. „*pubera*“ nicht. Reid betont dies ausdrücklich. Er deutet aber bereits darauf hin, daß dieser Tatsache möglicherweise kein taxonomischer Wert zuzukommen brauche. Die Zweisporigkeit und das Fehlen von Schnallen könnten mitunter auf haploide Mycelien zurückzuführen sein. Bei der oben angeführten Beschreibung von *Henningsomyces puber* unterschied ich keine Varietäten, denn bei den meisten untersuchten Pilzen ließ sich nicht eindeutig entscheiden, ob Schnallen vorhanden waren oder nicht. Es fielen zwar einige Fruchtkörper auf, die durchwegs schnallenlos waren (Abb. 16), doch traten auch solche auf, bei denen manche Basidien mit, andere aber ohne Schnallen abzweigten (Abb. 20). Vielleicht stehen die beiden etwas abweichenden Aufsammlungen (Randhaarbasis bis 4,5  $\mu$ m Durchmesser) der Varietät „*pubera*“ ziemlich nahe, doch treten bei M:XI.1939 (Abb. 19) sowohl Septen mit als auch ohne Schnallen auf. Auch sie konnte deshalb nicht eindeutig dieser Varietät zugeordnet werden.

Als ein wichtiges Merkmal von *Henningsomyces puber* stellte ich die amorph inkrustierten Randhaare besonders heraus. Reid erwähnt zwar nicht eindeutig diese Eigenschaft, doch läßt folgender Satz darauf schließen, daß auch er die amorphe Inkrustation bemerkt hat: „Toward the very base of the fruitbody the hairs tend to have slightly thicker and more highly refractive walls and this thickening may extend into the branchlets, although there is still a wide lumen“. Infolge des amorphen Belags brechen die Randhaare beim Quetschen ohne KOH tatsächlich ziemlich schnell. Leider war es mir bisher nicht möglich, die beiden Varietäten-Typen zu untersuchen; anhand der Beschreibung Reids konnte die Art jedoch verhältnismäßig gut bestimmt werden.

**UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—Deutschland:** Auf *Betula verrucosa*, IX.1926, leg. F. Petrak (M: Abb. 16). Bayern: Deggendorf, Schöllnach, am Fuße des Schloßhügels bei Neuhausen, 31.7.1972, leg. R. Agerer, (RA 1049, RA 1051, RA 1057, RA 1058: Abb. 17). München-Nymphenburg, Königl. Bot. Garten, an einer Palme im Gewächshaus 1920 (M). München-Botanischer Garten, 520 m, 14.3.1968, leg. B. Mayr & F. Oberwinkler (FO 11989). Oberhalb Aschering, Kreis Starnberg, westl. des Ortes, 20.8.1961, leg. J. Poelt (M: Abb. 18).

**Finnland:** Inari-Lapland, Umgebung von Kevo, leg. Ch. Poelt (POELT 4239: Abb. 15, 20).

**Kanada:** L. Temagami T. F. R. Ont. t, 17.7.1936, leg. Jackson (M).

**Tschechoslowakei:** Mährisch-Weißkirchen, Podhorn, VIII.1923 (M). Weißkirchen IV. 1928 (M). Weißkirchen, Bartelsdorf, auf *Beula*, Sept.1928 (M).

**USA:** E. Iranby-Conn. leg. Eno, XI.1939 (M: Abb. 19). —

*Henningsomyces candidus*, *Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959) und *H. mutabilis* lassen sich mit dem Schlüssel Burts (1924) als „*Solenia candida*“ bestimmen. In der Beschreibung wird der glatte Fruchtkörper hervorgehoben. Demnach kommen nur *Henningsomyces candidus* und *Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959) für diese Art in Frage. Wie Tabelle 3 zeigt, sind diese beiden Pilze ziemlich verschieden. *Hennings-*

TABELLE 3

<i>Henningsomyces candidus</i>	<i>Henningsomyces</i> spec. (M:29.11.1959)	<i>Henningsomyces mutabilis</i>
Sporen: 4-6 × 3,5-6 μm Faktor: 1,15	Sporen: 4-6 × 4-4,5 μm Faktor: 1,40	Sporen: 3,5-5 × 3,5-4,5 μm Faktor: 1,15
Form: rund-subglobos Abb. 5	Form: oval-elliptisch Abb. 12c	Form: oval Abb. 11d
Fruchtkörper: glatt	Fruchtkörper: glatt	Fruchtkörper: samtig
Randhaare: „normal“ verzweigt.	Randhaare: nur an der Fruchtkörpermündung.	Randhaare: stark lang- und feingliedrig verzweigt.

*omyces* spec. (M:29.11.1959) besitzt nur an der Röhrenmündung Randhaare. Bei *Henningsomyces candidus* sind sie am ganzen Fruchtkörper vorhanden, doch liegen sie so fest an, daß er glatt erscheint. Auch die Sporenproportionen stimmen nicht überein. Im Burtschen Schlüssel werden diese Unterschiede nicht berücksichtigt. Die stark lang- und feingliedrig verzweigten Randhaare von *H. mutabilis* zeigen deutliche Unterschiede zu den beiden anderen Arten auf.

*Henningsomyces candidus* und *H. mutabilis* lassen sich mit dem Schlüssel W. B. Cooke (1961) als „*Solenia candida*“ bestimmen. Da Cooke außer *Henningsomyces minimus* keine Art ohne Randhaare kennt, kann *Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959) überhaupt nicht identifiziert werden. Er ist aber eindeutig von *H. minimus* verschieden. W. B. Cooke beschreibt die Oberfläche von *H. candidus* nicht und bezieht anscheinend in diese Art auch Pilze rauher Außenseite ein. Pilze der Botanischen Staatssammlung München, die er revidiert hat (1964) bestätigen diese Annahme.

*Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959) und *H. puber* lassen sich nach Bourdot & Galzin (1928) nicht bestimmen. *Cyphella nivea* Quél. scheint *Henningsomyces mutabilis* ziemlich ähnlich zu sein: Farbe, Oberfläche und Form des Fruchtkörpers stimmen gut überein. Nur sind die Hyphen von *Cyphella nivea* dünner (0,5–1,5  $\mu\text{m}$ ), die Sporen mit 4,5–6  $\mu\text{m}$  Durchmesser rund und der Fruchtkörper mit 0,5–0,8 mm etwas größer. Außerdem ist bei *Henningsomyces mutabilis* kein Subiculum vorhanden, das allerdings bei *Cyphella nivea* sehr vergänglich sein soll. (Bourdot & Galzin, 1928). Da die Beschreibung keinen Schluß über die Randhaargestalt zuläßt, kann erst dann über die Gattungszugehörigkeit von *Cyphella nivea* Quél. entschieden werden, wenn Typenmaterial untersucht worden ist. W. B. Cooke hat diese Art zu „*Solenia candida*“ gestellt. Da sich die zwei Formen, die von *Henningsomyces candidus* abweichen, anhand der Literatur (Bourdot & Galzin, 1928; Burt, 1924; W. B. Cooke 1961; Pilát, 1924, 1925) nicht mit Namen belegen ließen, habe ich sie als eigenständige Formen aufgeführt.

### 3. *Rectipilus* Agerer, gen. nov.\*

Cupulae doliformes vel cylindraceae; ca. 0,1 mm usque ad ca. 4 mm altae; sparsae vel gregariae vel densas colonias formantes; facies externa laevis vel subvelutina interdum cirris longis praedita; alba vel subflava vel straminea. Subiculum nullum vel manifeste praesens. Hyphae tramae usque ad 5  $\mu\text{m}$  diam., fibuligerae; trama agglutinata. Pili externi totam superficiem cupulae tegentes, non dichophysoidei (rarissime ad ostiolum), plus minusve crassi, plus minusve crassitunicati extremo pilo obtuso tenuitunicato, interdum secundarie septati, hyalini, ecolorati vel minime subflavi, in 10% KOH turgescens, rarissime inaequaliter turgescens, interdum permanentes dextrinoidei (si fuscati sunt: Lactophenol colorem non rursus eluit), non incrustati. — Basidii plurime suburniformes, interdum clavati, 2–4-sterigmatici, fibuligeri. Cystidii nulli. Sporae subglobosae vel oviformes, interdum ellipticae, laeves, ecoloratae, hyalinae, tenuitunicatae, numquam amyloideae; proportio sporarum ca. 1,0–1,9(–2,2). Typus generis: *Rectipilus fasciculatus* (Pers.) Agerer.

\* Etymologie: rectus=gerade; pilus=Haar.

Fruchtkörper stumpf-tonnen- bis röhrenförmig, einzeln, gruppenweise, dichte Kolonien oder Rasen bildend; glatt bis samtig, manchmal mit abstehenden längeren Haarbüscheln; weiß bis gelblichweiß bis strohgelb; sehr klein (ca. 0,1 mm) bis ziemlich groß (bis ca. 4 mm); Subiculum fehlend oder vorhanden, manchmal sehr deutlich ausgeprägt. Tramahyphen bis ca. 5  $\mu$ m Durchmesser, mit Schnallen, Tramahyphen können etwas agglutiniert sein. Randhaare am ganzen Fruchtkörper vorhanden, unverzweigt (ausnahmsweise etwas im Mündungsbereich), leicht bis stark dickwandig, apikal meist dünnwandig und stumpf, manchmal sekundär septiert, farblos-hyalin bis leicht gelblich-hyalin, quellen in 10 %iger KOH etwas auf, nur ausnahmsweise etwas unregelmäßig (dann ist die Grenze von Randhaaren zum Medium des Präparats undeutlich), in einigen Fällen bleibend dextrinoid (Braunfärbung läßt sich mit Lactophenol nicht auswaschen), nie inkrustiert. Basidien meist schwach suburniform, doch manchmal auch clavat, mit 2 oder 4 Sterigmen, mit Schnallen; keine Cystiden. Sporen subglobos bis länglich-oval, manchmal elliptisch, glatt, farblos-hyalin, dünnwandig, nicht amyloid; Sporenfaktor ca. 1,0–1,9(–2,2). Gattungstyp: *Rectipilus fasciculatus* (Pers.) Agerer.

#### a. ARTSCHLÜSSEL

1. Randhaare stark dickwandig und dextrinoid.
  2. Sporen elliptisch-oval bis tropfenförmig; Sporenfaktor ca. 1,25; durchschnittliche Sporenlänge kleiner als 5,0  $\mu$ m (Abb. 31c) *Rectipilus idahoensis*, p. 424
  2. Sporen rund bis schwach subglobos; Sporenfaktor ca. 1,1; durchschnittliche Sporenlänge größer als 5,5  $\mu$ m.
    3. Durchschnittliche Sporenlänge ca. 7,0  $\mu$ m; Basidien mit 2 Sterigmen; Vorkommen: Nordamerika (Abb. 24) *Rectipilus davidii*, p. 417
    3. Durchschnittliche Sporenlänge zwischen 5,5 und 6,5  $\mu$ m; Basidien mit 4 Sterigmen; Vorkommen: Himalaya (Abb. 33) *Rectipilus spec.* (M:18.10.1962), p. 426
1. Randhaare nicht dextrinoid.
  4. Sporen länglich-elliptisch; Sporenfaktor ca. 1,85; Fruchtkörper kurz-tonnenförmig (Abb. 21) *Rectipilus bavaricus*, p. 414
  4. Andere Merkmalskombination.
    5. Randhaare stark geschlängelt oder gewunden; Fruchtkörper lang-röhrenförmig, Kolonien bildend; Sporenfaktor ca. 1,30 (Abb. 32) *Rectipilus natalensis*, p. 425
    5. Randhaare  $\pm$  gerade.
      6. Subiculum stark entwickelt; Randhaare sehr dickwandig (Abb. 22.) *Rectipilus confertus*, p. 417
      6. Subiculum fehlend oder nur schwach entwickelt *Rectipilus fasciculatus*, p. 419

#### b. CHARAKTERISIERUNG EINIGER ARTEN

##### **Rectipilus bavaricus** Agerer, *spec. nov.*—Abb. 21

Cupulae poculiformes vel breviter doliiformes, sparsae, albae vel subflavae, villosae, usque ad 300  $\mu$ m altae; subiculum nullum. Hyphae trumae 2–3  $\mu$ m crassae, fibuligerae; pili externi crassitunicati, eramosi, ecolorati, detorquentes, 1,5–2  $\mu$ m crassi, basi fibuligeri, interdum secundarie septati, non dextrinoidei, non inaequaliter turgescentes in KOH; cristalli nulli; basidii 11,5–15  $\times$  4–5  $\mu$ m, suburniformes, 4-sterigmatici, fibuligeri; sporae 4,5–6  $\times$  2,5–3  $\mu$ m, oblongi, ellipticae, paulum asymmetricae, nec amyloideae nec cyanophylae; proportio sporarum c. 1,85.

Typus: Deutschland: Bayern, Deggendorf, Schöllnach, am Fuße des Schloßhügels bei Neuhofen, 1.8.1971, leg. R. Agerer. (RA 1053 in M; Abb. 21).

Fruchtkörper becherförmig bis kurz tonnenförmig, einzeln, flagelloscyphaähnlicher Habitus; weiß bis leicht gelblich, haarig-borstig (Abb. 21a), bis 300  $\mu\text{m}$  hoch; schwach gelatinös; kein Subiculum. Tramahyphen 2–3  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Randhaare unverzweigt, geschlängelt und etwas dickwandig, am ganzen Fruchtkörper gleich gestaltet; 1,5–2  $\mu\text{m}$  Durchmesser, entspringen an Septen mit Schnallen, manchmal sekundär septiert, nicht dextrinoid und quellen in KOH nicht unregelmäßig auf; ohne Kristalle, aber manchmal mit stark lichtbrechenden Körpern; Randhaare der Basis reichen mitunter bis zur Mündung, die Wände dünnen zum Apex hin aus (Abb. 21b). Basidien 11,5–15  $\times$  4–5  $\mu\text{m}$ , suburniform, mit 4

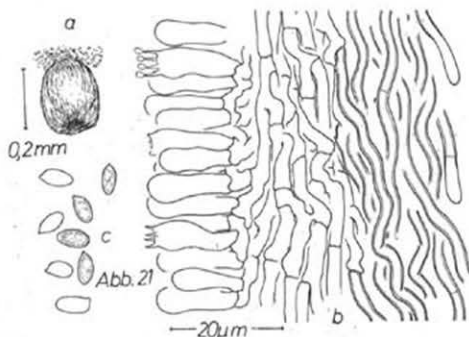


Abb. 21. *Rectipilus bavaricus* (RA 1053 in M; Typus). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — c. Sporen.

Sterigmen, mit Schnallen; Subhymenium schwach. Sporen länglich-elliptisch, etwas asymmetrisch, 4,5–6  $\times$  2,5–3  $\mu\text{m}$ ; weder amyloid noch cyanophil; unregelmäßige, stark lichtbrechende Einschlüsse in den Sporen (Abb. 21c), ähnliche Körper finden sich auch in der Trama. Sporenfaktor ca. 1,85. Durchschnittliche Sporenlänge 5,1  $\mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—Diese Species ist von allen anderen aufgeführten *Rectipilus*-Arten durch die asymmetrisch-elliptischen (nicht ovalen) Sporen unterscheidbar. Der Habitus läßt nicht auf den ersten Blick die Gattung *Rectipilus* erwarten: Er weicht sehr stark von der für *Rectipilus fasciculatus* typischen Röhrenform ab. Ähnliche Fruchtkörper treten bei *Rectipilus idahoensis* und *Rectipilus spec.* (M:18.10.1962) auf, doch besitzen sie dickwandige und dextrinoide Randhaare.

Nach dem Schlüssel Burts (1924) käme für *Rectipilus bavaricus* nur *Solenia gracilis* in Frage. Sie besitzt aber 7,5–8  $\times$  7,5–8  $\mu\text{m}$  große Sporen und kann deshalb ausgeklammert werden. In der Arbeit W. B. Cooke (1961) ist nur eine ähnliche Art (*Solenia epiphylla*) aufgeführt; sie soll jedoch „broad ovate spores“ besitzen und keine Schnallen aufweisen. Nach Bourdot & Galzin (1928) läßt sich *Rectipilus bavaricus* nicht bestimmen.

Über die Stellung zur Gattung *Lachnella s. l.* wird später berichtet (E1).

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNG.—Typus.



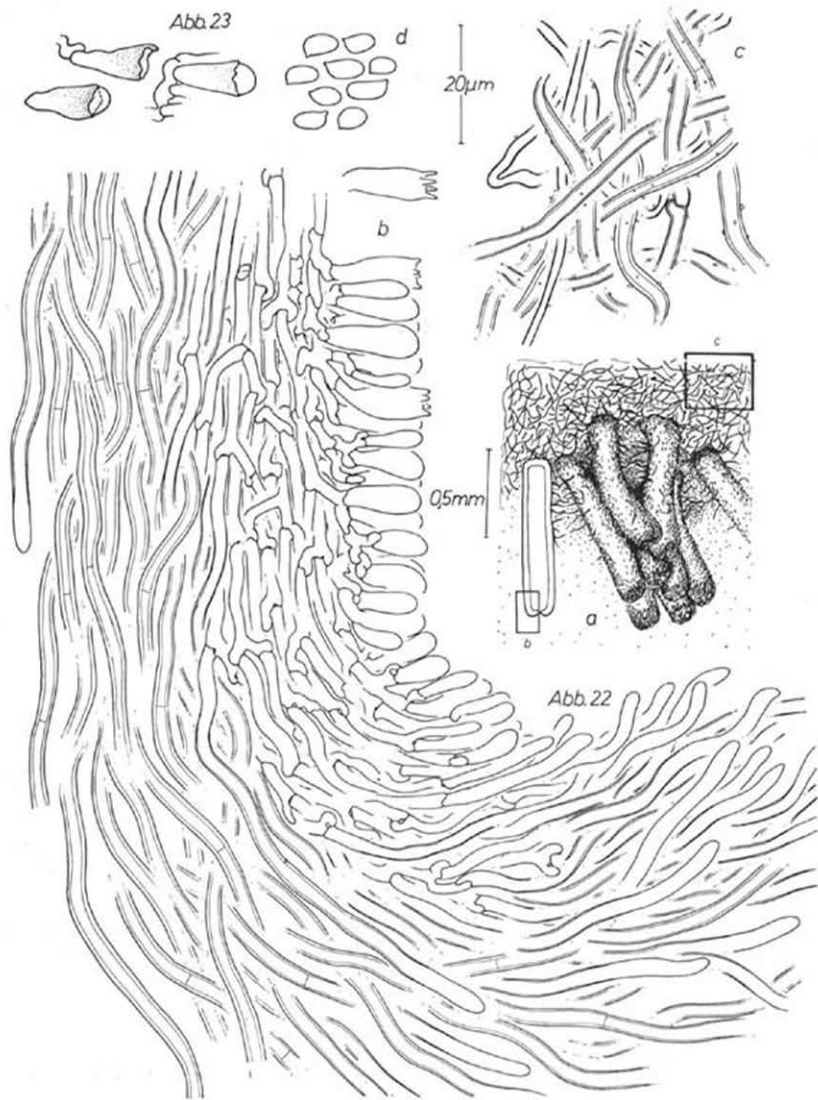


Abb. 22. *Rectipilus confertus* (Typus, BPI). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt im Mündungsbereich, Detail. — c. Subiculum. — d. Sporen. — Abb. 23. *Rectipilus confertus* (Ravenel, Fungi Car. Fasc. 4. 1855 in BPI), Basidien.

***Rectipilus confertus*** (Burt) Agerer, *comb. nov.*—Abb. 22, 23

*Solenia conferta* Burt in Ann. Mo. bot. Gdn 11: 17. 1924 (Basionym).

Typus: *Solenia conferta* Burt; USA, Meramec Highlands, Missouri, on rotten log, L. O. Overholts, Nov. 6, 1913 (Mo. Bot. Gard. Herb. 14505 in BPI).

Fruchtkörper röhrenförmig, in dichten Kolonien (rasenförmig); gelblich, Außenseite leicht filzig mit einzelnen längeren Haaren, besonders im basalen Bereich; Mündung weiß mit abstehenden Randhaaren; Fruchtkörper manchmal quergerippt, 1–2(–2,5) mm lang, Öffnung nicht sichtbar; ausgeprägtes Subiculum (Abb. 22a, c), Teile davon oft noch an der Röhre. Tramahyphen 2–2,5  $\mu$ m Durchmesser, mit Schnallen. Randhaare unverzweigt, 2–3,5  $\mu$ m Durchmesser, sehr dickwandig und stark sekundär septiert (Abb. 22b), in dichten Lagen gelblich, einzeln aber fast farblos; beginnen an Septen mit Schnallen, quellen in KOH ziemlich stark auf, aber nicht unregelmäßig; Grenze zwischen Randhaaren und Medium des Präparats immer deutlich. Nur Subiculumhyphen inkrustiert (Abb. 22c), mehr oder weniger dickwandig, selten mit Schnallen, manchmal sekundär septiert und wie alle Hyphen des Fruchtkörpers nicht dextrinoid. Basidien 11–16  $\times$  5–6  $\mu$ m, clavat oder jung nur andeutungsweise suburniform, mit 4 Sterigmen, am Grunde mit Schnallen; Subhymenium schwach ausgeprägt (Abb. 22b); keine Komplizierungen im Subhymenium und in der Trama wie bei *Rectipilus fasciculatus*. Sporen länglich-oval bis elliptisch, etwas asymmetrisch; 4,5–6(–7,5)  $\times$  2,5–3,5  $\mu$ m, nicht amyloid. Sporenfaktor ca. 1,70. Durchschnittliche Sporenlänge 5,3  $\mu$ m (Abb. 22d).

DISKUSSION.—Von *Rectipilus fasciculatus* unterscheidet sich *R. confertus* durch den dicht rasenförmigen Wuchs, das mächtige Subiculum und durch die stark dickwandigen und miteinander verwobenen Randhyphen. Außerdem treten nur bei *R. fasciculatus* subhymeniale Komplizierungen auf. Die geringe Basidiengröße von *R. confertus* und die leicht gelblichen Randhaare bedeuten weitere Unterschiede.

Bei Fruchtkörpern einer Aufsammlung (Ravenel Fungi Car., Fasc. 4. 1855 in BPI) ließen die Basidien zwei Schichten erkennen (Abb. 23). Die äußere war oft geplatzt und zeigte im Phasenkontrast eine hyaline innere Zone, die beim Quetschen leicht zerriß. Es handelt sich dabei nicht um repetierende Basidien. Diese Probe stimmt ansonsten gut mit dem Typus überein.

W. B. Cooke (1961) erwähnt, daß die Randhaare am apikalen Ende spitz zulaufen; jedoch konnte ich an der Typusaufsammlung nur abgerundete Randhaare finden; kollabierte Apices können jedoch spitze Enden vortäuschen.

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—USA: *Solenia conferta* Burt, Meramec Highlands, Missouri, on rotten log, L. O. Overholts, Nov. 6, 1913 (Mo. Bot. Gard. Herb. 14505 in BPI; Typus; Abb. 22). Ravenel, Fungi Car., Fasc. 4. 1855 (BPI; Abb. 23).

***Rectipilus davidii*** (Reid) Agerer, *comb. nov.*—Abb. 24

*Calathella davidii* Reid in Persoonia 3: 127. 1962 (Basionym).

Typus: *Calathella davidii* Reid; Pellston Picnic Area, Michigan, USA, Coll. D. A. Reid, 18.8.1961 (K; Abb. 24).

Fruchtkörper röhrenförmig, einzeln bis gruppenweise, 300–800  $\mu$ m lang, blaßgelb, haarig; Mündung geschlossen (Abb. 24a, b); kein Subiculum. Tramahyphen 2–3  $\mu$ m Durchmesser, mit Schnallen, etwas agglutiniert. Randhaare unverzweigt, 2,5–3,5

(-4)  $\mu\text{m}$ , stark sekundär-septiert, basal mit Schnallen, quellen in KOH auf, aber nicht unregelmäßig: Grenze zum Medium des Präparats immer deutlich; außer apikal sehr dickwandig (Abb. 24c); dextrinoid. Basidien  $22-27 \times 7-8 \mu\text{m}$  clavat bis schwach suburniform, mit 2 Sterigmen, mit Schnallen; subhymeniale Hyphen  $2,5-4 \mu\text{m}$  Durchmesser (Abb. 24c). Sporen (Abb. 24d) subglobos,  $6,5-7,5 \times 6-7 \mu\text{m}$ ,

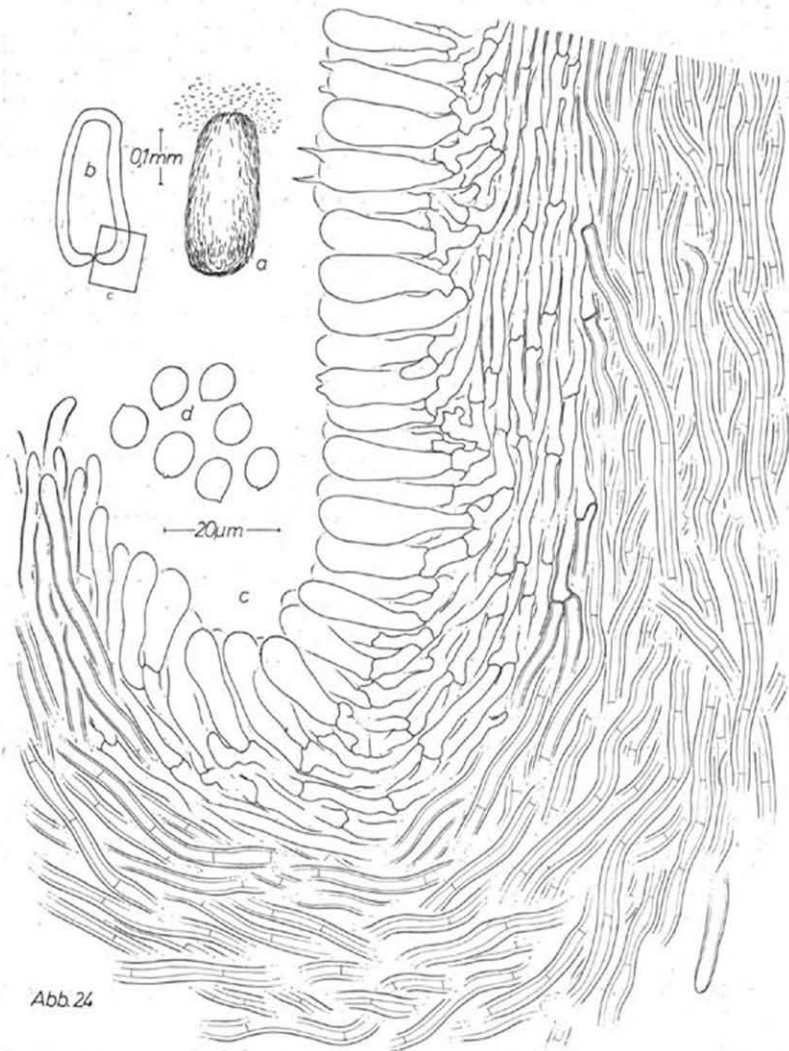


Abb. 24

Abb. 24. *Rectipilus davidii* (K; Typus). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — c. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — d. Sporen.

verhältnismäßig kleiner Apiculus; nicht amyloid, Sporenfaktor ca. 1,1. Durchschnittliche Sporenlänge 7,15  $\mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—Im Gegensatz zu Reid stellte ich bei der Typusaufsammlung nur Basidien mit zwei Sterigmen fest. Anscheinend können die Fruchtkörper ein und derselben Kolonie sowohl 2-sporige als auch 4-sporige Basidien entwickeln.

Abgrenzungsprobleme zu *Rectipilus idahoensis* und *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) werden bei diesen Arten behandelt. Über die Gattungszugehörigkeit von *Rectipilus davidii* siehe Punkt E4.

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNG.—Typus.

***Rectipilus fasciculatus*** (Pers.) Agerer, *comb. nov.*—Abb. 25–30

*Solenia fasciculata* Pers., Mycol. eur. 1: 335, pl. 12 fig. 8–9. 1822 (Basionym). — *Lachnella fasciculata* (Pers.) G. H. Cunn. in Bull. N. Z. Dep. sci. ind. Res. Wellington, New Zealand 145: 308. 1963.

Typus: *Solenia fasciculata*, Myc. Europ, Ex Vogesia, Herbarium Persoon (L 910.270–677; Abb. 25).

Fruchtkörper röhren- bis tütenförmig, gelblich-weiß, oft mit dunklerem vollem Sockel. Außenseite glatt bis leicht filzig, manchmal quergebrippt, bis 2 mm lang und bis 250  $\mu\text{m}$  Durchmesser; Öffnung oft deutlich; Fruchtkörperwand verschieden dick (Abb. 26a, 27a, 28c); Subiculum fehlend oder nur schwach entwickelt. Tramahyphen

TABELLE 4

	Aufsammlung						Typus
	M(Hf): 10.4.71	FO: 12.11.61	FO 11920	FO: 8.8.61	M: X.1935	FO 236	
Sporenfaktor	1,37	1,39	1,49	1,53	1,61	1,63	1,72
Durchschnittliche Länge der Sporen (in $\mu\text{m}$ )	5,8	5,5	5,1	5,5	6,6	6,2	6,5
Sporenmaße (in $\mu\text{m}$ )	5–6 × 3,5–5	5–6 × 3,5–4,5 (–5,5)	4,5–7 × 3–4	5–6 × 3–4	6–7,5 × 3,5–4,5	5–7 × 3–5	6–7 × 3–4
Basidienmaße (in $\mu\text{m}$ )	18–25 × 5–7	16–19 (–23) × 5–6	17–25 × 4–6	22–29 × 6–6,5	19–27 × 6–7	20–27 × 6–7	25–31 × 6–7,5

2,5–3,5(–4,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Randhaare 2–4  $\mu\text{m}$  Durchmesser, meist unverzweigt: selten an der Fruchtkörpermündung verzweigte Hyphen (Abb. 25c, 30); apikal dünnwandig, sonst leicht dickwandig, manchmal sekundär septiert, entspringen an Septen mit Schnallen (Abb. 25c, 26a, 27a, 28c), quellen in KOH

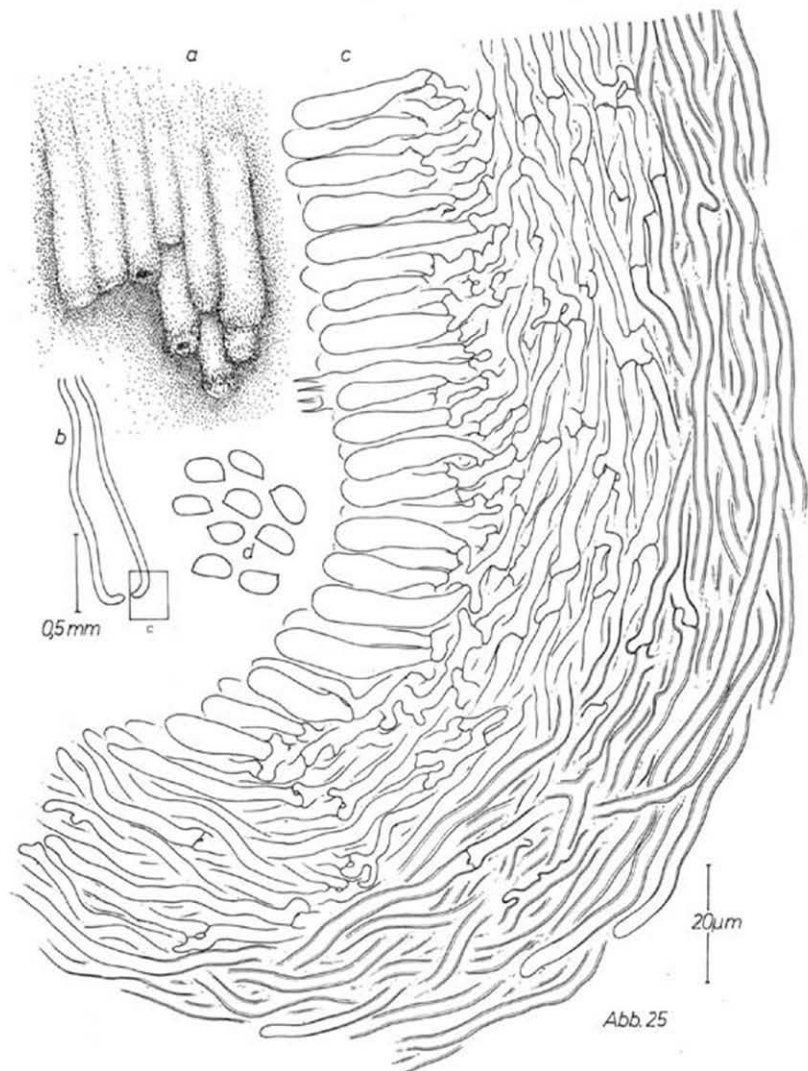


Abb. 25

Abb. 25. *Rectipilus fasciculatus* (nach dem Typus; L). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — c. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — d. Sporen.

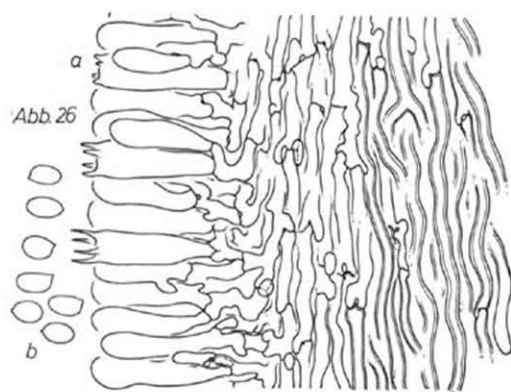


Abb. 26

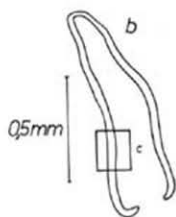


Abb. 28

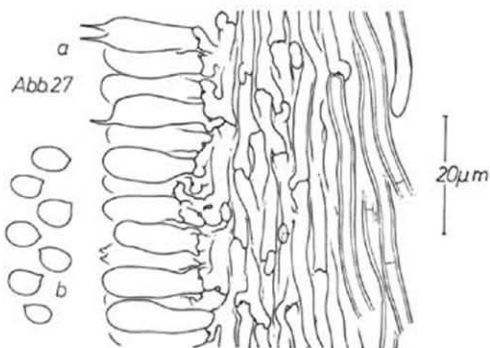


Abb. 27



Abb. 28

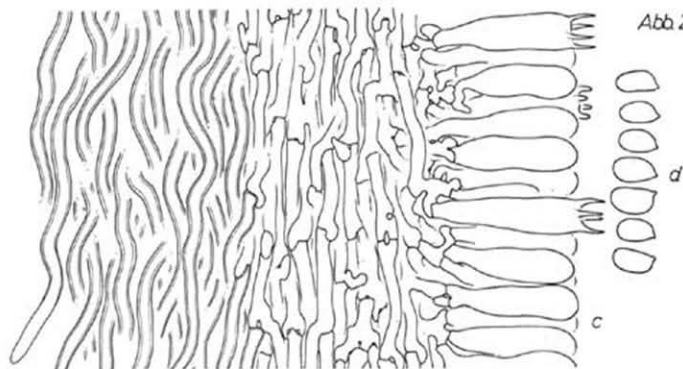


Abb. 26. *Rectipilus fasciculatus* (FO 11920). — a. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — b. Sporen. — Abb. 27. *Rectipilus fasciculatus* (FO:12.11.61). — a. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — b. Sporen. — Abb. 28. *Rectipilus fasciculatus* (M:X.1935). — a. Fruchtkörperhabit. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — c. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — d. Sporen.

nur sehr langsam und ausnahmsweise etwas unregelmäßig (Agerer, 1972): Grenzen zwischen Randhaaren und Medium des Präparats stellenweise undeutlich; kein Kristallbesatz, nicht dextrinoid. Basidien  $15-31 \times 4,5-7,5 \mu\text{m}$ , suburniform, meist mit vier Sterigmen, (Abb. 25c, 26a, 27a, 28c), mit Schnallen; in den Fruchtkörpern der Typusaufsammlung wuchsen stark verzweigte imperfekte Pilze, Subhymenium  $\pm$  stark ausgeprägt: Durch rückwärts gerichtete Auswüchse, Anastomosen, zusätzliche Septen und Schnallenserien können komplizierte Hyphengeflechte entstehen (s. unten). Sporen stumpf-oval, etwas asymmetrisch, nicht amyloid; Größe und Form schwanken sehr stark: Sporenfaktor von 1,37 bis 1,72; durchschnittliche Länge von  $5,1$  bis  $6,6 \mu\text{m}$  (Abb. 25d, 26b, 27b, 28d).

DISKUSSION.—In Tabelle 4 wird die Größen- und Proportionsvariation der Sporen einiger Aufsammlungen dargestellt.

Es besteht kein erkennbarer Zusammenhang zwischen Faktor und durchschnittlicher Länge der Sporen. Auch die Basidien lassen keine eindeutige Beziehung zu Sporengröße und -faktor erkennen. Besitzt doch FO:8.8.1961 mit die größten Basidien, entwickelt aber verhältnismäßig kleine Sporen mittlerer Proportionen.

Bei *Rectipilus fasciculatus* fallen Hyphenkomplizierungen im subhymenialen Bereich auf. Hierdurch läßt sich diese Art abgrenzen. Allerdings sind diese „verwachsenen“ Hyphen nicht bei allen Aufsammlungen gleich häufig.

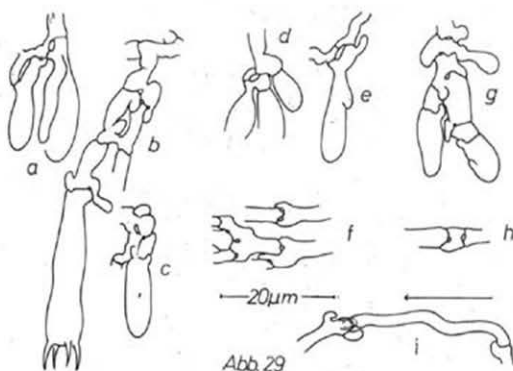


Abb. 29. *Rectipilus fasciculatus*, Komplizierungen im Subhymenium und in der Trama. — a-c. Anastomosen, Schnallenserien und rückwärts gerichtete Auswüchse (a und b, FO 236; c, FO:12.11.61). — d. zusätzliche Septen (M:14.9.54). — e. zusätzliche Septen und rückwärts gerichteter Auswuchs (FO:8.8.1961). — f-i. Schnallenserien (f, M:X.1935; g, FO:12.11.61; h, HJ:10.IV.1971 in M; i, M:14.9.54).

Vier Besonderheiten führen zu diesen verwickelten Hyphengebilden: (1) Eine starke Neigung Anastomosen zu bilden (Abb. 29a, b, c). (2) Subhymenialhyphen, aus denen häufig rückwärtsgerichtete Seitenzweige auswachsen. Daran können Schnallenbögen aber auch andere Hyphenabschnitte beteiligt sein (Abb. 29a, b, c).

(3) Schnallen in kurzen Abständen können Schnallenserien bilden (Abb. 29b, f, g, h) und (4) Septen, die nicht in Verbindung mit Schnallen eingezogen worden sind (Abb. 29d, e).

Bekannte Schnallenhäufungen sind die sog. Wirtelschnallen von *Stereum hirsutum* (Willd.) ex Fr. und *Coniophora cerebella* (Pers. ex Fr.) Duby (Boidin, 1971). Ähnliche Gebilde traten bei *Rectipilus fasciculatus* M.:14.9.54 auf, allerdings sehr selten (Abb. 29i). Die Ausstülpungen sind zwar nicht mit der Mutterhypho verwachsen, doch ist eine wirtelige Anordnung unverkennbar.

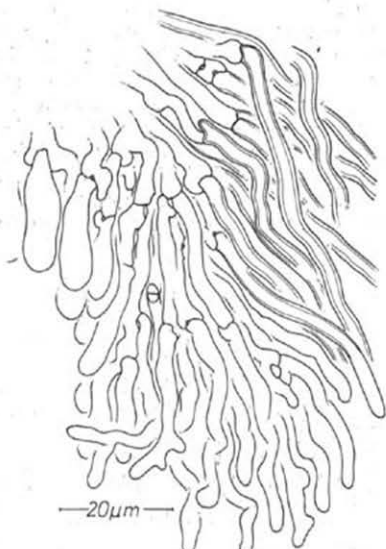


Abb 30

Abb. 30. *Rectipilus fasciculatus* (HJ:10.4.1971 in M), Mündungsbereich eines Fruchtkörpe

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—**Deutschland:** Baden, Schwarzwald, Zastlertal bei Freiburg, unter dem Nordhang des Feldberges, ca. 790 m, *Picea*-(od. *Abies*-) Faulstamm, stärker zersetzt, leg. H., R. et M. A. Jahn 10.4.1971 (M; Abb. 29h, 30). Bayern: Berchtesgadener Alpen, Grundübelau am Hintersee bei Ramsau, 830 m, 12.11.1961, leg. F. Oberwinkler, (FO; Abb. 27, 29c, g). Berchtesgadener Alpen, Kirchholz bei Bad Reichenhall, 470 m, auf Fichtenmoderstumpf, 8.8.1961, leg. F. Oberwinkler (FO; Abb. 29c). Berchtesgadener Alpen, Kirchholz bei Bad Reichenhall, 470 m, 29.4.1962, leg. F. Oberwinkler, (FO 236; Abb. 29a, b). Oberbayern, am Weg von Geitau zur Rotwand bei Bayrischzell,  $\pm$ 900 m, 8.10.1967, leg. B. Mayr & F. Oberwinkler, (FO 11920; Abb. 26). Grünwald bei München, 14.9.54, leg. Kummer (M; Abb. 29d, i). — Gauting bei München, 23.9.54, leg. Kummer (M).



**Frankreich:** Vogesen, *Solenia fasciculata* Pers. (Herbarium Persoon in L, Typus; Abb. 25).

**Schweiz:** *Solenia fasciculata* Pers. (Herbarium Persoon in L).

**Tschechoslowakei:** Mährisch-Weißkirchen, Olspitz, auf feucht liegendem Nadelholzbrett, X.1935 (M; Abb. 28, 29f).

***Rectipilus idahoensis*** (W. B. Cooke) Agerer, *comb. nov.*—Abb. 31

*Solenia idahoensis* W. B. Cooke, in Beih. Sydowia 4: 24. 1961 (Basionym).

Typus: *Solenia idahoensis* W. B. Cooke, USA, Idaho, Coolin, Sept. 1919. Coll. J. R. Weir 10950 (BPI).

Fruchtkörper stumpf-tonnenförmig, einzeln bis gruppenweise, stark wollig, weiß, klein: 200–400  $\mu\text{m}$  hoch (Abb. 31a); Mündung meist geschlossen; kein Subiculum. Tramahyphen 1,5–3(–3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, etwas agglutiniert. Randhaare unverzweigt, basal mit Schnallen, sekundär septiert, 3–4,5  $\mu\text{m}$  Durchmesser, quellen in KOH etwas auf, aber nicht unregelmäßig; Grenze zwischen Randhaaren und Medium des Präparats immer deutlich; apikal und basal dünnwandig, sonst stark verdickt, verbogen und etwas verflochten (Abb. 31b); dextrinoid; Hyphen der äußeren Tramaschichten bereits etwas dickwandig. Basidien 13–19  $\times$  6–8  $\mu\text{m}$ , mit Schnallen, erscheinen agglutiniert (sie ließen sich schlecht auseinanderquetschen; querschnittene Basidien sind pseudoparenchymatös). Es wurden nur unreife Basidien gefunden, deshalb konnte auch die Zahl der Sterigmen nicht festgestellt

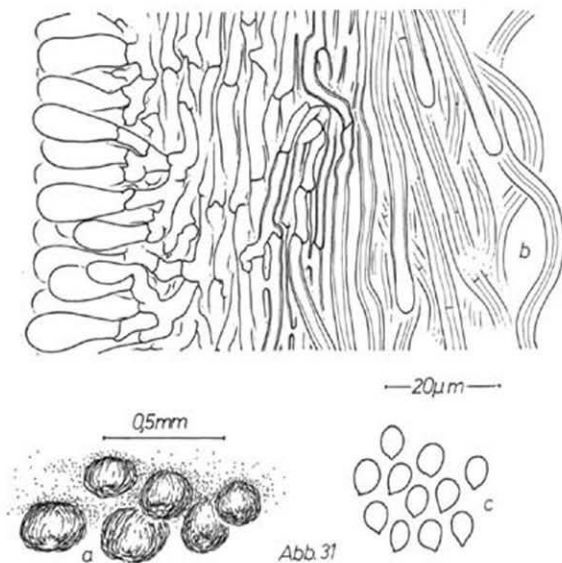


Abb. 31. *Rectipilus idahoensis* (FO 14592). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — c. Sporen.

werden. Subhymenium schwach ausgeprägt und wie der ganze Fruchtkörper ziemlich stark agglutiniert; manchmal treten querseptierte Elemente im Hymenium auf. Sporen elliptisch-oval bis tropfenförmig,  $4-5,5 \times 3-5 \mu\text{m}$  (Abb. 31c), nicht amyloid. Sporenfaktor ca. 1,25. Durchschnittliche Sporenlänge  $4,8 \mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—Die Bestimmung der vorliegenden Art nach dem Schlüssel W. B. Cooke (1961) führt zu *Solenia idahoensis* und *S. farinacea*. *Solenia farinacea* kann ausgeschlossen werden, weil ihr Schnallen fehlen und außerdem die Basidien dieser Art sehr klein sein sollen. Die Cookesche Analyse läßt keine eindeutige Aussage zu ob *Solenia idahoensis* und der oben beschriebene Pilz gleichartig sind. Erst nach Untersuchung des Typenmaterials kann darüber entschieden werden. Leider ist es mir zur Zeit nicht zugänglich.

*Rectipilus idahoensis*, *Rectipilus* spec. (M:18.10.1962) und *R. davidii* lassen sich anhand ihres haarig-wolligen Fruchtkörpers mit dextrinoiden Randhaaren zu einer Gruppe zusammenfassen. Sie unterscheiden sich dadurch von den nicht dextrinoiden, glatten bis filzigen Arten. *Rectipilus bavaricus* hat ähnlichen Habitus, doch keine dextrinoiden Randhaare.

Untersuchte Aufsammlung.—**Venezuela:** Cordillera de la Costa, Estado Aragua, Parque National Henri Pittier (Rancho Grande) nördlich Maracay, Paßhöhe, 1100 m, 9.2.1969, leg. B. & F. Oberwinkler (FO 14592, Abb. 31).

### ***Rectipilus natalensis* (W. B. Cooke) Agerer, comb. nov.—Abb. 32**

*Solenia natalensis* W. B. Cooke in Beih. Sydowia 4: 25, 1961 (Basionym). — *Henningsomyces natalensis* (W. B. Cooke) Reid in Kirkia 5: 29–30, 1965.

Typus: *Solenia natalensis* W. B. Cooke, Südafrika, Natal, Pieter Maritzburg, Town Bush, Oct. 1934, Coll. W. G. Raup 223 (PRE 28297).

Fruchtkörper röhrenförmig, 0,5–1 mm lang; Außenseite gelblich, leicht filzig mit einzelnen längeren Haaren, besonders im basalen Bereich; Mündung weiß mit abstehenden Randhaaren, Öffnung nicht sichtbar (Abb. 32a); kein Subiculum, doch zeigen die Fruchtkörper an ihrer Basis etwas wolligere Stellen: Sie bestehen aus einem lockeren Geflecht dünnwandiger, etwas inkrustierter Hyphen mit Schnallen; hierin vermute ich Reste eines Subiculus (Abb. 32d). Tramahyphen  $1,5-2,5 \mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Randhaare unverzweigt,  $2-2,5(-3) \mu\text{m}$  Durchmesser, dem Fruchtkörper meist dicht anliegend, nur an der Mündung deutlich abstehend und stark gewunden (Abb. 32c), schwach dickwandig, am Grunde mit Schnallen, quellen in KOH nicht auf; nicht dextrinoid. Basidien  $12-17 \times 5-6 \mu\text{m}$ , clavat bis schwach suburniform, mit 2 oder 4 Sterigmen, mit Schnallen; Subhymenium schwach ausgeprägt; keine Komplizierungen im Subhymenium und in der Trama wie bei *Rectipilus fasciculatus*. Sporen  $3,5-4,5 \times 2,5-3,5 \mu\text{m}$ , gedrunge-oval bis stumpf-elliptisch, etwas asymmetrisch, nicht amyloid; Sporenfaktor ca. 1,30. Durchschnittliche Sporenlänge  $3,9 \mu\text{m}$ .

DISKUSSION.—*Rectipilus fasciculatus* und *R. confertus* lassen sich von *R. natalensis* anhand der Sporen eindeutig unterscheiden. Außerdem zeigt nur *Rectipilus natalensis* die typisch gewundenen, mitunter korkenzieherartigen Randhaare.

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNG.—Typus.

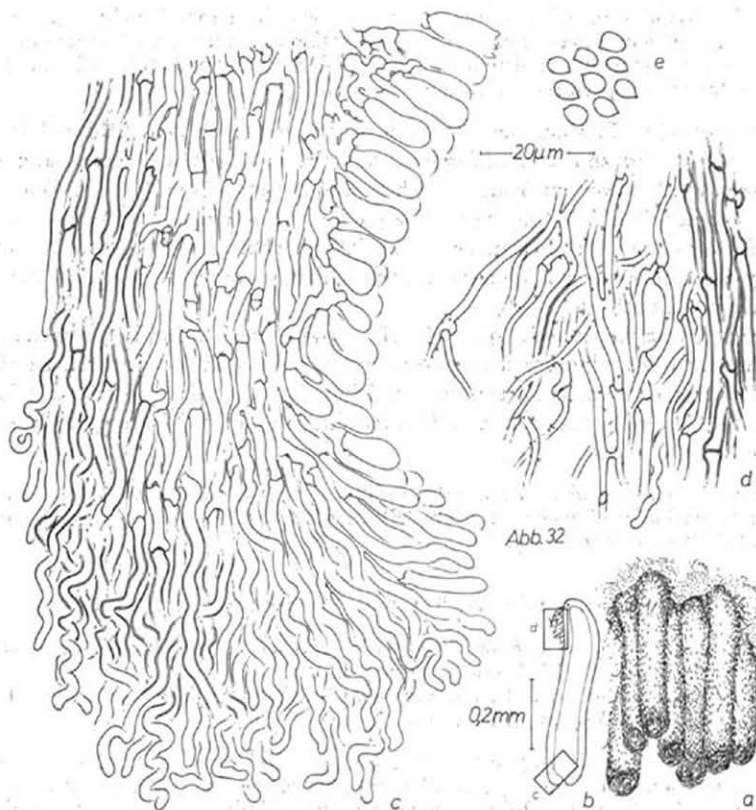


Abb. 32. *Rectipilus natalensis* (PRE 28297 Typus). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — c. Fruchtkörperlängsschnitt im Mündungsbereich, Detail. — d. Fruchtkörperbasis mit Subiculumresten. — e. Sporen.

RECTIPILUS SPEC. (M:18.10.1962)—Abb. 33

Fruchtkörper stumpf-tonnenförmig, einzeln, blaß-gelb, haarig, klein, 150–400  $\mu\text{m}$  hoch (Abb. 33a); Mündung meist geschlossen; kein Subiculum. Tramahyphen 2–3  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen, etwas agglutiniert; stark lichtbrechende Körper in der Trama. Randhaare unverzweigt, basal mit Schnallen, 2–3,5  $\mu\text{m}$  Durchmesser, sekundär septiert, quellen in KOH auf, aber nicht unregelmäßig; Grenze zwischen Randhaaren und Medium des Präparats immer deutlich; sehr dickwandig, außer apikal und basal (Abb. 33c); dextrinoid. Basidien 20–28  $\times$  7–11  $\mu\text{m}$ , clavate bis schwach suburniform, mit 4 Sterigmen, mit Schnallen; Subhymenium schwach ausgebildet (Abb. 33c). Sporen (Abb. 33d) rund bis schwach subglobose, 5–6(–7)  $\times$  5–6(–7)  $\mu\text{m}$ , kleiner Apikulus, weder amyloid noch cyanophil; Sporenfaktor ca. 1,1. Durchschnittliche Sporenlänge zwischen 5,6 und 6,4  $\mu\text{m}$ .

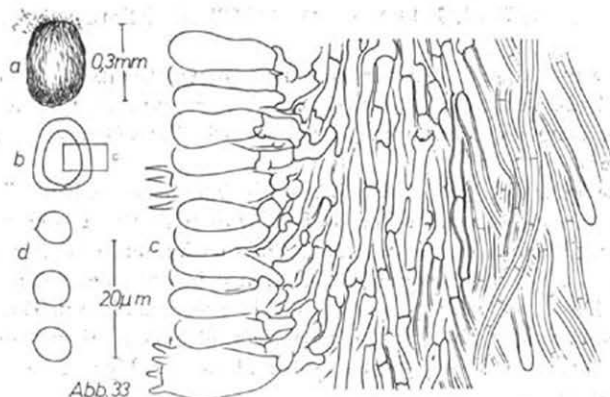


Abb. 33

Abb. 33. *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) (M, 1). — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — c. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — d. Sporen.

DISKUSSION.—Die Sporengroße kann etwas schwanken; so beträgt bei Aufsammlung (1) der Längendurchschnitt  $5,6 \mu\text{m}$ , bei (2)  $6,4 \mu\text{m}$ .

*Rectipilus davidii* und *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) ähneln sich sehr im mikroskopischen Bereich. Beide zeigen ausgesprochen dickwandige, stark sekundär septierte und dextrinoide Randhaare. An eine dünnhyphige, agglutinierte Trama schließt sich ein Subhymenium aus dickeren Hyphen an. Die Basidien sind in etwa gleichgestaltet. Ein Unterschied liegt jedoch in der Anzahl der Sporen, die pro Basidie gebildet werden. *Rectipilus davidii* ist anscheinend 2-sporig, während *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) 4 Sporen pro Basidie produziert. Sie sind bei *R. davidii* außerdem größer als bei *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962). — Zwei weitere Gründe hielten mich davon ab, *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) zu *R. davidii* zu stellen: (1) *R. davidii* besitzt größere Fruchtkörper als *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) und (2) ist *R. davidii* nur aus der Neuen Welt bekannt (Reid, 1964), während die Funde von *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) aus Asien stammen.

Diese Unterschiede sind aber meines Erachtens schlecht faßbar. Bei ein und derselben Pilzart sind die Sporen von Basidien mit vier Sterigmen oft kleiner als von jenen mit zwei Sterigmen; die kleineren Fruchtkörper von *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) können noch jung gewesen sein. Deshalb sehe ich davon ab, *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) als neue Art zu beschreiben. Erst anhand asiatischer Neufunde kann entschieden werden, ob *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) eine eigene Art ist.

Zur Abgrenzung von *Rectipilus spec.* (M: 18.10.1962) und *R. idahoensis* siehe diese Art.

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—Nepal, Vorhimalaya, Okhaldunga, *Abies-Rhododendron*-Wald um Thodung, bei etwa 3000 m, an *Abies*, 18.10.1962, leg. J. Poelt. (2 Aufsammlungen in M).

## E. GRENZARTEN UND GATTUNGSGRENZEN

1. ABGRENZUNG VON *RECTIPILUS* AGERER GEGEN *LACHNELLA* FR., s.l.—Die Gattung *Lachnella* wird durch *Lachnella alboviolascens* typifiziert. Eine kurze Charakterisierung kann eine Vorstellung vermitteln, wie dieses Genus im engeren Sinne zu definieren ist.

Die Fruchtkörper von *Lachnella alboviolascens* (Alb. & Schw. ex Pers.) Fr. sind schüsselförmig und besitzen einen sterilen Sockel (Abb. 1eh). Die an der Basis braunen Randhaare beginnen in einer etwas agglutinierten Trama, sind fein granulär inkrustiert, stark dickwandig, sekundär septiert, dextrinoid, haben einen Durchmesser von 4–8  $\mu\text{m}$  (Abb. 1ek) und quellen in KOH unregelmäßig auf. Die riesigen, bis 85  $\mu\text{m}$  großen Basidien (Abb. 1cg) besitzen 4 hornförmige Sterigmen mit 11,5–14  $\times$  7,5–10  $\mu\text{m}$  Sporen (Abb. 1ei). Außerdem sind in das Hymenium querseptierte Elemente eingestreut.

Vergleicht man diese Strukturen mit jenen von *Rectipilus*-Arten (Abb. 21–33), so lassen sich nur wenige Übereinstimmungen feststellen:

Schon die Fruchtkörperform weicht entscheidend ab. *Lachnella alboviolascens* ist schüsselförmig, *Rectipilus* meist röhren- bis stumpf-tonnenförmig. Wesentliche Unterschiede zeigen auch die Randhaare. Sie sind bei *Rectipilus* nur selten so stark dickwandig und quellen nur ausnahmsweise langsam und unregelmäßig in KOH; sie sind zwar manchmal sekundär septiert aber nur in wenigen Fällen dextrinoid; bei *Rectipilus davidii*, *R. idahoensis*, *Rectipilus* spec. (M:18.10.1962) sind sie jedoch nie mit Kristallen besetzt. *Rectipilus* besitzt viel kleinere Basidien (bis ca. 30  $\mu\text{m}$ ), keine querseptierten Hymenialelemente und meist unter 8  $\mu\text{m}$  lange Sporen.

Im Allgemeinen wird *Lachnella* aber viel weiter gefaßt als es der Gattungstypus erwarten ließe.

Die Interpretation W. B. Cookes (1961) von *Lachnella* läßt in fast jedem Merkmal ziemlich große Abweichungen zu. Eine einzige Eigenschaft scheint eindeutig festgelegt: Die Randhaare sollen fein granulär inkrustiert sein. Im Gegensatz zu jenen von *Flagelloscypha* — einer nahestehenden Gruppe — die mit großen, spitzen Kristallen behaftet sind.

Zur Gattung *Lachnella* Fr. emend. Donk (Donk, 1959) gehören trotz einer Einingung noch so unterschiedliche Vertreter wie *Lachnella alboviolascens* und *L. tiliae*. Mit dieser Gattungsdefinition wurden bereits kleinsporige Sippen ausgeschlossen.

Die heterogene Gruppe *Lachnella*, s.l. kann wahrscheinlich erst dann in homogene Einheiten aufgeteilt werden, wenn die einzelnen Arten morphologisch genau analysiert worden sind.

Legt man zunächst jene umfassende Definition W. B. Cookes (1961) von *Lachnella* zugrunde, so muß *Lachnella* spec. (POELT:11.9.1968) noch zu dieser Gattung gerechnet werden. Diese Art ist *Rectipilus bavaricus* sehr ähnlich.

Eine Beschreibung von *Lachnella* spec. (POELT:11.9.1968) (Abb. 34) ermöglicht einen genaueren Vergleich.

## LACHNELLA SPEC. (POELT:11.9.1968)—Abb. 34

Fruchtkörper schüssel- bis glockenförmig mit schmaler Basis, dicht gedrängt stehend, weiß, haarig-wollig, bis 1 mm hoch. Tramahyphen 2,5–3(–4)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Randhaare unverzweigt, tordiert-gewunden, einschließlich des apikal abgerundeten Endes leicht dickwandig, mit 1  $\mu\text{m}$  großen, dichtgedrängten spitzen Kristallen besetzt (Abb. 34c), apikales Ende manchmal nicht inkrustiert, Kristalle lösen sich schnell in konz. Schwefelsäure, anschließend fallen oft lange, typische  $\text{CaSO}_4$ -Nadeln aus; Randhyphenkristalle lösen sich langsam in KOH, schnell und rückstandslos in Salzsäure; Randhaare nicht oder selten sekundär septiert, zweigen mit Schnallen ab, quellen in KOH nicht unregelmäßig auf: Grenze zum Medium des Präparats immer deutlich; 2–3  $\mu\text{m}$  Durchmesser, nicht dextrinoid. Basidien 12–20  $\times$  4,5–6  $\mu\text{m}$ , mit 4 Sterigmen, schwach suburniform bis clavat, mit Schnallen; Subhymenium deutlich (Abb. 34c). Sporen 4–6  $\times$  2–3,5  $\mu\text{m}$ , länglich-elliptisch, etwas asymmetrisch (Abb. 34d), nicht amyloid. Sporenfaktor ca. 1,80. Durchschnittliche Sporenlänge 4,8 bis 5,5  $\mu\text{m}$ .

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—**Schweiz:** Kt. Appenzell, Schwägalp; 26.10.1971, auf *Cystopteris montana*, leg. Paul Raschle (ZT, Abb. 34a). — Kt. Wallis, Aletschwald ob Brig, auf Blattstielen von *Athyrium*, 1900–2000 m, 11.9.1968 (POELT, Abb. 34b–d).

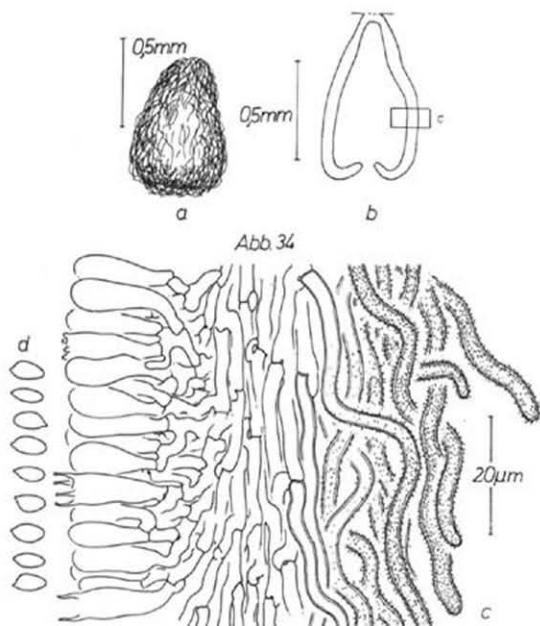


Abb. 34. *Lachnella* spec. (POELT:11.9.1968). — a. Fruchtkörperhabitus (ZT:26.10.71). — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht (POELT:11.9.68). — c. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail (POELT:11.9.68). — d. Sporen (POELT:11.9.68).

TABELLE 5

Vergleich von *Rectipilus bavaricus* und *Lachnella* spec. (POELT:11.9.1968)

	<i>R. bavaricus</i>	<i>Lachnella</i> spec. (POELT: 11.9.68)
Sporenform	länglich-elliptisch, etwas asymmetrisch (Abb. 21c)	länglich-elliptisch, etwas asymmetrisch, (Abb. 34d)
Sporenfaktor	1,85	1,80
Basidien	suburniform (Abb. 21b)	schwach suburniform bis clavat (Abb. 34c)
Randhaare	geschlängelt, kristallos, schwach dickwandig (Abb. 21b)	geschlängelt, mit kleinen spitzen Kristallen besetzt, schwach dickwandig (Abb. 34c)

Außer Sporenform und Sporenfaktor stimmen noch die Basidien von *Lachnella* spec. (POELT:11.9.68) und *Rectipilus bavaricus* gut überein. Einen wesentlichen Unterschied zu *Rectipilus bavaricus* zeigen die Randhaare. Bei *Lachnella* spec. (POELT: 11.9.68) sind sie mit kleinen spitzen Kristallen besetzt, jene von *Rectipilus bavaricus* sind kristallos (Tabelle 5).

Beide Arten sind so ähnlich, daß es vielleicht einmal nötig sein wird, *Rectipilus bavaricus* und *Lachnella* spec. (POELT:11.9.68) in eine eigene Sippe zu stellen. Dann aber muß überlegt werden, ob das Vorhandensein oder Fehlen von Randhyphenkristallen Gattungseinteilungen wirklich rechtfertigt; zumal bei *Lachnella* spec. (POELT:11.9.68) Randhaare auftreten können, die am apikalen Ende nicht inkrustiert sind. Es müßte dann festgestellt werden, wie der Kristallbesatz der Randhaare entsteht und wodurch seine Ausbildung beeinflußt wird. Es ist möglich, daß *Rectipilus bavaricus* bereits unter anderem Namen in der Gattung *Lachnella* aufgeführt ist. Die Fruchtkörper von *Rectipilus bavaricus* weichen aber derart von bekannten kristallosen cyphelloiden Pilzen ab, daß ich diese Art neu beschrieben habe.

Die Randhaare einiger *Rectipilus*-Arten ähneln denen verschiedener *Lachnella*, sind aber ohne Kristallbesatz. Wesentlich erscheinen mir die dextrinoide Reaktion und die dicken Wände der Randhaare von *Rectipilus davidii*, *R. idahoensis* und *Rectipilus* spec. (M:18.10.1962) und einiger *Lachnella*-Arten. Da auch die Fruchtkörperform von *R. idahoensis* und *Rectipilus* spec. (M:18.10.1962) von jener der übrigen Vertreter dieser Gattung abweicht — sie ist gedrungen-tonnenförmig (Abb. 31a, 33a) — könnten diese Arten möglicherweise als eigenes Taxon geführt werden.

2. ABGRENZUNG VON *RECTIPILUS* AGERER GEGEN *FLAGELLOSCYPHA* DONK.—Sämtliche angeführten Arten von *Rectipilus* lassen sich von *Flagelloscypha* anhand der Randhaarapices unterscheiden. Die *Rectipilus*-Randhaare sind in ihrem Verlauf annähernd gleich dick; bei *Flagelloscypha* verschmälern sie sich apikal mehr oder minder plötzlich (Abb. 1ck), bei anderen verdicken sie sich anschließend wieder (Abb. 35). Neben diesen Merkmalen besitzt *Flagelloscypha* große Randhaarkristalle, die spitz oder unregelmäßig sein können. Aber auch die Sporen zeigen wesentliche Unterschiede. Während sie bei *Flagelloscypha* (ausgenommen *Flagelloscypha polylepidis* Reid, Abb. 36c) asymmetrisch-elliptisch oder schwach naviculat sind (Abb. 1ci), weisen sie bei *Rectipilus* eindeutig ovale bis runde Formen auf (z.B. Abb. 27b). *Rectipilus bavaricus* macht hier allerdings wieder eine Ausnahme (Abb. 21c).

3. ABGRENZUNG VON *HENNINGSOMYCES* O. K., s. STR. GEGEN *FLAGELLOSCYPHA* DONK.—Die Gattung *Henningsomyces* ist anhand der verzweigten Randhaare definiert. Dieses Merkmal allein genügt aber nicht, die beiden Gattungen abzugrenzen. Denn auch bei *Flagelloscypha* treten Arten mit verzweigten Randhaaren auf. Diese Verzweigungen kommen bei *Flagelloscypha polylepidis* Reid (Abb. 36a) zumindest im Mündungsbereich der Fruchtkörper häufiger vor. Sie sind aber nicht so typisch ausgeprägt wie bei vielen Arten von *Henningsomyces*. Oft kurzknorrig verzweigt zeigen sich die Randhaare von *Flagelloscypha* spec. (HO:67/227) (Abb. 37), meist aber nur an ihrer Basis. Ein wichtiges Kriterium einer Gattungsabgrenzung scheint auch hier wieder die Sporenform zu sein. Bei *Flagelloscypha polylepidis* Reid ist sie allerdings

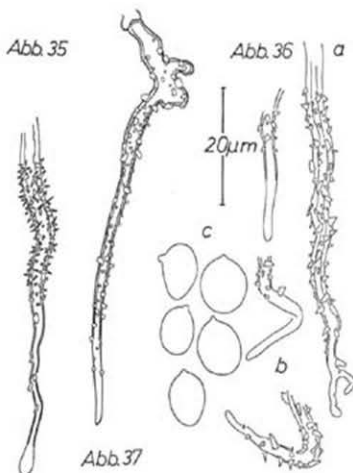


Abb. 35. *Flagelloscypha* spec. (POELT:11.8.66): Randhaar. — Abb. 36. *Flagelloscypha polylepidis* Reid (FO 13588). — a. verzweigtes Randhaar. — b. Enden unverzweigter Randhaare. — c. Sporen. — Abb. 37. *Flagelloscypha* spec. (HO: 67/227), Randhaar.



nicht typisch (Abb. 36c): Diese Sporen ähneln ziemlich stark jenen einiger *Henningsomyces*-Arten, sind aber oft etwas größer (Vgl. Abb. 19b mit Abb. 36c). Wesentliche Unterschiede zu *Henningsomyces* zeigen die Fruchtkörper: *Flagelloscypha* ist meist schüsselförmig (B 2), *Henningsomyces* meist röhrig (siehe aber Abb. 10b, 13a). Wiesen die Randhaare von *Flagelloscypha polylepida* Reid keine Kristalle auf, wäre eine Gattungszuordnung sehr problematisch, zumal diese Art keine typischen „Flagellen“ ausbildet (Abb. 36b).

4. ABGRENZUNG VON *RECTIPILUS AGERER* GEGEN *CALATHELLA* REID.—Reid (1964) beschrieb die Gattung *Calathella* und schloß zwei Arten ein. Die Typusart *Calathella erucaiformis* (Fr.) Reid und *Calathella davidii* Reid. Ein Vergleich der beiden Arten zeigt schwerwiegende Unterschiede auf.

#### CALATHELLA ERUCAIFORMIS (Fr.) Reid

Fruchtkörper schüssel- bis glockenförmig (Abb. 38a), einzeln bis gruppenweise, bräunlich mit bläulich-weißen, an der Fruchtkörperbasis nur mit wenigen, abstehenden Randhaaren; 1,0–1,5 mm hoch, bis 800  $\mu$ m Durchmesser; Mündung meist geschlossen. Tramahyphen 1,5–3  $\mu$ m Durchmesser, mit Schnallen. Randhaare 2,5–5  $\mu$ m Durchmesser, unverzweigt, mit sekundären Septen, apikales Ende abgerundet bis leicht spitz, fein-granulär inkrustiert (Abb. 38b), apikal manchmal frei von Kristallen; quellen in KOH unregelmäßig auf und zweigen mit Schnallen ab; ihre bräunlichen Basen verursachen mit äußeren Tramaschichten die pigmentierte Zone im Fruchtkörper; nicht bleibend dextrinoid (dextrinoide Reaktion verschwindet wieder in Lactophenol). Basidien 22–31  $\times$  5–7  $\mu$ m, mit 4 Sterigmen, schwach suburniform, mit apikaler Anschwellung, mit Schnallen; Subhymenium stark entwickelt (Abb. 38b). Sporen sehr variabel (Abb. 38c, d), länglich-oval bis schwach allantoid. 6–8  $\times$  3–4  $\mu$ m bis 7–8  $\times$  2,5–3  $\mu$ m. Sporenfaktor von 2,15 bis 2,62.

UNTERSUCHTE AUFSAMMLUNGEN.—**Schweden:** „ad Stockholm in ramis mortuis Populi tremulae 18.5.1890“ (M). — „Ad Stockholm in ramis dejectis Populi balsamiferae 12.6.1890“ (M).

Die Tabelle 6 verdeutlicht eine Vielzahl von Unterschieden. Bis nicht erwiesen ist, daß die Inkrustierung der Randhaare ein schlecht geeignetes Merkmal ist, Gattungen abzugrenzen, sollten diese beiden Arten auf Gattungsebene getrennt werden. Die Basidien-, Fruchtkörper- und Sporenformen unterscheiden sich aber derart, daß es kaum je gerechtfertigt sein wird, die beiden Pilze in derselben Gattung aufzuführen. *Calathella davidii* Reid steht der Gattung *Rectipilus* nahe. Ich kombinierte sie deshalb zu *Rectipilus davidii* (Reid) Agerer um. Die Gattung *Calathella* kann aber bestehen bleiben, da sie auf dem Typus *Calathella erucaiformis* (Fr.) Reid gründet.

5. KRITISCHE ARTEN ZWISCHEN *HENNINGSOMYCES* O. K., s. STR. UND *RECTIPILUS* AGERER.—Die Typusarten dieser Gattungen lassen sich leicht unterscheiden. Während die Randhaare von *Rectipilus fasciculatus* fast ausnahmslos unverzweigt sind (Abb. 25–28, 30), bedecken bei *Henningsomyces candidus* stark verästelte Hyphen den



Abb. 38

Abb. 38. *Calathella erucaiformis*. — a. Fruchtkörperhabitus. — b. Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — c. Sporen. (a-c. M:18.5.1890). — d. Sporen (M:12.6.1890).

TABELLE 6

Vergleich von *Calathella erucaiformis* und *Calathella davidii*

	<i>Calathella erucaiformis</i>	<i>Calathella davidii</i>
Fruchtkörper	schüssel-, glockenförmig (Abb. 38a)	röhrenförmig (Abb. 24a, b)
Randhaare	mit Kristallen, Basis braun, quellen in KOH unregelmäßig (Abb. 38b)	ohne Kristalle, Basis farblos-hyalin, quellen in KOH schwach aber gleichmäßig. (Abb. 24c).
Sporen	asymmetrisch-oval bis schwach allantoid (Abb. 38c, d), Sporenfaktor: 2,10 bis 2,60.	subglobos (Abb. 24d), Sporenfaktor ca. 1,1
Basidien	± suburniform mit apikaler Anschwellung (Abb. 38b, 1ag)	± clavat (Abb. 24c).

ganzen Pilz (Abb. 6, 7). In beiden Fällen wird der Fruchtkörper in seiner gesamten Oberfläche von diesen Randhaaren bedeckt. Obwohl bei *Henningsomyces candidus* diese differenzierten Randhyphen mehr oder weniger eng anliegen, ist eine Grenze zum übrigen Tramabereich eindeutig erkennbar: Die Randhaare sind nicht agglutiniert und es treten keine Anastomosen auf (siehe B<sub>4</sub>). Die Randhyphen von *Rectipilus fasciculatus* sind aufgelockert und grenzen sich deshalb gut vom Trama-bereich ab.

Unter Punkt D<sub>2</sub> stellte ich aber zu *Henningsomyces* zwei Arten mit überwiegend randhaarloser Außenseite. Bei *Henningsomyces minimus* sind deutlich dichotom verzweigte Mündungshyphen vorhanden. Aus diesem Grunde habe ich *Henningsomyces minimus* zu dieser Gattung gestellt, obwohl der restliche Fruchtkörper keine Randhaare besitzt. — Bei *Henningsomyces spec.* (M:29.11.1959) treten zwar auch verästelte Hyphen an der Mündung auf (Abb. 12d), doch bei weitem nicht so häufig und deutlich. Da der übrige Pilz zudem dickwandige Randhyphen besitzt, stellt sich die Frage, ob die Zuordnung zu *Henningsomyces* wirklich gerechtfertigt ist. Der Hinweis auf die manchmal ausgebuchteten Mündungshyphen bei *Rectipilus fasciculatus* (Abb. 25c, 30) scheint gerechtfertigte Zweifel aufkommen zu lassen.

Unter Punkt B<sub>4</sub> wurde festgestellt, daß die Gestalt der Randhaare eine Gattungseinteilung wesentlich beeinflußt. Nach der dort angegebenen Definition versteht man dabei unter Randhaaren (1) besonders differenzierte und (2) nach außen abstehende Hyphenendabschnitte. Bei *Henningsomyces spec.* (M:29.11.1959)

sind die Randhyphen zwar dickwandig, also besonders differenziert, stehen aber nicht vom Fruchtkörper ab. Anastomosen zwischen den Randhyphen verursachen eine geschlossene Schicht (Abb. 12b).

Bei *Rectipilus fasciculatus* stehen die etwas dickwandigen Hyphen vom Fruchtkörper mehr oder weniger ab, stellen also Randhaare dar. Die gesamte Außenseite von *Rectipilus fasciculatus* trägt somit Randhaare, bei *Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959) nur der Mündungsbereich. Da aber diese Randhaare der Fruchtkörpermündung von *Henningsomyces* spec. (M:29.11.1959) teilweise verästelt sind (Abb. 12d) gehört diese Art zweifelsohne zu *Henningsomyces*. Die manchmal nur etwas ausgebuchteten Mündungshyphen von *Rectipilus fasciculatus* sind meines Erachtens eine Ausnahme, weil sie bei Pilzen anderer Aufsammlungen nicht nachgewiesen werden konnten. Zudem sind die Randhaare des restlichen Fruchtkörpers fast ausnahmslos unverzweigt. Es ist deshalb gerechtfertigt, diese Art als Typus der neuen Gattung zu wählen.

### Summary

The shape of the surface hairs decides the affiliation to the genus. Since species with branched as well as with unbranched surface hairs are comprised in the genus *Henningsomyces* O. K., s. l., I should like to suggest to divide this genus into two more homogeneous genera. Accordingly species with branched surface hairs would be adjoined to the genus *Henningsomyces* O. K., s. str., whereas species with unbranched surface hairs would be assigned to a new genus *Rectipilus* Agerer.

### LITERATUR

- AGARDH, C. A. (1822). *Icones Algarum ineditae*, typ. Fasc. II, X. tab. (4 th).  
 — (1823). *Species Algarum* 1: 399–531.  
 AGERER, R. (1972). Zwei cyphelloide Pilze Deutschlands. *In* Westfäl. Pilzbriefe 9: 1–9.  
 BOIDIN, J. (1971). Nuclear Behavior in the Mycelium and the Evolution of the Basidiomycetes. *In* Evolution in the Higher Basidiomycetes (Editor: R. H. Petersen). Knoxville.  
 BOURDOT, H. & GALZIN, A. (1928). Hyménomycètes de France. Sceaux. „1927“.  
 BURT, E. A. (1924). The Thelephoraceae of North America. XIII. *In* Ann. Mo. bot. Gdn 11: 1–36, pl. 1.  
 COOKE, M. C. (1822). Exotic fungi. *In* Grevillea 10: 121–130.  
 COOKE, W. B. (1961). The Cyphelloid Fungi. A Study in the Porothelaceae. *In* Beih. Sydowia 4: 1–144.  
 DONK, M. A. (1951). The generic names for Hymenomycetes — I. „Cyphelloid“. *In* Reinwardtia 1: 199–220.  
 — (1959). Notes on 'Cyphelloid' — I. *In* Persoonia 1: 25–110.  
 FRIES, E. (1822). *Systema mycologicum* 2(1): 1–274.  
 HILL, J. (1751 und 1773). A history of plants. London.  
 HOFFMANN, G. F. (1796). Deutschlands Flora oder botanisches Taschenbuch, 2. Teil für das Jahr 1795, Cryptogamic.  
 KUNTZE, O. (1898). *Revisio generum plantarum* 3(3).  
 LOUREIRO, J. DE. (1790). *Flora cochinchinensis* II. Ulyssipone.  
 PATOULLARD, N. (1900). *Essai taxonomique des Hyménomycètes*. Lons-le-Saunier.  
 PERSOON, C. H. (1794). Neuer Versuch einer systematischen Einteilung der Schwämme. *In* Neues Mag. Bot. 1: 63–128, pl. 1–4.  
 — (1822). *Mycologia europaea* 1.

- PILAT, A. (1924). Beiträge zur Kenntnis der Thelephoraceen I. Die Cyphellaceen Böhmens. *In* *Annls mycol.* **22**: 204-218.
- (1925). Zweiter Beitrag zur Kenntnis der tschechoslowakischen Cyphellaceen. *In* *Annls mycol.* **23**: 144-173.
- REID, D. A. (1961). Fungi Venezuelani V. The Cyphellaceae of Venezuela. *In* *Kew Bull.* **15**: 261-275.
- (1964). Notes on some Fungi of Michigan—I. 'Cyphellaceae'. *In* *Persoonia* **3**(1): 97-154.
- (1965). A new Species of *Henningsomyces* from Northern Rhodesia. *In* *Kirkia* **5**(1): 29-30.
- SCHLEICHER, J. C. (1821). *Catalogus hucusque absolutus omnium plantarum in Helvetia Cis et Transalpina sponte nascentium*, Ed. 4.
- TALBOT, P. H. B. (1956). The Cyphelloid Fungi of South Africa. *In* *Bothalia* **6**(3): 465-487.
- WILDENOW, C. L. (1798). *Species Plantarum* **1**(2).

### Namenliste

Calathella davidii Reid	417	Lachnella fasciculata	
Calathella erucaeformis (Fr.) Reid	432	(Pers.) G. H. Cunn.	419
Cyphella candida (Pers. ex Schleich.) Pat.	399	Rectipilus bavaricus Agerer	414
Henningsomyces candidus (Pers. ex Schleich.) O. K.	399	Rectipilus confertus (Burt) Agerer	417
Henningsomyces minimus (Cooke & Phil.) O. K.	401	Rectipilus davidii (Reid) Agerer	417
Henningsomyces natalensis (W. B. Cooke) Reid	425	Rectipilus fasciculatus (Pers.) Agerer	419
Henningsomyces mutabilis Agerer	404	Rectipilus idahoensis (W. B. Cooke) Agerer	424
Henningsomyces patinaceus Agerer	406	Rectipilus natalensis (W. B. Cooke) Agerer	425
Henningsomyces puber (Rom. ex W. B. Cooke) Reid	408	Solenia candida Pers. ex Schleich.	399
Lachnella alboviolascens (Alb. & Schw. ex Pers.) Fr.	428	Solenia conferta Burt	417
Lachnella candida (Pers. ex Schleich.) G. H. Cunn.	399	Solenia fasciculata Pers.	419
		Solenia idahoensis W. B. Cooke	424
		Solenia minima Cooke & Phil.	401
		Solenia natalensis W. B. Cooke	425
		Solenia pubera Rom. ex W. B. Cooke	408

ADDITIONAL NOTES ON TRITIRACHIUM

G. S. DE HOOG

Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn

(With two Text-figures)

*Sporotrichum isariae* Petch is redescribed and placed in *Tritirachium*; it is compared with *T. cinnamomeum*. A new species is described in *Nodulisporium*. Its relationship with *Tritirachium* is discussed.

The genus *Tritirachium* Limber (1940) was redefined by de Hoog (1972) as having conidia which are formed on a regularly flexuose conidiiferous rachis; the point of attachment is inconspicuous when a conidium is liberated. In both accepted species, viz. *Tritirachium dependens* Limber (type species) and *T. oryzae* (Vincens) de Hoog, the conidiogenous cells are distinctly tapered towards the tip, and the conidiophores are very long, ascendent, basally slowly merging into the vegetative mycelium, in the apical region with strictly verticillate branching. *Tritirachium cinnamomeum* van Beyma (1942) resembled *T. dependens*, but differed by the long, strictly cylindrical conidiogenous cells, not tapered towards the tip, and the more irregular branching pattern. It was preliminarily assigned to *Nodulisporium*.

During the study of the type material of some *Sporotrichum* species in the herbarium of T. Petch (K), *S. isariae* was encountered. This species appeared to be intermediate in all characters mentioned above between *Tritirachium dependens* and *T. cinnamomeum*.

***Tritirachium isariae*** (Petch) de Hoog, *comb. nov.*—Fig. 1a-c

*Sporotrichum isariae* Petch in *Naturalist*, Hull 1931: 102 (basionym).

Mycelium on natural substrate forming loose, pale pinkish ochraceous tufts, up to 2 mm high. Aerial hyphae pale ochraceous, smooth- and rather thin-walled, ascendent, very regular, width uniform throughout 1.6–2.8  $\mu\text{m}$ , without main stalk, branched throughout verticillately. Conidiogenous cells subhyaline to pale brown, consisting of a linear basal part, mostly 30–55  $\mu\text{m}$  long, somewhat swollen near the base, about 1.5–2.3  $\mu\text{m}$  wide, tapering very slightly towards the tip (especially when young), and a regularly flexuose (intervals about 2  $\mu\text{m}$ ) conidiiferous rachis, up to 70  $\mu\text{m}$  long and 1–1.5  $\mu\text{m}$  wide, on which the conidial points of attachment are inconspicuous. Conidia hyaline, smooth- and thin-walled, globose to ellipsoidal, rounded at the base, about 1.8–2.6  $\times$  1.6–2.3  $\mu\text{m}$ . No chlamydo-spores were observed. Perfect state unknown.

MATERIAL EXAMINED.—*Sporotrichum isariae*, type collection in herb. *T. Petch* (K), R-636 and R-743, both growing on or in association with *Paecilomyces farinosus* (Dicks. per Fr.) Brown & G. Smith on plant debris in England, collected in Black Hills, North Wootton, Norfolk, March 1930, and Mulgrove Woods, Yorkshire, September 1930, respectively.

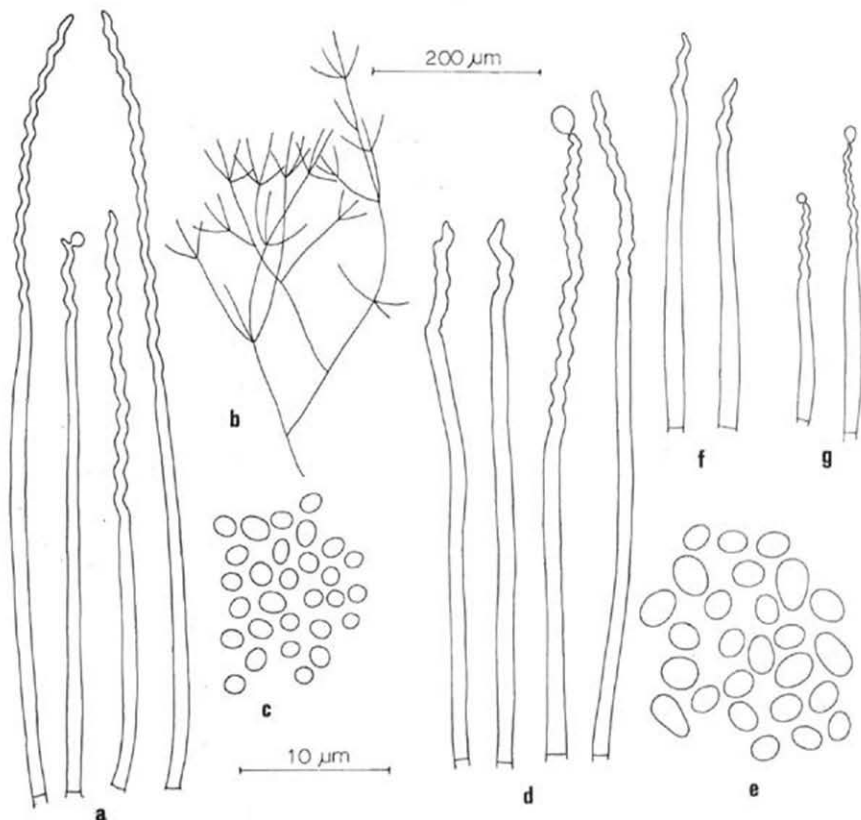


Fig. 1. Species of *Tritirachium*. — a-c. *T. isariae*: a. conidiogenous cells. — b. branching pattern. — c. conidia. — d, e. *T. cinnamomeum*: d. conidiogenous cells. — e. conidia. — f. *T. dependens*: conidiogenous cells. — g. *T. oryzae*: conidiogenous cells.

DISCUSSION.—*Tritirachium isariae* mostly grew intermixed with abundantly sporulating *Paecilomyces farinosus* and it was difficult to determine which conidia belonged to which species. Mostly the smaller conidia, which definitely did not belong to *P. farinosus*, were measured and figured. Trotter & Cash (1972: 1293) described the conidia as ovoidal,  $3\text{--}5 \times 2\text{--}2.5 \mu\text{m}$ , or globose,  $2\text{--}2.5 \mu\text{m}$  in diameter.

*Tritirachium isariae* is reminiscent of *T. dependens* (Fig. 1f); it can easily be distinguished, however, by the linear conidiogenous cells. Moreover no main stalk of the conidiophore is recognizable: there is no differentiation between branches of lower and higher order. It differs from *T. cinnamomeum* mainly by the smaller conidia; furthermore the conidiogenous cells mostly are not uniform throughout but slightly swollen near the base and tapering towards the tip.

The linear, only slightly tapering conidiogenous cells of both *Tritirachium isariae* and *T. cinnamomeum* remind *Geniculosporium* Chesters & Greenhalgh (1964) and some conidial states of *Hypoxyylon* species, e.g. *H. multifforme* Fr., as described by Greenhalgh & Chesters (1968). Main criterium for separation is the truncate base of the conidia, which leave blunt denticles at liberation, in the latter group of fungi.

TRITIRACHIUM CINNAMOMEUM Beyma—Fig. 1d-e

*Tritirachium cinnamomeum* Beyma in Antonie van Leeuwenhoek **8**: 116. 1942. — *Nodulisporium cinnamomeum* (Beyma) de Hoog in Stud. Mycol. **1**: 37. 1972.

Colonies on 2% malt agar at 20°C growing slowly, attaining a diameter of 2-4 mm in 10 days, appearing powdery to velvety, pale pinkish buff to pinkish cinnamon. Reverse yellowish to argus brown, sometimes with a brown pigment diffusing into the agar. Exudate and odour absent. Submerged hyphae hyaline, smooth- and thin-walled, 1-1.5 μm wide, usually forming a rather compact, slightly elevated mycelial cushion. Aerial hyphae hyaline to light brown, smooth-walled or finely warted, walls slightly thicker than in the submerged mycelium, ascendent, about 90-700 × 1.5-2.5(-3) μm, without a main stalk, usually bearing 1-3 whorls of 1-4(-5) conidiogenous cells or lateral branches at distances of 60 μm, branches bearing conidiogenous cells in 1(-2) whorls of 1-4; sometimes the conidiogenous cells occur scattered along ascendent hyphae. Conidiogenous cells subhyaline to pale brown, consisting of a linear basal part, mostly 35-75 μm long, width uniform throughout 1.5-2.5 μm, and a regularly flexuose (intervals 2-3 μm) conidiiferous rachis, up to 210 μm long and 1.5 μm wide, on which the conidial points of attachment are inconspicuous. Conidia hyaline, smooth- and thin-walled, subglobose to ellipsoidal, sometimes pyriform, rounded at the base, (2.5-)3-5(-8) × 2.5-3(-4) μm. Rarely intercalary, hyaline, ellipsoidal chlamydospore-like hyphal swellings occur. Perfect state unknown.

MATERIAL EXAMINED.—CBS 182.42, type culture of *Tritirachium cinnamomeum*, isolated by P. Bels from a fly in a cave near Maastricht.

CBS 377.49 (=IMI 45,558) sent by W. L. White as *Tritirachium dependens*, isolated from shoeleather, Solomon Islands, 1944.

CBS 369.53 sent by Fa. Kievit, Rotterdam, isolated from sapele three-ply wood, Nigeria.

CBS 129.71 isolated by W. Gams and R. A. Samson from decayed *Quercus* wood, Vogelenzang near Haarlem, October 1970.

DISCUSSION.—The shape of the conidia in this species sometimes is variable: usually the conidia are subglobose to ellipsoidal, but in some subcultures the conidia are often ovoidal, obovoidal, oblong or pyriform, and rather large, up to about 8 μm long.

The present species fits *Tritirachium* because of the regularly flexuose conidiiferous rachids, and of the conidia, which are sessile, attached to the conidiogenous cell with a narrow connection, leaving no distinct scars at liberation, whereas in *Nodulisporium* Preuss (1851) the rachids are straight and show blunt denticles. These details in the structure of the conidiiferous rachids are regarded here as the most valuable diagnostic criteria for the distinction of *Tritirachium* and *Nodulisporium*.

In the submerged mycelium of a subculture of CBS 129.71, spirally curled hyphal parts occurred, reminding initials of ascogonia. Some of them grew into tight coils of hyaline hyphae, but no further development was observed.



***Nodulisporium cylindroconium*** de Hoog, *sp. nov.*—Fig. 2

*Tritirachium sp. A*, Evans in Trans. Br. mycol. Soc. 57: 253. 1971.

Coloniae in agar maltoso 2% post 10 dies 40°C 35 mm diametro, velutinae pallide roseo-cinnamomeae. Reversum ochraceum ad brunneum. Exudatum abest. Odor suaveolens. Hyphae hyalinae ad pallide brunneae, erectae, fragiles. Cellulae conidiiferae sparsim in hyphis non-evolutis distributae, parte infera cylindracea, 45–135 µm longa et stipite recto, conidia in denticulis obtusis circa 1 µm intervallo gerente, consistentes. Cellula conidiogena saepe in vel sub apice incrementum persistens, eo modo novum seriem denticulorum formans. Conidia hyalina, oblonga, interdum subpiriformia vel uno latere applanata, basi rotundata, interdum cicatrice prominente praedita, (3.5–)4–6(–7) × 2–2.5(–3) µm. Chlamydosporae non observatae. Status perfectus ignotus. Typus: CBS 838.71 a H. C. Evans ex rejectamentis carbonis in Staffordshire, Anglia, isolatus.

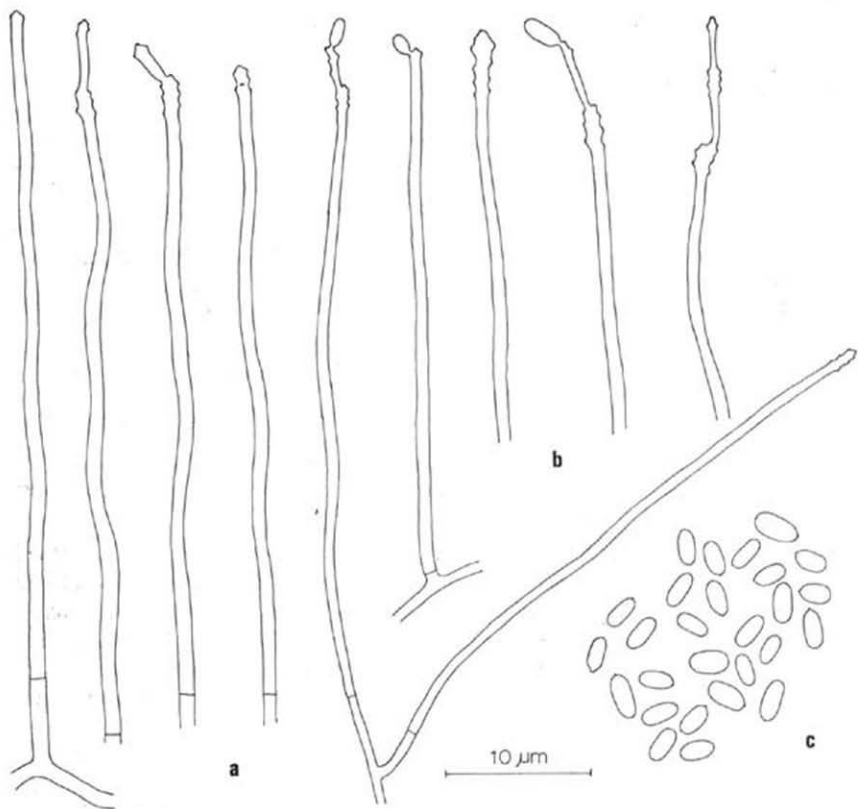


Fig. 2. *Nodulisporium cylindroconium*. — a. conidiogenous cells. — b. apical parts of conidiogenous cells in different stages of development. — c. conidia.

Colonies on 2% malt agar at 40°C attaining a diameter of 35 mm in 10 days, appearing velvety, pale pinkish cinnamon. Reverse yellowish to brownish. Exudate absent; odour slightly sweetish. Submerged hyphae hyaline, smooth-walled, 1.5–3 µm wide. Aerial hyphae hyaline to pale brown, usually smooth- and thin-walled, ascendent to suberect, fragile, up to 380 µm high, 1.5–3 µm wide, mostly unbranched. Conidiogenous cells scattered on undifferentiated hyphae, pale brown, smooth-walled or finely warted, consisting of a cylindrical basal part, mostly 45–135 µm long, width uniform throughout 1.5–2.5 µm, and a straight rachis, up to 45 µm long and 2–2.5 µm wide, bearing conidia on blunt denticles at intervals of about 1 µm. The conidiogenous cell often proliferates at or somewhat below the apex and gives rise to another series of denticles; consequently a nodose conidiiferous rachis may be formed. Conidia hyaline, smooth- and thin-walled, oblong, occasionally slightly pyriform or flattened at one side, rounded at the base, sometimes with a prominent scar, (3.5–)4–6(–7) × 2–2.5(–3) µm. No chlamydospores were observed. Perfect state unknown.

MATERIAL EXAMINED.—CBS 838.71, type culture, isolated by H. C. Evans from coal spoil tip.

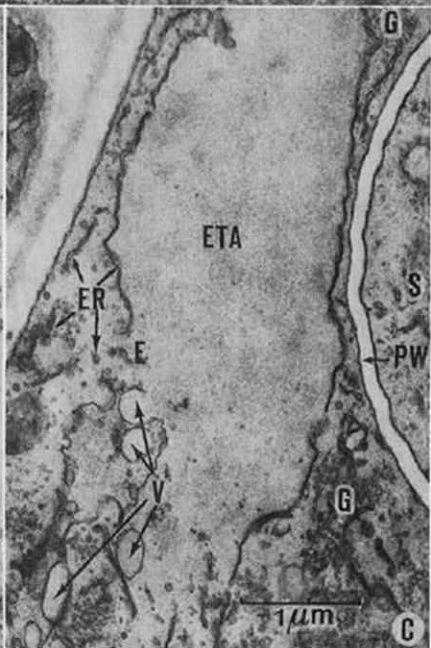
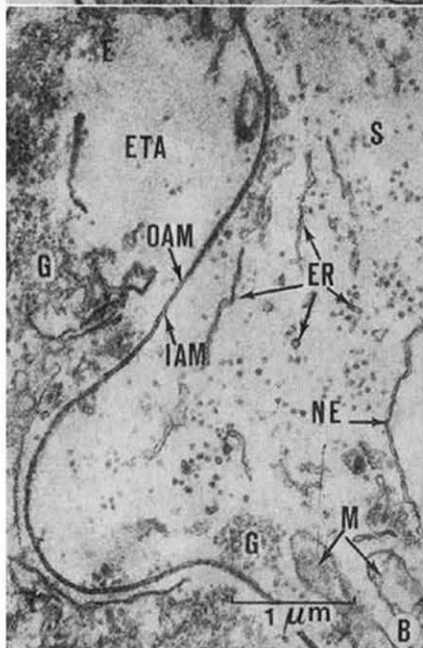
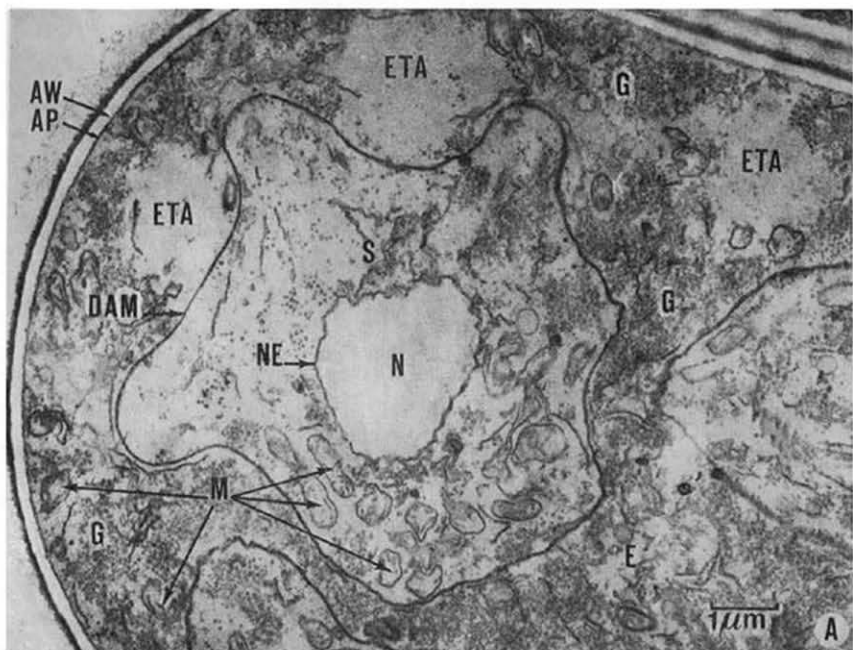
DISCUSSION.—*Nodulisporium cylindroconium* is recognizable by the shape and size of the conidia. In most of the other species described in *Nodulisporium* the conidia are shorter, usually obovoidal to ellipsoidal. The shape and pigmentation of the conidiogenous cells of *N. cylindroconium* are also diagnostic.

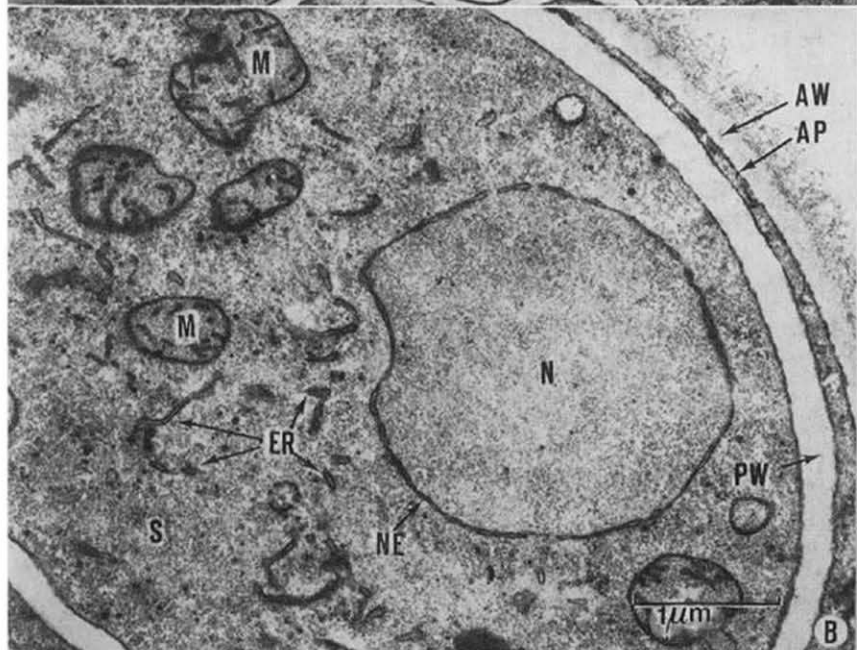
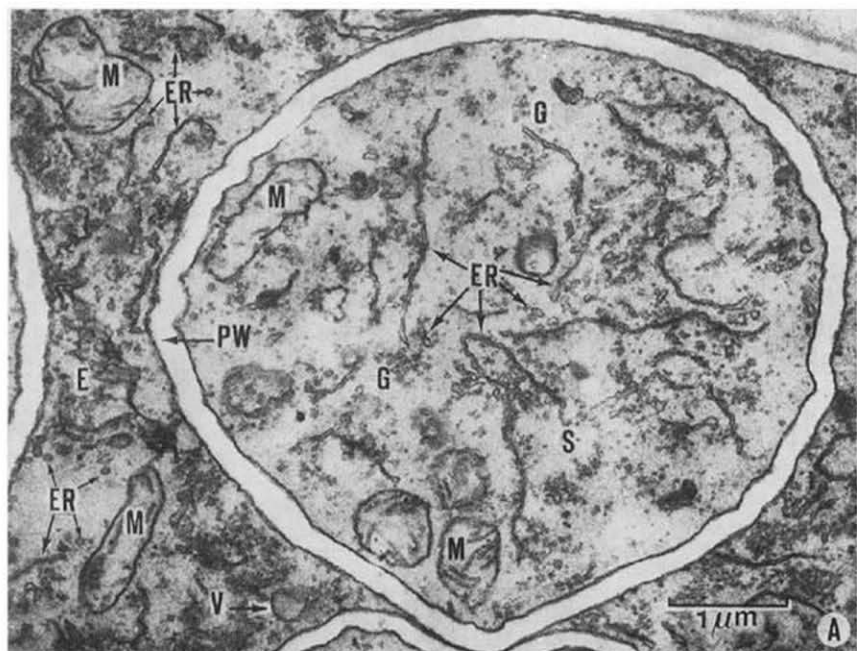
The above species is intermediate between the conidial states of some *Hypoxyylon* species, e.g. *H. multiforme*, and *Tritirachium cinnamomeum*, but fits *Nodulisporium* because of the straight rachids with conspicuous blunt denticles.

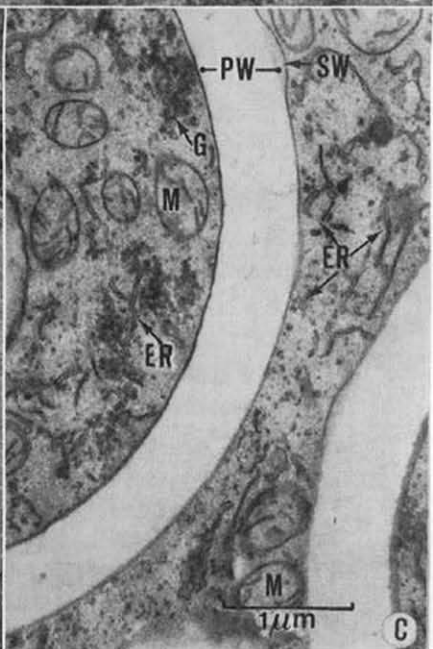
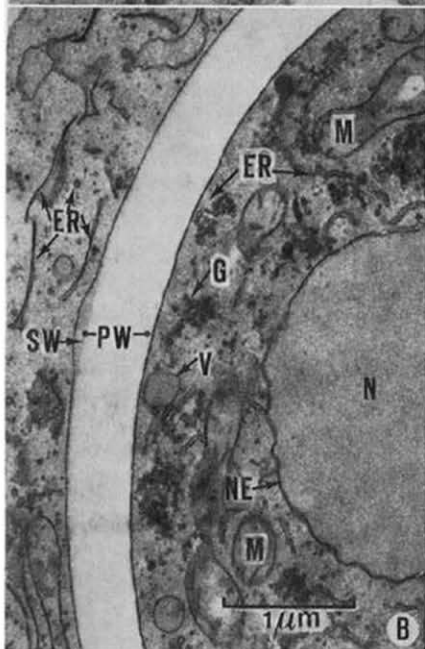
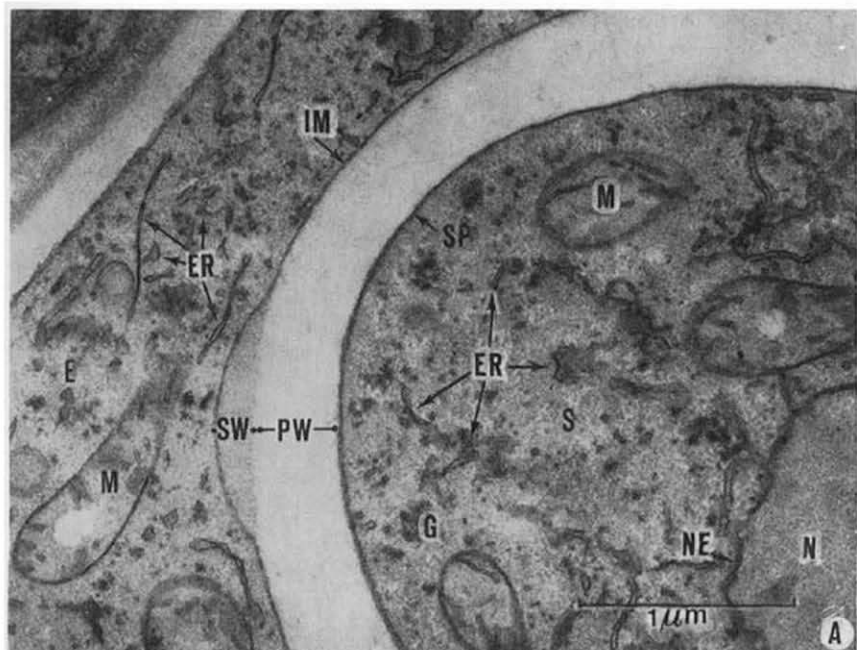
ACKNOWLEDGEMENT.—The author is indebted to Dr. H. C. Evans for the permission to describe his *Tritirachium* strain as a new species.

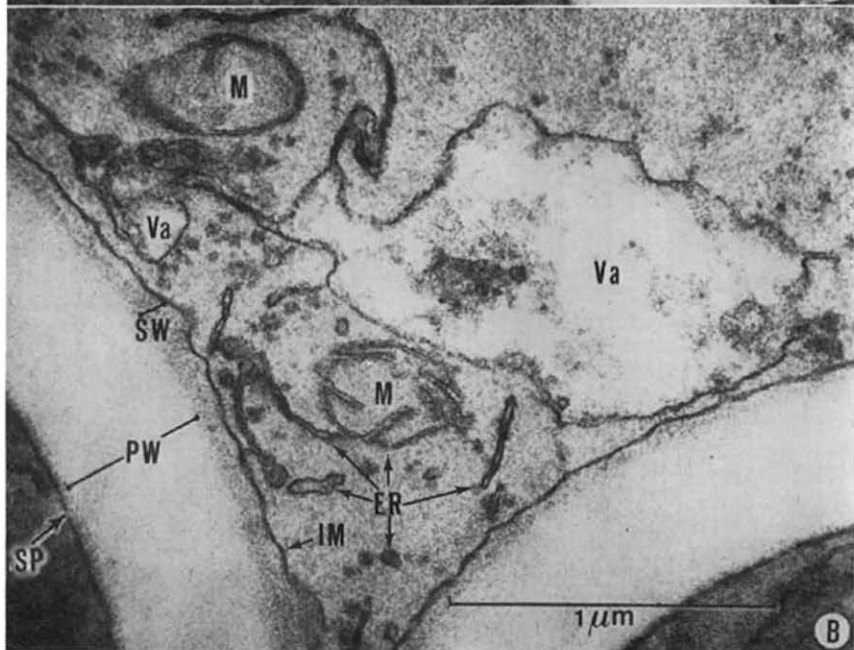
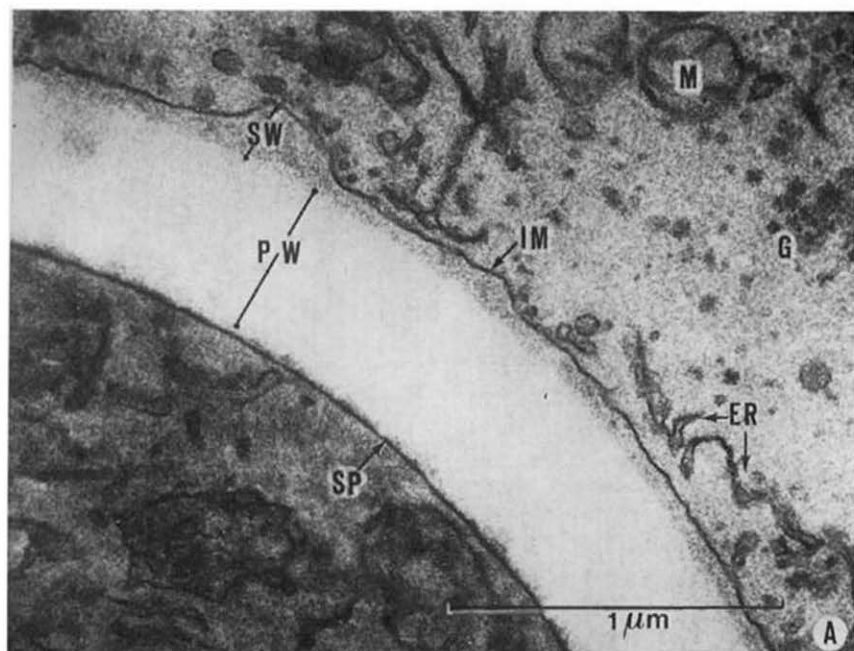
#### REFERENCES

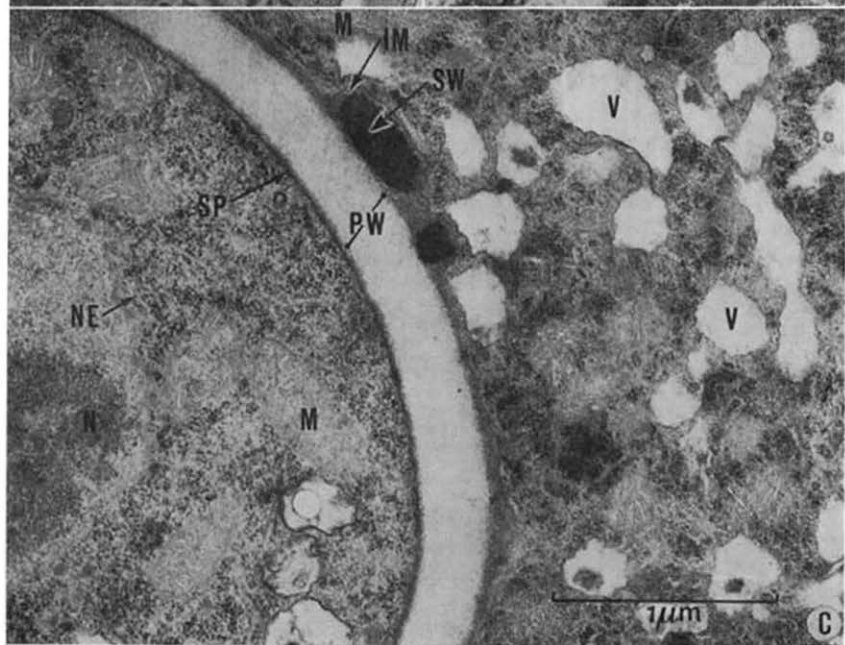
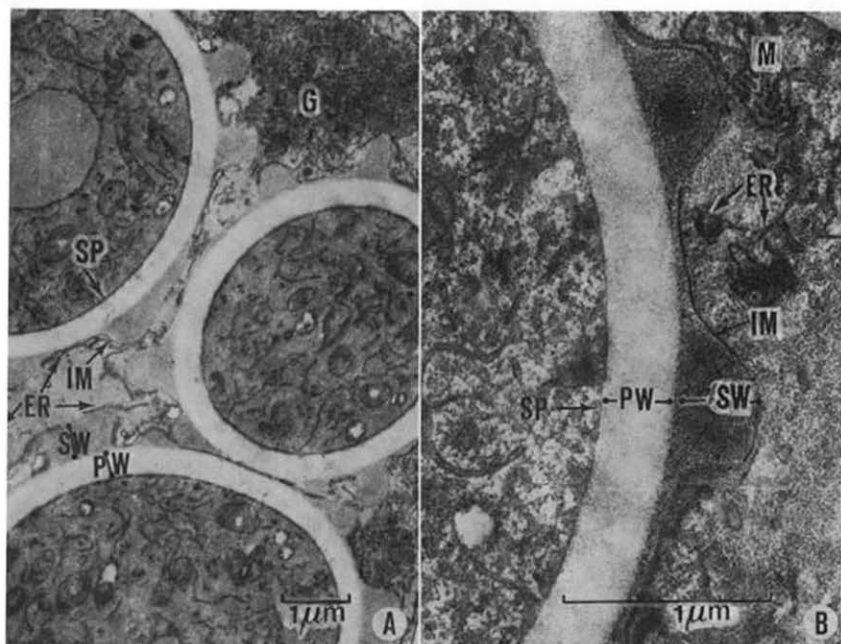
- BEYMA THOE KINGMA, F. H. VAN (1942). Beschreibung einiger neuer Pilzarten aus dem Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn (Nederland). Mittheilung VII. In *Antonie van Leeuwenhoek* **8**: 105–122.
- CHESTERS, C. G. C. & GREENHALGH, G. N. (1964). *Geniculosporium serpens* gen. et sp. nov., the imperfect state of *Hypoxyylon serpens*. In *Trans. Br. mycol. Soc.* **47**: 393–401.
- EVANS, H. C. (1971). Thermophilous fungi of coal spoil tips—I. Taxonomy. In *Trans. Br. mycol. Soc.* **57**: 241–254.
- GREENHALGH, G. N. & CHESTERS, C. G. C. (1968). Conidiophore morphology in some British members of the Xylariaceae. In *Trans. Br. mycol. Soc.* **51**: 57–82.
- HOOG, G. S. DE (1972). The genera *Beauveria*, *Isaria*, *Tritirachium* and *Acrodontium* gen. nov. In *Stud. Mycol.* **1**: 1–41.
- LIMBER, D. B. (1940). A new form genus of the Moniliaceae. In *Mycologia* **32**: 23–30.
- PREUSS, C. G. T. (1851). Die Pilze Deutschlands. In *J. Sturm, Deutschlands Flora*, Abt. III. Nürnberg.
- TROTTER, A. & CASH, E. K., (1972). *Sylloge Fungorum* **26**. New York.

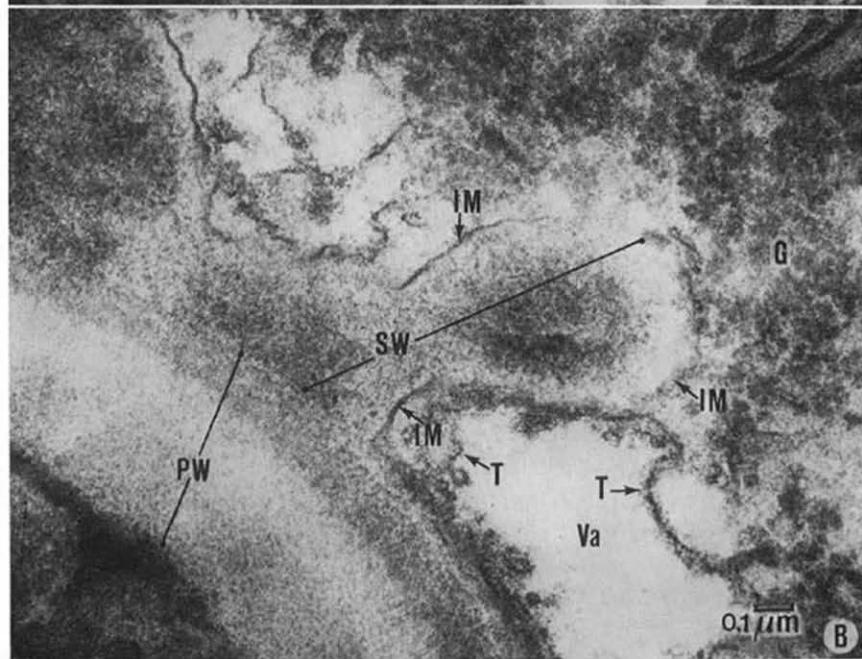
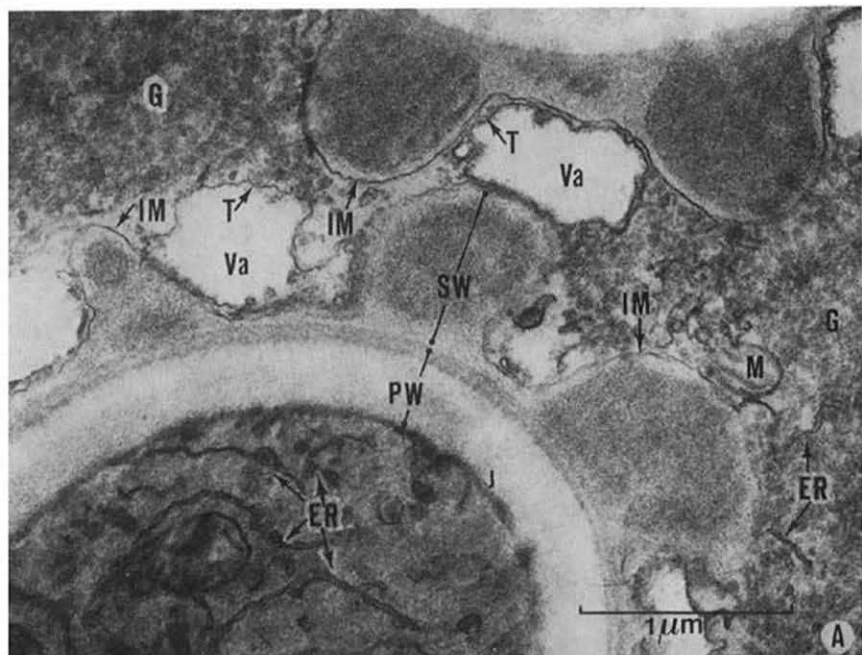




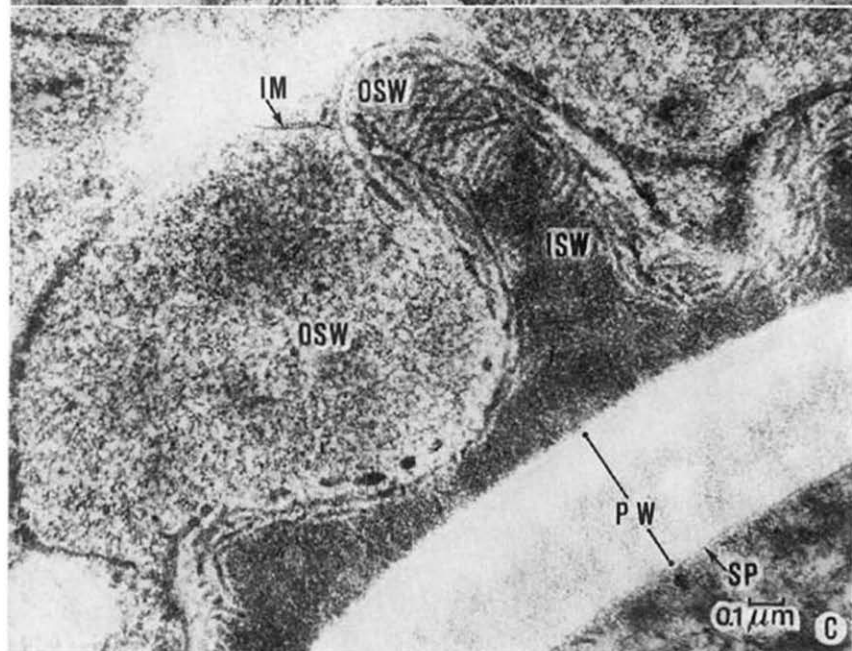
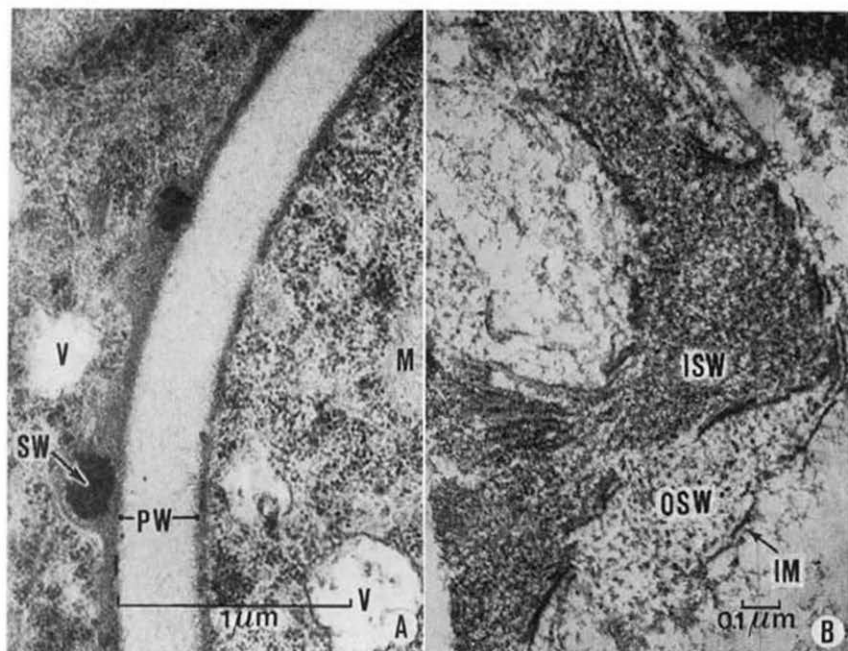


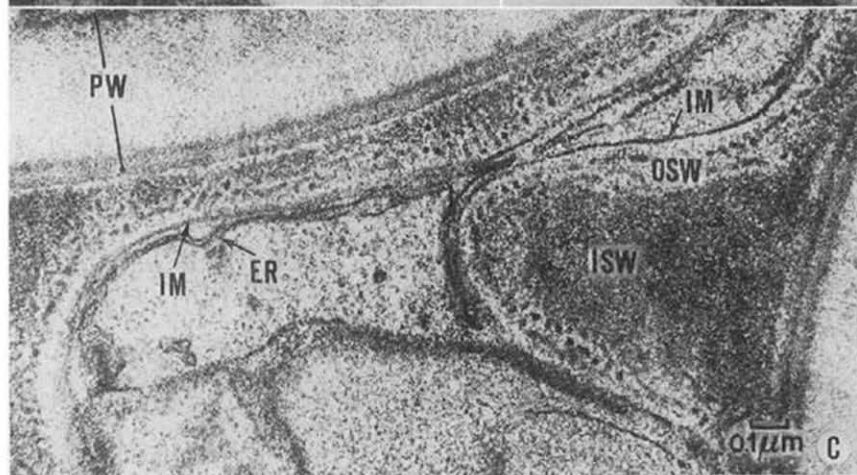
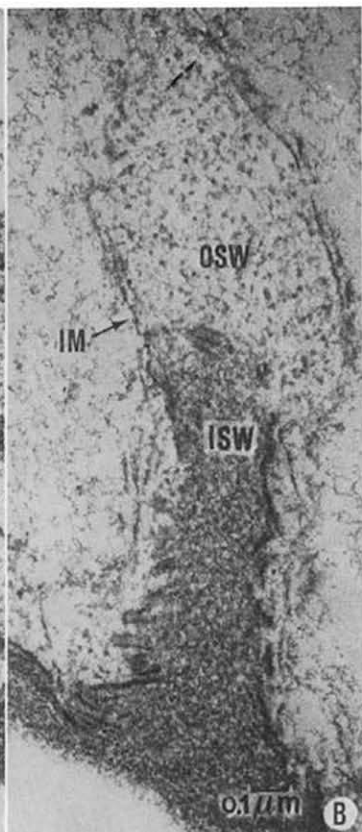
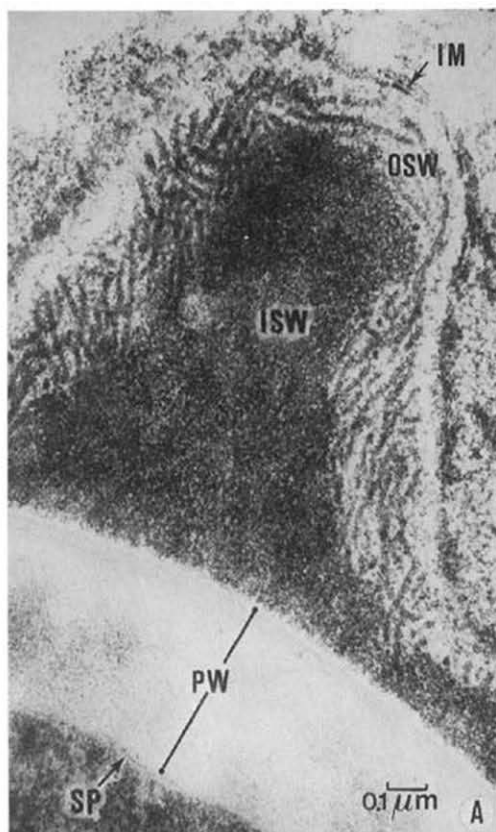


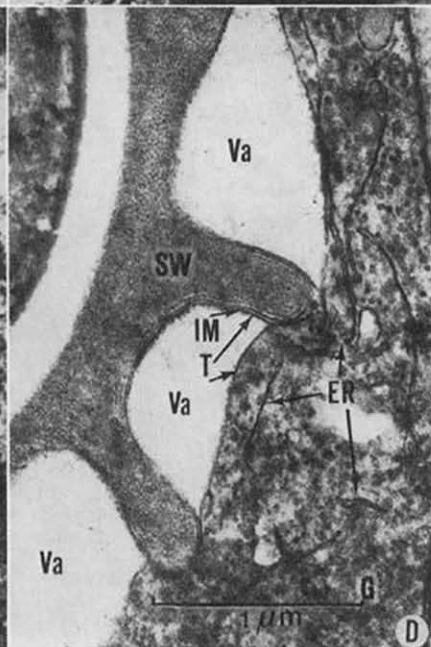
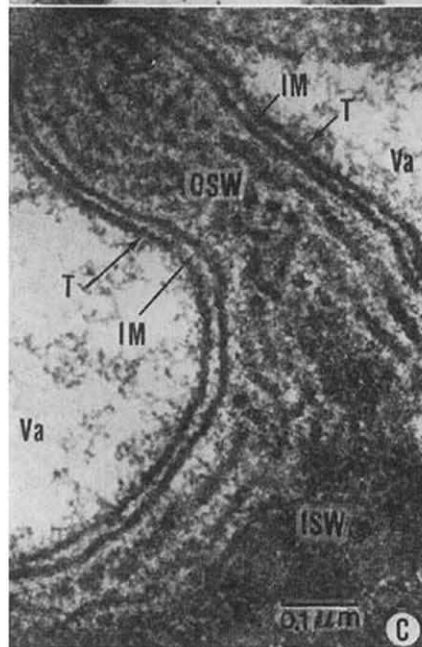
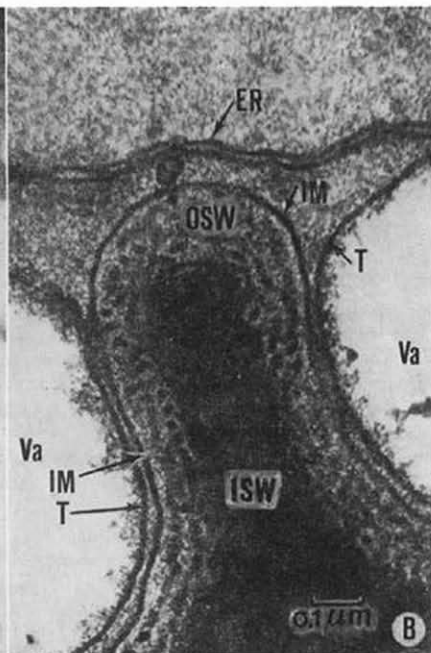
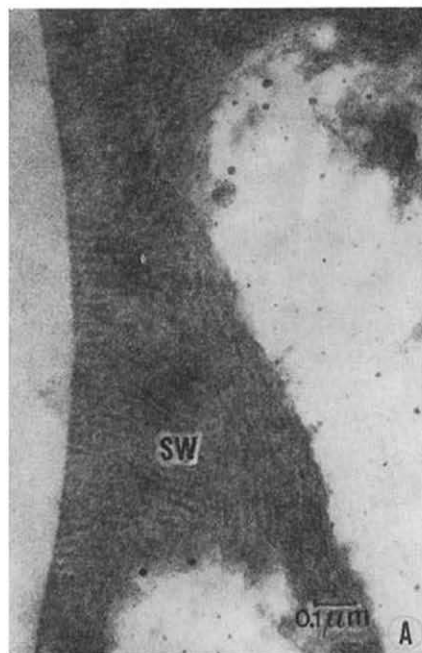


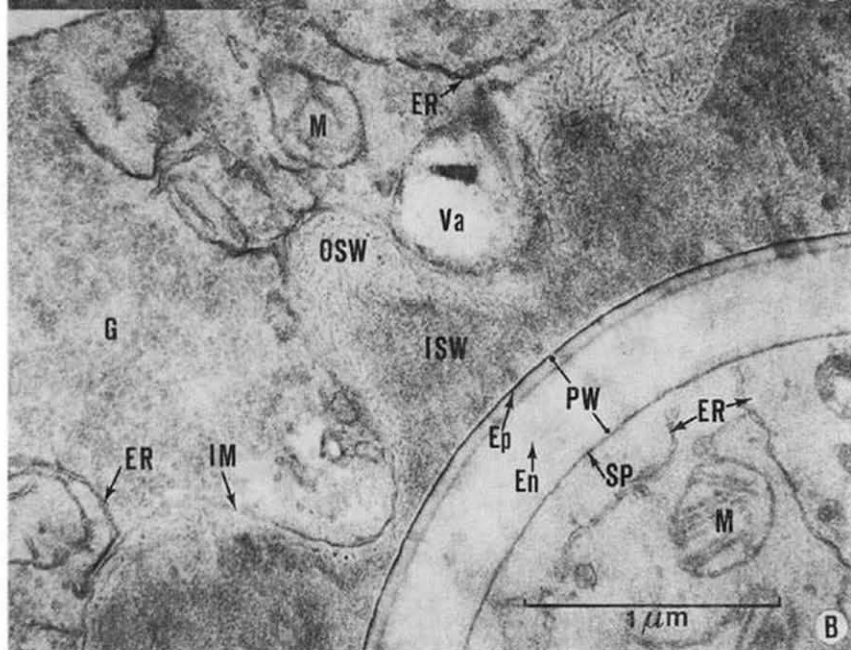
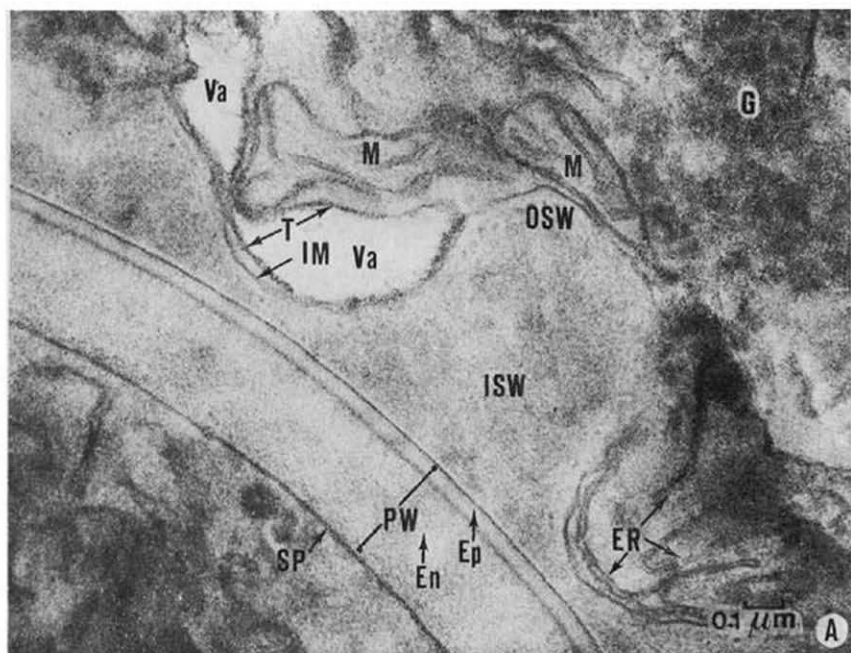


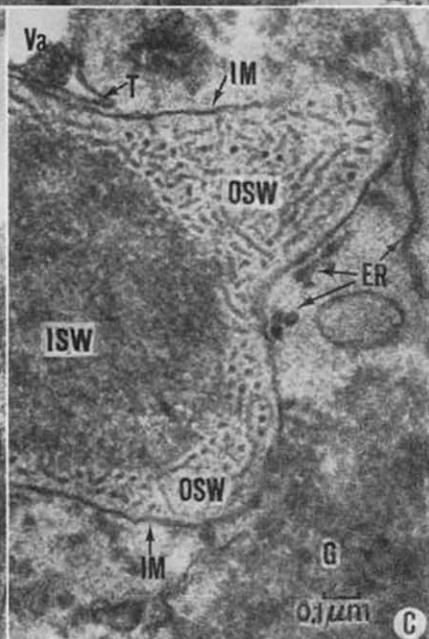
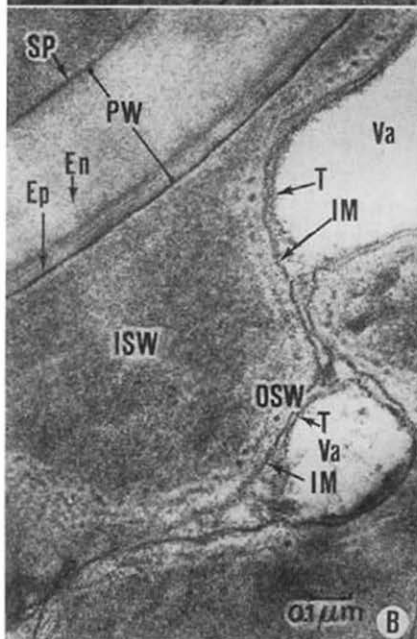
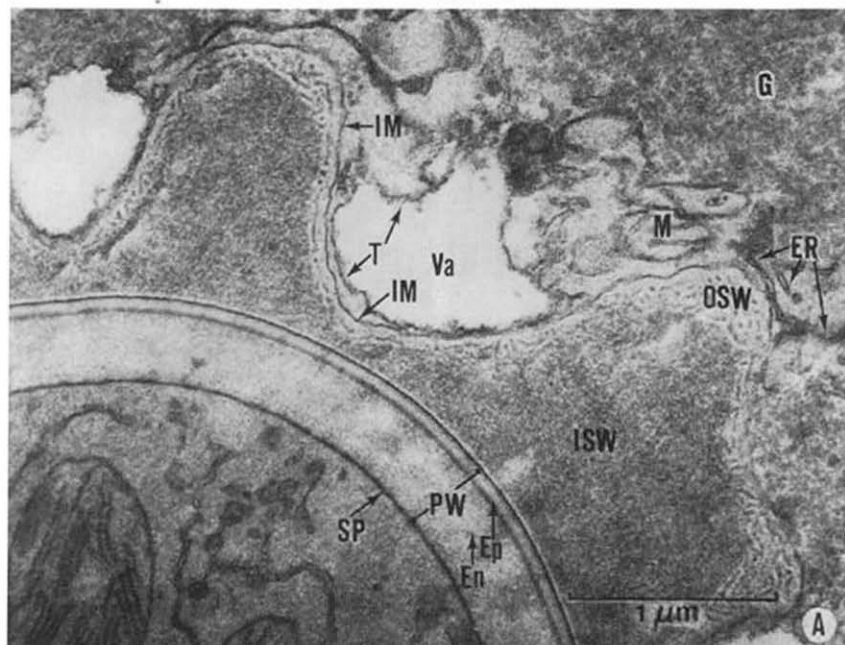












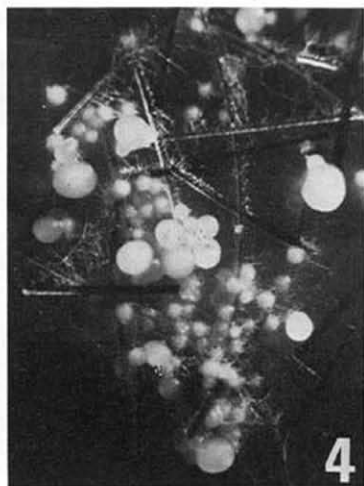
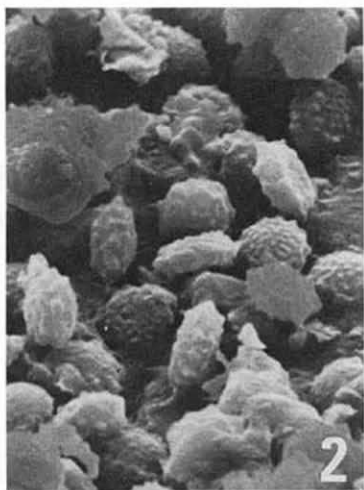
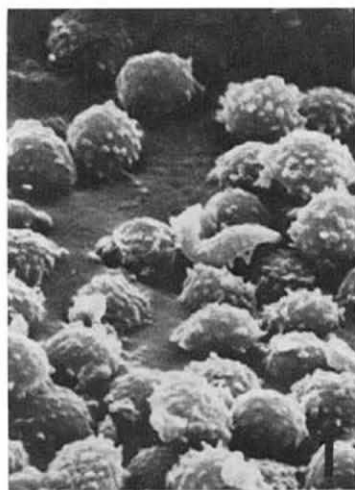


PLATE 28

FIGS. A, B. *Ascodesmis nigricans*, fixed in 1%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate: Fig. A. young ascospore just after delimitation x 9,900; Fig. B. id. detail area of electron transparent material, x 17,200.

FIG. C. *Ascodesmis microscopica*, area of electron transparent material, fixed in 1%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate, x 16,500.

AP, ascoplasmalemma; AW, ascus wall; DAM, double ascospore-delimiting membrane; E, epiplasm; ER, endoplasmic reticulum; ETA, area of electron transparent material; G, glycogen; IAM, inner ascospore-delimiting membrane; M, mitochondrion; N, nucleus; NE, nuclear envelope; OAM, outer ascospore-delimiting membrane; S, sporoplasm; V, vesicle.

PLATE 29

FIGS. A, B. *Ascodesmis microscopica*, young ascospore with developing primary wall: Fig. A. fixed in 1%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate,  $\times 16,500$ ; Fig. B. fixed in 0.5%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate and lead citrate,  $\times 20,800$ .

AP, ascoplasmalemma; AW, ascus wall; E, epiplasm; ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; M, mitochondrion; N, nucleus; NE, nuclear envelope; PW, primary wall; S, sporoplasm.



PLATE 30

FIGS. A-C. *Ascodesmis microscopica*, beginning of secondary wall formation, fixed in 1.5%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate; Fig. A. x 29,700; Fig. B, C. x 18,100.

E, epiplasm; ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; IM, investing membrane; M, mitochondrion; N, nucleus; NE, nuclear envelope; PW, primary wall; S, sporoplasm; SP, sporoplasmalemma; SW, secondary wall; V, vesicle.

PLATE 31

FIGS. A, B. *Ascodesmis nigricans*, beginning of secondary wall formation, fixed in 1%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate, x 46,200.

ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; IM, investing membrane; M, mitochondrion; PW, primary wall; SP, sporoplasmalemma; SW, secondary wall; Va, vacuole.

PLATE 32

FIGS. A-C. *Ascodesmis microscopica*, development of the secondary wall: Fig. A. fixed in 1.5%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate,  $\times 9,900$ ; Fig. B. also showing a difference between the inner and outer part, fixed in 0.5%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate and lead citrate,  $\times 29,700$ ; Fig. C. id. fixed in 3.25% glutaraldehyde and 1%  $\text{OsO}_4$ ,  $\times 31,100$ .

ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; IM, investing membrane; M, mitochondrion; N, nucleus; NE, nuclear envelope; PW, primary wall; SP, sporoplasmalemma; SW, secondary wall; V, vesicle.

PLATE 33

FIGS. A, B. *Ascodesmis nigricans*, differentiation of the primary wall, and development of the secondary wall showing a difference between the inner and outer part, fixed in 1%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate: Fig. A. x 29,700; Fig. B. x 57,700.

ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; IM, investing membrane; M, mitochondrion; PW, primary wall; SW, secondary wall; T, tonoplast; Va, vacuole.

PLATE 34

FIGS. A-C. *Ascodesmis microscopica*, development of the secondary wall showing a difference between the inner and outer part: Fig. A. fixed in 3.25% glutaraldehyde and 1% OsO<sub>4</sub> and stained with uranyl acetate and lead citrate, x 32,400; Fig. B. also showing the internal structure, fixed in 0.5% KMnO<sub>4</sub> and stained with uranyl acetate, x 53,900; Fig. C. id. stained with uranyl acetate and lead citrate, x 50,300.

IM, investing membrane; ISW, inner secondary wall; M, mitochondrion; OSW, outer secondary wall; PW, primary wall; SP, sporoplasmalemma; V, vesicle.

PLATE 35

FIGS. A-C. *Ascodesmis microscopica*, development of the secondary wall showing the internal structure of the inner and outer part, fixed in 0.5%  $\text{KMnO}_4$ ,  $\times 57,700$ : Fig. A. also showing the differentiation of the primary wall, stained with uranyl acetate and lead citrate; Fig. B. stained with uranyl acetate; Fig. C. also showing the differentiation of the primary wall, stained with uranyl acetate and lead citrate.

ER, endoplasmic reticulum; IM, investing membrane; ISW, inner secondary wall; OSW, outer secondary wall; PW, primary wall; SP, sporoplasmalemma.

PLATE 36

FIGS. A-D. *Ascodesmis microscopica*: Fig. A. secondary wall showing the orientation of the internal structure, fixed in 1% OsO<sub>4</sub> and stained with uranyl acetate, x 55,000; Fig. B. development of the vacuoles, fixed in 1.5% KMnO<sub>4</sub> and 1% OsO<sub>4</sub> and stained with uranyl acetate and lead citrate, x 70,500; Fig. C. id. fixed in 0.5% KMnO<sub>4</sub>, x 108,000; Fig. D. id. fixed in 1.5% KMnO<sub>4</sub> and stained with uranyl acetate, x 29,700.

ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; IM, investing membrane; ISW, inner secondary wall; OSW, outer secondary wall; SW, secondary wall; T, tonoplast; Va, vacuole.

PLATE 37

FIGS. A, B. *Ascodesmis nigricans*, differentiation of the primary wall, and development of the secondary wall showing the internal structure of the inner and outer part, fixed in 1%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate: Fig. A.  $\times 53,200$ ; Fig. B.  $\times 36,300$ .

En, endospore; Ep, epispore; ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; IM, investing membrane; ISW, inner secondary wall; M, mitochondrion; OSW, outer secondary wall; PW, primary wall; SP, sporoplasmalemma; T, tonoplast; Va, vacuole.



PLATE 38

FIGS. A-C. *Ascodesmis nigricans*, fixed in 1%  $\text{KMnO}_4$  and stained with uranyl acetate: Fig. A. differentiation of the primary wall, and development of the secondary wall showing the internal structure of the inner and outer part, x 29,700; Fig. B. id. x 57,700; Fig. C. part of the secondary wall, x 57,700.

En, endospore; Ep, epispore; ER, endoplasmic reticulum; G, glycogen; IM, investing membrane; ISW, inner secondary wall; M, mitochondrion; OSW, outer secondary wall; PW, primary wall; SP, sporoplasmalemma; T, tonoplast; Va, vacuole.

PLATE 39

Fig. 1. *Xanthothecium peruvianum*, ascospores.  $\times 5,000$ . — Fig. 2-4. *Leucothecium emdenii*. —  
2. Ascospores.  $\times 5,000$ . — 3. Ascospores.  $\times 10,000$ . — 4. Ascomata grown on YpSs agar with  
hairs.  $\times 15$ .