

Zeitschrift: Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz = Matériaux pour la flore cryptogamique suisse = Contributi per lo studio della flora crittogama svizzera

Herausgeber: Schweizerische Naturforschende Gesellschaft

Band: 12 (1959)

Artikel: Die Rostpilze Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz

Autor: Gäumann, Ernst

Kapitel: 11. Gattung : Coleosporium Léveillé

DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-821064>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften auf E-Periodica. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen sowie auf Social Media-Kanälen oder Webseiten ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. [Mehr erfahren](#)

Conditions d'utilisation

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. La reproduction d'images dans des publications imprimées ou en ligne ainsi que sur des canaux de médias sociaux ou des sites web n'est autorisée qu'avec l'accord préalable des détenteurs des droits. [En savoir plus](#)

Terms of use

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. Publishing images in print and online publications, as well as on social media channels or websites, is only permitted with the prior consent of the rights holders. [Find out more](#)

Download PDF: 21.02.2026

ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>

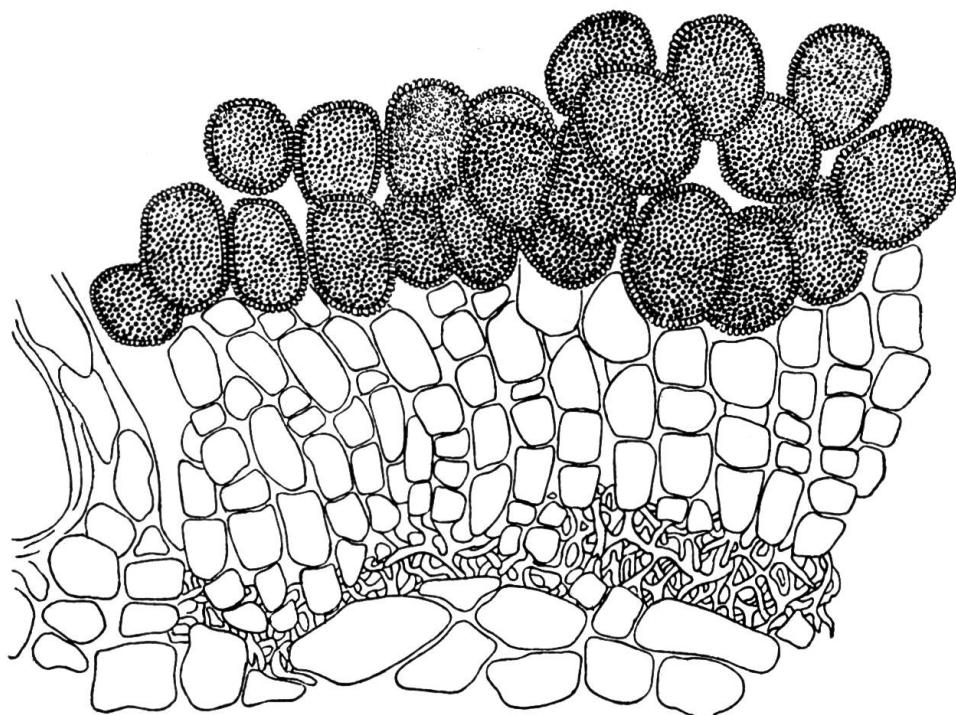


Abb. 90. *Chrysomyxa ramischiae* Lagh. Schnitt durch ein reifes Uredolager auf *Pyrola secunda* L. Vergr. rund 600. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Verbreitungsgebiet: Die gesamte nördliche Erdhälfte.

Bemerkungen. Nachdem schon LIRO (1906, 1908) auf das unterschiedliche Auftreten der *Chrysomyxa* auf *Pyrola secunda* und auf *Pyrola rotundifolia* aufmerksam gemacht hatte, trennte LAGERHEIM (1909) die Form auf *Pyrola secunda* spezifisch von der *Chrysomyxa pyrolatum* ab, ging jedoch dabei nomenklatatorisch unglücklich vor; denn DE CANDOLLE hat 1815 (S. 99) sein *Aecidium ? pyrolae* gerade für den Pilz auf *Pyrola secunda* geschaffen. Der *Pyrola secunda* bewohnende Pilz ist es also, der lege artis *Chrysomyxa pyrolae* (DC.) Rostr. heißen sollte: die *Chrysomyxa ramischiae* ist, streng genommen, nomenklatatorisch ungültig und nur ein Synonym zur *Chrysomyxa pyrolae* s.str. Nachdem sich aber die Bezeichnungsweise seit Generationen eingelebt hat und eine Umtaufung nur Verwirrung schaffen würde, wird man den an sich unrichtigen, bisherigen Namen wohl am besten als *nomen specificum conservandum* behandeln und gelegentlich einmal einen entsprechenden Beschuß fassen.

4. Familie. Coleosporiaceen

Die Coleosporiaceen haben mit den Cronartiaceen und Chrysomyxaceen die blasenförmige Pseudoperidie der Aecidien gemeinsam, die bei der Reife unregelmäßig zerfasert, statt sich, wie bei den Pucciniastaceen und den Pucciniaceen, becherförmig zu öffnen («Blasenrost», «Peridermium»: Rindenperidermien bei den Cronartiaceen, Nadelperidermien bei den Chrysomyxaceen und Coleosporiaceen). Auch ihre Uredosporen entstehen noch, wie bei den Chrysomyxaceen, nach Art der Aecidiosporen (von denen sie morphologisch oft kaum zu unterscheiden sind) in kurzen Ketten mit Zwischenzellen (Abb. 91).

Sie stellen wahrscheinlich eine tertiäre Rückbildungsreihe des betreffenden Astes dar. Ihre Teleutosporen sind zwar nach demselben Typus gebaut wie bei den Cronartiaceen und Chrysomyxaceen, entstehen aber nur noch einzeln und

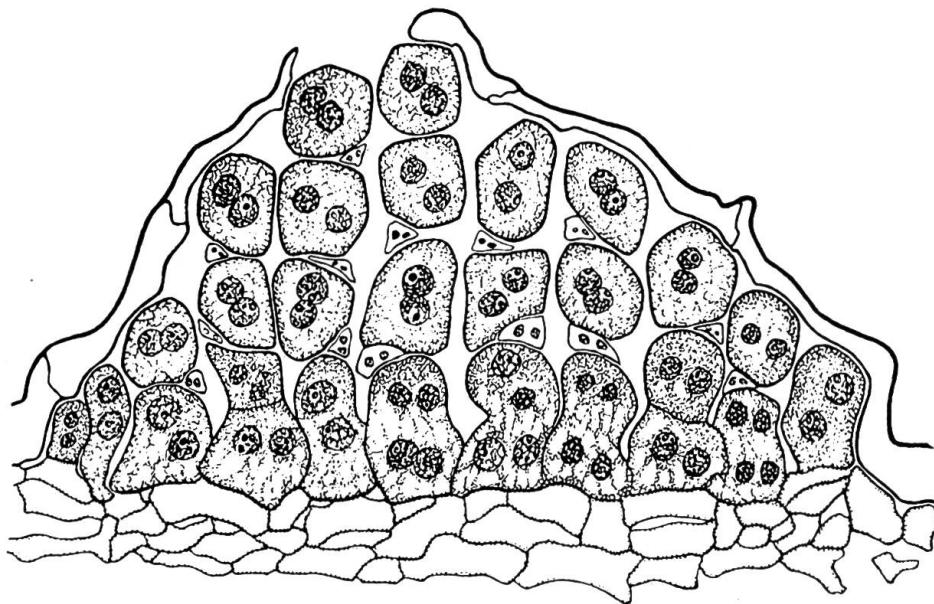


Abb. 91. Junges Uredolager des *Coleosporium solidaginis* Thuem. auf *Solidago rugosa* Mill.
Vergr. rund 500. (Nach Moss, 1929.)

lassen bei der Keimung die Basidie nicht mehr ins Freie treten, sondern bilden sie «intern» (d.h. sie «keimen intern»): ihr Inhalt gliedert sich einfach unter Reduktion der Chromosomenzahl in die vier Basidienzellen, von denen jede nach außen eine Basidiospore abschnürt. Eine ähnliche Rückbildungsform wird uns innerhalb der Pucciniaceen in der Gattung *Ochropsora* begegnen.

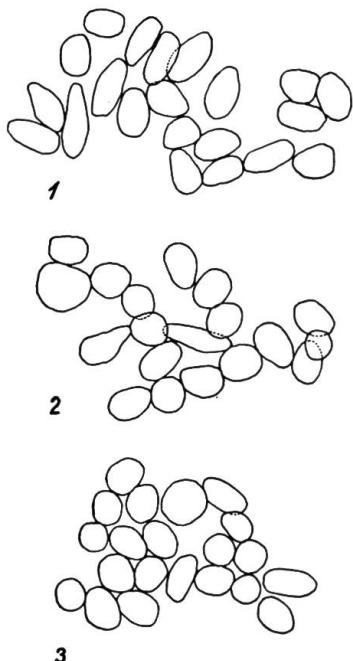
Der modernere Charakter der Coleosporiaceen kommt auch in ihrer gelösteren Wirtswahl zum Ausdruck. Nur der Haplont zeigt noch die ursprüngliche strenge Bindung (i.e. an Coniferen); der Dikaryophyt hat dagegen die Beschränkung auf bestimmte Familien und Gattungen durchbrochen und ist auf alle möglichen Dikotylen ausgewandert. Monokotylen vermag er dagegen nicht zu besiedeln. GROVE (1922) hat zwar aus England ein *Coleosporium narcissi* n.sp. auf *Narcissus poeticus* L. beschrieben; doch müßte dieser Fund erst noch näher abgeklärt werden.

Die Familie der Coleosporiaceen ist, wie die vorangehenden Familien, in unserem Gebiet wiederum nur durch eine einzige Gattung vertreten, durch die Gattung *Coleosporium* Lév. selbst.

11. Gattung. *Coleosporium* Léveillé

(Aecidien auf *Pinus*-Nadeln. Uredolager nackt, ohne Pseudoperidie. Uredosporen in kurzen Ketten abgeschnürt. Teleutosporen einzellig, palisadenartig zu wachsartigen Kru-
sten vereinigt, dünnwandig, mit gelatinöser Scheitelverdickung.)

Sämtliche in unserem Gebiet bekannten Coleosporien entwickeln sich makrozyklisch nach dem Hetereutypus; dagegen sind aus Nordamerika mikrozyklische Arten mit Spermogonien und Teleutosporen auf den Nadeln von *Pinus virginiana* Mill. bzw. von *Pinus flexilis* James bekannt geworden, das *Coleosporium pinicola* (Gall.) Arthur (1934; DODGE, 1925) und das *Coleosporium Crowellii* Cummins (1938). Es wäre deshalb verdienstlich, auch in unserem Gebiet auf derartige mikrozyklische Typen zu achten.



Die mitteleuropäischen Coleosporien sind weder in ihrer Spermogonien- und Aecidien- noch in ihrer Uredo- und Teleutosporengeneration morphologisch derart charakterisiert, daß sie, losgelöst vom Wirte, in ihrer Artzugehörigkeit erkannt werden könnten. Stellt man zwar die Sporen bestimmter Arten einander gegenüber, so kann der Spezialist gewisse Unterschiede erkennen (z. B. Abb. 92); aber es wäre aussichtslos, sie in Worte fassen zu wollen.

Wir gliedern deshalb die in Frage kommenden Arten ausschließlich auf Grund der **Hauptwirte**, welche die Uredo- und Teleutosporen tragen. Dieses System hat sicher seine Mängel; denn gerade bei der Gattung *Coleosporium* sind überraschende Durchbrechungsinfektionen gelungen, so von *Senecio* und *Tussilago* auf *Schizanthus Grahamii* Gill. (eine chilenische Solanacee) und auf *Tropaeolum minus* L. hinüber. Doch dürfte es schwerhalten, den tatsächlichen Verhältnissen durch eine andere Anordnung besser gerecht zu werden. Wir gehen deshalb folgendermaßen vor:

Abb. 92. Umrißbilder der Aecidiosporen: 1 des *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr., 2 des *Coleosporium euphrasiae* (Schum.) Wint., 3 des *Coleosporium tussilaginis* (Pers.) Lév. Vergr. 177. (Nach KLEBAHN, 1892.)

Uredo- und Teleutosporen zur Hauptsache auf Arten der Gattung

<i>Anemone</i>	<i>Coleosporium Pulsatillae</i> (Str.) Lév. (S. 108)
<i>Euphrasia</i> und <i>Rhinanthus</i>	<i>Coleosporium euphrasiae</i> (Schum.) Wint. (S. 110)
<i>Melampyrum</i>	<i>Coleosporium melampyri</i> Tul. (S. 112)
<i>Campanula</i> , <i>Phyteuma</i> usw.	<i>Coleosporium campanulae</i> (Pers.) Lév. (S. 113)
<i>Adenostyles</i> und <i>Cacalia</i>	<i>Coleosporium cacaliae</i> (DC.) Otth (S. 117)
<i>Aposeris</i>	<i>Coleosporium aposeridis</i> Syd. (S. 118)
<i>Asteriscus</i>	<i>Coleosporium asterisci aquatici</i> (Sacc.) Syd. (S. 118)
<i>Doronicum</i>	<i>Coleosporium doronicci</i> Namysl. (S. 118)
<i>Inula</i>	<i>Coleosporium inulae</i> Rabh. (S. 119)
<i>Petasites</i>	<i>Coleosporium petasitis</i> Lév. (S. 121)
<i>Senecio</i>	<i>Coleosporium senecionis</i> (Pers.) Fr. (S. 122)
<i>Sonchus</i>	<i>Coleosporium sonchi</i> (Schum.) Lév. (S. 126)
<i>Telekia</i>	<i>Coleosporium telekiae</i> Thuem. (S. 127)
<i>Tussilago</i>	<i>Coleosporium tussilaginis</i> (Pers.) Lév. (S. 128)

Coleosporium Pulsatillae (Strauss) Léveillé

Spermogonien in Längsreihen, in größerer Zahl als die Aecidien, kleine, länglich runde, im trockenen Zustande braune Höckerchen von 0,5–0,75 mm Durchmesser bildend.

Aecidien auf den Nadeln, 1–3 mm lang, 0,5 mm breit. Pseudoperidie blasenförmig, dünn, aus einer Zellschicht gebildet, bis 1,75 mm hoch, oben oder seitlich unregelmäßig zerreibend. Pseudoperidienzellen von der Fläche polygonal, meist fünf- oder sechseckig, 27–40 μ hoch, 19–28 μ breit, mit warziger Membran. Aecidiosporen lebhaft orange, meist unregelmäßig oval, 25–40 μ lang, 16–24 μ breit; Wand 3,5–4,5 μ dick, mit eingezogenen Stellen (Keimporen ?), im äußern Drittel (1–1,5 μ) mit Stäbchenstruktur, durch die die Oberfläche derbwarzig wird, ohne glatte Stelle. Warzen unregelmäßig, von etwa 1 μ Durchmesser, Abstand der Mittelpunkte 1,5–2 μ .

Uredolager auf der Unterseite der Blätter, oberseits gelbe Flecken erzeugend, rund oder oval, von 0,5–1 mm Durchmesser, von den Resten der abgehobenen Epidermis umgeben, lebhaft gelborange. Uredosporen in kurzen Ketten, teils langgestreckt, dabei mitunter am einen Ende keulenförmig verdickt oder abgerundet, abgestutzt oder zugespitzt, teils oval oder mitunter fast rundlich und dabei meist etwas polyedrisch, 18–50 μ lang, 10–15 μ breit. Wand farblos, dünn, wenig über 1 μ dick, außen ganz mit feinen Warzen besetzt; Warzenabstand kaum 1 μ .

Teleutosporenlager auf der Unterseite der Blätter, von den Resten der emporgehobenen Epidermis bedeckt bleibend, kleine blutrote Polster oder Krusten bildend, etwa 0,5 mm groß. Teleutosporen zylindrisch oder prismatisch, 65–100 μ lang, 10–22 μ breit, anfangs einzellig, später bei der Keimung vierzellig werdend. Inhalt tief orange. Wand dünn, farblos, etwa 1 μ dick, nur am oberen Ende stark verdickt (bis 15 μ), die verdickten Teile eines Sporenlagers gewissermaßen zu einer gemeinsamen Kutikula zusammenfließend. Basidiosporen rundlich, etwa 8 μ groß.

Entwicklungsang : Hetereuform.

Als Wirtspflanzen wurden experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus silvestris* L.; für den Dikaryophyten: *Anemone pratensis* L. = *Pulsatilla pratensis* Mill. und *Anemone Pulsatilla* L. = *Pulsatilla vulgaris* Mill. = *Pulsatilla grandis* Wender. Ferner werden als Teleutosporenwirte beispielsweise *Pulsatilla australis* (Heuff.) Simk., *Anemone cernua* Thunb., *Pulsatilla coreana* Nak., *Anemone Halleri* All., *Pulsatilla nigricans* Stoerk., *Anemone patens* L., *Pulsatilla rubra* (Lam.) Delarb. und *Anemone slavica* Reuss. genannt.

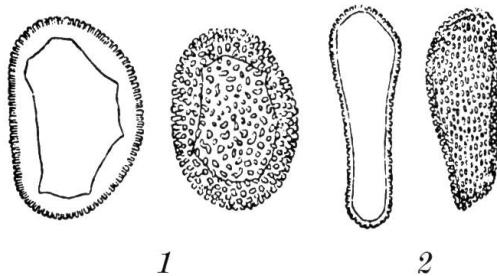


Abb. 93. *Coleosporium Pulsillae* (Str.) Lév. 1 Aecidiosporen, 2 Uredosporen. Vergr. 620. (Nach KLEBAHN, 1902.)

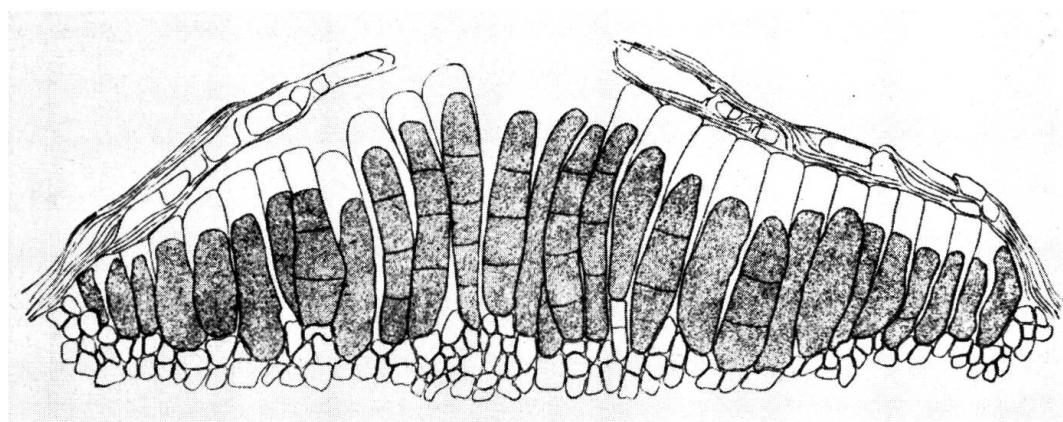


Abb. 94. *Coleosporium Pulsillae* (Str.) Lév. Schnitt durch ein Teleutosporenlager auf *Pulsatilla nigricans* Stoerk. Vergr. rund 300. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Biologie. Der Wirtswechsel des *Coleosporium Pulsatillae* wurde von KLEBAHN (1902) sichergestellt. Der Pilz gehört zu den seltenen Rosten und ist keineswegs überall zu finden, wo *Anemone*-Arten in der Nachbarschaft von Kiefern wachsen (KLEBAHN, 1914, S. 733). Seine Basidien septieren sich gelegentlich senkrecht statt transversal, also nach Art der Tremellales (WEIR, 1912).

Verbreitungsgebiet: Ganz Eurasien, von Frankreich bis Sibirien und Japan.

Bemerkungen. Während Nordamerika keine Coleosporien auf Ranunculaceen besitzt und Europa eine einzige Art, eben das *Coleosporium Pulsatillae*, sind aus Asien noch eine ganze Anzahl anderer Ranunculaceen-Gattungen als Träger von Coleosporien bekannt, *Aconitum*, *Actaea*, *Cimicifuga*, *Clematis*, *Delphinium* usw. Es wird deshalb wertvoll sein, auch bei uns ein Augenmerk auf diese Gattungen zu richten.

***Coleosporium euphrasiae* (Schumacher) Winter**

Spermogonien vorwiegend auf der Oberseite der Nadeln, oft in zwei Längsreihen, bis $\frac{1}{2}$ mm breit, bis 1 mm lang.

Aecidien auf der Ober- und Unterseite der Nadeln, zerstreut, 1–2 mm lang, 0,25 mm breit. Pseudoperidie bis 1 mm hoch; Zellen einschichtig, etwa 20–25 μ hoch; Wände gleichmäßig dick (etwa 3 μ), etwas dünner als beim *Coleosporium senecionis*. Aecidiosporen meist oval, wenig langgestreckte, aber viel runde darunter, 15–35 μ lang, 15–24 μ breit. Wand 2–3 μ dick; Warzen weniger derb als beim *Coleosporium senecionis*, 1–2 μ breit, durch Zusammenfließen manchmal länger; Abstand der Mittelpunkte 2–3 μ .

Uredolager auf der Blattunterseite, klein, etwa $\frac{1}{2}$ mm, orangegelb. Uredosporen rundlich oder oval, seltener länglich, zum Teil eckig, 18–29 μ lang, 13–18 μ breit; Wand etwa 1 μ dick, mit etwa 1 μ dicken Warzen in 1,5–2 μ Abstand der Mittelpunkte besetzt.

Teleutosporenlager wesentlich auf der Unterseite der Blätter, auch auf Stengeln und Kelchen, kleine Flächen zwischen den feinen Adern bedeckend, ziemlich dick, wachsartig, orangefarben. Teleutosporen prismatisch, 68–105 μ lang, 15–24 μ breit; Wand am Scheitel 10–15 μ dick.

Entwicklungsgang: Hetereuform.

Als Wirtspflanzen wurden experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus montana* Mill. und *Pinus silvestris* L.; für den Dikaryophyten: *Rhinanthus Crista galli* L. = *Alectrolophus minor* Wim. et Grab., *Rhinanthus major* Ehrh. = *Rhinanthus glaber* Lam. = *Alectrolophus major* Reichenb., Kleinarten der *Euphrasia officinalis* L. und *Schizanthus Grahamii* Gill.

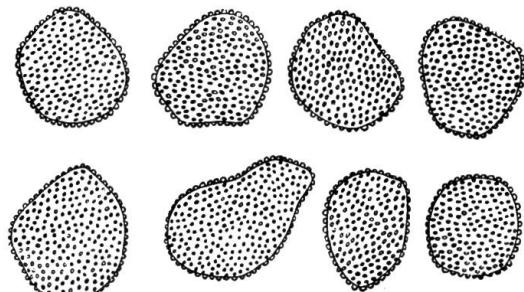


Abb. 95. *Coleosporium euphrasiae* (Schum.) Wint. Uredosporen von *Euphrasia stricta* Host. Vergr. rund 500. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Ferner werden als Uredo- bzw. Teleutosporenwirte beispielsweise *Alectrolophus alpinus* (Baumg.) Stern, *Euphrasia brevipila* Burnat et Greml., *Euphrasia cisalpina* Pug., *Euphrasia curta* Fr., *Euphrasia fennica* Kihlm., *Euphrasia frigida* Pug., *Euphrasia gracilis* Fr., *Euphrasia latifolia* Pursh., *Euphrasia lutea* L., *Euphrasia montana* Jord., *Euphrasia Murbeckii* Wettst.,

Euphrasia nemorosa Pers., *Euphrasia picta* Wimm., *Euphrasia pratensis* Fr., *Euphrasia ramosissima* Schroet., *Euphrasia Reuteri* Wettst., *Euphrasia Rostkoviana* Hayne, *Euphrasia salicifolia* Host., *Euphrasia salisburgensis* Hoppe, *Euphrasia serotina* Lam., *Euphrasia stricta* Host. = *Euphrasia ericetorum* Jord., *Euphrasia tatarica* Fisch., *Euphrasia tenuis* (M. Br.) Wettst., *Odontites litoralis* Fr., *Odontites lutea* (L.) Rchb., *Odontites rubra* Gilib., *Odontites simplex* (Hartm.) Krock., *Odontites verna* Bell., *Rhinanthus Alectorolophus* (Scop.) Poll. = *Alectorolophus hirsutus* All. = *Alectorolophus Facchinii* Stern, *Rhinanthus angustifolius* Gmel. = *Alectorolophus angustifolius* Heynh., *Rhinanthus ellipticus* Hausskn. = *Alectorolophus patulus* Stern, *Rhinanthus serotinus* (Schön.) Sch. et Th. = *Rhinanthus montanus* Saut. = *Alectorolophus montanus* Fritsch und *Rhinanthus stenophyllus* (Stern) Sch. et Th. = *Alectorolophus stenophyllus* Stern genannt.

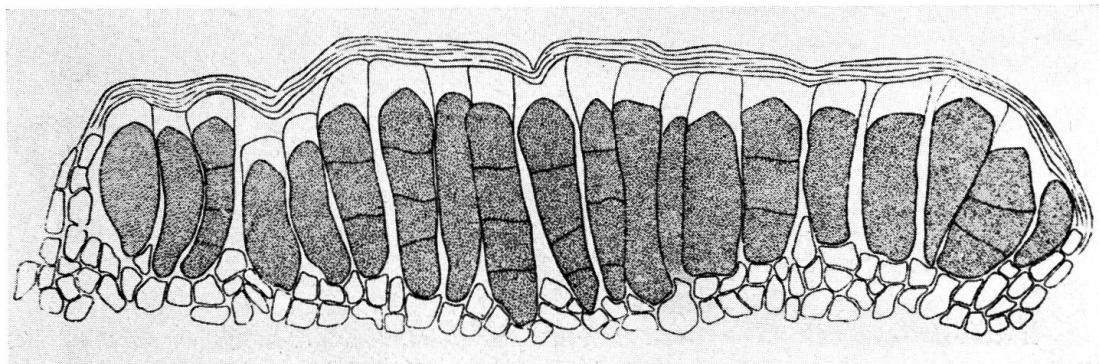


Abb. 96. *Coleosporium euphrasiae* (Schum.) Wint. Schnitt durch ein Teleutosporenager auf *Euphrasia stricta* Host. Vergr. rund 300. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Biologie. Der Wirtswechsel und die Wirtswahl des *Coleosporium euphrasiae* wurden von KLEBAHN (1892, 1894, 1895, 1914) und WAGNER (1896) verfolgt. Insbesondere gelang es KLEBAHN auch, mittels Uredosporen von *Rhinanthus Euphrasia officinalis* (dagegen z. B. nicht *Melampyrum*-Arten) zu infizieren, wodurch eine gewisse Einheitlichkeit des *Coleosporium euphrasiae* sichergestellt ist.

Die Teleutosporen reifen im Hochsommer und keimen gleich nach ihrer Reife; das haploide Myzel überwintert offenbar in den Kiefernnadeln. Da die Wirtspflanzen des Dikaryophyten einjährig sind, muß die Infektkette wohl unter dauerndem Wirtswechsel vor sich gehen.

Verbreitungsgebiet: Ganz Eurasien.

Bemerkungen. Aus Finnland wird auf *Pedicularis palustris* und vom Monte Generoso von VOGLINO (1895) auf *Pedicularis* spec. ein *Coleosporium* angegeben; es ist denkbar, daß es mit dem aus China beschriebenen *Coleosporium pedicularidis* Tai (1947) identisch ist.

Ferner wird aus Finnland das *Coleosporium euphrasiae* auf *Bartsia alpina* L. und aus Italien und Portugal auf *Bartsia Trixago* L. = *Bellardia Trixago* All. = *Trixago apula* Stev. und auf *Bartsia viscosa* L. = *Parentucellia viscosa* Car. = *Lasiopera viscosa* Hoffg. et Lk. = *Euphrasia viscosa* Bth. genannt. Nachdem aber das *Coleosporium euphrasiae* schon nicht auf *Melampyrum* übergeht, so wird es wahrscheinlich auch *Bartsia* nicht befallen; in den Alpen ist *Bartsia alpina* inmitten erkrankter Euphrasien pilzfrei. Es dürfte sich deshalb um eine besondere Art handeln.

Coleosporium melampyri Tulasne

Spermogonien vorwiegend auf der Oberseite der Nadeln, manchmal in zwei Längsreihen, kaum $\frac{1}{2}$ mm breit und wenig darüber lang.

Aecidien über die Nadel zerstreut, auch unterseits, höchstens 2 mm lang und etwa $\frac{1}{4}$ mm breit; Pseudoperidie 1 mm hoch. Pseudoperidienzellen in der Flächenansicht unregelmäßig sechseckig, 45–56 μ hoch, 26–30 μ breit, Wand dicht mit derben Warzen besetzt. Aecidiosporen meist oval, seltener rundlich oder länglich, 22–35 μ lang, 17–24 μ breit. Wand 3–4 μ dick; Warzen 1–2 μ groß, Mittelpunkte 1,5–2 μ entfernt.

Uredolager auf der Blattunterseite, orangegelb, klein, etwa $\frac{1}{2}$ mm groß. Uredosporen rundlich, oval oder länglich, oft etwas eckig, 14–35 μ lang, 12–28 μ breit. Wand farblos, dünn, mit etwa 1,5 μ dicken Warzen besetzt, deren Mittelpunkte 1,5–2 μ Abstand haben.

Teleutosporenlager auf der Blattunterseite, von den feinen Adern umgrenzte Flächen bedeckend, manchmal gruppenweise beisammen, wachsartig, rot. Teleutosporen prismatisch, 70–115 μ hoch, 14–28 μ breit. Wand dünn, am Scheitel 10–28 μ dick.

Entwicklungsang : Hetereuform.

Als Wirtspflanzen wurden experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus montana* Mill. und *Pinus silvestris* L.; für den Dikaryophyten: *Melampyrum pratense* L. und *Schizanthus Grahamii* Gill.

Ferner werden als Uredo- und Teleutosporenwirte beispielsweise *Melampyrum arvense* L., *Melampyrum australe* Nak., *Melampyrum bihariense* Kern., *Melampyrum caucasicum* Bge., *Melampyrum ciliare* Miq., *Melampyrum commutatum* Tausch, *Melampyrum cristatum* L., *Melampyrum intermedium* Perr. et Song., *Melampyrum laxum* Miq., *Melampyrum nemorosum* L., *Melampyrum roseum* Maxim., *Melampyrum setaceum* Nak., *Melampyrum silvaticum* L., *Melampyrum subsilvaticum* Ronn. et Sch., *Melampyrum volebiticum* Borb. = *Melampyrum austrotirolense* Hut. et Porta und *Melampyrum Vollmanni* (Poev.) Bech. genannt.

Biologie. Der Wirtswechsel und die Wirtswahl des *Coleosporium melampyri* wurden von KLEBAHN (1893, 1894, 1895, 1914), WAGNER (1898) und MAYOR (1924) verfolgt. Ferner wurde seine Nichtidentität mit dem *Coleosporium euphrasiae*

durch KLEBAHN (l.c.) und mit dem *Coleosporium campanulae* ebenfalls durch KLEBAHN (1896) dargetan. Anderseits ist es ein spannendes immunbiologisches Problem, daß alle diese drei Arten, ferner auch noch das *Coleosporium senecionis* und das *Coleosporium tussilaginis*, die chilenische Solanacee *Schizanthus Grahamii* Gill. als gemeinsamen Sammelwirt zu befallen vermögen. Man darf sich vielleicht vorstellen, daß diese Art die Eigenschaften der ursprünglichen tertiären Ausgangswirtsart für den Dikaryophyten der Gattung *Coleosporium* in sich vereinigt.

Die Teleutosporen keimen im Hochsommer unmittelbar nach der Reife. Auf den infizierten Kiefernnadeln können bereits im September Sper-

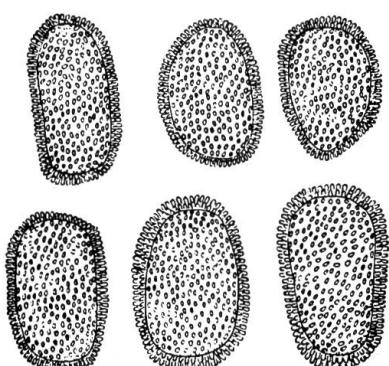


Abb. 97. *Coleosporium melampyri* Tul. Aecidiosporen von *Pinus silvestris* L. Vergr. rund 600. (Nach SAVULESCU, 1953.)

mogonien entstehen; im nächsten Frühjahr folgen die Aecidien. Ausnahmsweise kommt nochmalige Überwinterung des haploiden Myzels in den Nadeln und abermalige Aecidienbildung im zweiten Frühjahr vor (KLEBAHN, 1896).

Durch POHJAKALLIO und VAARTAJA (1948) wurden die ökologischen Voraussetzungen für das Auftreten des *Coleosporium melampyri* in Finnland eingehend verfolgt. Auf den Kiefern (*Pinus silvestris L.*) war der Befall am reichlichsten auf den guten Bodentypen, die auch reichlich *Melampyrum* trugen. Am allerschwersten wurden die 0,25–1,0 m hohen Bäume befallen. Es wurde nicht beobachtet, daß die Belichtung des Standortes die Schwere des Befalles beeinflußt hätte. Immerhin war der wirtschaftliche Schaden der Krankheit nur gering. Im allgemeinen bewirkte der Rostbefall nicht einmal ein Vergilben der Nadeln. In den schlimmsten Fällen verdornten einzelne Nadeln; aber es wurde nicht beobachtet, daß durch diesen Rostpilz auch nur eine einzige Kiefernpflanze abgestorben oder auch nur ernstlich geschädigt worden wäre.

Auf dem Wachtelweizen war dagegen die Verheerung durch das *Coleosporium melampyri* unvergleichlich schwerer als auf den Kiefern; vielfach starb das Blattwerk unter der Einwirkung des Pilzes vorzeitig ab. Die *Melampyrum*-Individuen wurden auf den belichteten Standorten am schwersten befallen; dagegen wurde nicht beobachtet, daß die Bonität des Standortes auf die Schwere des Rostbefalles einen deutlichen Einfluß ausgeübt hätte. Die Schwere der Infektion war auch nicht von der Nähe der Kiefern abhängig. *Melampyrum silvaticum* ssp. *tenuifolium* Dahl. wurde schwerer vom Rost befallen als *Melampyrum pratense* ssp. *vulgatum* (Pers.) Ronn.

Verbreitungsgebiet: Ganz Eurasien.

***Coleosporium campanulae* (Persoon) Léveillé**

Spermogonien vorwiegend auf der Oberseite der Nadeln, manchmal reihenweise, bis 1 mm lang, bis $\frac{1}{2}$ mm breit.

Aecidien auf beiden Seiten der Nadeln zerstreut, $\frac{1}{4}$ mm breit, bis 2 mm lang; Pseudoperidie bis 1,5 mm hoch. Aecidiosporen überwiegend länglich oder länglich-oval, seltener rundlich, meist etwas unregelmäßig, 23–43 μ lang, 13–19 μ breit. Wand farblos, 3–4 μ dick, mit verschieden großen Warzen von 1–2 μ Durchmesser in 2–2,5 μ Abstand der Mittelpunkte dicht besetzt.

Uredolager auf der Blattunterseite zerstreut oder in Gruppen, bei einigen Wirtsarten auch auf den Stengeln, rundlich oder unregelmäßig, anfänglich von der

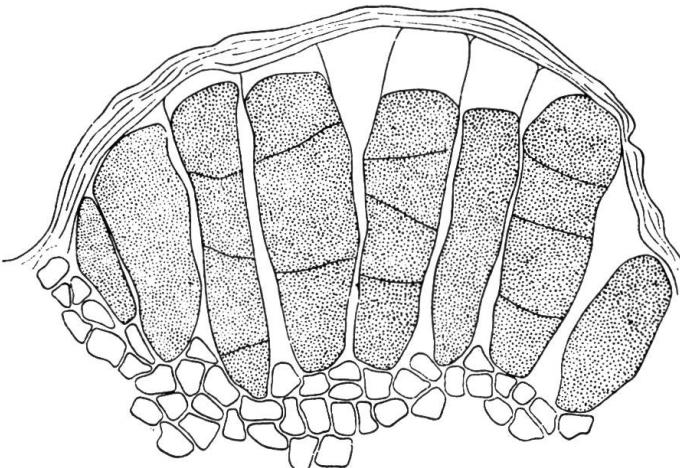


Abb. 98. *Coleosporium melampyri* Tul. Schnitt durch ein Teleutosporen lager auf *Melampyrum arvense* L. Vergr. rund 360. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Epidermis bedeckt, später nackt, gelbrot. Uredosporen rundlich, oval oder länglich, oft etwas polyedrisch, 21–35 μ lang, 14–21 μ breit. Wand farblos, 1,5 μ dick, mit kleinen, bis 1 μ dicken, etwas unregelmäßigen Warzen in 1,5–2 μ Abstand der Mittelpunkte besetzt.

Teleutosporen lager anfangs gelbrot, im reifen Zustande blutrot, klein, jedoch mehr oder weniger zu größern Krusten zusammenfließend, mitunter (besonders auf *Campanula rapunculoides*) die ganze Blattunterseite gleichmäßig bedeckend. Teleutosporen prismatisch, 50–100 μ lang, 14–28 μ breit. Wand am Scheitel 12–35 μ dick.

Entwicklungsgang: Hetereuform.

Als Wirtspflanzen sind experimentell nachgewiesen worden für den Haplonten: Nadeln von *Pinus densiflora* Sieb., *Pinus montana* Mill., *Pinus nigra* Arnold, *Pinus silvestris* L. und *Pinus Thunbergii* Parl.; für den Dikaryophyten: *Adenophora nikoensis* Franch. et Sav., *Adenophora Takedai* Mak., *Adenophora verticillata* Fisch., *Campanula americana* L., *Campanula bononiensis* L., *Campanula cochleariifolia* Lam. = *Campanula pusilla* Haenke, *Campanula glomerata* L., *Campanula lamiifolia* Bieb. = *Campanula alliariifolia* Willd., *Campanula latifolia* L. = *Campanula urticifolia* All., *Campanula macrantha* Fisch., *Campanula nobilis* Lindl. = *Campanula punctata* Lam., *Campanula patula* L., *Campanula rapunculoides* L., *Campanula Rapunculus* L., *Campanula rotundifolia* L., *Campanula Trachelium* L., *Campanula turbinata* Schott., *Phyteuma orbiculare* L., *Phyteuma spicatum* L., *Schizanthus Grahamii* Gill., *Tropaeolum majus* L., *Tropaeolum minus* L. und *Wahlenbergia hederacea* Rehb.

Ferner werden als Uredo- bzw. Teleutosporenwirte beispielsweise *Adenophora latifolia* Fisch., *Adenophora liliifolia* Ledeb. = *Adenophora communis* Fisch. = *Adenophora suaveolens* Mey., *Adenophora marsupiflora* Fisch., *Adenophora Morrisonensis* Hay., *Adenophora pereskiaeifolia* Don., *Adenophora remotiflora* Mig., *Adenophora tricuspidata* DC., *Adenophora Uehatae* Yam., *Campanula aparinooides* Pursh., *Campanula athoa* Boiss. et Heldr., *Campanula Aucheri* DC., *Campanula barbata* L., *Campanula Beltrani* Pan., *Campanula caespitosa* Scop. = *Campanula Bellardii* All., *Campanula canescens* Wall., *Campanula carpathica* Jacq., *Campanula caucasica* Bieb., *Campanula cervicaria* L., *Campanula collina* M. B., *Campanula colorata* Wallr., *Campanula divaricata* Michx., *Campanula Erinus* L., *Campanula evolvulacea* Royh., *Campanula Grossekii* Heuff., *Campanula Hornungiana* Schur., *Campanula Kladniana* Schur., *Campanula lactiflora* M. B., *Campanula lanceolata* Lap., *Campanula lasiocarpa* Cham., *Campanula latiloba* DC., *Campanula linifolia* Link = *Campanula Schleicheri* DC., *Campanula Loeflingii* Brot. = *Campanula lusitanica* L., *Campanula macrorhiza* Gay, *Campanula medium* L., *Campanula moesiaca* Vel., *Campanula napuligera* Schur. = *Campanula pseudolanceolata* Pant., *Campanula nitida* Ait., *Campanula perfoliata* L., *Campanula persicifolia* L., *Campanula pseudolanceolata* Pant., *Campanula pulcherrima* Schrank et Zeih., *Campanula pulla* L., *Campanula pyramidalis* L., *Campanula rhomboidalis* L., *Campanula romanica* Savul., *Campanula sarmatica* Kern., *Campanula Scheuchzeri* Vill. = *Campanula Gautieri* Jeanb. et Timb., *Campanula sibirica* L., *Campanula speciosa* Pourr., *Campanula sphaerotrix* Griseb. = *Campanula sparsa* Friv. = *Campanula Welandii* Heuff., *Campanula strigosa* Russ., *Campanula thyrsoides* L., *Campanula tridentata* Schreb.,

Campanula versicolor Boiss., *Hanabusaya asiatica* Nak., *Jasione montana* L., *Lobelia fulgens* Willd., *Lobelia nicotianifolia* Wal., *Lobelia ocymoides* Kunze, *Lobelia pyramidalis* Wal., *Michauxia laevigata* Vent., *Phyteuma betonicifolium* Vill., *Phyteuma Halleri* All., *Phyteuma Scheuchzeri* All., *Podanthum limonifolium* Boiss. = *Phyteuma limonifolium* Sibth. et Sm., *Specularia perfoliata* DC., *Specularia Speculum veneris* DC. = *Legousia Speculum veneris* (L.) Fisch., *Symphyandra Wanneri* Heuff., *Wahlenbergia gracilis* DC. und *Wahlenbergia marginata* DC. genannt.

Biologie. Der Wirtswechsel des *Coleosporium campanulae* wurde von ROSTRUP (1894) vermutet und von ED. FISCHER (1894, 1898), WAGNER (1898), KELLERMAN (1905), KLEBAHN (1908), HIRATSUKA (1934) und MAYOR (1943) sichergestellt. Er ist jedoch nicht bei allen biologischen Formen bzw. auf allen Wirtsarten obligatorisch; so kann der Rost wenigstens auf *Campanula Trachelium* (ED. FISCHER, 1898) und auf *Campanula rotundifolia* (WAGNER, 1898) milde Winter überdauern.

Hinsichtlich der Wirtswahl ihres Dikaryophyten zerfällt das *Coleosporium campanulae* in mindestens 5 biologische Formen (Tab. 2, S. 116), die

1. f. sp. *campanulae rapunculoidis* Klebahn (1903, 1908, 1914) auf *Campanula bononiensis* L., *Campanula glomerata* L., *Campanula lamiifolia* Bieb., *Campanula latifolia* L., *Campanula nobilis* Lindl., *Campanula rapunculoides* L., *Phyteuma spicatum* L., *Schizanthus Grahamii* Gill. und *Tropaeolum minus* L.;

2. f. sp. *campanulae rotundifoliae* Klebahn (1903, 1905, 1914) auf *Campanula bononiensis* L., *Campanula cochleariifolia* Lam., *Campanula rotundifolia* L., *Campanula turbinata* Schott., *Phyteuma orbiculare* L., *Phyteuma spicatum* L., *Tropaeolum minus* L. und *Wahlenbergia hederacea* Reichenb.;

3. f. sp. *campanulae Trachelii* Klebahn (1904, 1905, 1914; ED. FISCHER, 1894) auf *Campanula bononiensis* L., *Campanula glomerata* L., *Campanula latifolia* L., *Campanula macrantha* Fisch., *Campanula nobilis* Lindl., *Campanula patula* L., *Campanula Trachelium* L., *Schizanthus Grahamii* Gill., *Tropaeolum majus* L. und *Tropaeolum minus* L.;

4. f. sp. *campanulae macranthae* Wagner (1898) mit *Campanula macrantha* Fisch. als einzigen bis jetzt bekanntem Wirt;

5. f. sp. *campanulae americanae* Mains (1938) auf *Campanula americana* L., *Campanula bononiensis* L., *Campanula latifolia* L., *Campanula macrantha* Fisch., *Campanula rapunculoides* L., *Campanula Rapunculus* L. und, in geringerem Ausmaße, auf *Campanula Trachelium* L. und *Phyteuma spicatum* L.;

6. f. sp. *adenophorae* Hiratsuka (1934) auf *Adenophora nikoensis* Franch. et Sav., *Adenophora Takedai* Mak. und *Adenophora verticillata* Fisch.

Die ersten drei Formen wechseln auf *Pinus montana* und *Pinus silvestris* hinüber, die vierte überdies auf *Pinus nigra*, die sechste (japanische) Form auf *Pinus densiflora* und *Pinus Thunbergii*; bei der fünften (nordamerikanischen) Form sind die Aecidienwirte noch nicht experimentell festgestellt.

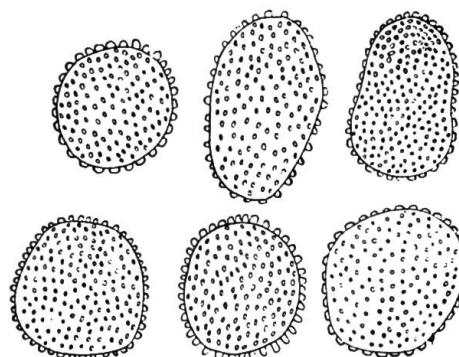


Abb. 99. *Coleosporium campanulae* (Pers.) Lév. Uredosporen von *Campanula rapunculoides* L. Vergr. rund 550. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Wegen der Überschneidungen der Wirtskreise (die f.sp. *campanulae americanae* vereinigt in sich, praktisch gesprochen, die f.sp. *campanulae rapunculoidis* und die f.sp. *Trachelii*) und wegen des Bestehens zahlreicher Sammelwirte (*Campanula bononiensis*, *Campanula glomerata*, *Campanula latifolia* usw.) wird es bei Freiland- und bei Herbarmaterial in der Regel kaum möglich sein, die biologische Form zu bestimmen. Bei manchen (und gerade alpinen) Wirten ist überdies die in Frage kommende forma specialis noch nicht bekannt.

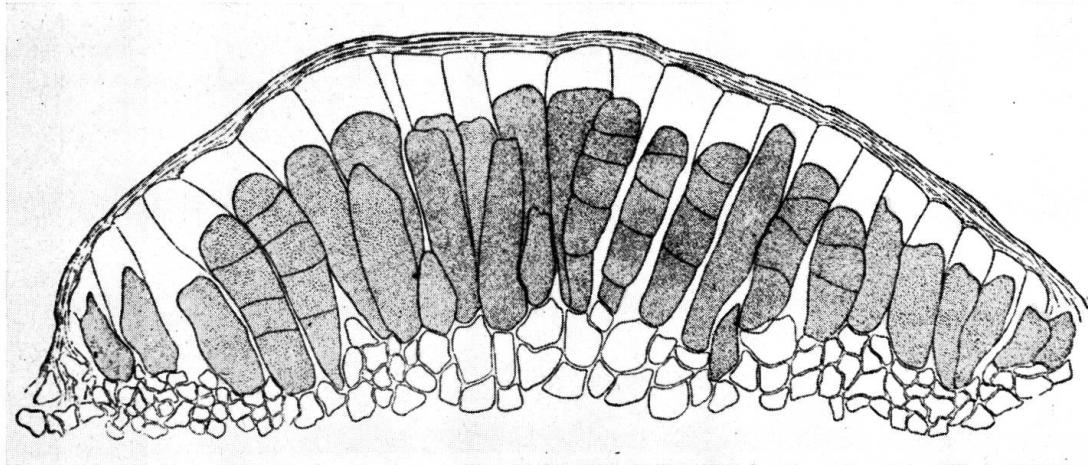


Abb. 100. *Coleosporium campanulae* (Pers.) Lév. Schnitt durch ein Teleutosporenager auf *Campanula rapunculoides* L. Vergr. rund 300. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Verbreitungsgebiet: Die gesamte nördliche Erdhälfte.

Bemerkungen. P. MAGNUS hatte in Norddeutschland auf den aus Chile stammenden Solanacee *Schizanthus Grahamii* Gill. ein Coleosporium gefunden. KLEBAHN vermutete den Übergang eines einheimischen Coleosporiums auf diesen neuen Wirt und stellte entsprechende Versuche an, mit dem überraschenden Ergebnis (1914), daß mehrere einheimische Coleosporien, nämlich das *Coleosporium euphrasiae*, das *Coleosporium melampyri*, das *Coleosporium campanulae*, das *Coleosporium tussilaginis* und zuweilen auch das *Coleosporium senecionis*, auf diesen Wirt übergehen.

Zu gleicher Zeit bezog er auch *Tropaeolum majus* L. und *Tropaeolum minus* L. in seine Versuche ein und beobachtete, daß drei Coleosporien, nämlich das *Coleosporium campanulae*, das *Coleosporium senecionis* und das *Coleosporium tussilaginis*, auf *Tropaeolum* übergehen, nicht aber das *Coleosporium euphrasiae*, das *Coleosporium melampyri* und das *Coleosporium sonchi*.

Damit war die merkwürdige Tatsache sichergestellt, daß z.B. bestimmte biologische Arten des *Coleosporium campanulae* bestimmte *Campanula*-Arten nicht zu befallen vermögen, wohl aber systematisch weit entfernte Angiospermen, denen sie in ihrem Leben wohl noch nie begegnet sind, wie *Schizanthus* und *Tropaeolum*.

Durch diese unerwartete Erweiterung des Wirtsspektrums der betreffenden Coleosporien fällt auch das *Coleosporium tropaeoli* (Desm.?) Palm dahin. PALM hatte nämlich in VESTERGRENS «Micromycetes rariores selecti exsiccati» unter Nr. 1456 als *Coleosporium tropaeoli* (Desm.?) Palm ein Coleosporium auf *Tropaeolum minus* L. herausgegeben, das wahrscheinlich identisch ist mit der *Uredo tropaeoli* Desm. und mit der *Hemileia tropaeoli* Desm. auf *Tropaeolum canariense* auct. und *Tropaeolum peregrinum* L. (GROVE, 1932).

Da nach den KLEBAHNSCHEN Ergebnissen mehrere einheimische Coleosporien auf *Tropaeolum* überzugehen vermögen, so dürfte der Sachverhalt bei den *Tropaeolum*-Coleosporien ähnlich liegen wie bei den *Schizanthus*-Coleosporien: es handelt sich bei ihnen nicht um eine eingeschleppte neue exotische Art, sondern um neue Wirte von einheimischen Coleosporien.

Auf *Viola Limprichtiana* Becker wurde von CUMMINS (1950, S. 787) aus China ein *Coleosporium violae* Cummins beschrieben; es wäre auch in unserem Gebiet auf diese Art zu achten.

Tab. 2. Die Wirtswahl der Dikaryophyten einiger biologischer Formen des *Coleosporium campanulae* (Pers.) Lév.

Biologische Form	übertragen auf									
<i>f. sp. campanulae rapunculoidis</i> Kleb.			<i>Adenophora liliifolia</i> Ledeb.							
<i>f. sp. campanulae rotundifoliae</i> Kleb.	+		– <i>nikorensis</i> French. et Sav.							
<i>f. sp. campanulae Trachelii</i> Kleb.	+		– <i>Takedai</i> Mak.							
<i>f. sp. campanulae macranthae</i> Wagner	+		– <i>verticillata</i> Fisch.							
<i>f. sp. campanulae americanae</i> Mains	+		<i>Campanula americana</i> L.							
<i>f. sp. adenophorae</i> Hirats.	+	++	– <i>bononiensis</i> L.							
		++	– <i>carpathica</i> Jacq.							
		++	– <i>coeruleo-folia</i> Lam. ¹							
		++	– <i>glomerata</i> L.							
		++	– <i>lamiifolia</i> Bieb. ²							
		++	– <i>laevigata</i> Cham.							
		++	– <i>latifolia</i> L. ³							
		++	– <i>macrantha</i> Fisch.							
		++	– <i>medium</i> L.							
		++	– <i>nobilis</i> Lindl. ⁴							
		++	– <i>patula</i> L.							
		++	– <i>persicifolia</i> L.							
		++	– <i>pilosa</i> Pall.							
		++	– <i>Portenschlagiana</i> R. et S.							
		++	– <i>rapunculoides</i> L.							
		++	– <i>Rapunculus</i> L.							
		++	– <i>rotundifolia</i> L.							
		++	– <i>Trachelium</i> L.							
		++	– <i>turbinata</i> Schott.							
		++	<i>Codonopsis lanceolata</i> Benth. et Hook.							
		++	– <i>ovata</i> Benth.							
		++	<i>Jasione montana</i> L.							
		++	<i>Lobelia sessilifolia</i> Lamb.							
		++	<i>Phytomyza canescens</i> Waldst. et Kit.							
		++	– <i>orbicularare</i> L.							
		++	– <i>spicatum</i> L.							
		++	<i>Platycodon grandiflorum</i> DC.							
		++	<i>Schizanthus Grahamii</i> Gill.							
		++	<i>Tropaeolum majus</i> L.							
		++	– <i>minus</i> L.							
		++	<i>Wahlenbergia gracilis</i> DC.							
		++	– <i>hederacea</i> Reichenb.							

¹ = *Campanula pusilla* Haenke ² = *Campanula alliariifolia* Willd. ³ = *Campanula urticifolia* All. ⁴ = *Campanula punctata* Lam.

Tab. 4. Formenkreis der *Melampsora laricis* R. Hartig. Wirtswahl der Dikaryophyten

¹ = *Salix fragilis* × *pentandra* ² = *Salix triandra* × *viminalis* ³ = *Salix caprea* × *viminalis* ⁴ = *Salix amygdalina* L. ⁵ = *Salix nigra* Marsh. ⁶ = *Salix alba* L. *ramuliflora luteis*

Endlich sei hier anhangsweise, um es irgendwo zu erwähnen, das *Aecidium campanulae* Gaill. genannt, das GAILLARD (1887) auf *Campanula rotundifolia* L. aus den Pyrenäen beschrieben hat. MASSA (1912) erwähnt dieses Aecidium auch für das Piemont; dennoch nehmen die SYDOWS (1924, S. 69) an, daß es sich in beiden Fällen um eine Verwechslung mit der Uredo des *Coleosporium campanulae* handle.

***Coleosporium cacaliae* (de Candolle) Otth**

Spermogonien und Aecidien nicht näher beschrieben.

Uredolager rundlich, anfänglich von der Epidermis bedeckt, orangefarbig, staubig. Uredosporen ellipsoidisch, 24–35 μ lang, 21–24 μ breit. Wand farblos, dünn, mit kleinen, aber sehr kräftigen, stäbchenförmigen Warzen nicht sehr dicht besetzt.

Teleutosporenlager wachsartige rote Krusten auf der Blattunterseite bildend. Teleutosporen prismatisch, bis 140 μ lang, 18–25 μ breit; Wand am Scheitel bis 28 μ dick.

Entwicklungsang : Hetereuform.

Als Wirtspflanzen wurden experimentell nachgewiesen
für den Haplonten: Nadeln von *Pinus montana* Mill. und *Pinus silvestris* L.;
für den Dikaryophyten: *Adenostyles glabra* (Mill.) DC. = *Adenostyles alpina*
Bluff et Fingerh.

Ferner werden als
Uredo- und Teleutosporen-
wirte beispielsweise *Adeno-*
styles Alliariae (Gouan)
Kern. = *Adenostyles albi-*
frons Rchb., *Adenostyles*
tomentosa Vill., *Adenostyles*
pyrenaica Lge., *Cacalia*
adenostyloides Franch. et
Sav., *Cacalia atriplicifolia*
L. = *Senecio atriplicifolius*
Hook., *Cacalia farfarifolia*
Sieb. et Zucc. = *Senecio*
farfarifolius Schultz-Bip.,
Cacalia hastata L., *Cacalia*
Kamtschatica Kudo, *Cac-*
alia Krameri Mats., *Cacalia*
nikomontana Mats., *Caca-*
lia pubescens Rafin. = *Eupatorium ludovicianum* DC. und *Cacalia suaveolens*
L. genannt.

Biologie. Der Wirtswechsel des *Coleosporium cacaliae* wurde von WAGNER (1896), ED. FISCHER (1894, 1898) und MAYOR (1922, 1958) verfolgt. Er spielt sich in gleicher Weise wie bei den übrigen Coleosporien ab.

Verbreitungsgebiet: Ganz Eurasien, von England bis Sibirien und Japan.

Bemerkungen. Von manchen Autoren wird dieser Pilz als *Coleosporium cacaliae* (DC.) Wagner bezeichnet; er muß jedoch, wie P. und H. SYDOW (1915) feststellten, *Coleosporium cacaliae* (DC.) Otth heißen.

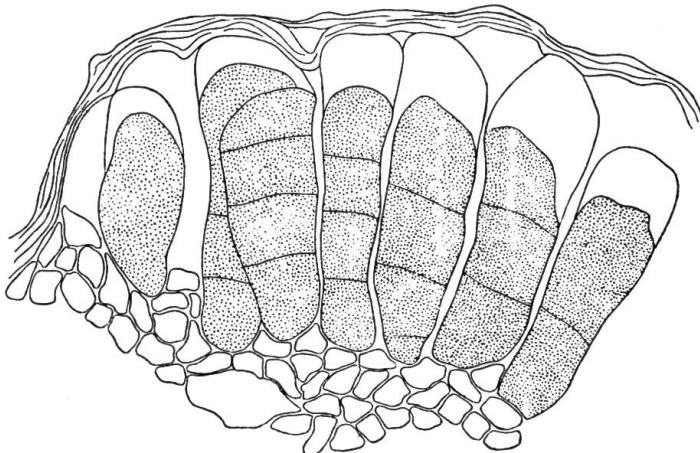


Abb. 101. *Coleosporium cacaliae* (DC.) Otth. Schnitt durch ein Teleutosporen- lager auf *Adenostyles Alliariae* (Gouan) Kern. Vergr. rund 350. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Coleosporium aposeridis Sydow

Spermogonien und Aecidien unbekannt.

Uredolager auf der Blattunterseite, in 2–4 mm großen, gelbbraunen Blattflecken, locker gehäuft, 0,2–0,4 mm im Durchmesser, goldgelb, später ausblassend. Uredosporen eckig-kugelig oder ellipsoidisch, dicht warzig, 18–25 μ lang, 16–21 μ breit; Wand hyalin, 1,5 μ dick.

Teleutosporen lager blattunterseits, zerstreut oder unregelmäßig gehäuft, klein, 0,2–0,4 mm im Durchmesser, goldgelb, später heller werdend. Teleutosporen zylindrisch-keulenförmig, am Scheitel gerundet und stark (15–25 μ) verdickt, an der Basis leicht auslaufend, 60–80 μ lang, 15–18 μ breit.

Entwicklungsgang: Unbekannt; wahrscheinlich Hetereuform mit Aecidien auf *Pinus*-Nadeln.

Typuswirt: *Aposeris foetida* (L.) Less.

Verbreitungsgebiet: Bis jetzt nur aus Kärnten bekannt.

Bemerkungen. Diese von P. und H. SYDOW (1915) aus Kärnten beschriebene Art dürfte wahrscheinlich auch weiterhin in unserem Gebiet zu finden sein.

Coleosporium asterisci aquatici (Saccardo) Sydow

Spermogonien und Aecidien unbekannt.

Uredolager blattunterseits, zerstreut oder zu wenigen gesellig, rundlich oder unregelmäßig, bis 1,5 mm groß, goldgelb. Uredosporen nahezu kugelig, eiförmig, länglich oder oft eckig, dicht warzig, 22–32 μ lang, 16–23 μ breit; Wand 2 μ dick.

Teleutosporen unbekannt.

Entwicklungsgang: Unbekannt; wahrscheinlich Hetereuform mit Aecidien auf *Pinus*-Nadeln.

Typuswirt: *Asteriscus aquaticus* (L.) Moench.

Verbreitungsgebiet: Südalitalien und Balkan.

Bemerkungen. In den Bereich dieser von SYDOW (1921) beschriebenen Art dürfte auch die nordafrikanische Form auf *Asteriscus maritimus* (L.) Moench gehören und möglicherweise auch die Coleosporien auf *Bubonium imbricatum* (Cav.) Lit., *Odontospermum maritimum* (L.) Schultz-Bip. und *Pallenis spinosa* (L.) Cass.

Coleosporium doronici Namyslowski

Spermogonien und Aecidien noch nicht bekannt.

Uredolager blattunterseits, vereinzelt oder zu wenigen in kleinen Gruppen vereinigt, rund, 0,3–0,5 mm groß, goldgelb, später vergilbend. Uredosporen meist kugelig oder nahezu kugelig, seltener ellipsoidisch oder eiförmig, dicht grob-warzig, 22–32 μ lang, 17–27 μ breit; Wand hyalin, etwa 1,5 μ dick.

Teleutosporen lager blattunterseits, zerstreut oder häufiger unregelmäßig zusammenfließend, 0,4–0,7 mm groß, goldgelb. Teleutosporen zylindrisch-keulenförmig, am Scheitel gerundet und auf 20–30 μ verdickt, an der Basis gerundet oder auslaufend, 65–90 μ lang, 18–25 μ breit.

Entwicklungsgang: Unbekannt; wahrscheinlich Hetereuform mit Aecidien auf *Pinus*-Nadeln.

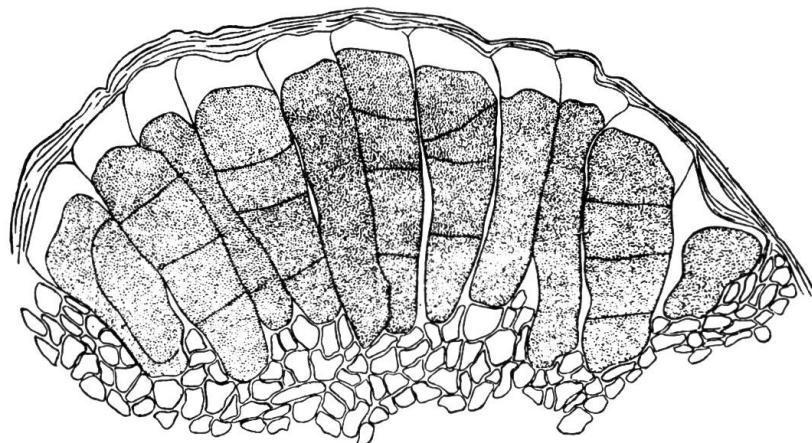


Abb. 102. *Coleosporium doronici* Namysl. Schnitt durch ein Teleutosporenlager auf *Doronicum austriacum* Jacq. Vergr. rund 450. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Typuswirt: *Doronicum austriacum* Jacq.

Verbreitungsgebiet: Karpaten bis Spanien.

Bemerkungen. Diese von NAMYSLOWSKI (1911) beschriebene Art ist zurzeit von den Karpaten bis Spanien bekannt und könnte deshalb auch in unserem Gebiet gefunden werden.

***Coleosporium inulae* Rabenhorst**

Spermogonien auf der Oberseite der Nadeln, manchmal in zwei Längsreihen, weniger reichlich auch auf der Unterseite, wenig über $\frac{1}{2}$ mm lang, $\frac{1}{4}$ mm breit.

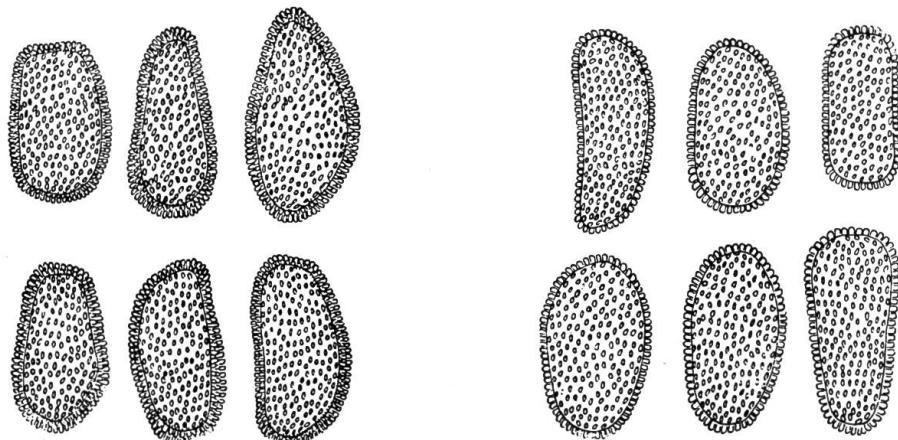


Abb. 103. *Coleosporium inulae* Rabh. Aecidiosporen von *Pinus silvestris* L. Vergr. rund 550. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Abb. 104. *Coleosporium inulae* Rabh. Uredosporen von *Inula ensifolia* L. Vergr. rund 800. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Aecidien auf der Ober- und Unterseite der Nadeln, zerstreut. Aecidiosporen überwiegend länglich, einzelne rundlich oder rundlich-oval, 20–40 μ lang, 13–18 μ breit. Wand farblos, 3–3,5 μ dick, mit 1–2 μ großen Warzen in Abständen von 2–2,5 μ dicht besetzt.

Uredolager auf der Blattunterseite, kleine gelbliche Flecken hervorrufend, rundlich oder länglich, klein, bis $\frac{1}{2}$ mm, lebhaft orangegelb. Uredosporen meist länglich-oval oder länglich, seltener rundlich, oft etwas eckig, 19–30 μ lang, 12–15 μ breit. Wand farblos, etwa 1,5 μ dick, mit etwa 1 μ breiten Warzen in 1–1,5 μ Abstand der Mittelpunkte besetzt.

Teleutosporenlager auf der Blattunterseite, kleine, rundliche, anfangs gelbe, später rote, kaum 1 mm große Krusten bildend. Teleutosporen prismatisch, 90–110 μ lang, 16–22 μ breit, mit farbloser, am Scheitel auf 35–40 μ verdickter Wand.

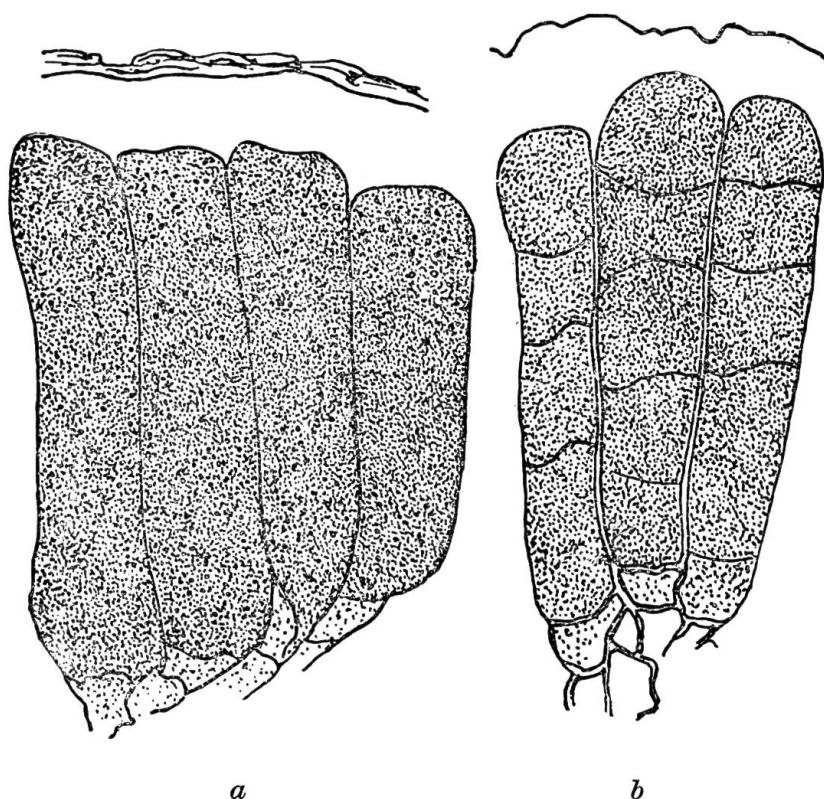


Abb. 105. *Coleosporium inulae* Rabh. Partie aus einem Teleutosporenlager.
a Reife, b keimende Teleutosporen. Vergr. 620. (Nach ED. FISCHER, 1904.)

Entwicklungsgang: Hetereuform.

Als Wirtspflanzen wurden experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus halepensis* L. und *Pinus silvestris* L.; für den Dikaryophyten: *Inula Helenium* L., *Inula salicina* L., *Inula Vaillantii* Vill. = *Inula Halleri* All. = *Inula helvetica* Web. und *Inula viscosa* (L.) Ait.

Ferner werden als Uredo- und Teleutosporenwirte beispielsweise *Inula attica* Halacsy, *Inula bifrons* L., *Inula candida* Cass., *Inula Cappa* DC., *Inula cordata* Boiss., *Inula ensifolia* L., *Inula germanica* L. = *Inula media* Bieb., *Inula graveolens* (L.) Desf., *Inula heterolepis* Boiss., *Inula hirta* L., *Inula Royleana* DC., *Inula spiraeifolia* L. und *Pulicaria odora* Rehb. genannt.

Biologie. Der Wirtswechsel des *Coleosporium inulae* wurde von ED. FISCHER (1894, 1898), KLEBAHN (1902), MAIRE (1914, 1927) und MAYOR (1924, 1958) sichergestellt. Die jahreszeitliche Entwicklung vollzieht sich gleich wie bei den übrigen Coleosporien.

Verbreitungsgebiet: Eurasien und Nordafrika.

***Coleosporium petasitis* Léveillé**

Spermogonien auf beiden Seiten der Nadeln, meist oberseits, zerstreut, $\frac{1}{2}$ –1 mm lang, 0,3–0,5 mm breit, 80–110 μ hoch.

Aecidien auf beiden Seiten der Nadeln, seitlich zusammengedrückt, 1–2,5 mm lang, 1–1,5 mm hoch, gelb, dann verblassend. Pseudoperidie unregelmäßig aufreibend; Pseudoperidienzellen 35 bis 70 μ hoch, 22–38 μ breit, Außen- und Innenwand gleich breit (3–5 μ), warzig.

Uredolager auf der Blattunterseite, zerstreut oder in Gruppen, anfangs von der Epidermis bedeckt, dann staubig, orangefarben, etwa $\frac{1}{2}$ mm groß. Uredosporen ellipsoïdisch oder eiförmig, 21–32, seltener bis 42 μ lang, 14–21 μ breit. Wand etwa 1,5 μ dick, farblos, durch eine Struktur kurzer Stäbchen mäßig derb warzig; Warzen bis 1,25 μ dick, etwa 1,5 μ voneinander entfernt.

Teleutosporenlager kleine, rote, etwa $\frac{1}{2}$ mm große Krusten bildend, in kleinen Gruppen oder in Menge beisammen größere Flächen bedeckend. Teleutosporen prismatisch, 60–100 μ lang, 14–24 μ breit. Wand am Scheitel 17–20 μ dick.

Entwicklungsgang: Hetereuform.

Als Wirtspflanzen sind experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus silvestris* L.; für den Dikaryophyten: *Petasites hybridus* (L.) Fl. Wett. = *Petasites ovatus* Hill. = *Petasites officinalis* Moench = *Petasites giganteus* Fuss. und *Petasites albus* (L.) Gaertn.

Ferner werden als Uredo- und Teleutosporenwirte beispielsweise *Petasites formosanus* Kit., *Petasites frigidus* Fries, *Petasites japonicus* F. Schmidt, *Petasites laevigatus* Rchb., *Petasites palmatus* A. Gray, *Petasites paradoxus* (Retz.) Baumg. = *Petasites niveus* Baumg. und *Petasites tomentosus* DC. = *Petasites spurius* Rchb. genannt.

Biologie. Der Wirtswechsel des *Coleosporium petasitis* wurde von ED. FISCHER (1894, 1898), WAGNER (1896) und MAYOR (1924, 1958) sichergestellt. Die jahreszeitliche Entwicklung dürfte in gleicher Weise wie bei den übrigen Coleosporien abrollen.

Verbreitungsgebiet: Ganz Eurasien, von Großbritannien bis Japan.

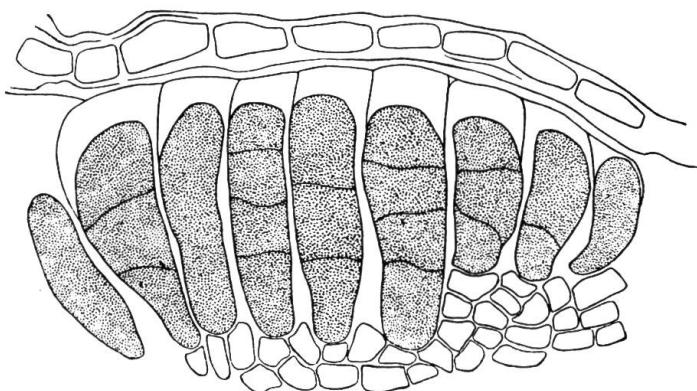


Abb. 106. *Coleosporium petasitis* Lév. Schnitt durch ein Teleutosporen lager auf *Petasites hybridus* (L.) Fl. Wett. Vergr. rund 330. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Coleosporium senecionis (Persoon) Fries

Spermogonien auf der Ober- und Unterseite der Nadeln, bei starkem Befall in mehreren Längsreihen, zur Reifezeit der Aecidien als braune Höckerchen erscheinend, $\frac{1}{2}$ –1 mm lang, etwas weniger breit.

Aecidien bis 3 mm lang, etwa $\frac{1}{4}$ mm breit; Pseudoperidie blasenförmig, dünn, aus einer Zellschicht gebildet, 1–1,5 mm hoch, unregelmäßig aufreibend, meist an einer Seite sitzenbleibend; Pseudoperidienzellen von der Fläche meist fünf- oder sechseckig, im Querschnitt unregelmäßig verbogene Wände zeigend, 20–25 μ hoch; Membran durch Stäbchenstruktur warzig, 3–4 μ dick, die Innенwand etwas dicker als die Außenwand. Aecidiosporen zur Hälfte langgestreckt oder länglich oval, die übrigen zum größeren Teil oval, nur wenige rundlich, 20–50 μ lang, 15–25 μ breit; Wand 3–4 μ dick, durch Stäbchenstruktur über die ganze Oberfläche derbwärtig, Warzengröße 1–2 μ , Warzenabstand 2–2,5 μ .

Uredolager meist auf der Unterseite der Blätter, einzeln auf der Oberseite, vielfach auch auf den Stengeln, bis 1 mm groß, von den Resten der emporgehobenen Epidermis umgeben, lebhaft gelborange. Uredosporen in kurzen Ketten, meist länglich oder oval, 17–34, meist 22–27 μ lang, 14–27, meist 18–22 μ breit. Mittlere Länge 25 μ , mittlere Breite 21,5 μ . Wand 1–2 μ dick, durch Stäbchenstruktur des größeren Teils der Wanddicke feinwarzig; Warzenabstand etwa 1,5 μ .

Teleutosporen lager auf der Unterseite der Blätter und auf den Stengeln, bis 1 mm große, oft in Menge beisammenstehende und mehr oder weniger zusammenfließende, lebhaft rot gefärbte Polster oder Krusten bildend. Teleutosporen prismatisch, bis 100 μ lang, 18–24 μ breit. Wand am Scheitel bis 22 μ dick.

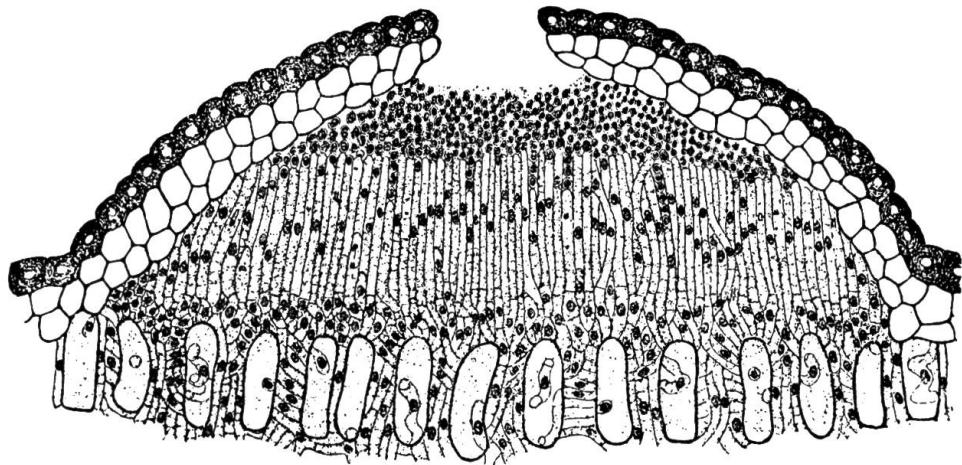


Abb. 107. *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. Schnitt durch ein Spermogonium auf einer Kiefernnadel. Vergr. 510. (Nach SAPPIN-TROUFFY, 1896.)

Entwicklungsgang: Hetereuform.

Als Wirtspflanzen wurden experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus austriaca* Höss., *Pinus montana* Mill. und *Pinus silvestris* L. Ferner werden als Aecidienwirte beispielsweise *Pinus halepensis* L. und *Pinus maritima* Lam. = *Pinus Pinaster* Soland genannt; für den Dikaryophyten: *Calendula officinalis* L., *Schizanthus Grahamii* Gill., *Senecio alpinus* (L.) Scop. = z. T. *Senecio cordifolius* Clairv., z. T. *Senecio cordatus* Koch, insbesondere seine var. *subalpinus* Beck, *Senecio Doronicum* L.,

Senecio Fuchsii Gmel., *Senecio hybridus* (Willd.) hort. = *Cineraria hybrida* Willd., *Senecio nemorensis* L. = *Senecio Jacquinianus* Rehb. = *Senecio octoglossus* DC., *Senecio sylvaticus* L., *Senecio viscosus* L., *Senecio vulgaris* L. und *Tropaeolum minus* L.

Ferner werden als Uredo- und Teleutosporenwirte beispielweise *Calendula arvensis* L., *Chrysanthemum carinatum* Schousb., *Chrysanthemum coronarium* L., *Hertia maroccana* Maire, *Layia heterotricha* Hook. et Arn., *Ligularia gigantea* Sieb. et Zucc., *Noronha grandiflora* Perr., *Senecio albicaulis* Hook. et Arn., *Senecio argunensis* Turcz., *Senecio bonariensis* Hook. et Arn., *Senecio brasiliensis* Less., *Senecio Cacaliaster* Lam., *Senecio cannabifolius* Less., *Senecio canus* Hook., *Senecio ceratophyllum* Don. = *Senecio chilensis* Less., *Senecio crassiflorus* DC., *Senecio crassifolius* Willd., *Senecio cruentus* DC., *Senecio deferens* Griseb., *Senecio Doria* L., *Senecio Duriae* Gay, *Senecio Faberi* Hemsl., *Senecio fluviatilis* Wallr. = *Senecio sarracenicus* L., *Senecio gallicus* Chaix, *Senecio gilliesianus* Cat., *Senecio Goldsacki* Phil., *Senecio Grisebachii* Bak., *Senecio hastifolius* Less. = *Senecio cymbalariaefolius* Less., *Senecio Héritieri* DC., *Senecio hieracifolius* Forsk. = *Senecio arabicus* L., *Senecio Jacobaea* L., *Senecio Jaquemontianus* Benth., *Senecio latifolius* Banks et Sol., *Senecio Ledebouri* Sch. Bip., *Senecio leucanthemifolius* Poir., *Senecio lividus* L., *Senecio Lorentzii* Griseb., *Senecio macrophyllus* M. B., *Senecio maderensis* DC. = *Cineraria populifolia* Buch., *Senecio mikanioides* Otto, *Senecio Moorei* Fr., *Senecio Murrayanus* Wawra, *Senecio odoratus* Hornem., *Senecio paluster* DC. = *Cineraria palustris* L., *Senecio papyraceus* DC., *Senecio Perralderianus* Coss., *Senecio platyphyllus* DC., *Senecio praealtus* Buch., *Senecio pulcher* Hook. et Arn., *Senecio renifolius* Boiss., *Senecio Selloi* DC., *Senecio sibiricus* L. = *Ligularia thyrsoidea* DC., *Senecio Smithii* DC., *Senecio squalidus* L., *Senecio suaveolens* Ell., *Senecio taiwanensis* Hay., *Senecio taraxacifolius* DC., *Senecio Tournefortii* Lap., *Senecio Tweediei* Hook. et Arn., *Senecio umbrosus* W. K., *Senecio vernalis* W. K., *Senecio vimineus* DC. und *Senecio Warszewiczi* A. Br. et Bouché genannt.

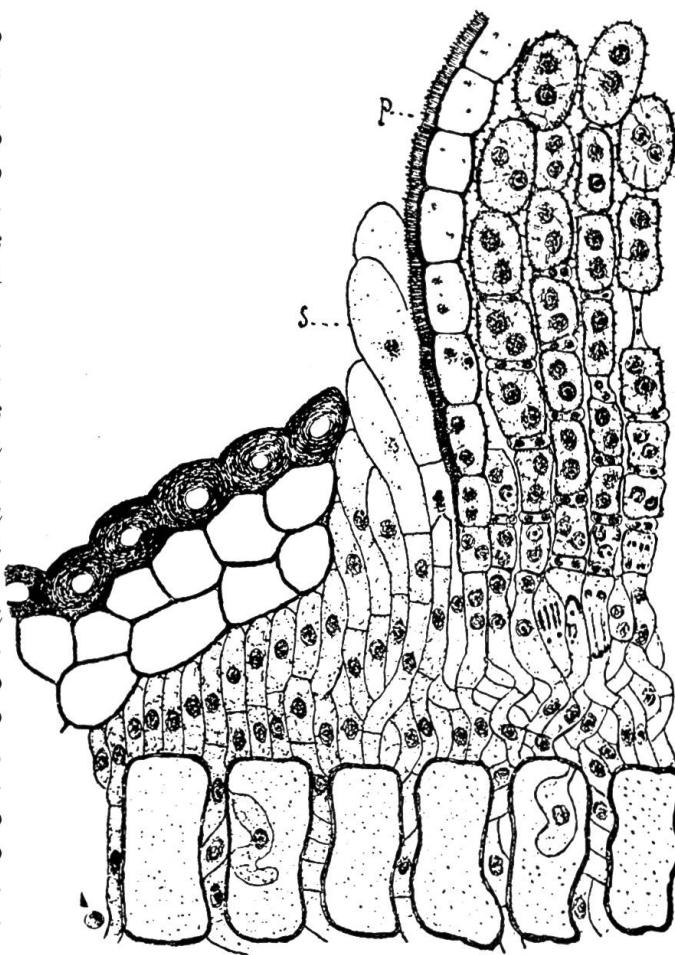


Abb. 108. *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. Schnitt durch die Randpartie eines Aecidiums auf einer Kiefernnadel. p Pseudoperidie, s sterile Hyphenenden. Vergr. 510. (Nach SAPPIN-TROUFFY, 1896.)

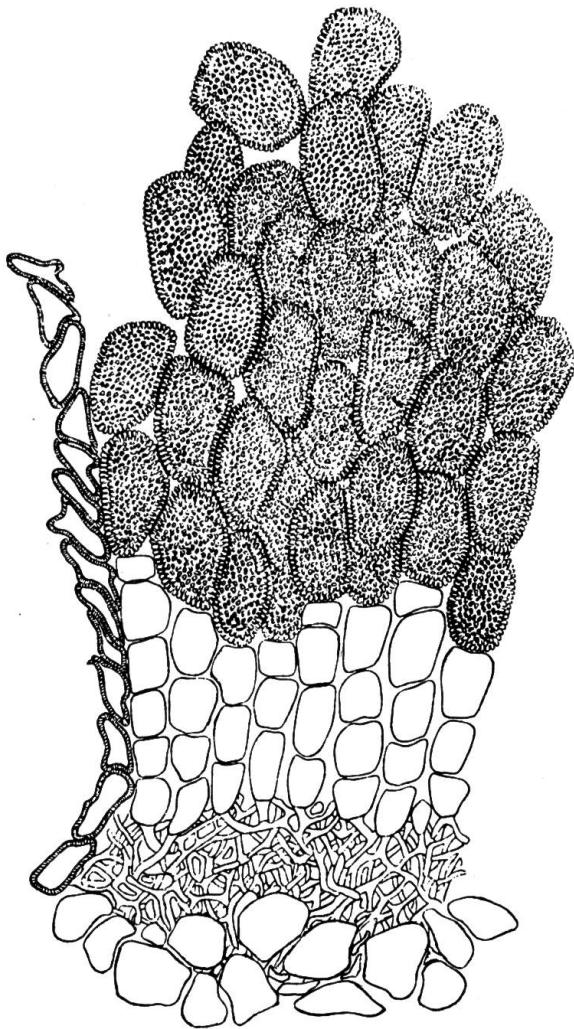


Abb. 109. *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. Schnitt durch die Randpartie eines reifen Aecidiums auf *Pinus silvestris* L. Vergr. rund 330. (Nach SAVULESCU, 1953.)

3. die f.sp. *senecionis subalpini* Wagn. auf *Senecio alpinus* (L.) Scop. var. *subalpinus* Beck und

Biologie. Der Wirtswechsel und die Wirtswahl des *Coleosporium senecionis* wurden durch die Untersuchungen von WOLFF (1874, 1877), ROSTRUP (1877), CORNU (1880), HARTIG (1883), PLOWRIGHT (1889), KLEBAHN (1890, 1892, 1900, 1914), WAGNER (1896, 1898), ED. FISCHER (1898, 1917), MAYOR (1922, 1927, 1958), BLUMER (1948) und TERRIER (1948) klargelegt. Der Wirtswechsel ist nicht obligatorisch, sondern es kommt Uredoüberwinterung vor; schon WOLFF fand bereits im April *Senecio vernalis* von Uredolagern bedeckt, also lange vor der Aecidienentwicklung, und TREBOUX (1912) stellte in Südrubland auf *Senecio Doria* L. im Frühjahr noch keimfähige Uredosporen fest, obschon neben ihnen auch massenhaft Teleutosporen gebildet worden waren.

Nach der Wirtswahl des Dikaryophyten zerfällt das *Coleosporium senecionis* (Tab. 3, S. 125) in mindestens vier biologische Formen:

1. die f.sp. *senecionis nemorensis* Wagner auf *Senecio Fuchsii* Gmel. und *Senecio nemorensis* L.;
2. die f.sp. *senecionis silvatici* Wagner auf *Senecio hybridus* (Willd.) Hort., *Senecio silvaticus* L., *Senecio viscosus* L., *Senecio vulgaris* L., *Calendula officinalis* L., *Schizanthus Grahamii* Gill. und *Tropaeolum minus* L.;

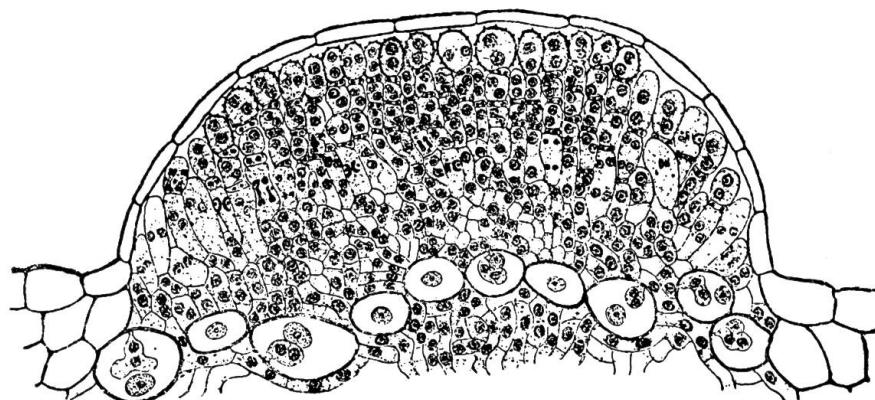


Abb. 110. *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. Uredolager mit Uredosporen in allen Stadien ihrer Entwicklung. Vergr. 450. (Nach SAPPIN-TROUFFY, 1896.)

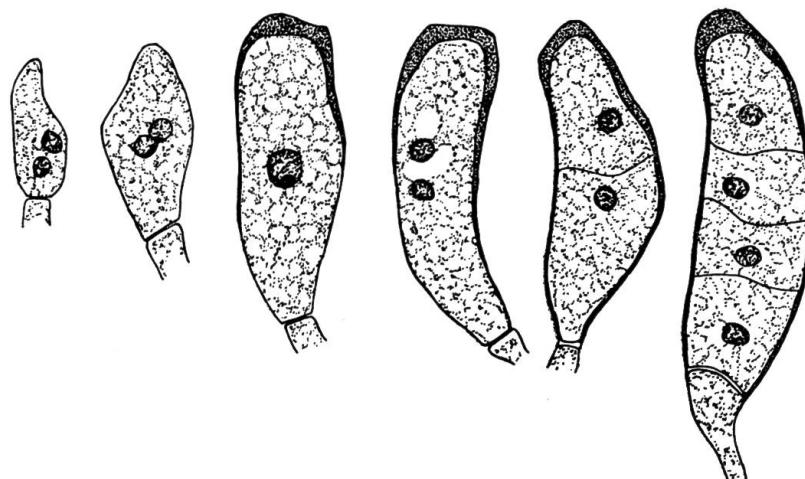


Abb. 111. *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. Entwicklung und Keimung einer Teleutospore.
Vergr. 530. (Nach Mme F. MOREAU, 1914.)

4. die f.sp. *senecionis Doronici* Ed. Fischer auf *Senecio Doronicum* L. Diese f.sp. ist nicht experimentell sichergestellt, sondern bloß auf Grund von Beobachtungen im Freien erschlossen worden.

Durch den experimentellen Nachweis von TERRIER (1948), daß das *Coleosporium senecionis* von *Senecio vulgaris*, nicht aber das *Coleosporium sonchi* von *Sonchus oleraceus* auf *Calendula officinalis* L. übergeht, dürfte das aus Argentinien beschriebene *Coleosporium calendulae* Spegazzini (1925) gegenstandslos geworden sein; es stimmt denn auch in der Beschreibung von LINDQUIST (1947) vollständig mit dem *Coleosporium senecionis* überein.

Ferner führt MAYOR (1954) gewichtige Gründe für die Auffassung ins Feld, daß auch das nordamerikanische *Coleosporium occidentale* Arth. auf *Senecio triangularis* Hook. usw. mit unserem *Coleosporium senecionis* identisch ist.

Tab. 3. Die biologische Spezialisierung des Dikaryophyten
des *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr.

Biologische Form	übertragen auf									
	<i>Calendula officinalis</i> L.	<i>Schizanthus Grahamii</i> Gill.	<i>Senecio alpinus</i> (L.) Scop.	- <i>Doronicum</i> L.	- <i>Fuchsii</i> Gmel.	- <i>hybridus</i> (Willd.) Hort.	- <i>nemorensis</i> L.	- <i>silvaticus</i> L.	- <i>viscosus</i> L.	- <i>vulgaris</i> L.
f.sp. <i>senecionis nemorensis</i> Wagn.	+	±	+	+	+	+	+	+	+	+
f.sp. <i>senecionis silvatici</i> Wagn.		+	+	+	+	+	+	+	+	+
f.sp. <i>senecionis subalpini</i> Wagn.			+							
f.sp. <i>senecionis Doronici</i> Ed. Fisch.										+

Endlich dürfte wegen des Nachweises, daß einige Coleosporien, unter ihnen das *Coleosporium senecionis*, auf *Tropaeolum minus* L. überzugehen vermögen, das *Coleosporium tropaeoli* Palm (in VESTERGREN, «Microm. rar. sel.», Nr. 1456) auf *Tropaeolum peregrinum* L. dahinfallen.

Verbreitungsgebiet: Die gesamte nördliche und südliche gemäßigte Zone.

Bemerkungen. Eine nahe verwandte Art, *Coleosporium kleiniae* Magnus (Typuswirt *Kleinia nerifolia* Boiss. von den Kanarischen Inseln), trat vor Jahren, offenbar verschleppt, auf *Kleinia fulgens* Hook. im Botanischen Garten Berlin auf.

Ferner reicht eine andere verwandte Art, das durch Nordeuropa und Sibirien verbreitete *Coleosporium ligulariae* Thümen auf *Ligularia sibirica* (L.) Cass., in Finnland und Rumänien an den Rand unseres Gebietes heran.

***Coleosporium sonchi* (Schumacher) Léveillé**

Spermogonien vorwiegend auf der Oberseite der Nadeln, oft in Längsreihen, bis 1 mm lang, $\frac{1}{4}$ mm breit.

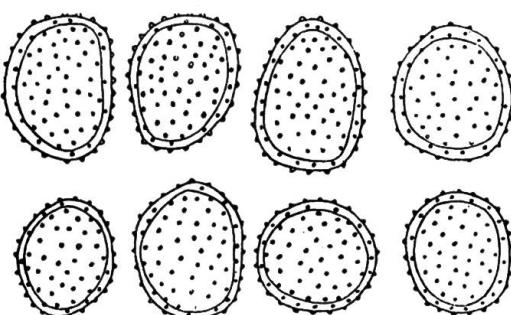


Abb. 112. *Coleosporium sonchi* (Schum.) Lév. Uredosporen von *Sonchus arvensis* L. Vergr. rund 550. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Gruppen, von Epidermisresten umgeben, lebhaft gelborange. Uredosporen rundlich, oval oder etwas länglich, meist etwas unregelmäßig, 18–27 μ lang, 14–20 μ breit. Wand 1–1,5 μ dick, mit kaum 1 μ großen Warzen, deren Mittelpunkte 1–1,5 μ weit entfernt sind.

Teleutosporenlager
kleine, flache, oft in Menge
beisammenstehende, rote
Krusten bildend. Teleuto-
sporen prismatisch, 60–100 μ
lang, 13–24 μ breit. Wand am Scheitel 15–20 μ dick.

Entwicklungsgang:
Heteroform.

Als Wirtspflanzen sind experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus silvestris* L.; für den Dikaryophyten:

Sonchus arvensis L., *Sonchus asper* (L.) Hill und *Sonchus oleraceus* L.

Aecidien auf der Ober- und Unterseite der Nadeln zerstreut, nicht merklich von denen der andern Arten verschieden. Pseudoperidie $\frac{1}{4}$ mm breit, bis 2 mm lang. Pseudoperidienmembran außen verdickt, von der Fläche gesehen fein punktiert (Stäbchenstruktur), auf der Innenseite dünn, kleinwarzig. Aeciosporen kurz ellipsoidisch bis stumpf polyedrisch, 25–32 μ lang, 18–25 μ breit; Wand farblos, 2–3 μ dick, durch Stäbchenstruktur warzig; Warzen ziemlich derb, Abstand der Mittelpunkte 1,5–2 μ .

Uredolager auf der Blattunterseite, etwa $\frac{1}{2}$ mm groß, zerstreut oder in Gruppen, von Epidermisresten umgeben, lebhaft gelborange. Uredosporen

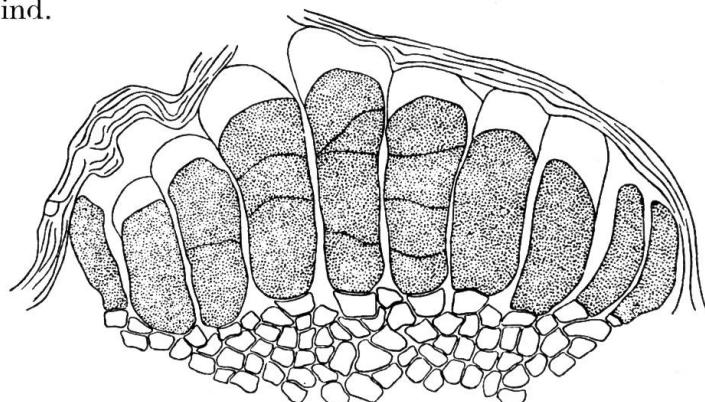


Abb. 113. *Coleosporium sonchi* (Schum.) Lév. Schnitt durch ein Teleutosporenlager auf *Sonchus arvensis* L. Vergr. rund 280. (Nach SAVULESCU, 1953.)

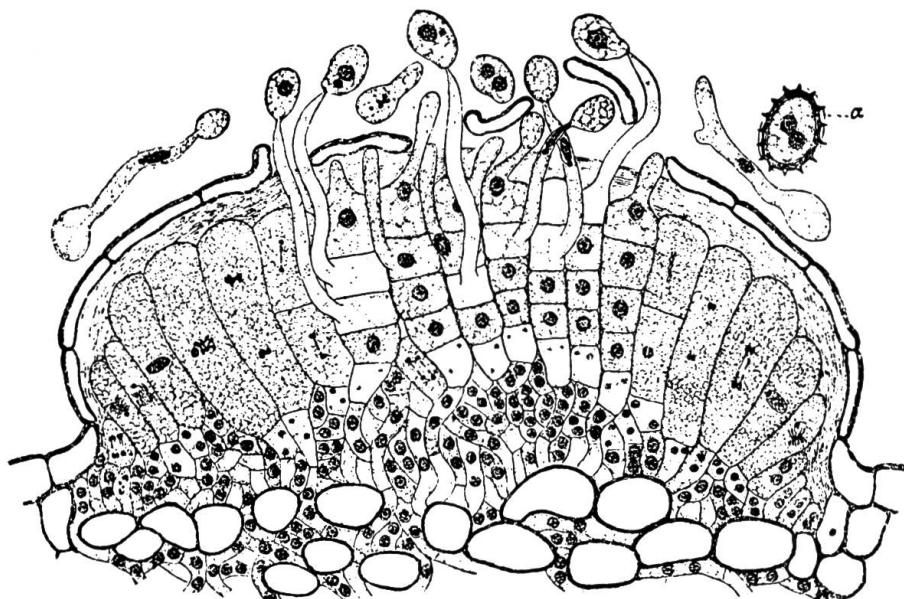


Abb. 114. *Coleosporium sonchi* (Schum.) Lév. Schnitt durch ein Teleutosporenlager mit jungen, reifen und keimenden Teleutosporen, keimenden Basidiosporen und mit einer Uredospore a. Vergr. 600. (Nach SAPPIN-TROUFFY, 1896.)

Ferner werden als Uredo- und Teleutosporenwirte beispielsweise *Crepis tectorum* L., *Lactuca muralis* (L.) Fres., *Lampsana communis* L., *Sonchus paluster* L., *Sonchus tenerrimus* L. und *Sonchus uliginosus* M. Bieb. angegeben.

Biologie. Der Wirtswechsel des *Coleosporium sonchi* wurde von ED. FISCHER (1894, 1898), WAGNER (1898) und KLEBAHN (1894) sichergestellt. Bei frühzeitiger Infektion können die Spermogonien schon im Herbst entstehen.

Verbreitungsgebiet: Die gesamte nördliche Erdhälfte.

Coleosporium telekiae Thuemen

Spermogonien und Aecidien nicht bekannt.

Uredolager blattunterseits, auf gelblichen oder braunen Flecken, zerstreut oder zu unregelmäßigen Gruppen vereinigt, klein, 0,3–0,6 mm im Durchmesser, früh nackt, staubig, goldgelb, später blaß. Uredosporen nahezu kugelig oder ellipsoidisch, eiförmig oder länglich, dicht warzig, 18–28 μ lang, 16–22 μ breit. Wand hyalin, 1–1,5 μ dick.

Teleutosporenlager blattunterseits, zerstreut oder in regellosen Gruppen, rund, klein, 0,4–0,6 mm im Durchmesser, goldgelb, später blaß gelblich. Teleutosporen zylindrisch oder schwach keulenförmig, am Scheitel gerundet und stark verdickt (25–35 μ), an der Basis gerundet oder schwach auslaufend, 80–130 μ lang, 19–25 μ breit.

Entwicklungsgang: Unbekannt; wahrscheinlich Hetereuform mit Aecidien auf *Pinus*-Nadeln.

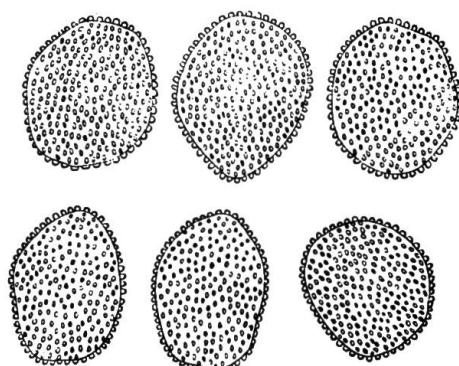


Abb. 115. *Coleosporium telekiae* Thuem. Uredosporen von *Telekia speciosa* (Schreb.) Baumg. Vergr. rund 700. (Nach SAVULESCU, 1953.)

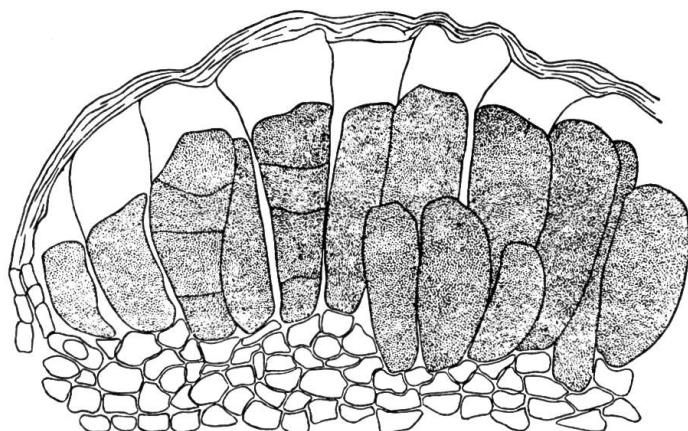


Abb. 116. *Coleosporium telekiae* Thuem. Schnitt durch ein Teleutosporen lager auf *Telekia speciosa* (Schreb.) Baumg. Vergr. rund 240. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Typuswirt: *Telekia speciosa* (Schreb.) Baumg.

Verbreitungsgebiet: Von Rußland über Rumänien, Bulgarien und Ungarn bis nach Mähren und Polen hinein.

***Coleosporium tussilaginis* (Persoon) Léveillé**

Spermogonien auf der Ober-, seltener auf der Unterseite der Nadeln, einzeln oder in zwei, seltener mehr Längsreihen, etwa $\frac{1}{2}$ mm lang, Breite geringer.

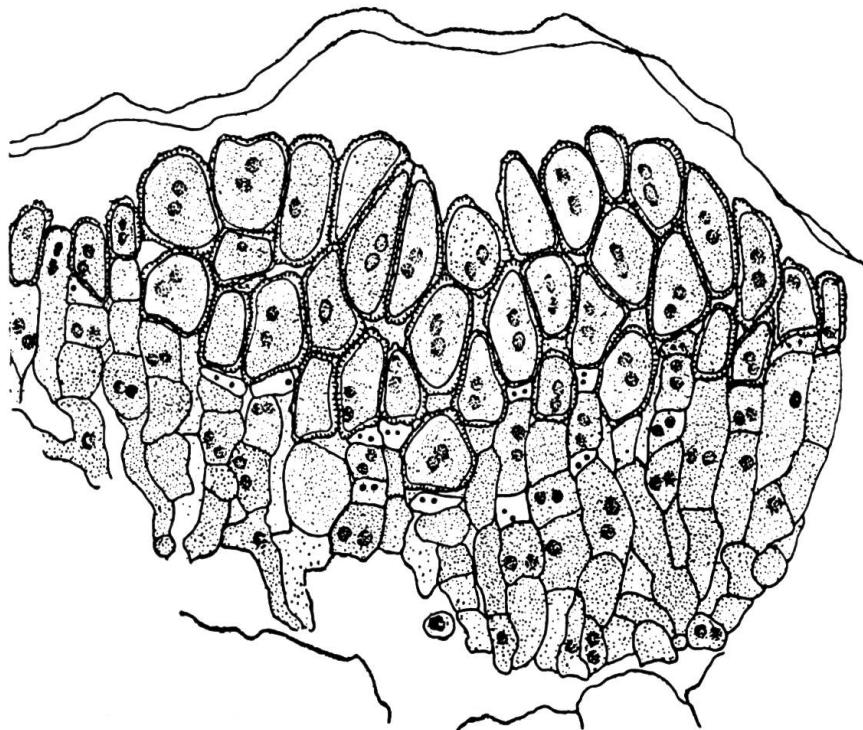


Abb. 117. *Coleosporium tussilaginis* (Pers.) Lév. auf *Tussilago Farfara* L. Reifes Uredolager. Die Basalzellen haben eine Kette von Uredosporenmutterzellen abgeschnürt, die sich ihrerseits in je eine Uredospore und eine vergängliche Zwischenzelle teilten. Vergr. 600. (Nach ASHWORTH, 1934.)

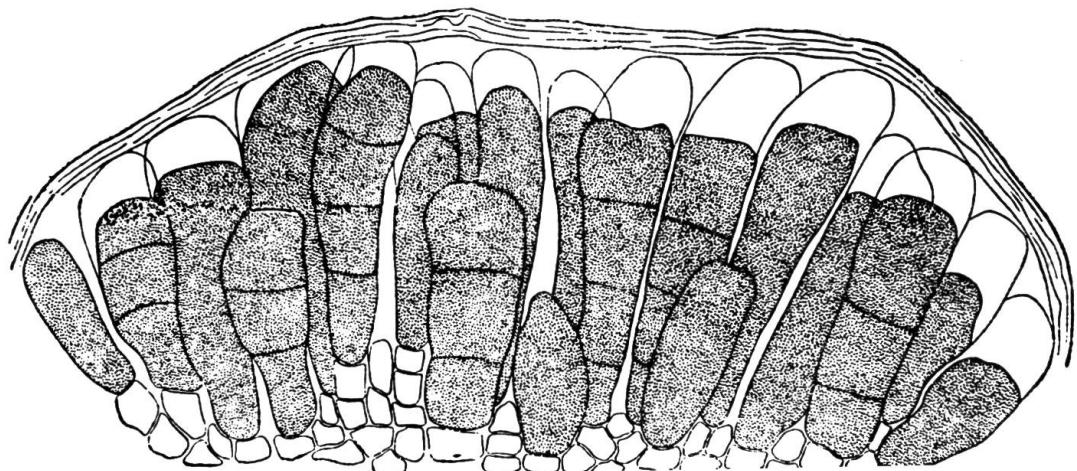


Abb. 118. *Coleosporium tussilaginis* (Pers.) Lév. Schnitt durch ein Teleutosporenlager auf *Tussilago Farfara* L. Vergr. rund 330. (Nach SAVULESCU, 1953.)

Aecidien auf der Ober- und Unterseite der Nadeln, einzeln oder bei starkem Befall reihenweise. Pseudoperidie 1–2 mm lang, $\frac{1}{4}$ mm breit, 1 mm hoch oder wenig darüber; Wand einschichtig, Zellwände gleichmäßig dick, etwa $3\ \mu$, derbwärtig. Aecidiosporen meist oval, teilweise rund, in geringerer Zahl länglich, 15–35, meist 15–24 μ lang, 15–24 μ breit. Wand 2–2,5 μ dick; Warzen etwas zarter als bei *Coleosporium euphrasiae*, 1–1,5 μ breit, Abstand der Mittelpunkte 2–2,5 μ .

Uredolager auf der Unterseite der Blätter, klein, kaum $\frac{1}{2}$ mm groß, in zerstreuten oder mehr oder weniger gehäuften Gruppen, früh pulvrig, lebhaft orangegelb. Uredosporen meist oval, auch rundlich oder etwas länglich, zum Teil unregelmäßig, 22–32 μ lang, 15–22 μ breit. Wand etwa 1,5 μ dick, mit gleichmäßigen, derben, reichlich 1 μ dicken Warzen in etwa 1,5 μ Abstand der Mittelpunkte besetzt.

Teleutosporen lager die großen Interzellularräume des Mesophylls der Blattunterseite ausfüllend, lebhaft rot gefärbte Krusten bildend, einzeln klein, aber mehr oder weniger zusammenfließend und nicht selten die ganze Blattfläche gleichmäßig bedeckend. Teleutosporen prismatisch, 60–140 μ lang, 15–28 μ breit. Wand am Scheitel auf 10–21 μ verdickt.

Entwicklungsgang: Hetereuform.

Als Wirtspflanzen wurden experimentell nachgewiesen für den Haplonten: Nadeln von *Pinus silvestris* L. Ferner werden als Aecidienwirte beispielsweise *Pinus echinata* Mill., *Pinus halepensis* Mill., *Pinus montana* Mill. = *Pinus Mugo* Turra, *Pinus nigra* Arn. und *Pinus rigida* Mill. genannt;

für den Dikaryophyten: *Schizanthus Grahamii* Gill., *Tussilago Farfara* L. und *Tropaeolum minus* L. Ferner wird als Wirtspflanze beispielsweise die ostafrikanische *Euryops Evansii* Schlecht. genannt.

Biologie. Der Wirtswechsel des *Coleosporium tussilaginis* wurde von KLEBAHN (1892, 1914, 1924), ED. FISCHER (1894, 1898), WAGNER (1898), PLOWRIGHT (1899) und MAYOR (1924) verfolgt. Die Basidiosporen infizieren die Kiefernnadeln im Herbst; die Spermogonien erscheinen je nach den Umständen noch im Herbst oder erst Anfang April.

Die biologische Trennung des *Coleosporium tussilaginis* und des *Coleosporium senecionis* scheint nicht immer derart scharf zu sein, wie gemeinhin angenommen wird; so konnte KLEBAHN (1924) mit Uredosporen von *Tussilago Farfara Senecio vulgaris* schwach infizieren und mit Uredosporen von *Senecio vulgaris* sehr schwach *Tussilago Farfara*. *Tussilago Farfara* und *Senecio vulgaris* können also unter günstigen Umständen für die konträren Roste wechselseitig als Nebenwirte dienen. Ferner gelang es KLEBAHN (1914) in überraschender Weise, das *Coleosporium tussilaginis* auf *Schizanthus Grahamii* (eine chilenische Solanacee) und auf *Tropaeolum minus* zu übertragen.

Verbreitungsgebiet: Eurasien.

5. Familie. Melampsoraceen

Die Melampsoraceen entsprechen einem wahrscheinlich tertiären Seitenzweig der Uredineen. Ihre Teleutosporen keimen, im Gegensatz zu den Coleosporiaceen, in typischer Weise extern; dagegen haben die Aecidien ihre Pseudoperidie verloren und stellen nur noch ein nacktes, gewölbtes Sporenpolster (*Caeoma*) dar, das unter Umständen noch von rudimentären Pseudoperidienzellen umgeben sein kann. Die Uredosporen entstehen (zur Zeit der Reife) in nackten (nicht oder nicht mehr von einer Pseudoperidie umschlossenen) Lagern einzeln auf einer Stielzelle und sind meist mit kopfigen Paraphysen untermischt.

Die Melampsoraceen sind, wie die drei vorangehenden Familien, in unserem Gebiet durch eine einzige Gattung vertreten, durch die Gattung *Melampsora* selbst.

12. Gattung. *Melampsora* Castagne

(Aecidien nach dem Caeomatypus, ohne Pseudoperidie. Uredolager nackt, zur Zeit der Reife ebenfalls ohne Pseudoperidie. Uredosporen einzeln auf einer Stielzelle. Teleutosporen meist subepidermal angelegt, in der Regel einzellig, dünnwandig, zu flachen, unregelmäßig begrenzten Krusten vereinigt.)

Der Entwicklungsgang der meisten heute bekannten Vertreter der Gattung *Melampsora* ist makrozykatisch und heteroecisch. Immerhin sind schon Ansätze zu Rückbildungen bekannt geworden; so stimmt die nordamerikanische Mikroform *Melampsora Farlowii* (Arth.) Davis mit Spermogonien und Teleutosporen auf den Nadeln von *Tsuga canadensis* (L.) Carr. = *Abies canadensis* Michx. in ihren Teleutosporen vollkommen mit der *Melampsora abietis canadensis* (Farl.) Ludw. mit Spermogonien und Caeomata auf den Nadeln von *Tsuga canadensis* und Uredo- und Teleutosporen auf *Populus grandidentata* Michx. und *Populus tremuloides* Michx. überein und dürfte wohl aus dieser durch Verkürzung des Entwicklungsganges abzuleiten sein.

Hinsichtlich ihrer Wirtswahl zeigen einige Vertreter der Gattung *Melampsora* in ihrer Haplophase (Caeoma) noch die ursprüngliche Bindung an Pinaceen-Nadeln, während der Dikaryophyt in unserem Florengebiet auf Salicifloren überging. Bei andern Vertretern ist aber nachträglich auch der Haplont ausgewandert und hat alle möglichen Dikotylen besiedelt, während beim Dikaryophyten die Bindung an Salicifloren standhielt. Endlich sind eine Reihe von Arten auf phylo-