Ein bayerischer Nachweis von *Phomatodes nebulosa* an *Urtica*

Christoph Hahn[1]

Hahn C (2022) – A Bavarian record of *Phomatodes nebulosa* on *Urtica.* Mycologia Bavarica **22**:171-183.

Key Words: Ascomycota, Dothideomycetes, Pleosporales, Didymellaceae, *Phoma* s.l., *Phomatodes*, *Urtica*, ITS, Bavaria, Germany

Abstract: A recent Bavarian collection of *Phomatodes nebulosa* on dead stems of nettles (*Urtica dioica*) is described in detail. Sequencing of the ITS-Region confirm the determination. The current species concept ist compared with earlier interpretations. Based on the different interpretation during the 19th and early 20th century, the correct determination of collections from that period are questionable.

Zusammenfassung: Eine aktuelle bayerische Aufsammlung von *Phomatodes nebulosa* an Brennnessel (*Urtica dioica*) wird ausführlich beschrieben. Die Sequenzierung der ITS-Region bestätigt die Bestimmung. Das aktuelle Artkonzept wird mit früheren Interpretationen verglichen und Fundmeldungen aus dem 19. und frühen 20. Jahrhundert dadurch in Frage gestellt.

Einleitung

Die Artbestimmung in der Sammelgattung *Phoma* Sacc. s.l. gilt aufgrund des extremen Artenreichtums sowie der Merkmalsarmut als große Herausforderung bzw. ist ohne molekulargenetische Untersuchungen und/oder Kulturen nicht oder kaum möglich (Boerema 1976, 1992, Chen et al. 2015, De Gruyter et al. 1993, Montel et al. 1991). Versuche, Aufsammlungen von *Phoma* s.l. im Falle von phytopathogenen Arten nur über das Substrat und Befallsbild zu bestimmen, beispielsweise mit Ellis & Ellis (1997), sind daher kritisch zu sehen.

Die klassische Definition der Sammelgattung *Phoma* umfasste sogenannte Coelomyzeten (imperfekte Stadien, die Konidien im Inneren von Pycnidien bilden, vgl. Grove 1935). Sie bilden dunkle Pycnidien, die ganz oder teilweise in das Substrat eingesenkt sind und deren konidiogene Zellen einfache, einzellige, ampulliforme bis doliiforme Phialiden sind. Die farblosen, nicht oder nur einfach septierten Konidien entstehen durch einen monopolar repetitiven Knospungsprozess – vgl. Sutton (1980), Boerema (1970, 1979), Boerema & Bollen (1975). Diese frühere Formgattung *Phoma* s.l. enthielt bis in die 90er Jahre des letzten Jahrhunderts ca. 2000 Arten (Montel et al. 1991).

Früher umfasste die Formgattung *Phoma* s.l. die Nebenfruchtformen von Vertretern mehrerer Familien, wie z. B. den Leptosphaeriaceae und Phaeosphaericeae, deren Hauptfruchtform z. B. den Gattungen *Didymella* Sacc., *Leptosphaeria* Ces. & de Not., *Pleospora* Rabenh. ex Ces. & De Not und *Mycosphaerella* Johanson

Anschrift des Autors: [1]Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang

zuzuordnen waren (DE GRUYTER et al. 2009). Molekulargenetische Untersuchungen zeigten klar die extreme Polyphylie der Formgattung *Phoma*, die schließlich in viele Gattungen aufgeteilt wurde (AVESKAMP et al. 2010, CHEN et al. 2015, 2017, DE GRUYTER et al. 2009). Für *Phoma* s. str. sowie nah verwandte, ehemals bei *Phoma* eingeschlossene Gattungen wurde schließlich die Familie der Didymellaceae beschrieben (DE GRUYTER et al. 2009), welche inzwischen als die artenreichste Familie der Pleosporales gilt (CHEN et al. 2015).

Dank der Molekulargenetik ist mittlerweile eine Bestimmung mit Hilfe von Sequenzierungen zumindest für die Arten der Formgattung *Phoma* s.l., deren Typuskollektionen bereits sequenziert wurden, auch für Amateurmykologen möglich. Ein solches Bestimmungsergebnis wird hier anhand einer Kollektion einer „*Phoma*“ im weiteren Sinne an *Urtica dioica* vorgestellt.

Material und Methoden

Alle mikroskopischen Untersuchungen erfolgten mit einem Olympus BX-53 Mikroskop (Trinokular, Fototubus). Für die Untersuchung bei 1000-facher Vergrößerung wurde hier ein UPLXAPO10-Objektiv (100×, Ölimmersion) verwendet. Mikrofotos wurden mithilfe einer Olympus EP50-Kamera (5 Mpx) aufgenommen und mit Hilfe des Programms EPview (Olympus) Version 1.2 bearbeitet. Längenmessungen wurden ebenfalls mittel EPview vorgenommen. Hierbei wurden die zu messenden Strukturen manuell ausgewählt und manuell an den gemachten Fotos vermessen.

Die Schnitte erfolgten unter einem Olympus SZ61-Stereomikroskop mit Hilfe einer scharfen Rasierklinge per Hand.

Als Untersuchungsmedien wurde Leitungswasser verwendet, alle Daten und Fotos stammen von lebendem Material.

Detailfotos wurden über einen Euromex Holland-Adapter (Firma Omegon) über den Fototubus des Olympus SZ61-Steromikroskops mit Hilfe einer Canon EOD 6D Mark II Vollformat-Spiegelreflexkamera aufgenommen. Als Lichtquelle wurde ein LED-Ringlicht (RL66, Starlight) verwendet.

Die Sequenzanalysen (ITS) wurden bei der Firma ALVALAB (http://www.alvalab.es) in Spanien in Auftrag gegeben.

Ergebnisse

Phomatodes nebulosa (Persoon) Q. Chen & L. Cai, Studies in Mycology 82: 191 (2015) Abb. 1-3

≡ *Sphaeria nebulosa* Pers., Observationes mycologicae 2: 69 (1800)

≡ *Exormatostoma nebulosa* (Pers.) Gray, A natural arrangement of British plants 1: 522 (1821)

≡ *Sphaeropsis nebulosa* (Pers.) Fr., Summa vegetabilium Scandinaviae 2: 419 (1849)

≡ *Phoma nebulosa* (Pers.) Berk., Outlines of British Fungology: 314 (1860)

≡ *Sphaerella nebulosa* (Pers.) Sacc., Michelia 2(6): 56 (1880)

≡ *Mycosphaerella nebulosa* (Pers.) Johanson ex Oudem., Révision des Champignons tant supérieurs qu'inférieurs trouvés jusqu'à ce jour dans la Pays-Bas, Tom. II: Phycomycètes, Pyrenomycètes 2: 213 (1897)

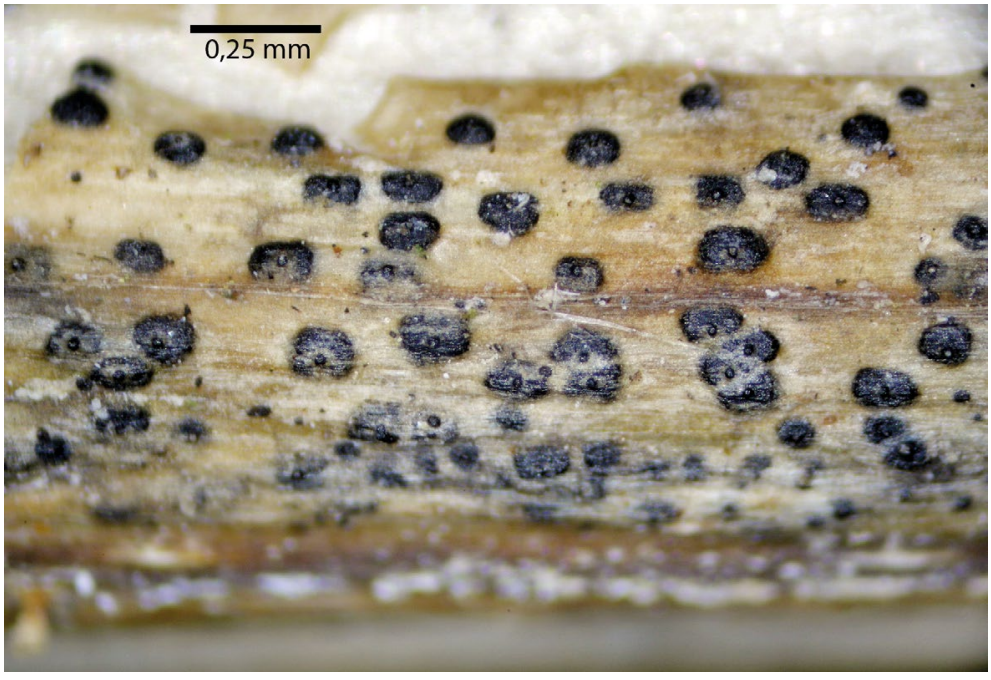


Abb. 1 – *Phomatodes nebulosa*, Aufsicht auf das Substrat mit eingesenkten Pycnidien. Foto: C. Hahn

Die schwarzen **Pycnidien** 100-200 × 60-100 µm, in das Substrat zu mindestens 50 % eingesenkt, kugelig, flachgedrückt kugelig bis etwas unregelmäßig, oft an der Oberseite deutlich abgeflacht und dann die flache Oberseite auf der Höhe der Substratoberfläche (Abb. 1) und teils von der obersten Zellschicht des Substrats bedeckt; Pycnidien oberseits mit einer kleinen Papille; Pycnidien einzeln oder kleine Gruppen mit bis zu vier Pycnidien bildend; **Pycnidienwand** pseudoparenchymatisch,

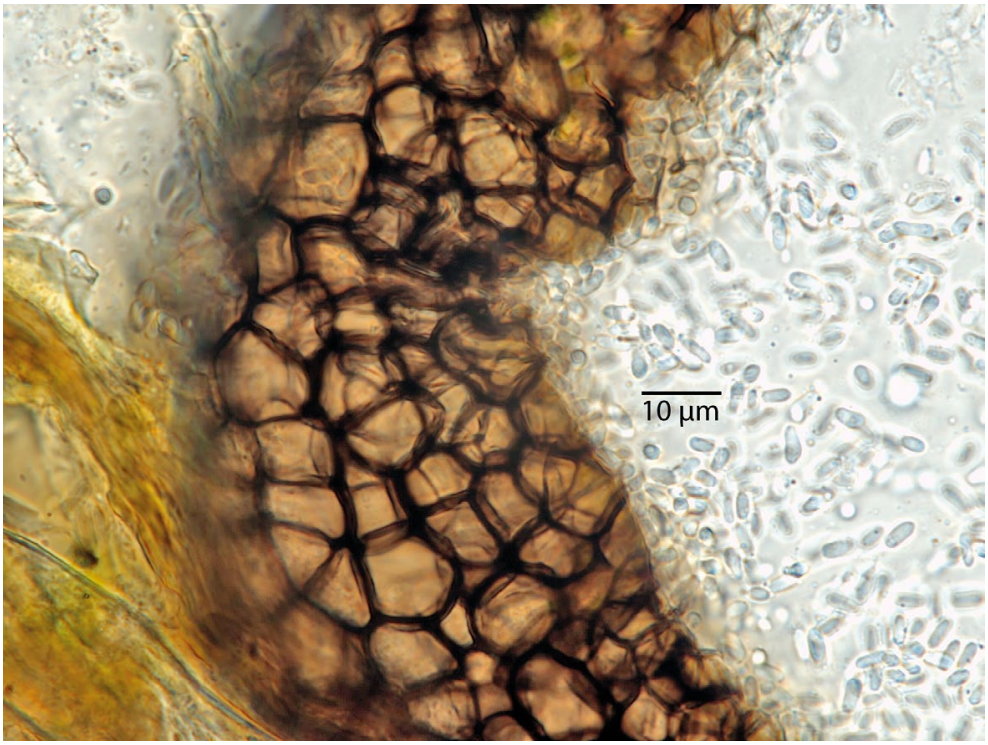


Abb. 2 – *Phomatodes nebulosa*, Aufsicht auf das Excipulum. Foto: C. Hahn

17-30 µm dick, aus drei bis fünf Zellschichten aufgebaut, eine Textura Angularis bildend (Abb. 2); Zellen der äußeren Zellschichten dunkelbraun, Zellwände 0,3-1,0 µm dick, die innerste Schicht der Pycnidienwandzellen blasser braun, mit dünnen Zellwänden; Zellen 3-15 x 2,5-12,5 µm, in Aufsicht und von der Seite vier- bis mehreckig erscheinend. **Konidiogene Zellen** (Phialiden) ampulliform, rasig an der Innenseite der Pycnidien angeordnet, farblos-hyalin, dünnwandig, am Scheitel repetitiv jeweils eine Konidie abschnürend, 4-5 x 2-4 µm. Konidien (Abb. 3) farblos-hyalin, einzellig, ellipsoid, oft angedeutet zylindrisch mit abgerundeten Ecken, aber auch etwas gebogen bis unregelmäßig kartoffelförmig, sehr unterschiedlich geformt, [n = 1 (40)] 3,4-4,8-5,7 x 1,6-1,8-2,1 µm, Q = 1,9-2,71-3,4; dünnwandig, gerne an den Polen mit je einem oder zwei winzigen Öltröpfchen.

Substrat: vorjährige, vertrocknete und überwinterte Halme von *Urtica dioica* L. in einem Bestand von *Urtica dioica*.

Molekulargenetik: Die sequenzierte ITS ergab eine Übereinstimmung von 99,77 % mit der ITS-Sequenz, welche Wijesinghe et al. (2021) an *Urtica* aus Italien gewonnen und als *Phomatodes nebulosa* bestimmt haben (GenBank Nr. MT880293, Koll. MFLUCC20-0155, vgl. Abb. 4) sowie mit der damit identischen ITS-Sequenz der von Chen et al. (2015) als Referenzsequenz für *Phomatodes nebulosa* angegebenen Kultur CBS 117.93 (ITS-Sequenz in der GenBank unter der Nummer GU 237757

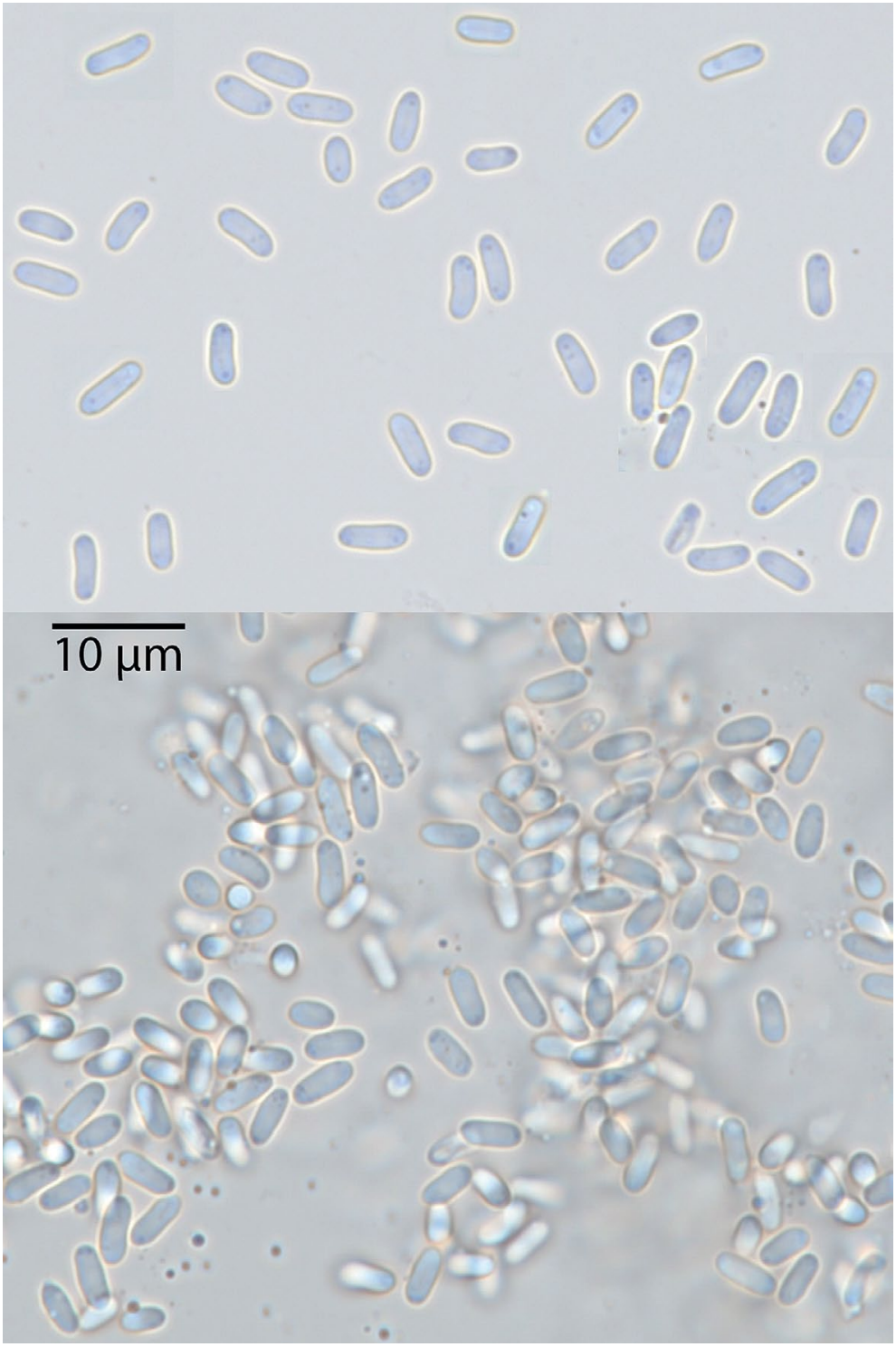


Abb. 3 – *Phomatodes nebulosa*, Konidien. Fotos: C. HAHN

– siehe Wanasinghe et al. 2018). Mit Hilfe des BLAST-Tools (GenBank 2022) konnte zudem eine Übereinstimmung von 99,03 % (512 von 517 verglichenen Basenpaaren) mit einer weiteren Kollektion von *Phomatodes nebulosa* an *Urtica* aus Italien (GenBank Nr. MN648212 – Hyde et al. 2020: 80) festgestellt werden. Eine Übereinstimmung von 100 % (526 Basenpaare) ergab sich zudem mit einer als „*Phoma* spec. 3“ bezeichneten Kollektion (Kowalski & Bilański 2021, Beleg Nr. TKPB-2017, GenBank Nr. MZ492940), die von vorjährigen Petiolen von *Fraxinus excelsior* L., welche von *Hymenoscyphus fraxineus* (T. Kowalski) Baral, Queloz & Hosoya befallen waren, stammt.

Funddaten: D – Bayern – Oberbayern – Landkreis Landsberg am Lech, Gemeinde Dießen am Ammersee, zwischen den Ortsteilen Obermühlhausen und Unterbeuern, 0,75 km östlich von Obermühlhausen, Böschung am Waldrand an der Straße nach Unterbeuern, 0,5 km südlich des Beurer Bachs, stickstoffreicher Brennesselbestand; 47°59‘00“N, 11°00‘23“O, 642 m; leg. Hahn C., 24. März 2021, CH2021042306 im Privatfungarium Hahn (wird später in WU hinterlegt).

T AAAATGTACT TTTGGACGTC GTCGTTATGA GTGCAAAGCG CGAGATGTAC TGCGCTCCGA AATCAATACG
T AAAATGTACT TTTGGACGTC GTCGTTATGA GTGCAAAGCG CGAGATGTAC TGCGCTCCGA AATCAATACG

CCGGCTGCCA ATTGTTTTGA GGCGAGTCTA CACGCAAAGG CGAGACAAAC ACCCAACACC AAGCAAAGCT
CCGGCTGCCA ATTGTTTTGA GGCGAGTCTA CACGCAAAGG CGAGACAAAC ACCCAACACC AAGCAAAGCT

TGAAGGTACA AATGACGCTC GAACAGGCAT GCCCCATGGA ATACCAAGGG GCGCAATGTG CGTTCAAAGA
TCAAGGTACA AATGACGCTC GAACAGGCAT GCCCCATGGA ATACCAAGGG GCGCAATGTG CGTTCAAAGA

TTCGATGATT CACTGAATTC TGCAATTCAC ACTACTTATC GCATTTCGCT GCGTTCTTCA TCGATGCCAG
TTCGATCATT CACTGAATTC TGCAATTCAC ACTACTTATC GCATTTCGCT GCGTTCTTCA TCGATGCCAG

AACCAAGAGA TCCGTTGTTG AAAGTTGTAA TTATTATGTT TTTCAGACGC TGATTGCAAC TGCAAATGGT
AACCAAGAGA TCCGTTGTTG AAAGTTGTAA TTATTATGTT TTTCAGACGC TGATTGCAAC TGCAAATGGT

TTAAATTGTC CAATCGGCGG GCGAACCCAC CGAGGAAACG TAAGTACTCA AAAGACATGG GTAAGAGATA
TTAAATTGTC CAATCGGCGG GCGAACCCAC CGAGGAAACG TAAGTACTCA AAAGACATGG GTAAGAGATA

GCAGACAAAG
GCAGACAAAG

Abb. 4 – Ähnlichkeitsvergleich der sequenzierten ITS-Region von CH2021032406 (unten) und MT880293 (*Phomatodes nebulosa*, oben, Sequenz von Wijesinghe et al. 2021) – Übereinstimmung bei 430 von 431 verglichenen Basenpaaren (99,77 %).

Diskussion

Molekulargenetische Bestimmung

In den geprüften Datenbanken konnte keine Sequenz des Typus von *Phomatodes nebulosa* aufgefunden werden. Die Art wurde von Persoon als *Sphaeria nebulosa* Pers. beschrieben (Persoon 1800: 69), ohne dass ein Holotypus festgelegt worden ist (Abb. 5). Die spärliche Beschreibung und die fehlende Substratangabe machen es sehr schwer, die Originalbeschreibung überhaupt zu deuten.

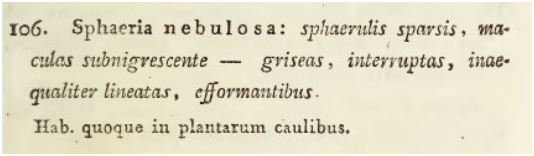

106. Sphaeria nebulosa: *sphaerulis sparsis, maculas subnigrescente — griseas, interruptas, inaequaliter lineatas, efformantibus.*
Hab. quoque in plantarum caulibus.

Abb. 5 – Originalbeschreibung von *Sphaeria nebulosa* (Persoon 1800: 69).

Im Nationaal Herbarium Nederland (L) sind glücklicherweise Belege von Persoon, die er als *Sphaeria nebulosa* bestimmt hat, hinterlegt, sodass ein Lectotypus für diese Art festgelegt werden konnte (L 910.269-51 – Boerema 1976). Das Substrat konnte jedoch nicht mehr sicher festgestellt werden, ist aber möglicherweise ein trockener *Urtica*-Stängel (Boerema 1976). Ein mit den morphologischen Merkmalen des Lectotypus übereinstimmendes Konzept hat sich auch anhand von Kulturen aus neueren Aufsammlungen durchgesetzt, nachdem sich gezeigt hat, dass diese aktuellen Funde dem Lektotypus und untereinander genetisch (z.B. in Bezug auf die ITS-Region) sehr ähnlich sind (Chen et al. 2015, Hyde et al. 2020, Hou et al. 2020, Wijesinghe et al. 2021). So finden sich auch in der GenBank mehrere Kollektionen mit in sich sehr ähnlichen Sequenzen (jeweils über 99 % Ähnlichkeit), die mit dem Namen *Phomatodes nebulosa* verknüpft werden.

Morphologie und Ökologie: Aufgrund der Armut an trennenden morphologischen Merkmalen basierten klassische Bestimmungsschlüssel der Sammelgattung *Phoma* s.l. insbesondere auf Merkmalen der Kulturen auf verschiedenen Medien (z.B. De Gruyter et al. 1993). So ist *Phomatodes nebulosa* nach diesem klassisch-morphologischen Konzept durch folgende Merkmalskombination festgelegt: schnelles Wachstum auf Haferflockenagar (mindestens 40 mm/Woche), negative NaOH-Reaktion der Kultur, Konidien im Durchschnitt länger als 4,5 µm, keine Ausbildung von Kristallen in Kultur, keine Bildung von Chlamydosporen in Kultur und Kulturen grauoliv, den Agar leicht zitronengelb färbend (De Gruyter et al. 1993).

Ohne Kulturmerkmale ist die Ähnlichkeit von *Phomatodes nebulosa* mit einer Reihe weiterer Arten der ehemaligen Formgattung *Phoma* zu groß, um eine sichere Bestimmung zu gewährleisten, zumal *Phomatodes nebulosa* plurivor ist (De Gruyter et al. 1993, Chen et al. 2015, Hyde et al. 2020, Hou et al. 2020, Wijesinghe et al. 2021). Betrachtet man aber Funde an *Urtica dioica*, so schränkt das Substrat Verwechslungsmöglichkeiten ein.

Findet man an toten Brennnesselstängeln ein asexuelles *Phoma*-Stadium, so liegt es zunächst nahe, hier eine Nebenfruchtform der an *Urtica dioica* häufigen

Arten *Leptosphaeria acuta* (Moug. & Nestl.) P. Karst. oder *Leptosphaeria doliolum* (Pers.) Ces. & De Not. zu vermuten. Die Nebenfruchtform von *Leptosphaeria acuta* wurde früher *Phoma piskorzii* (Petr.) Boerema & Loer. genannt und unterscheidet sich von *Phomatodes nebulosa* deutlich durch die viel längeren Konidien, welche (6-) 8-10 (-12) × 2-2,5 (-3) µm messen und die teils auch einfach septiert sind (Boerema & Loerakker 1981).

Die Nebenfruchtform von *Leptosphaeria doliolum* wurde früher *Phoma acuta* (Hoffm.) Fuckel genannt, weshalb diese auch des Namens wegen mit *Leptosphaeria acuta* verwechselt wurde (Boerema & Gams 1995). Die Nebenfruchtform von *Leptosphaeria acuta* hat geringfügig kleinere Konidien ((3-) 3,5-5 (-5,5) x 1-1,5 (-2) µm groß; Boerema & Loerakker 1981, Boerema & Gams 1995). Da es aber auch Kollektionen von *Phomatodes nebulosa* mit schmalen Sporen gibt, so aus Italien an *Urtica* mit Konidienmaßen von 4-5,3-7 × 1-1,6-2 µm (Wijesinghe et al. 2021), ist die Unterscheidung nicht per se einfach. Aber auch hier liegt die durchschnittliche Sporenbreite am Rand bzw. knapp oberhalb der normalen Schwankungsbreite der Konidien der *Leptosphaeria doliolum*-Nebenfruchtform. Die Konidienlänge variiert jedoch ebenfalls, wenn man alleine die hier vorgestellte Kollektion mit dieser Aufsammlung aus Italien vergleicht.

De Gruyter et al. (2012) verzichten bei ihrer Arbeit über die *Phoma*-artigen Nebenfruchtformen der Pleosporales auf morphologische Beschreibungen, bestätigen aber molekulargenetisch die Zugehörigkeit von *Phoma acuta* zu *Leptospharia doliolum*. Ariyawansa et al. (2015) geben in ihrer (molekulargenetischen) Revision der Gattung *Leptosphaeria* wiederum an, allerdings ohne Diskussion dazu, dass für *Leptosphaeria doliolum* kein asexuelles Stadium bekannt sei, obwohl sie den Aufsatz von De Gruyter et al. (2012) im Literaturverzeichnis angeben. Hier wird De Gruyter et al. (2012) insofern gefolgt, dass das ehemals als *Phoma acuta* bezeichnete asexuelle Stadium zu *Leptosphaeria doliolum* gehört, da Ariyawansa et al. (2015) ihre Gegenthese weder begründen noch disktueiren.

Ein exakter morphologischer Vergleich zwischen *Phomatodes nebulosa* und der Nebenfruchtform von *Leptosphaeria doliolum* anhand genetisch geprüfter Kollektionen würde möglicherweise weitere Unterscheidungsmerkmale zu *Phomatodes nebulosa* herausarbeiten. Jedenfalls sind *Phoma*-Kollektionen an *Urtica* mit kleinen Konidien nicht per se als *Leptosphaeria doliolum* bestimmbar.

Boerema (1976) beschreibt *Phomatodes nebulosa* (sub nomine *Phoma nebulosa*) als sehr häufig an toten *Urtica*-Stängeln, sodass diese Pilzart möglicherweise oftmals als „*Phoma acuta*“ fehlbestimmt werden könnte. So stellen beispielsweise Marqua & Fischer (2012) in ihrer online verfügbaren Pilzflora Ehingens eine Kollektion einer *Phoma*-Nebenfruchtform an toten *Urtica*-Stängeln als *Phoma acuta* vor. Betrachtet man die dort angegebenen Konidienmaße, dürfte es sich hier wohl eher um *Phomatodes nebulosa* an *Urtica* und nicht um *Leptosphaeria doliolum* (sub. nomine *Phoma acuta*) handeln. Die Beschreibung der Konidien als „ohne Öltröpfchen“ stimmt zudem

nicht mit der Abbildung der Konidien überein, die kleine, polar angeordnete Öltröpfchen zeigen, wie sie für *Phomatodes nebulosa* typisch sind.

Didymella urticicola Aa & Boerema bildet ebenfalls an *Urtica* eine *Phoma*-Nebenfruchtform, unterscheidet sich aber durch längere und breitere Konidien, die (3,4-) 3,8-6,8 (-8,5) × (1,7-) 2,1-3,0 (-3,4) µm messen (Boerema 1976). Die Identität der *Phoma*-Nebenfruchtform mit der *Didymella*-Teleomorphe wurde molekulargenetisch bestätigt (Aveskamp et al. 2010).

Verwechslungen an *Urtica* sind auch mit plurivoren Arten wie beispielsweise der an fast allen Substraten vorkommenden *Phoma herbarum* Westend., der Typusart der Gattung *Phoma* s.str., möglich. Die ursprüngliche Typuskollektion von *Phoma herbarum* stammt von toten *Urtica dioica*-Stängeln und, damit gemischt, von toten *Onobrychis viciifolia* Scop.-Stängeln (letztere wurden als Lectotypus ausgewählt – Boerema 1964). Die Konidien von *Phoma herbarum* sind sehr variabel und können zwischen 3,3-10 × 1,5-5,0 µm messen, wobei sie meist im Bereich von 4,5-5,0 × 2,0-2,5 µm liegen (Boerema 1964). Chen et al. (2015) bestätigen eine deutliche Variabilität der Konidienmaße für *Phoma herbarum*. So geben sie für den Iso(lecto)typus Maße von 5-7,5 × 2,5-3,5 µm an, für aus Kulturen erhaltene Pycnidien jedoch von nur 4,5-6 × 2-3 µm an. Während De Gruyter (2012: 12) die Konidien mit mehreren kleinen, in der Spore verteilten Öltröpfchen zeichnet, beschreiben Chen et al. (2015: 196) sie als nur mit einer oder zwei Guttulen.

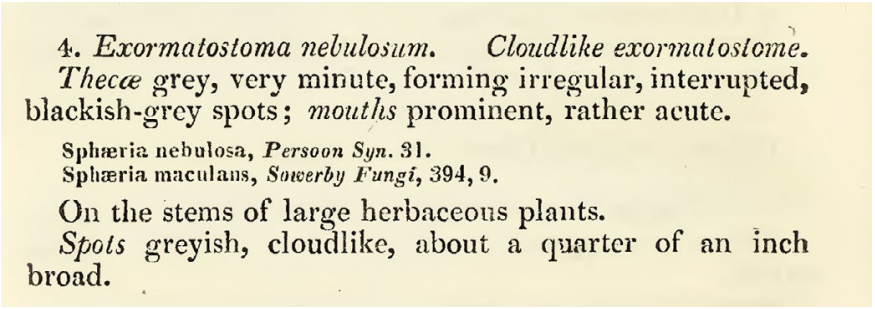
Da auch die Pycnidienwandstärke, die Zahl der Zellreihen der Pycnidienwand und die Pycnidiengröße den Merkmalen von *Phomatodes nebulosa* entsprechen (vgl. die morphologische Beschreibung von Chen et al. 2015), ist eine Unterscheidung von *Phoma herbarum* und *Phomatodes nebulosa* ohne Kultur oder Molekulargenetik an *Urtica*-Stängeln offenbar nur über die bei *Phoma herbarum* etwas breiteren Konidien möglich.

Da *Phomatodes nebulosa* neben *Urtica dioica* weitere Substrate besiedelt, so z. B. Meerettichblätter (*Armoracia rusticana* G.Gaertn., B.Mey. & Scherb.), *Mercurialis perennis* L., *Thlaspi arvense* L. (siehe jeweils Chen et al. 2015), Petiolen von *Fraxinus excelsior* L. (Kowalski & Bilański 2021 als *Phoma* spec. 3), fällt die Bestimmung an anderen Substraten als *Urtica* ebenfalls schwer, da auch dort jeweils sowohl substratspezifische als auch plurivore „*Phoma*"-Arten abgegrenzt werden müssen.

Um vermeintliche Funde von *Phomatodes nebulosa* sicher zu bestimmen, sollten auch bei passender Morphologie also entweder Kulturmerkmale mit herangezogen (die Kollektion also kultiviert werden) oder die Bestimmung wie im vorliegenden Fall molekulargenetisch abgesichert werden. Die Morphologie hilft hierbei aber, bereits im Vorfeld andere Arten auszuschließen (ohne dabei sagen zu wollen, dass diese dann ohne Molekulargenetik bestimmbar seien). Dank der Zugänglichkeit der Referenzsequenzen beispielsweise über GenBank und die Möglichkeit, Sequenzierungen bei Laboren für bezahlbaren Preis in Auftrag zu geben, ist dies heutzutage auch Amateuren möglich.

Verbreitung: Die Verbreitung von *Phomatodes nebulosa* ist aufgrund der schwierigen Bestimmbarkeit und der Verwechslungsmöglichkeit mit *Phoma herbarum* sowie der Nebenfruchtform von *Leptosphaeria doliolum* (siehe oben) sehr schwer abzuschätzen. In der Verbreitungsdatenbank der Pilze Deutschlands (DGfM 2022) sind unter dem Namen *Phoma nebulosa* drei Kollektionen, zwei aus Niedersachsen, eine aus Sachsen-Anhalt, verzeichnet. Beide Funde aus Niedersachsen stammen aus dem Jahr 1882 (leg./det. K. Engelke). Der Fund aus Sachsen-Anhalt stammt aus dem Jahr 1918 (leg./det. R. Staritz). Es ist jedoch mehr als fraglich, ob sich diese historischen Fundangaben auf *Phomatodes nebulosa* im heutigen Sinn bzw. dem Originalsinn von Persoon beziehen, da in dieser Zeitspanne ein anderes, vom heutigen abweichendes Konzept für *Phomatodes nebulosa* angewandt wurde. Die Hintergründe werden nachfolgend zusammengefasst.

Ein greifbares morphologisches Konzept von *Phomatodes nebulosa* konnte aus der spärlichen Diagnose von Persoon (1800: 69) – vgl. Abb. 5 – nicht abgeleitet werden. Gray (1821: 522) stellt die Art in die Gattung *Exormatostoma* Gray und erweitert die Beschreibung nur um hervorstehende Stomata. Die Pycnidien beschreibt er als winzig, grau und mit bis zu einem Viertel Inch (ca. 0,6 cm) relativ große, „wolkige“ Flecken bildend (Abb. 6). Damit könnten die aus mehreren, zusammenfließenden Pycnidien gebildeten Flecken gemeint sein, die Exemplare dieser Art bilden können (vgl. Abb. 1). Wirklich nachvollziehbar bzw. abgrenzbar zu anderen Arten ist aber auch diese etwas klarere Beschreibung nicht.



4. *Exormatostoma nebulosum.* *Cloudlike exormatostome.*
Thecæ grey, very minute, forming irregular, interrupted, blackish-grey spots; *mouths* prominent, rather acute.

Sphæria nebulosa, *Persoon Syn.* 31.
Sphæria maculans, *Sowerby Fungi*, 394, 9.

On the stems of large herbaceous plants.
Spots greyish, cloudlike, about a quarter of an inch broad.

Abb. 6 – Beschreibung (und Umkombinierung) von *Exormatostoma nebulosum* (Gray 1821: 522).

Fries (1849: 419) kombiniert Persoons *Sphaeria nebulosa* ohne eine eigene Beschreibung beizusteuern nur in die Gattung *Sphaeropsis* Lév. um, trägt also zur Klärung der Artinterpretation nichts bei. Ebenso verfährt Berkeley (1860: 314), der die Art nun in die Gattung *Phoma* transferiert.

Saccardo (1880) kombiniert die Art schließlich in die Gattung *Sphaerella* (Fr.) Rabenh. um und interpretiert *Sphaerella nebulosa* als ein sexuelles Stadium mit Asci und einfach septierten Sporen, also als eine völlig andere Art als nach der heutigen Interpretation. Oudemans (1897) übernimmt das Konzept von Saccardo (1880) und kombiniert die Art nun in die Gattung *Mycosphaerella* Johanson um. Diese

Auffassung von Saccardo (1880) und Oudemans (1897) hat sich nach dem Auffinden von Typusmaterial Persoons in Leiden (siehe oben) als Fehlinterpretation herausgestellt (Boerema 1976). Erst durch die Studien von Dennis (1946) festigte sich das Bild dieser Art als anamorphe Spezies mit Pycnidien vom *Phoma*-Typ bzw. durch das Auffinden und die Untersuchung (und Lektotypisierung) von Persoon'schem Originalmaterial (Boerema 1976). Bestimmungen nach 1880 und vor der Lektotypisierung bzw. dem Konzept von Dennis (1946) dürften daher kaum *Phomatodes nebulosa* im Original- bzw. heutigem Sinn meinen, sondern vielmehr dem Konzept von Saccardo (1880) bzw. von Oudemans (1897) folgen. Die drei Eintragungen in die Verbreitungsdatenbank Deutschlands (DGfM 2022), die genau aus diesem Zeitraum der abweichenden Artinterpretation als sexuelles Stadium stammen, das nichts mit *Phomatodes nebulosa* im Originalsinn zu tun hat, sollten daher besser gestrichen werden.

Fazit: Folgt man der Bewertung von Boerema (1976), die *Phomatodes nebulosa* an *Urtica* als sehr häufig einschätzt, so ist zu erwarten, dass diese Art auch in Deutschland bzw. Bayern weit verbreitet und häufig ist. Das Füllen der Verbreitungskarten wird aber durch die großen Schwierigkeiten bei der Bestimmung erschwert. Vielleicht hilft aber dieser Aufsatz, um Feldkollektionen zumindest unsicher vorzubestimmen und dann diese stichprobenartig genetisch nachbestimmen zu lassen.

Danksagung

Pablo Alvarado (Firma ALVALAB, Oviedo, Spanien) sei für den Aufwand und die Mühe gedankt, aus den winzigen Pycnidien der ihm zugesandten Probe DNA zu extrahieren und zu sequenzieren. Ohne Sequenzierung wäre dieser Aufsatz nicht möglich gewesen. Thomas Sendor (München) danke ich für die kritische Durchsicht des Manuskripts.

Literaturverzeichnis

Ariyawansa HA, Phukhamsakda C, Thambugala KM, Bulgakov TS, Wanasinghe DN, Perera RH, Mapook A, Camporesi E, Kang J-C, Jones EBG, Bahkali AH, Jayasiri SC, Hyde KD, Liu Z-Y, Bhat JD (2015) – Revision and phylogeny of Leptosphaeriaceae. Fungal Diversity **74**:19–51. DOI 10.1007/s13225-015-0349-2.

Aveskamp MM, de Gruyter J, Woudenberg JHC, Verkley GJM, Crous PW (2010) – Highlights of the Didymellaceae: A polyphasic approach to characterise *Phoma* and related pleosporalean genera. Studies in Mycology **65**: 1-60. DOI:10.3114/sim.2010.65.01.

Berkeley MJ (1860) – Outlines of British fungology. London. 442 S.

Boerema GH (1964) – *Phoma herbarum* Westend., the type-species of the form-genus *Phoma* Sacc. Persoonia **3(1)**: 9- 16.

Boerema GH (1970) – Additional notes on *Phoma herbarum*. Persoonia **6(1)**: 15-48.

Boerema GH (1976) – The *Phoma* species studied in culture by Dr R. W. G. Dennis. Transactions of the British Mycological Society **67(2)**: 289–319. DOI:10.1016/s0007-1536(76)80136-2.

Boerema GH (1992) – Contributions towards a monograph of *Phoma* (Coelomycetes) – I. 1. Section *Phoma*: Taxa with very small conidia in vitro. Persoonia **15(1)**: 71-92.

Boerema GH, Bollen GJ (1975) – Conidiogenesis and conidial septation as differentiating criteria between *Phoma* and *Ascochyta*. Persoonia **8**: 111-444.

Boerema GH, Gams W (1995) – What is *Phoma acuta* Hoffm.: Fr.? Mycotaxon **53**: 355-360.

Boerema GH, Loerakker WM (1981) – *Phoma pizkorzii* (Petrak) comb. nov., the anamorph of *Leptosphaeria acuta* (Fuckel) P. Karst. Persoonia **11(3)**: 311-315.

Chen Q, Jiang JR, Zhang GZ, Cai L, Crous PW (2015) – Resolving the *Phoma* enigma. Studies in Mycology **82**: 137-217. DOI: 10.1016/j.simyco.2015.10.003.

Chen Q, Hou LW, Duan WJ, Crous PW, Cai L (2017) – Didymellaceae revisited. Studies in Mycology **87**: 105-189. DOI: 10.1016/j.simyco.2017.06.002.

De Gruyter J (2012) – Revised taxonomy of *Phoma* and allied genera. PhD thesis Wageningen University, Wageningen, NL. 181 S. Digital abrufbar unter https://edepot.wur.nl/238181 (zuletzt aufgerufen am 12.4.2022).

De Gruyter J, Noordeloos ME, Boerema GH (1993) – Contributions towards a monograph of *Phoma* (Coelomycetes) – I. 2. Section *Phoma*: additional taxa with very small conidia and taxa with conidia up to 7 µm long. Persoonia **15(3)**: 369–400.

De Gruyter J, Aveskamp MM, Woudenberg JHC, Verkley GJM, Groenewald JZ, Crous PW (2009) – Molecular phylogeny of *Phoma* and allied anamorph genera: Towards a reclassification of the *Phoma* complex. Mycological Research **113**: 508-519.

De Gruyter J, Woudenberg JHC, Aveskamp AA, Verkley GJM, Groenewald JZ, Crous PW (2012) – Redisposition of *Phoma*-like anamorphs in Pleosporales. Studies in Mycology **75**: 1-36. DOI:10.3114/sim0004.

Dennis RWG (1946) – Notes on some British Fungi ascribed to *Phoma* and related Genera. Transactions oft he British Mycological Society **29**: 11-42.

DGfM (2022) – *Phoma nebulosa* (Pers.) Berk. 1860. https://www.pilze-deutschland.de/organismen/phoma-nebulosa-pers-berk-1860-1 (zuletzt aufgerufen am 12.4.2022).

Ellis MB, Ellis JP (1997) – Microfungi on Land Plants. An Identification Handbook. Slough. 868 S.

Fries EM (1849) – Summa vegetabilium Scandinaviae **2**: 261-572.

GenBank (2022) – Standard Nucleotide BLAST. https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi?PROGRAM=blastn&PAGE_TYPE=BlastSearch&LINK_LOC=blasthome (zuletzt angewandt am 9.4.2022).

Gray SF (1821) – A natural arrangement of British plants 1. London

Grove WB (1935) – British stem- and leaf-fungi (Coelomycetes). A contribution to our knowledge of the Fungi Imperfecti belonging the de Sphaeropsidales and the Melanconiales. Vol 1: Sphaeropsidales. To the end of the Sphaerioideae which have colourless or nearly colourless spores. Cambridge University Press, London, U.K.

Hou L, Hernandez-Restrepo M, Groenewald JZ, Cai L, Crous PW (2020) – Citizen science project reveals high diversity in Didymellaceae (Pleosporales, Dothideomycetes). MycoKeys **65**: 49-99. DOI: 10.3897/mycokeys.65.47704.

Hyde KD, de Silva NI, Jeewon R, Bhat DJ, Phookamsak R, Doilom M, Boonmee S, Jayawardena RS, Maharachchikumbura SSN, Senanayake IC, Manawasinghe IS, Liu NG, Abeywickrama PD, Chaiwan N3, Karunarathna A, Pem D, Lin CG,Sysouphanthong P,

Luo ZL, Wei DP, Wanasinghe DN, Norphanphoun C, Tennakoon DS, Samarakoon MC, Jayasiri SC, Jiang HB, Zeng XY, Li JF, Wijesinghe SN, Devadatha B, Goonasekara ID, Brahmanage RS, Yang EF, Aluthmuhandiram JVS, Dayarathne MC, Marasinghe DS, Li WJ, Dissanayake LS, Dong W, Huanraluek N, Lumyong S, Liu JK, Karunarathna SC, Jones EBG, Al-Sadi AM, Xu JC, Harishchandra D, Sarma VV, Bulgakov TS (2020) – AJOM new records and collections of fungi: 1–100. Asian Journal of Mycology **3(1)**: 22–294. DOI 10.5943/ajom/3/1/3.

Kowalski T, Bilański P (2021) – Fungi Detected in the Previous Year's Leaf Petioles of *Fraxinus excelsior* and Their Antagonistic Potential against *Hymenoscyphus fraxineus*. Forests **12**: 1412 (34 S.). DOI:10.3390/f12101412.

Marqua J, Fischer C (2012) – Die Pilzflora des Ehinger Raumes. *Phoma acuta* subsp. *acuta* (Hoffm.: Fr.) Fuckel (A). http://www.pilzflora-ehingen.de/pilzflora/arthtml/pacuta.php (zuletzt aufgerufen am 12.4.2022).

Montel E, Bridge PD, Sutton BC (1991) – An integrated approach to *Phoma* systematics. Mycopathologia **115**: 89–103.

Oudemans CAJA (1897) – Révision des Champignons tant supérieurs qu'inférieurs trouvés jusqu'à ce jour dans la Pays-Bas, Tom. II: Phycomycètes, Pyrenomycètes 2. 523 S. (inkl. Tafeln).

Persoon CH (1800 „1799") – Observationes mycologicae 2. Leipzig, Luzern. 101 S.

Saccardo PA (1880) – Fungi Gallici lecti a cl. viris P. Brunaud, Abb. Letendre, A. Malbranche, J. Therry, vel editi in Mycotheca Gallica C. Roumeguèri. Series II. Michelia **2**: 39-135.

Sutton BC (1980) – The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli, and Stromata. Commonwealth Mycological Institute Kew. 696 S.

Wanasinghe DN, Jeewon R, Peršoh D, Jones EBG, Camporesi E, Bulgakov TS, Gafforov YS, Hyde KD (2018) – Taxonomic circumscription and phylogenetics of novel didymellaceous taxa with brown muriform spores. Studies in Fungi **3(1)**: 152–175. DOI: 10.5943/sif/3/1/17.

Wijesinghe SN, Wang Y, Zucconi L, Dayarathne MC, Boonmee S, Camporesi E, Wanasinghe DN, Hyde KD (2021) – Additions to Italian Pleosporinae, including *Italica heraclei* sp. nov. Biodiversity Data Journal **9**: e59648. DOI: 10.3897/BDJ.9.e59648axonomic

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mycologia Bavarica

Jahr/Year: 2022

Band/Volume: 22

Autor(en)/Author(s): Hahn Christoph

Artikel/Article: Ein bayerischer Nachweis von Phomatodes nebulosa an Urtica 171-183