

Institut für Pflanzenkrankheiten

Auftreten und Biologie von *Septoria petroselini* (Desm.)
an Petersilie (*Petroselinum crispum*)

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung des Grades

Doktor der Agrarwissenschaften
(Dr. agr.)

der

Hohen Landwirtschaftlichen Fakultät

der

Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität

zu Bonn

vorgelegt von

Silke Hagner-Holler

aus Ingelheim

2002

D 98

Abstract

Silke Hagner-Holler

Auftreten und Biologie der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie

Septoria petroselini verursacht eine Blattfleckenkrankheit an Petersilie (*Petroselinum crispum*). Die Krankheit trat in den vergangenen Jahren regelmäßig in Deutschland, insbesondere in den Anbaugebieten in der Pfalz auf und führte zum Teil zu erheblichen Ernteeinbußen. Die vorliegende Arbeit soll das Wissen über Biologie und Epidemiologie von *S. petroselini* vergrößern, um eine effektive Bekämpfung der Krankheit zu ermöglichen.

S. petroselini verursachte nur bei *P. crispum* Befall, während an Wildkräutern, einschließlich Sellerie, keine Symptome auftraten. Das spricht für eine strenge Wirtsspezialisierung des Pathogens. *In Vitro* zeigte der Pilz ein optimales Wachstum bei 20-25°C. Für den Befall von Pflanzen erwiesen sich Feuchtigkeitsintensität und -dauer als entscheidender Umweltfaktor für die Entwicklung von *S. petroselini*. Nennenswerter Befall an Petersilienpflanzen konnte nur mit einer Inkubation bei 100% Luftfeuchte nach der Inokulation erreicht werden. Unter optimalen Bedingungen dauerte die Entwicklung bis zur Sporulation 14-21 Tage. Die verwendeten Isolate zeigten Unterschiede in der Virulenz. Die untersuchten Sorten wiesen gegenüber dem Erreger unterschiedliche Anfälligkeiten auf, wobei eine Sorte mit vollständiger Resistenz nicht gefunden werden konnte. An Saatgut befanden sich häufig Pyknidien mit Sporen, die jedoch keine Infektionen an Petersilienpflanzen hervorriefen. An getrocknetem Schnittgut blieben Infektionsstrukturen von *S. petroselini* drei Jahre lang vital. An abgestorbenen Blättern im Freiland behielt der Erreger über Wochen seine Infektiosität. Im Bestand erfolgte die Verbreitung des Pathogens von Blattmaterial oder Blattresten ausgehend über Wasserspritzer auf die Blattunterseite umliegender Pflanzen. *S. petroselini* infizierte die Pflanzen über die Spaltöffnungen und wuchs interzellulär im Blattgewebe. Anschließend setzte die Pyknidienbildung mit Sporulation ein oder der Pilz wuchs aus den Spaltöffnungen wieder aus, um erneut zu infizieren. An Pflanzen auf Freilandflächen konnte ein starker Befall mit *S. petroselini* regelmäßig, meist ab Mitte August beobachtet werden. Der Befallsanstieg fiel zeitlich mit dem Einsetzen einer verstärkten Taubildung durch starke Temperaturunterschiede zwischen Tag und Nacht zusammen. Die Anzahl der Schnittmaßnahmen zeigte keinen Einfluss auf die Entwicklung des Erregers im Bestand, auch Kulturmaßnahmen wie das Entfernen von Schnittgut und Hacken hatten keine ausreichend befallsreduzierende Wirkung. Eine deutliche Verminderung des Befalls konnte durch die Anwendung eines azolhaltigen Fungizids erreicht werden. Der Initialbefall ging von befallenem Saatgut aus, die Verbreitung des Erregers erfolgte von diesen Infektionsherden über den gesamten Petersilienbestand. Für die Praxis ist anzustreben, aus den erarbeiteten Daten ein Prognosemodell für wahrscheinliche Infektionszeitpunkte für einen gezielten Pflanzenschutz zu entwickeln. Darüber hinaus muss großer Wert auf Feld- sowie Saatguthygiene gelegt werden.

Abstract

Silke Hagner-Holler

Occurrence and biology of *Septoria petroselini* on parsley

Septoria petroselini causes *Septoria* leaf spot of parsley and is in Germany one of the major diseases in parsley. In rainy years the disease spreads epidemically and provokes serious losses of yield and quality. Until now control strategies were mainly based on general preventive measures. No data were available on the biology and epidemiology of the pathogen which are essential to be able to fight the blight efficiently.

S. petroselini exclusively infected *P. crispum*, whereas wild growing herbs, including celery, did not show any leaf-symptoms, a prove for the straight specialization on its host plant. In vitro the fungi showed optimal growth at 20-25°C. For the infection of parsley plants an incubation period at 100% humidity after inoculation was necessary. Under optimal conditions the sporulation of the pathogen started 14-21 days after inoculation. The isolates showed differences in virulence, the investigated varieties of parsley showed differences in susceptibility for *S. petroselini*. No variety was completely resistant against the pathogen. On many seeds pyknidia with conidia were found, which were not capable to infect parsley plants. On dried plant residues infection structures of *S. petroselini* were found to be vital for 3 years, on dead leafs the pathogen stayed infectious for weeks. Spreading of pathogen on a parsley field took place from leaf tissue and remnants of harvest by irrigation water onto the under-surface of leafs from surrounding plants. *S. petroselini* infected the plants trough their cavity openings and grew intracellular in the leaf tissue, before development of pycnidia and sporulation took place or the fungi grew out of the cavity openings onto the leaf surface and caused further infections. Plants on parsley fields were regularly strong infested with *S. petroselini*, mostly off middle of august. The increase of infestation correlated with the time of production of dew, caused by great differences between temperatures of day and night. The number of cuts did not influence the development of the pathogen on parsley fields, even measures like removing the cut and hoeing the parsley field were not sufficient for a significant reduction of infestation. Considerable reduction of infestation has been achieved by using an azol-containing fungicide. Initially the infestation took place through infected seeds, from this focus of infection the pathogen was spreaded all over the parsley field. For practice it should be strived to develop a model of prediction for the probability of infection out of the acquired data, to facilitate a purposeful protection of plants. Moreover it has to be attached great importance to the hygienic status of fields and seeds.

1	Einleitung	1
2	Material und Methoden	5
2.1	Versuchsorganismen	5
2.1.1	Pflanzen	5
2.1.2	Pathogen	6
2.2	Anzucht der Versuchspflanzen	6
2.3	Kultur von <i>Septoria petroselini</i>	7
2.4	Isolation von <i>Septoria petroselini</i>	7
2.4.1	Sporen von Blattmaterial aus dem Freiland	7
2.4.2	Sporen von infiziertem Saatgut	7
2.5	Inokulation von Pflanzen mit <i>Septoria petroselini</i>	8
2.5.1	Herstellung des Inokulums	8
2.5.2	Applikation des Inokulums	9
2.6	Erfassung des Befalls mit <i>Septoria petroselini</i>	9
2.6.1	Blattbefall	9
2.6.2	Saatgutbefall	11
2.7	Mikroskopische Untersuchungen	11
2.7.1	Vitalpräparate	12
2.7.2	Fixierung von Totalpräparaten	12
2.7.3	Färbetechniken	12
2.8	Untersuchungen an Freilandpflanzen	13
2.8.1	Kleinparzellenversuche	13
2.8.2	Großparzellenversuche	13
2.9	Statistische Auswertung der Versuche	14
3	Ergebnisse	15
3.1	Symptome der <i>Septoria</i> -Blattfleckenkrankheit an Gartenpetersilie	15
3.2	Vorkommen von <i>Septoria petroselini</i> an Wildkräutern	15
3.3	Entwicklung von <i>Septoria petroselini</i> auf Nährboden in Abhängigkeit von Umweltfaktoren	17
3.3.1	Einfluss von Temperatur	17
3.3.2	Einfluss von Licht	19
3.3.3	Einfluss des pH-Wertes	20
3.4	Entwicklung von <i>Septoria petroselini</i> an Gartenpetersilie	20
3.4.1	Blattbefall in Abhängigkeit von Temperatur und Luftfeuchte	20

3.4.2	Befall in Abhängigkeit von der Inokulumdichte	25
3.4.3	Einfluss des Blattalters auf die Entwicklung von Befallssymptomen	26
3.4.4	Unterschiede in der Virulenz von Isolaten	27
3.4.5	Unterschiede in der Anfälligkeit von Sorten	28
3.5	Untersuchungen zum Saatgutbefall mit <i>Septoria petroselini</i>	29
3.5.1	Infektionsstrukturen an Saatgut	29
3.5.2	Vorkommen an Saatgut aus dem Handel	31
3.5.3	Vitalität der Sporen von Saatgut	33
3.5.4	Befall von Gartenpetersilie durch <i>Septoria petroselini</i> von Saatgut	33
3.5.4.1	Keimlingsbefall von Pflanzen aus befallenem Saatgut	33
3.5.4.2	Blattbefall bei Petersilienpflanzen aus befallenem Saatgut	33
3.5.4.3	Blattbefall durch Pyknosporen von Saatgut	34
3.6	Untersuchungen zu den Übertragungswegen von <i>Septoria petroselini</i>	35
3.6.1	Verbreitung durch Myzel	35
3.6.2	Überdauerung des Erregers an Schnittgut	35
3.6.3	Verbreitung von <i>Septoria petroselini</i> durch Wasser	37
3.6.4	Verbreitung von <i>Septoria petroselini</i> durch Wind	38
3.7	Morphologie von <i>Septoria petroselini</i>	38
3.7.1	Pyknidien und Pyknosporen	38
3.7.2	Pilzstrukturen auf Nährboden	42
3.7.3	Infektionsstrukturen an der Wirtspflanze	45
3.8	Auftreten und Verbreitung von <i>Septoria petroselini</i> im Freiland	53
3.8.1	Blattbefall in unterschiedlichen Bestandeshöhen	53
3.8.2	Einfluss von Fungizidanwendungen auf die Befallsentwicklung	54
3.8.3	Auswirkungen der Entfernung von Inokulumquellen auf die Entwicklung der <i>Septoria</i> -Blattfleckenkrankheit im Petersilienbestand	56
3.8.4	Befallsentwicklung in Abhängigkeit vom Befallsdruck	57
3.8.5	Einfluss des Zeitpunktes von Inokulumeintrag auf die Befallsentwicklung	58
3.8.6	Verlauf der <i>Septoria</i> -Blattfleckenkrankheit in Abhängigkeit von der Saatgutbelastung und Fungizidbehandlungen	59
3.8.7	Einfluss von Saatgutbefall und Inokulationen auf die Befallsentwicklung der <i>Septoria</i> -Blattfleckenkrankheit im Freiland	61
3.8.8	Epidemiologie des Erregers im Bestand	62

4	Diskussion	65
5	Zusammenfassung	78
6	Literaturverzeichnis	80
7	Anhang	85

1 Einleitung

Septoria petroselini wurde bereits 1931 von ORTON als Erreger der Blattfleckenkrankheit an Petersilie beschrieben. Heute tritt das Pathogen weltweit auf. Da es regelmäßig an Saatgut festgestellt werden konnte, wurde es seit jeher als samenbürtig beschrieben (NOBLE, DE TEMPE AND NEERGARD, 1958), der sichere Nachweis einer Saatgutübertragbarkeit von *Septoria petroselini* gelang bisher jedoch noch nicht. Die Literatur über *Septoria petroselini* ist immer noch überaus spärlich und beschränkt sich auf das Auftreten und die Verbreitung der Krankheit (MOHAMMAD, 1990; MYRKYAVICHYUS, 1978), die Anfälligkeit einiger Petersiliensorten (SCHOLZ UND MARTHE, 1997), sowie Versuche zur Isolierung und Kultur des Pilzes (FERRI, 1969; KUNOVSKI, 1970; MYRKYAVICHYUS, 1978; MOHAMMAD, 1990; CERKAUSKAS, 1990; SCHOLZ UND MARTHE, 1997). In einigen Arbeiten wird *Septoria petroselini* als Synonym für *Septoria apiicola* verwendet (SUTTON AND WATERSTON, 1966). Die Artentrennung gilt jedoch mittlerweile als gesichert, da es weder gelang Petersilienpflanzen mit *Septoria apiicola* zu infizieren noch Selleriepflanzen mit *Septoria petroselini*. Dies spricht für eine sehr enge Wirtspflanzenspezifikation dieser beiden *Septoria*-Arten. Taxonomisch wird die Gattung *Septoria* zur Unterabteilung der Deuteromycotina gezählt, bei deren Vertretern es sich zu einem großen Teil um die anamorphen Stadien von holomorphen Ascomyceten handelt. Für viele der in der Literatur beschriebenen Deuteromyceten ist eine Hauptfruchtform nicht bekannt, vielleicht auch nicht vorhanden. Dies gilt auch für *S. petroselini*.

Die Wirtspflanze des Pathogens ist die Gartenpetersilie, *Petroselinum crispum* (Mill.). Sie gehört zur Familie der *Apiaceae* (Umbelliferen). Blattpetersilie ist als glatte und krause Petersilie erhältlich (**Abb. 1.1**). Die Blütenbildung erfolgt bei Petersilie im zweiten Jahr und wird durch einen Kältereiz ausgelöst. Petersilie bevorzugt gemäßigte Temperaturen, sowie eine hohe Luft- und Bodenfeuchte. Sie benötigt tiefgründige, humusreiche und mittelschwere Böden. Leichte Fröste führen an Petersilienblättern nicht zu Schäden, die Wurzel übersteht die Wintertemperaturen in unseren Klimaten in der Regel unbeschadet und treibt im Frühjahr erneut aus.

Da Petersilie als sehr selbstunverträglich gilt, sollte nach einem Anbaujahr auf der gleichen Fläche für mindestens 4 Jahre kein erneuter Anbau erfolgen. Dies gilt auch für andere Pflanzenarten der Familie der *Apiaceae* (KRUG, 1991). Wurden Petersilienwurzeln in den Boden eingearbeitet, erwies sich teilweise selbst der Anbau anderer Gemüsearten als problematisch. Die Aussaat der Petersilie erfolgt ab März bis Juli im Freiland. Der Saatgutbedarf liegt bei etwa 10 kg Saatgut je Hektar. Ausgesät wird in

Reihensaat mit einem Reihenabstand von 25-30 cm. Das Auflaufen des Bestandes erfolgt etwa 3 Wochen nach der Aussaat. Gemäht bzw. gekämmt wird die Petersilie bei Verwertbarkeit der Schnitte drei bis vier mal ab Mai, in Abständen von etwa 4 Wochen. Der Ertrag liegt in der Regel zwischen 6 und 15 Tonnen je Hektar. Mehr als die Hälfte der im Freiland angebauten Petersilie wird im Vertragsanbau für Tiefkühlkost abgesetzt. Dies hat für den Erzeuger den Vorteil, eine garantierte Menge abgenommen zu bekommen und danach seinen Anbau steuern zu können. Die übrige Blattpetersilie geht auf den Frischmarkt.



Abb. 1.1:
Petroselinum crispum (Blattpetersilie): **a** Petersilienbestand; **b** glatte Blätter; **c** krause Blätter; **d** Blütenstände

Im Bundesgebiet wurde im Jahr 2000 Petersilie auf insgesamt 1097 Hektar im Freiland angebaut, während es noch im Jahr 1992 lediglich 819 Hektar waren. Die größte Anbaufläche für Petersilie liegt in Bayern, gefolgt von Nordrhein-Westfalen und Rheinland-Pfalz. In Ostdeutschland wird Freilandpetersilie nur in relativ geringem Umfang produziert (**Abb. 1.2**). In Rheinland-Pfalz prädestinieren die klimatischen Bedingungen die Pfälzer Rheinniederung im Bereich Frankenthal (Bobenheim-Roxheim, Kleinniedesheim) und Schiffer-

stadt (Dannstadt-Schauernheim) für den Petersilienanbau. Auch 90% des gesamten Freilandgemüseanbaus ist in der pfälzischen Rheinebene angesiedelt. 1996 wurden hier 144 Hektar Freilandpetersilie angebaut. Seitdem ist die Steigerung der Anbaufläche nur noch gering. Die Ursache hierfür ist in erster Linie die Begrenzung der Marktgröße der Petersilie, die zum größten Teil im Rahmen eines Vertragsanbaues für Tiefkühlware angebaut wird, während über die Frischvermarktung nur ein geringer Prozentsatz absetzbar ist.



Abb.1.2:

Übersicht über den Umfang des Petersilienanbaues im Jahr 2000 in den Bundesländern Deutschlands. (Zahlen statistisches Bundesamt, 1996 und 2000)

Die *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie tritt zwar weltweit schon seit langem auf, wurde aber in Deutschland erst in den letzten Jahren aufgrund der Ausweitung der Anbaufläche zu einem Problem. Insbesondere im Freiland tritt regelmäßig ein starker Befall auf, der zu erheblichen Einbußen infolge eines verminderten Ertrages und einer schlechten Qualität des Schnittgutes führt.

Bei den Symptomen der Krankheit an den Blättern handelt es sich um Läsionen unterschiedlicher Größe, die häufig an den Blatträndern zu finden sind (**Abb. 1.3**). In diesen entwickeln sich Pyknidien, die Fruchtkörper des Pilzes, in denen die Konidien, sogenannte Pyknosporen, gebildet werden. Bei starkem Befall können sich die Läsionen verbinden

und bei starker Nekrotisierung kommt es zum Absterben und Vertrocknen des ganzen Blattes. Während die Pflanzen zum Zeitpunkt des ersten Schnittes der Petersilie äußerst selten einen ökonomisch relevanten Befall aufweisen, kann das Auftreten der Krankheit bei den folgenden Ernten zu vollständigen Ertragsverlusten führen. In der Praxis breitet sich in regenreichen Jahren der Erreger im Bestand schnell aus, was eine Bekämpfung schwierig macht. Darüber hinaus fehlen zur Zeit ausreichend wirksame Fungizide zur Bekämpfung der Krankheit an der Petersilie.

Die vorliegende Arbeit soll dazu beitragen, das Wissen über die Biologie und Epidemiologie von *Septoria petroselini* zu vergrößern, um damit Lösungsansätze für eine effektive Kontrolle der Krankheit erarbeiten zu können. Dazu wurden Untersuchungen zum Infektionsprozess von *Septoria petroselini* durchgeführt und die Ansprüche des Pathogens an Umweltfaktoren charakterisiert. Erfasst wurden das Auftreten von *Septoria petroselini* an verschiedenen Sorten und Herkünften von *Petroselinum crispum* sowie die Aggressivität unterschiedlicher Isolate des Pathogens. Als dritter Aspekt wurde das Auftreten und die Epidemiologie des Erregers im Freiland beobachtet. Dabei wurden Möglichkeiten der Bekämpfung des Schadpilzes mit Fungiziden geprüft.

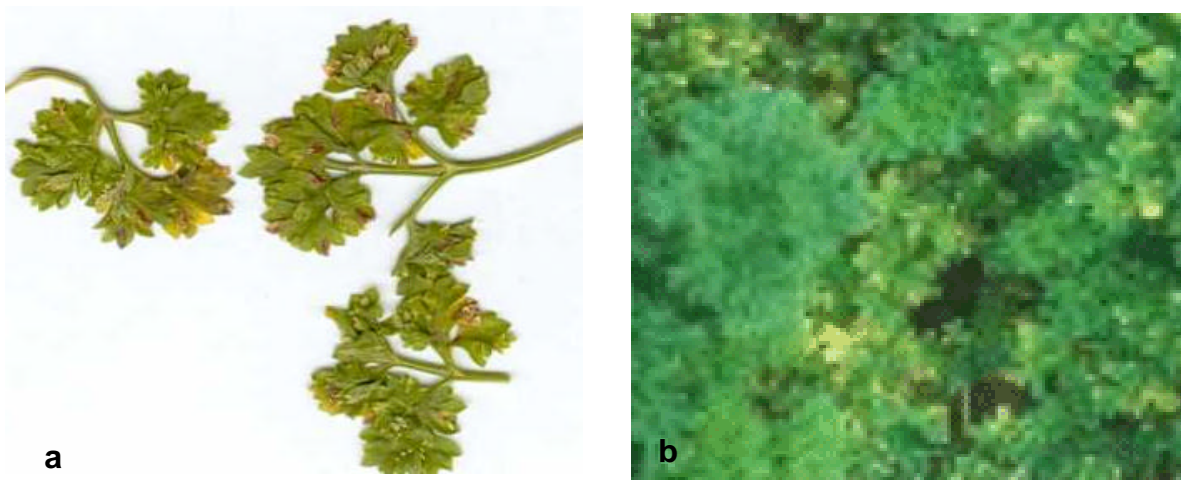


Abb. 1.3: Symptome von *Septoria petroselini* an *Petroselinum crispum*: (a) Befall an Blättern von krauser Petersilie; (b) Befall im Bestand.

2 Material und Methoden

2.1 Versuchsorganismen

2.1.1 Pflanzen

- Wirtspflanzen: *Petroselinum crispum*; (Apiaceae).
"Mooskrause", "Mooskrause 2", "Grüne Perle", "Krausa",
"Gigante d'Italia", "Lange Glatte", "Triplex", "Einfache
Schnitt", "Bravour".
- weitere Pflanzenarten: *Daucus carota* (Wilde Möhre), *Carum carvi* (Kümmel), *Api-
um graveolens* (Sellerie), *Foeniculum vulgare* (Fenchel),
Pastinaca sativa (Pastinake), *Anthriscus sylvestris* (Wie-
senkerbel), *Aegopodium podagraria* (Giersch), *Aethusa cy-
napium* (Hundspetersilie); (Apiaceae).
Cirsium arvense (Ackerkratzdistel), *Anthemis arvensis* (A-
cker-Hundskamille), *Senecio vulgaris* (Gemeines Kreuz-
kraut); (Asteraceae).
Euphorbia helioscopia (Sonnenwend-Wolfsmilch);
(Euphorbiaceae).
Stellaria media (Vogelsternmiere); (Caryophyllaceae).
Viola arvensis (Gewöhnliches Stiefmütterchen); (Viola-
ceae).
Veronica arvensis (Feld-Ehrenpreis), *Veronica hederifolia*
(Efeublättriger Ehrenpreis); (Scrophulariaceae).
Urtica urens (Kleine Brennessel); (Urticaceae).
Polygonum aviculare (Vogelknöterich), *Polygonum persica*
(Flohknöterich); (Polygonaceae).
Myosotis arvensis (Acker-Vergißmeinnicht); (Boragina-
ceae).
Convolvulus arvensis (Ackerwinde); (Convolvulaceae).
Anagallis arvensis (Acker-Gauchheil); (Primulaceae).
Mercurialis annua (Einjähriges Bingelkraut); (Buxaceae).
Amaranthus retroflexus (Zurückgebogener Fuchsschwanz),
Amaranthus caudatus (Garten-Fuchsschwanz), *Amaranthus
chlorostachys* (Grünähriger Fuchsschwanz); (Amarantha-
ceae).

Chenopodium album (Weißer Gänsefuß); (Chenopodiaceae).

Fumaria officinalis (Gemeiner Erdrauch); (Fumariaceae).

Thlaspi arvense (Acker-Hellerkraut); (Brassicaceae).

2.1.2 Pathogen

Septoria petroselini Desm.

Es wurde mit Freilandisolaten unterschiedlicher Herkunft gearbeitet. Die Isolate stammten aus Kleinmachnow, Biologische Bundesanstalt (9); Aschersleben, Bundesanstalt für Züchtungsforschung (5); Bobenheim-Roxheim (1) und Kleinmiedesheim (1).

2.2 Anzucht der Versuchspflanzen

Die Aussaat der Petersilie erfolgte in runde Plastikpflanztöpfe oder Jiffy-Pots (4x4x5 cm). Als Substrat wurde Fruhstorfer Feinerde vom Typ N verwendet, die vor der Aussaat gesiebt wurde, um grobe Pflanzen- und Erdreste zu entfernen. Das Petersilien-saatgut stammte von verschiedenen Züchtern bzw. Anbietern und wurde vor dem Aussäen auf Befall mit *Septoria petroselini* untersucht. Falls nicht anders angegeben, wurde solches ohne mikroskopisch erkennbaren Befall mit *Septoria petroselini* benutzt. Vor der Aussaat wurde jeweils ein Keimtest durchgeführt. Die Anzucht der Pflanzen erfolgte über 4-8 Wochen im Gewächshaus. Die Petersilie wurde wöchentlich mit flüssigem Volldünger (Substral) gedüngt.

Es standen verschiedene Gewächshäuser für die Anzucht der Pflanzen und die Durchführung der Versuche zur Verfügung. Die Pflanzen konnten nach der Inokulation separat aufgestellt werden, so dass eine ungewollte Kontamination mit *Septoria petroselini* bei Pflanzen in der Anzuchtphase verhindert wurde. Das Gießen der inokulierten Pflanzen erfolgte, soweit nicht anders angegeben, mittels einer Brause Über-Kopf.

Das Saatgut der Wildkräuter wurde über den Saatguthandel bezogen. Handelte es sich um eine Pflanzenart, für die kein Saatgut im Handel erhältlich war, wurden Pflanzen aus dem Freiland entnommen, in Töpfe gepflanzt und nach 4-6 Wochen inokuliert.

2.3 Kultur von *Septoria petroselini*

Die Kultur von *Septoria petroselini* erfolgte zunächst auf unterschiedlichen festen Agar-Nährböden (1,5%). Dabei handelte es sich um Gemüsesaftagar (Albi-Gemüsesaft, 100, 200 bzw. 400 ml/l), Petersilienagar (200 ml Petersiliensaft/l), Malzagar (5, 15 bzw. 25 gr Malzpulver/l), Czapek-Dox-Fertigagar (Difco), Erdagar (100, 200 und 400 g Blumenerde/l) und Möhrensaftagar (330 ml Möhrensaft/l).

Kulturen von *S.petroselini* wurden, wenn nicht anders angegeben, auf 2%igem Möhrensaft-Agar angelegt, dem Streptomycinsulfat (100 ppm) zugefügt wurde. Die Zeitspanne zwischen dem Umimpfen betrug bei Aufbewahrung der Kulturen bei 8-10°C bis zu acht Wochen. Zusätzlich wurden als Dauerkulturen Schrägröhrchenkulturen auf Möhrensaftagar (2%) angelegt, sowie mit dem Pilz beimpfte Agarstücke eingefroren. Diese wurden nach dem Auftauen mit einem Mörser zerkleinert und anschließend auf Agar aufgebracht. Einmal jährlich fand zum Erhalt der Infektiosität eine Reisolation des Pilzes bzw. der Isolate nach Passage über die Wirtspflanze statt.

2.4 Isolation von *Septoria petroselini*

2.4.1 Sporen von Blattmaterial aus dem Freiland

Für die Isolation wurden zunächst Blätter von Freilandpflanzen entnommen, die deutliche Symptome der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit zeigten und auf denen der Pilz bereits reife Pyknidien gebildet hatte. Dieses Blattmaterial wurde gewaschen, mit 70%igem Alkohol desinfiziert und auf nassem Filterpapier in eine Feuchte-Kammer ausgelegt. Dort verblieb es zwischen zwei und fünf Tagen, bis unter dem Binokular ein Sporenaustritt aus den Pyknidien festgestellt werden konnte. Dieser ausgetretene Sporenschleim wurde mittels einer Impföse auf Möhrensaftagar übertragen (**Abb. 2.1**).

2.4.2 Sporen von infiziertem Saatgut

Befallenes Saatgut wurde für 2-5 Tage in einer Feuchte-Kammer auf Filterpapier ausgelegt. Da es an den Pyknidien, die an Saatgut gebildet wurden, nie zu einem Austreten von Sporenschleim kam, wurde nach Oberflächendesinfektion des Samenkorns mit 70%igem Alkohol ein reifes Pyknidium angestochen und das anhaftende Material auf Möhrensaftagar ausgestrichen.

**Abb. 2.1:**

Dauerkultur von *Septoria petroselini* mit Pyknidien, aus denen sporenhaltiger Schleim austritt, auf Möhrensaftagar.

2.5 Inokulation von Pflanzen mit *Septoria petroselini*

2.5.1 Herstellung des Inokulums

Als Inokulum wurden Sporensuspensionen von *Septoria petroselini* verwendet. Die Einstellung auf die erforderliche Sporenkonzentration erfolgte mit Hilfe einer Thoma-Kammer. In Abhängigkeit von der Inokulumquelle wurden die Sporensuspensionen auf unterschiedliche Weise hergestellt.

Von sporulierenden *Septoria*-Kulturen auf festen Nährböden wurden Sporen mittels einer Impföse in ein Reagenzröhrchen mit destilliertem Wasser übertragen. Myzel wurde von *Septoria*-Kulturen, die keine Sporulation zeigten, mittels einer Pinzette abgezupft und in destilliertes Wasser gegeben.

Getrocknetes Schnittgut oder frisches Freilandmaterial mit Befall von *S.petroselini* wurde mit einem Messer grob zerkleinert und anschließend für 24 Stunden mit Wasser aufgeschwemmt. Nach dieser Zeit befanden sich die meisten Sporen, sowie Myzel von *S.petroselini* im Wasser. Das Pflanzenmaterial wurde durch Sieben entfernt.

Saatgut mit *Septoria petroselini*-Befall wurde für einige Tage in einer Feuchte-Kammer auf Filterpapier ausgelegt. Anschließend wurden die Samenkörner in ein Reagenzglas

mit sterilem destilliertem Wasser gegeben und für 24 Stunden dort belassen. Nach dem Absieben der Samenkörner wurde die Sporensuspension gewonnen.

2.5.2 Applikation des Inokulums

Für die Applikation des Inokulums wurde eine Handsprühflasche verwendet. Die Pflanzen wurden einzeln tropfnass mit Sporensuspension besprüht. Danach, soweit nicht anders beschrieben, wurden sie bei 100% Luftfeuchte für 3 Tage inkubiert, anschließend tagsüber im Gewächshaus gehalten, nachts aber weiterhin bei 100% Luftfeuchte kultiviert.

Zusätzlich wurden Versuche unter kontrollierten Klimabedingungen durchgeführt. Dabei wurden die Pflanzen bei einer Licht-Dunkelperiode von jeweils 12 Stunden, Temperaturen zwischen 16°C und 30°C und einer Luftfeuchtigkeit von 65-95% aufgestellt. Da in den Klimaschränken durch die Luftzirkulation die erforderliche Luftfeuchtigkeit nicht immer gewährleistet war, wurden die Pflanzen, soweit nicht anders angegeben, zusätzlich während der gesamten Versuchsdauer unter Folie inkubiert bzw. mehrmals täglich mittels einer Handsprühflasche mit Wasser benetzt, um ein Austrocknen zu verhindern.

Abgetrennte Petersilienblätter wurden vor der Inokulation mit 70%igem Alkohol auf beiden Seiten oberflächlich desinfiziert und auf feuchtem Filterpapier ausgelegt. Da sich die meisten Spaltöffnungen bei der Petersilie auf der Blattunterseite befinden, kam diese oben zu liegen. Sporensuspension wurde mittels einer Pipette aufgetropft, die Petrischalen zur Erhaltung einer ausreichenden Feuchtigkeit mit Parafilm verschlossen und bis zur Auswertung im Brutschrank unter Tageslicht aufbewahrt.

Die Inokulation von Petersilie im Freiland erfolgte, soweit nicht anders angegeben, durch Einstreuen von getrocknetem Schnittgut mit *Septoria petroselini*- Befall aus dem Vorjahr.

2.6 Erfassung des Befalls mit *Septoria petroselini*

2.6.1 Blattbefall

Sowohl an Pflanzen im Gewächshaus als auch im Freiland wurden die Befallshäufigkeit und die Befallsstärke von *Septoria petroselini* erfasst. Die Stärke des Befalls wurde mit Hilfe eines Boniturschemas geschätzt, welches ursprünglich für die Erfassung von Blattbefall bei Möhren entwickelt worden war (**Abb. 2.2**).

In den Freilandversuchen wurden die Petersilienbestände in Reihensaat angelegt. Hierdurch war es unmöglich einzelne Pflanzen zu bonitieren. Die Bonitur wurde daher je Wedel vorgenommen. Jeder Stiel, von der Grundrosette ausgehend, bildete eine Bonitureinheit (**Abb. 2.3**).



Abb. 2.2:

Schema zur Bonitur des Befalls mit *Septoria petroselini* an Blättern von *Petroselinum crispum* nach dem Boniturschlüssel für Möhren auf Befall mit *Alternaria dauci* (nach Strandberg, J. O., 1988).



Abb. 2.3:

Wedel von krauser *Petroselinum crispum*, der eine Bonitureinheit bildete.

2.6.2 Saatgutbefall

Samenkörner von Petersilie (2 x 100) wurden für zwei Tage in eine Feuchtekammer ausgelegt und anschließend unter dem Binokular auf das Vorhandensein von Pyknidien untersucht. Der Befall wurde in vier unterschiedliche Klassen eingeteilt (**Tab. 2.1**). Aus diesen Befallsklassen erfolgte die Ermittlung eines Befallswertes, der zum Vergleich der Proben untereinander diente (**Tab. 2.2**).

Die Saatgutproben, an denen Pyknidien auftraten, wurden auf das Vorhandensein von Sporen untersucht, indem die Pyknidien auf dem Objektträger gequetscht und unter dem Lichtmikroskop betrachtet wurden.

Tab. 2.1:

Einteilung des Saatgutbefalls in Befallsklassen anhand der Pyknidien von *Septoria petroselini* auf der Samenschale von *Petroselinum crispum*.

Befallsklasse	Stärke des Befalls
1	kein Befall
2	einzelne Pyknidien auf der Samenschale
3	bis zur Hälfte der Testa mit Pyknidien besetzt
4	mehr als die Hälfte der Testa mit Pyknidien besetzt

Tab. 2.2:

Errechnung des Befallswertes von *Septoria petroselini* an *Petroselinum crispum* anhand der Befallsklassen.

Befallswert = $(w + 2x + 3y + 4z)/(w + x + y + z)$	
w	Anzahl Samenkörner in Klasse 1
x	Anzahl Samenkörner in Klasse 2
y	Anzahl Samenkörner in Klasse 3
z	Anzahl Samenkörner in Klasse 4

2.7 Mikroskopische Untersuchungen

Die Mikroskopie von pilzlichen Strukturen wie Sporen und Myzel, auch auf der Oberfläche von Blättern, Stängeln, Wurzeln und Samen von Petersilie wurde mittels Licht- und Fluoreszenzmikroskopie durchgeführt.

Die mikroskopischen Untersuchungen wurden mit einem Leitz DMRP Photomikroskop (Leica, Bensheim) durchgeführt, welches über fünf PL Fluotar Objektive mit den Vergrößerungen 5-, 10-, 20-, 40- und 100-fach verfügte. Für die Aufnahmen wurde eine digitale Kamera (Hitachi HV-C20A, Düsseldorf) mit der Software Discus Version 4.20 (Hilgers, Königswinter) verwendet.

2.7.1 Vitalpräparate

Zur Mikroskopie von Sprossteilen der Petersilie sowie von Saatgut wurden Hand-schnitte hergestellt. Die Entwicklung von *Septoria petroselini* auf Möhrensaftagar wurde auf mit diesem Nährmedium beschichteten Objektträgern dokumentiert. Die Objektträger wurden in Glaspetrischalen gelegt und diese bei 121°C für 15 Minuten autoklaviert. Anschließend wurde unter der Sterilbank 2%iger Möhrensaftagar auf die Objektträger gegeben, bis auf ihnen ein dünner Film entstand. Nach dem Erkalten des Nährbodens wurden Sporen von *S. petroselini* darauf ausgestrichen.

2.7.2 Fixierung von Totalpräparaten

Um die Entwicklung von *S. petroselini* in Pflanzenmaterial verfolgen zu können, wurden inokulierte Pflanzenteile fixiert. Das Blattmaterial wurde in einer Chloralhydratlösung (250 g in 100 ml Aqua dest. gelöst) für mindestens 3 Tage bei Raumtemperatur bis zur vollständigen Entfärbung der Blätter fixiert und aufgehellt. Das Saatgut verblieb für mindestens 2 Wochen in der Lösung, um eine ausreichende Aufhellung zu erreichen.

2.7.3 Färbetechniken

Vital und Totalpräparate wurden zur oberflächlichen Mikroskopie auf einen Objektträger gebracht und mit Wasser oder einer 0,1%igen Calcofluorlösung betropft.

Die Entwicklung von *S. petroselini* in Blattgewebe wurde an Präparaten beobachtet, die nach der Fixierung mit Lactophenol-Anilinblau gefärbt wurden. Die verwendete Färbelösung setzte sich zusammen wie folgt:

Phenol	10 ml
Glycerin	10 ml
Milchsäure	10 ml

A. dest. 10 ml

Anilinblau 0,02 g

Die entfärbten Präparate wurden eine Stunde in der Lösung gefärbt, mit Wasser abgespült und in 50%igem Glycerinwasser mikroskopiert.

2.8 Untersuchungen an Freilandpflanzen

2.8.1 Kleinparzellenversuche

Die Versuche wurden als randomisierte Blockversuchsanlage mit einer unterschiedlichen Anzahl von Versuchsvarianten und jeweils 4 Wiederholungen angelegt. Die Saatabstände, Reihenabstände und die Anlage von Beregnungsgassen variierten in den Versuchsjahren an den verschiedenen Standorten. Die Aussaat erfolgte in Reihensaat mittels Einzelkornsägerät. Die Petersilie wurde entweder, dort wo das Schnittgut von den Flächen entfernt werden sollte, mit einem Rasenmäher mit Auf-fangeinrichtung gemäht oder dort, wo das Schnittgut verbleiben konnte, gemulcht.

Notwendige Pflanzenschutzanwendungen wurden mit einer Druckluftspritze vom Typ Gloria 141 T an der LPP in Mainz bzw. mit einem tragbaren Parzellenspritzgerät vom Typ Schachtner an der SLFA Neustadt durchgeführt. Weitere Pflanzenschutzanwendungen sowie die Düngung der Flächen erfolgten kulturtypisch und praxisüblich. Bewässert wurde mittels bedarfsorientierter Über-Kopf-Bewässerung. Als Versuchsfungizid wurde das azolhaltige Präparat Bardos (Syngenta Agro GmbH) mit einer Aufwandmenge von 1l/ha eingesetzt.

2.8.2 Großparzellenversuche

Inmitten von Praxisflächen landwirtschaftlicher Betriebe wurden unbehandelte Versuchsflächen hineingelegt. Die Größe der Versuchsflächen betrug 25 m². Auf den Praxisflächen wurde von den Landwirten Pflanzenschutz mit den zur Verfügung stehenden Fungiziden durchgeführt. Zugelassen als Fungizid gegen *Septoria petroselini* ist Polyram WG mit einer Aufwandmenge von 1,8 kg/ha (BASF AG). Düngung und Beernung erfolgten ebenfalls durch den Landwirt.

2.9 Statistische Auswertung der Versuche

Die Eingabe der Daten und die Erstellung von Diagrammen erfolgte mit dem Windows-Programm Excel in den jeweils aktuellen Versionen. Die statistische Auswertung wurde mit SPSS durchgeführt. Für die Mittelwertvergleiche wurde der Tukey-B-Test mit einem Signifikanzlevel von 0,05% herangezogen. In den Fällen des Vergleiches der Flächen, die mit Pflanzenschutzmitteln behandelt wurden, zu nicht behandelten Flächen wurde der LSD-Test mit einem Signifikanzlevel von 0,05% angewendet.

3 Ergebnisse

3.1 Symptome der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Gartenpetersilie

Septoria petroselini verursachte nach der Inokulation mit einer Sporensuspension eindeutige Schadsymptome an den Petersilienpflanzen. Es handelte sich um Läsionen, die von wenigen Millimetern Größe bis zu fast einem Zentimeter reichten und bei starkem Befall zusammenliefen. Innerhalb dieser Läsionen waren teilweise mit bloßem Auge Pyknidien als kleine schwarze Punkte zu erkennen (**Abb. 3.1**). Bei starkem Befall begannen die Blätter zu welken und starben frühzeitig ab. Der Befall reichte von der Infektion einzelner Pflanzen bis zu einer Befallsstärke, die zum Totalausfall ganzer Schnitte führen konnte.



Abb. 3.1:

Septoria petroselini an Blättern von *Petroselinum crispum*. (Pfeile markieren die typischen Läsionen, in denen die Pyknidien zu finden sind).

3.2 Vorkommen von *Septoria petroselini* an Wildkräutern

Arten, die als Wirtspflanzen für *Septoria petroselini* in Frage kommen, wurden mit einem Gemisch aus drei unterschiedlichen Isolaten inokuliert. Die in der Tabelle 3.1 aufgeführten Pflanzen deckten das Spektrum der häufig vorkommenden Arten von Wildkräutern auf für den Petersilieanbau genutzten landwirtschaftlichen Nutzflächen weitgehend ab.

Sämtliche Wildkräuterarten außer Wilder Möhre, Kümmel, Giersch, Pastinak und Wiesenerkerbel wurden auch auf den Versuchsflächen gefunden. Diese Wildkräuter, sowie der Sellerie, gehören wie auch die Petersilie zur Familie der Apiaceen. Auch wenn bei der mikroskopischen Untersuchung der inokulierten Blätter zwischen 12 und 72 Stunden nach der Inokulation ein Auskeimen der Sporen zu beobachten war, konnten nach 21 Tagen bei keiner der untersuchten Pflanzenarten Symptome der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit festgestellt werden. Inokulierte Petersilienpflanzen dagegen (*Petroselinum crispum*) zeigten regelmäßig einen Blattbefall zwischen 3-5%.

Tabelle 3.1:

Auftreten von Symptomen der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Ackerwildkräutern 21 Tage nach Inokulation mit *Septoria petroselini* (Sporengemisch aus 3 unterschiedlichen Isolaten mit 100.000 Sporen/ml, dauerfeuchte Bedingungen, Temperatur 24/18°C; je 3 Pflanzöpfe).

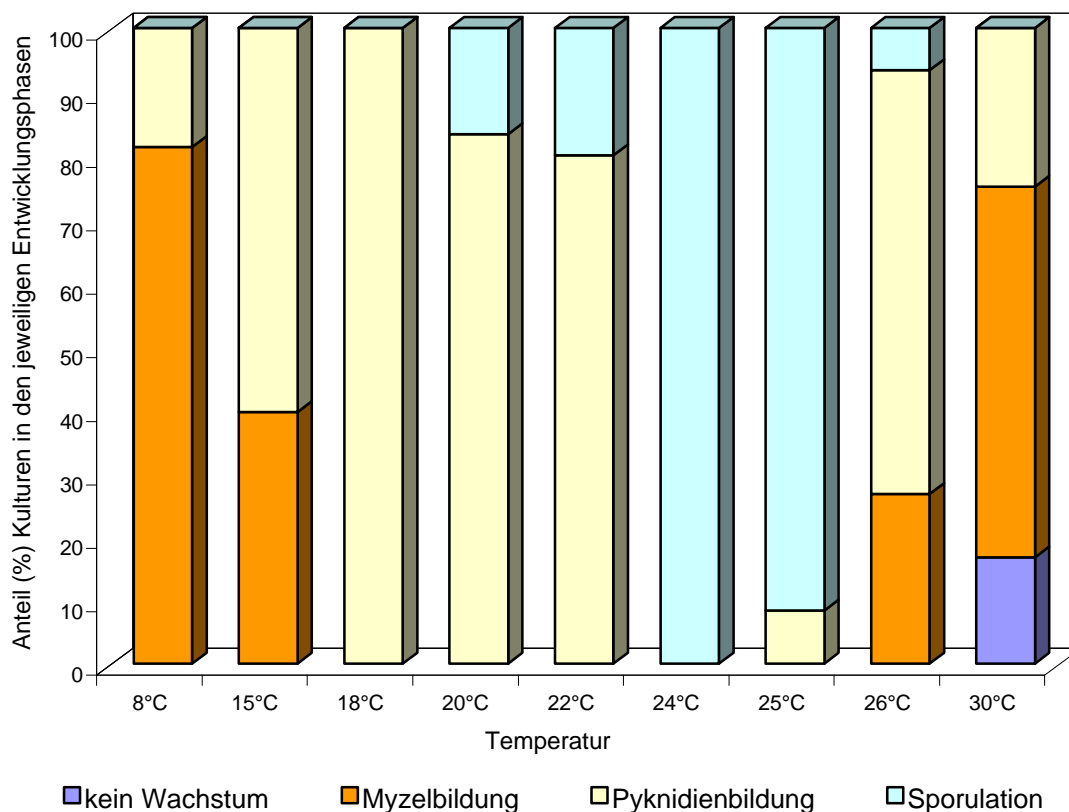
Wildkräuterart	bot. Name	Auftreten
Ackerhellerkraut	<i>Thlaspi arvense</i>	kein Befall
Acker-Hundskamille	<i>Anthemis arvensis</i>	kein Befall
Ackerkratzdistel	<i>Cirsium arvense</i>	kein Befall
Acker-Vergißmeinnicht	<i>Myosotis arvensis</i>	kein Befall
Ackerwinde	<i>Convolvulus arvensis</i>	kein Befall
Amaranth-Arten (3)	<i>Amaranthus spp.</i>	kein Befall
Efeublättriges Ehrenpreis	<i>Veronica hederifolia</i>	kein Befall
Einjähriges Bingelkraut	<i>Mercurialis annua</i>	kein Befall
Feld-Ehrenpreis	<i>Veronica arvensis</i>	kein Befall
Fenchel	<i>Foeniculum vulgare</i>	kein Befall
Flohknöterich	<i>Polygonum persicaria</i>	kein Befall
Gauchheil	<i>Anagallis arvensis</i>	kein Befall
Gemeiner Erdrauch	<i>Fumaria officinalis</i>	kein Befall
Gemeines Kreuzkraut	<i>Senecio vulgaris</i>	kein Befall
Gewöhnliches Stiefmütterchen	<i>Viola arvensis</i>	kein Befall
Giersch	<i>Aegopodium podagraria</i>	kein Befall
Hundspetersilie	<i>Aethusa cynapium</i>	kein Befall
Kleine Brennessel	<i>Urtica urens</i>	kein Befall
Kümmel	<i>Carum carvi</i>	kein Befall
Pastinak	<i>Pastinaca sativa</i>	kein Befall
Sellerie	<i>Apium graveolens</i>	kein Befall
Sonnenwend-Wolfsmilch	<i>Euphorbia helioscopa</i>	kein Befall
Vogelknöterich	<i>Polygonum aviculare</i>	kein Befall
Vogelmiere	<i>Stellaria media</i>	kein Befall
Weißer Gänsefuß	<i>Chenopodium album</i>	kein Befall
Wiesenkerbel	<i>Anthriscus sylvestris</i>	kein Befall
Wilde Möhre	<i>Daucus carota</i>	kein Befall

3.3 Entwicklung von *Septoria petroselini* auf Nährboden in Abhängigkeit von Umweltfaktoren

Um zu prüfen, welche Bedeutung die Umweltfaktoren Temperatur, Lichtverhältnisse und pH-Wert auf die Entwicklung von *S. petroselini* haben, wurden *in vitro* Untersuchungen auf Nähragar mit einer Konzentration von 33% Möhrensaft durchgeführt. Die Auswertung der Versuche erfolgte nach 12 Tagen. Da sich die geprüften Isolate sehr ähnlich verhielten, wurden die Ergebnisse bei der Auswertung zusammengefasst. Die Einzeldaten sind den Tabellen 7.1 und 7.2 im Anhang zu entnehmen.

3.3.1 Einfluss von Temperatur

Das Wachstum von *Septoria petroselini* wurde im Temperaturbereich zwischen 8°C und 30°C unter Dauerlicht-Bedingungen überprüft. Die Sporen von *Septoria petroselini* zeigten nach dem Auskeimen ein ausgeprägtes Myzelwachstum, auf das unter günstigen Bedingungen eine schnelle Pyknidienbildung folgte, die in einer Freisetzung von Sporen resultierte. Diese Entwicklung bis zum Sporulationsbeginn der neugebildeten Pyknosporen vollzog sich am schnellsten bei einer Temperatur von 24-25°C (**Grafik 3.1**). Bei höheren bzw. niedrigeren Temperaturen verlangsamte sich diese Entwicklung. Bei einer Temperatur von 30°C war das Wachstum stark eingeschränkt. Die bei dieser Temperatur gebildeten Pyknidien befanden sich im Anfangsstadium der Entwicklung, erkennbar durch geringe Größe und hyalines Aussehen, während die übrigen Pyknidien bereits größer und dunkel waren. Außer bei 8°C und 30°C setzte nach unterschiedlich langer Kulturdauer eine Sporulation innerhalb von 12 Tagen ein. Zum Zeitpunkt der Sporulation waren in jedem Fall auch Myzel und Pyknidien vorhanden.

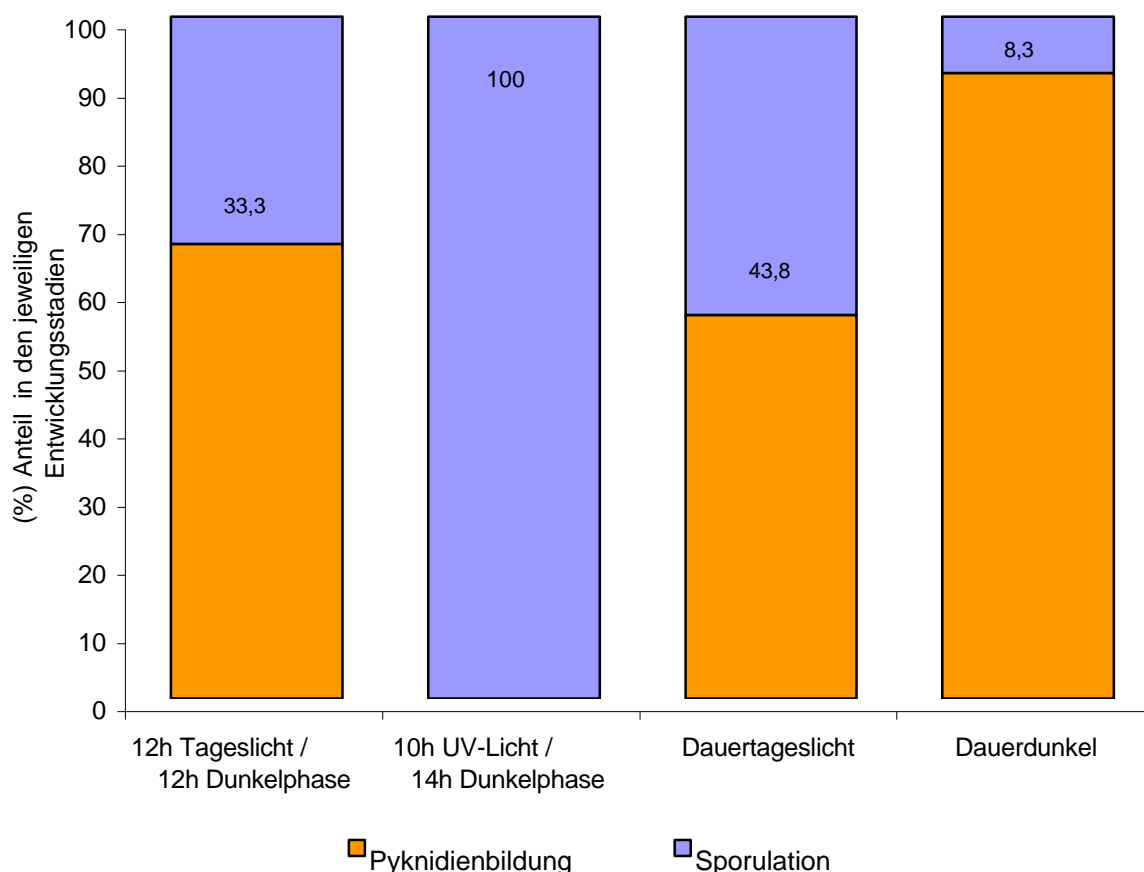


Grafik 3.1: Einfluss der Temperatur auf die Myzel- und Sporenbildung von *Septoria petroselinii* auf Möhrensaftagar (Auswertung nach 12 Tagen, n = 21).

Das Myzelwachstum von *S. petroselinii* bei unterschiedlichen Temperaturen wurde 24, 48 und 72 Stunden nach dem Ausplattieren auf Möhrensaftagar mikroskopisch beobachtet. Bereits nach 72 Stunden hatten sich im Temperaturbereich zwischen 18°C und 26°C Pyknidien gebildet. Bei 28°C konnte in den ersten 24 Stunden ein Auskeimen der Sporen beobachtet werden, nach 72 Stunden war aber kein weiteres Wachstum mehr festzustellen. Für den übrigen Temperaturbereich war eine eindeutige Abgrenzung der Entwicklungsgeschwindigkeit bei den jeweiligen Temperaturen schwierig, da es durch die Bildung von mehreren Keimschläuchen nicht gelang, das Wachstum des Myzels zu quantifizieren.

3.3.2 Einfluss von Licht

Lichtdauer und Lichtart wurden variiert. Bei der im Versuch gewählten Temperatur von 24°C erfolgte unabhängig von den Lichtverhältnissen immer eine Pyknidienbildung. In den Varianten mit Dauertageslicht oder einem Tag- Nachtwechsel von jeweils 12 Stunden hatte zum Zeitpunkt der Auswertung die Sporulation bei einem Teil der Pyknidien eingesetzt (**Grafik 3.2**). Bei Inkubation unter UV-Licht für 10 Stunden in Kombination mit einer Dunkelperiode von 14 Stunden zeigte sich eine deutlich schnellere Entwicklung mit früher einsetzender Sporulation als unter den übrigen Bedingungen. Am längsten dauerte es im Dauerdunkel bis es zur Sporulation kam, sodass hier nach 12 Tagen nur wenige Pyknidien gefunden wurden, die bereits Konidien freigesetzt hatten. Unter diesen Bedingungen fand jedoch ein verstärktes Myzelwachstum statt.



Grafik 3.2:

Einfluss von Licht auf die Entwicklung von *Septoria petroselini* auf Möhrensaftagar bei 24°C (Auswertung nach 12 Tagen, n = 21).

3.3.3 Einfluss des pH-Wertes

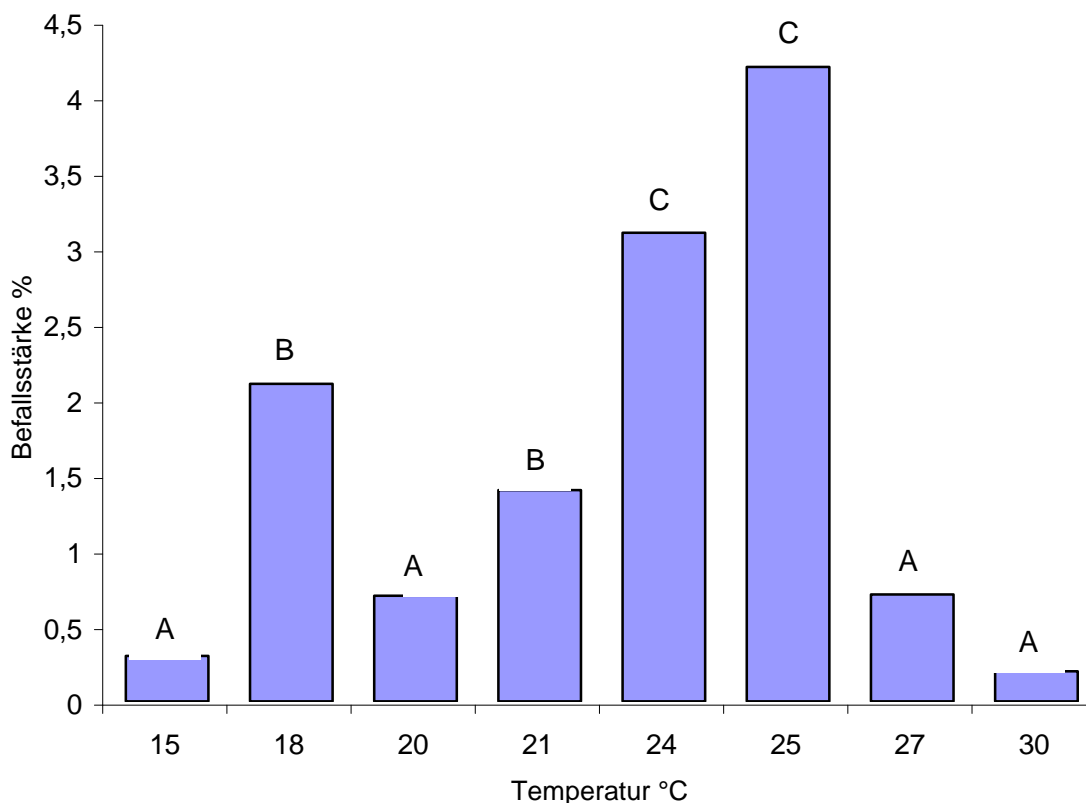
Bei pH-Werten des Agars zwischen 4 und 9 entwickelten sich Pyknidien, bei einem pH-Wert von 3 bildete *S. petroselini* nur noch Myzel. Erst bei den extremen pH-Werten von 2 bzw. 11 konnte auch kein Myzelwachstum der Pilze mehr festgestellt werden.

3.4 Entwicklung von *Septoria petroselini* an Gartenpetersilie

3.4.1 Blattbefall in Abhängigkeit von Temperatur und Luftfeuchte

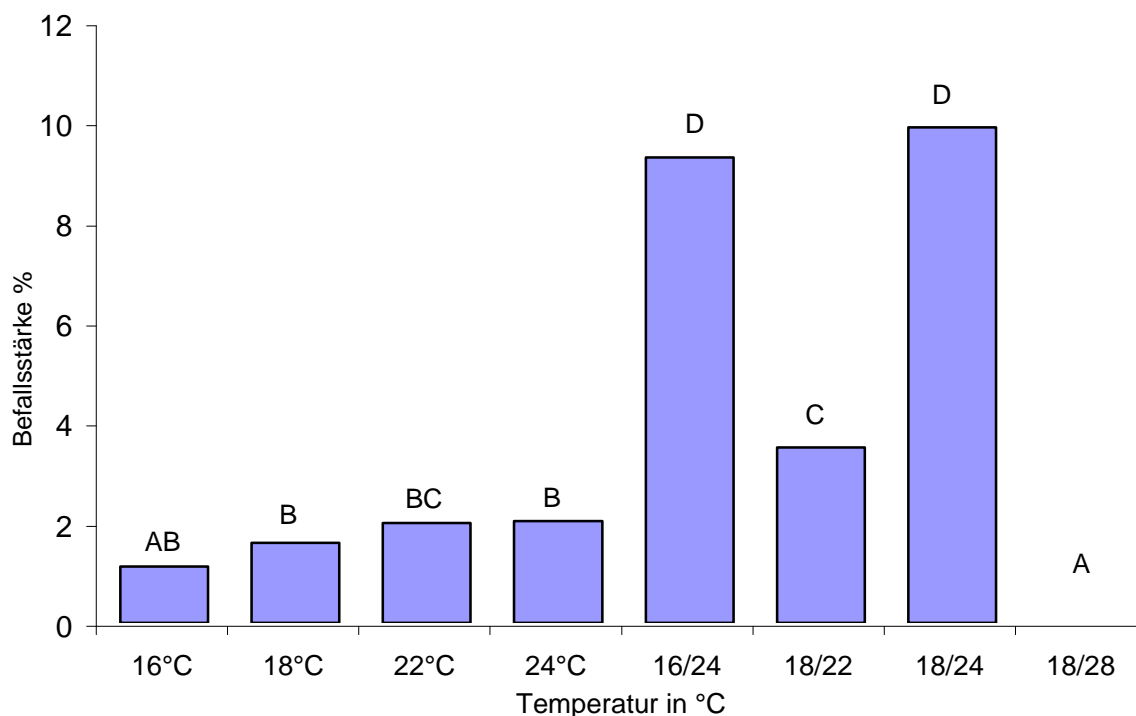
Das Temperaturoptimum für die Entwicklung von *Septoria petroselini* an Petersilienpflanzen sollte ermittelt werden. Dazu wurden die Petersilienpflanzen während der gesamten Versuchsdauer bei einer Luftfeuchtigkeit von 100% kultiviert.

Die höchste Befallsstärke wurde bei 25°C erreicht. Bei 18°C und 21 °C zeigten die Pflanzen einen signifikant höheren Befall als bei 27°C. Bei einer Temperatur von 30°C fand keine nennenswerte Befallsentwicklung statt (**Grafik 3.3**). Bei einer Temperatur von 18°C wurden nach 11 Tagen erste Symptome beobachtet, bei 21°C bis 27°C waren sie bereits nach 9 Tagen sichtbar. Bei 30°C konnten nach 10 Tagen erste Symptome beobachtet werden.

**Grafik 3.3:**

Einfluss der Temperatur unter dauerfeuchten Bedingungen auf den Befall durch *Septoria petroselini* an *Petroselinum crispum* 14 Tage nach Inokulation (n = 32 Pflanzen, Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

Des Weiteren wurden die Auswirkungen wechselnder Temperaturen während der Inokulationszeit auf den Blattbefall mit *Septoria petroselini* untersucht. Alle Pflanzen zeigten 14 Tage nach Inokulation mit *S. petroselini* deutliche Symptome (**Grafik 3.4**). Eine Ausnahme bildeten die Pflanzen, die bei einer Temperatur von 28°C am Tag und 18°C in der Nacht aufgestellt worden waren. Die höchsten Befallsstärken traten bei Wechseltemperaturen von 24/16°C bzw. 24/18°C auf. Bei wechselnden Temperaturen von Tag und Nacht wurden höhere Befallsstärken erreicht als bei konstanten Temperaturen.

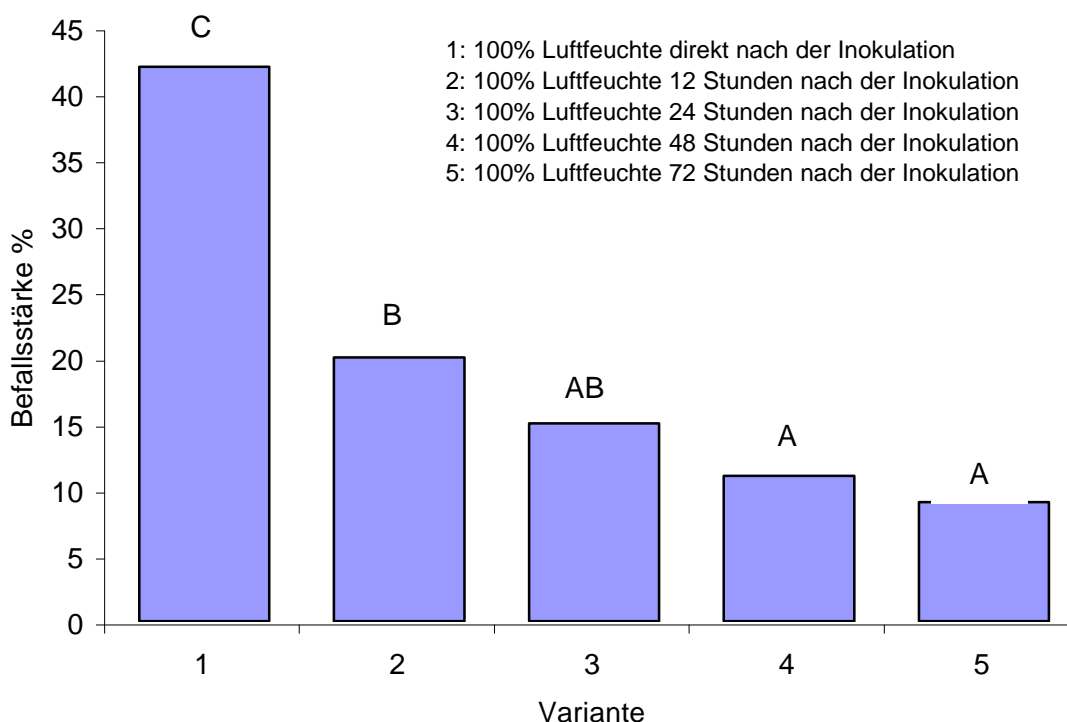


Grafik 3.4:

Einfluss wechselnder Temperaturen unter dauerfeuchten Bedingungen auf den Befall durch *Septoria petroselini* an *Petroselinum crispum* 14 Tage nach Inokulation (n = 32 Pflanzen, Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

Um Rückschlüsse über Infektionswahrscheinlichkeit und Befallsentwicklung im Freiland ziehen zu können, war es notwendig, den Einfluss der Luftfeuchtigkeit auf den Befall mit *Septoria petroselini* an Petersilienpflanzen zu untersuchen.

Petersilienpflanzen wurden in unterschiedlichen Zeitabständen nach der Inokulation bei 100% Luftfeuchtigkeit inkubiert. Eine hohe Luftfeuchtigkeit direkt nach der Inokulation förderte den Blattbefall mit dem Pilz. Mit zunehmender Zeit nach der Inokulation, die bis zur Erhöhung der Luftfeuchte verging, sanken sowohl die Befallshäufigkeit als auch die Befallsstärke (**Grafik 3.5**). Es war jedoch auch zu erkennen, dass bei einer längeren Trockenphase nach der Inokulation eine hohe Befallsstärke zu erreichen war.

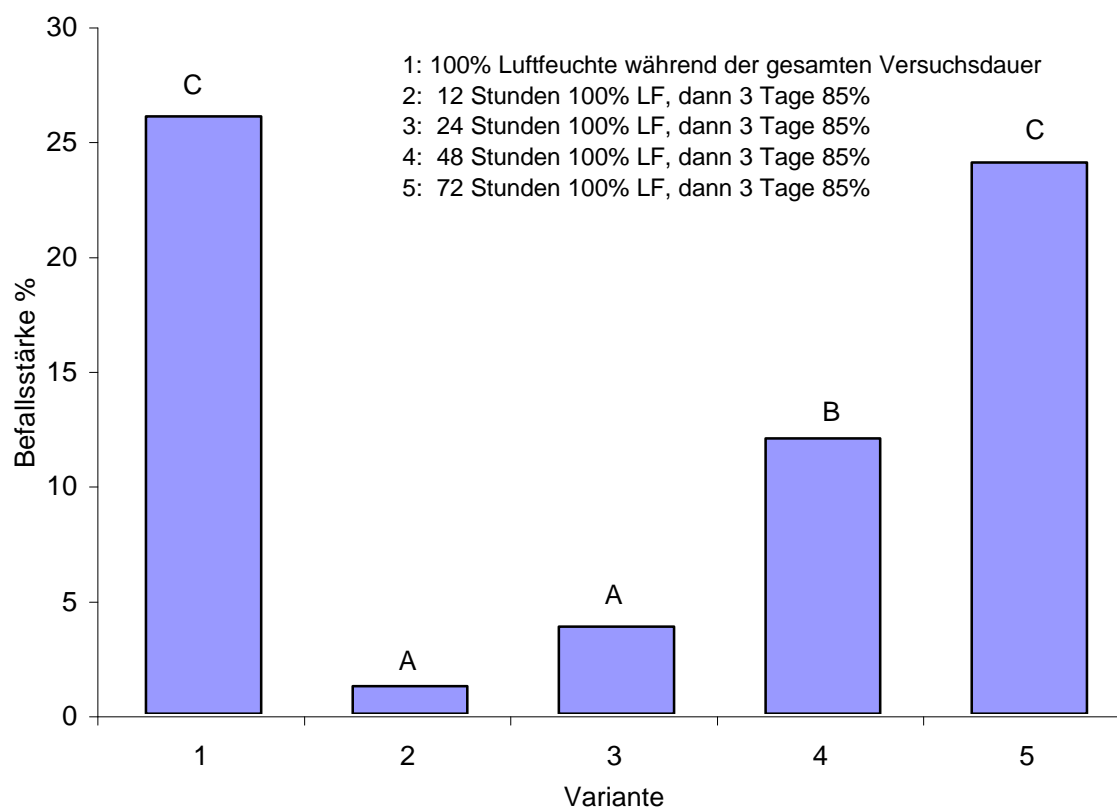


Grafik 3.5:

Einfluss von unterschiedlichen Feuchtigkeitsverhältnissen auf den Blattbefall durch *Septoria petroselini* an Petersilienpflanzen nach der Inokulation mit 100 000 Sporen/ml (Auswertung nach 21 Tagen. Temperatur 22°C Tag, 18°C Nacht. n = 50. Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

Um eine Aussage über wahrscheinliche Infektionszeitpunkte treffen zu können, ist es notwendig zu wissen, wie sich eine zeitweilige Unterbrechung der Luftfeuchtigkeit auf unterschiedliche Entwicklungsstadien von *S. petroselini* auswirkt.

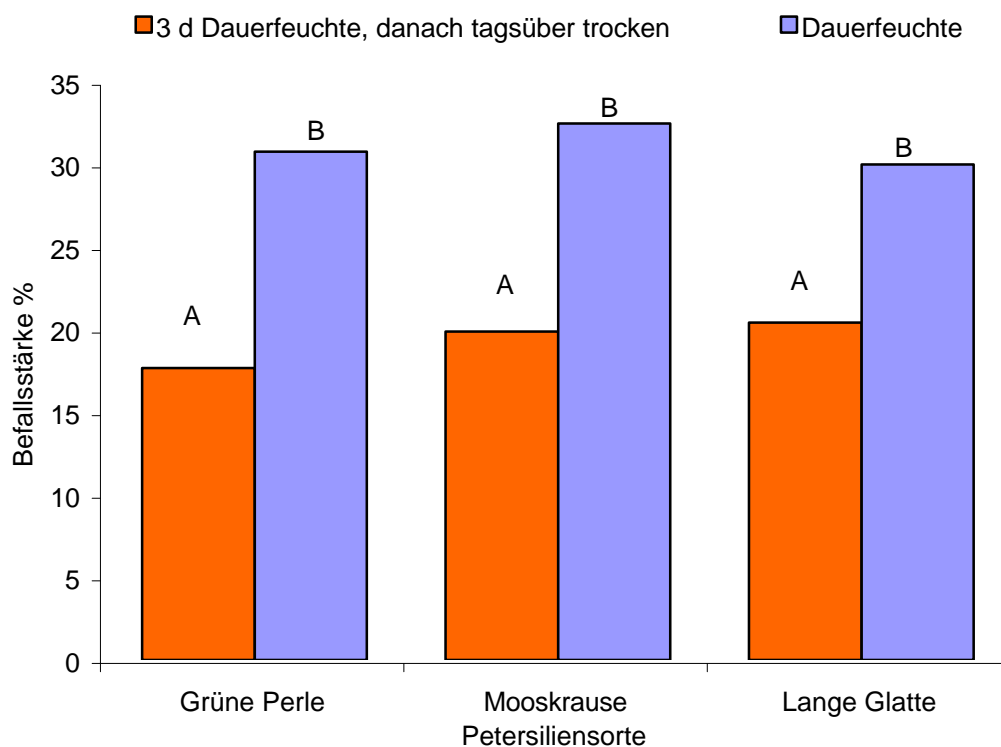
Die höchste Befallsstärke trat unter dauerfeuchten Bedingungen auf. Das Pathogen war einer Unterbrechung der hohen Luftfeuchtigkeit gegenüber 12 bis 24 Stunden nach der Inokulation am empfindlichsten. Diese Empfindlichkeit nahm mit fortschreitender Entwicklung nach 48 Stunden ab. Eine Unterbrechung der Luftfeuchtigkeit führte 72 Stunden nach der Inokulation im Vergleich zu dauerfeuchten Bedingungen nicht mehr zu Unterschieden in der Befallsentwicklung (**Grafik 3.6**). Alle Pflanzen zeigten deutliche Symptome der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit.

**Grafik 3.6:**

Einfluss unterschiedlicher Feuchtigkeitsverhältnisse auf den Blattbefall durch *Septoria petroselinii* an Petersilienpflanzen nach Inokulation mit 100.000 Sporen/ml (Auswertung nach 21 Tagen. Die Pflanzen wurden nach der Unterbrechung wieder bei 100%iger Luftfeuchte kultiviert Temperatur 22°C Tag/18°C Nacht. n = 5 Pflanztöpfe mit 1 Pflanze á 10 Blätter. Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

Die Auswirkungen von Feuchtigkeitsschwankungen zwischen Tag und Nacht auf das Infektionsverhalten des Pathogens wurden untersucht, da solche Schwankungen im Freiland häufig zur Taubildung an den Blättern führen.

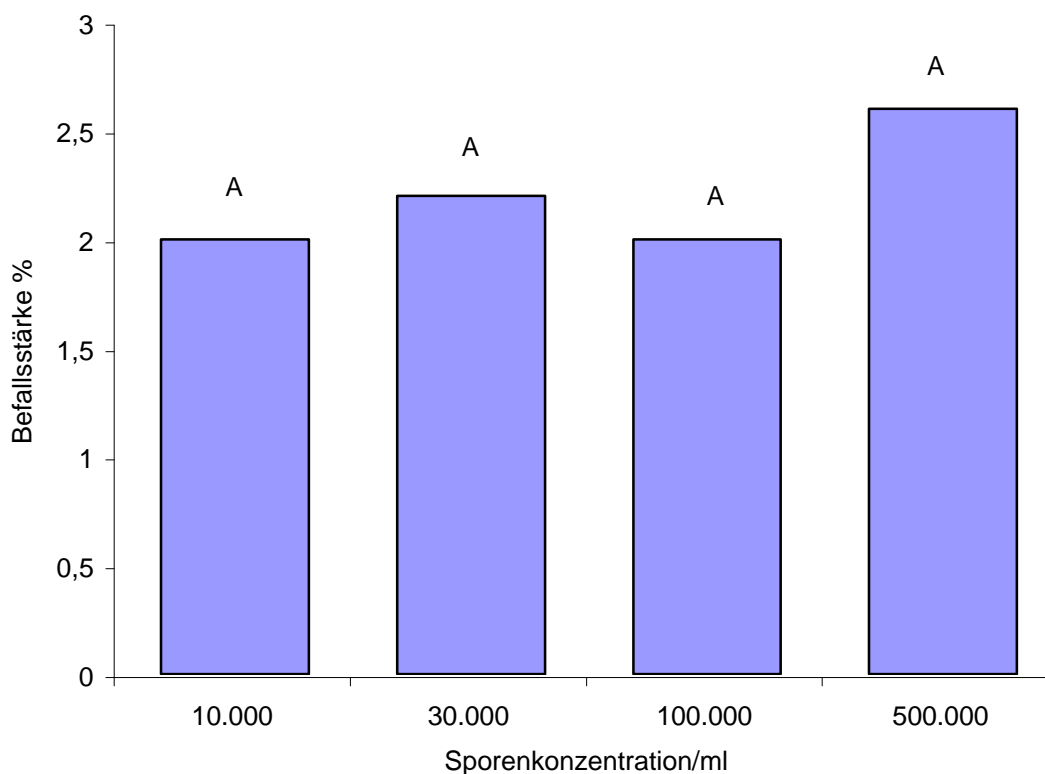
Unterbrechungen der Luftfeuchte während des Tages führten, verglichen mit dauerfeuchten Bedingungen, zu einer verzögerten Symptomentwicklung mit geringeren Befallswerten. Dennoch erreichten die Befallsstärken hohe Werte (**Grafik 3.7**). Die verwendeten Sorten zeigten keine deutlichen Unterschiede in ihrer Empfindlichkeit gegenüber dem Pathogen.

**Grafik 3.7:**

Einfluss unterschiedlicher Feuchteverhältnisse auf den Blattbefall durch *Septoria petroselini* an Petersilienpflanzen nach Inokulation mit 100.000 Sporen/ml (Auswertung nach 14 Tagen. Vergleich einer dauerfeuchten Variante mit einer Variante mit Feuchteunterbrechung am Tag. n = 50 Blätter. Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

3.4.2 Befall in Abhängigkeit von der Inokulumdichte

Petersilienpflanzen wurden mit Sporen in vier unterschiedlichen Konzentrationen inokuliert. Die Erhöhung der Konzentration von 10^4 auf 5×10^5 Pilzsporen/ml führte zu keiner statistisch abzusichernden Steigerung des Blattbefalls (**Grafik 3.8**).

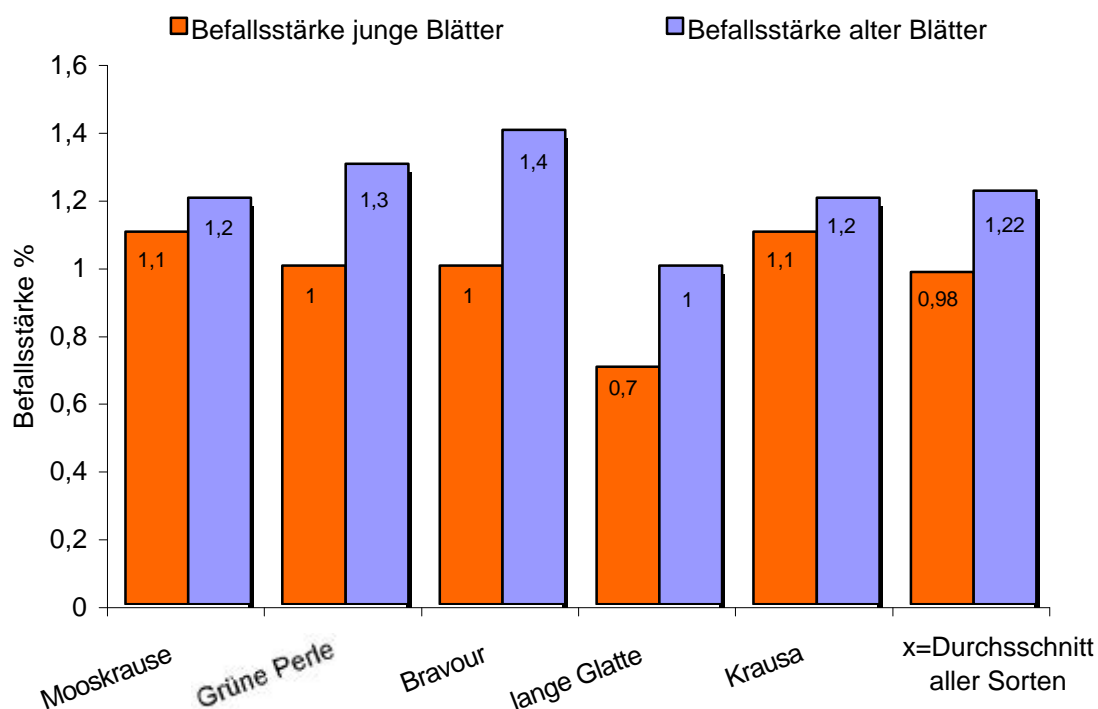


Grafik 3.8:

Einfluss der Sporenkonzentration *Septoria petroselini* auf den Blattbefall an Petersilienpflanzen nach der Inokulation mit dem Isolat 502 in unterschiedlichen Konzentrationen (Auswertung nach 14 Tagen im Gewächshaus unter dauerfeuchten Bedingungen. n = 10 Pflanzen. Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

3.4.3 Einfluss des Blattalters auf die Entwicklung von Befallssymptomen

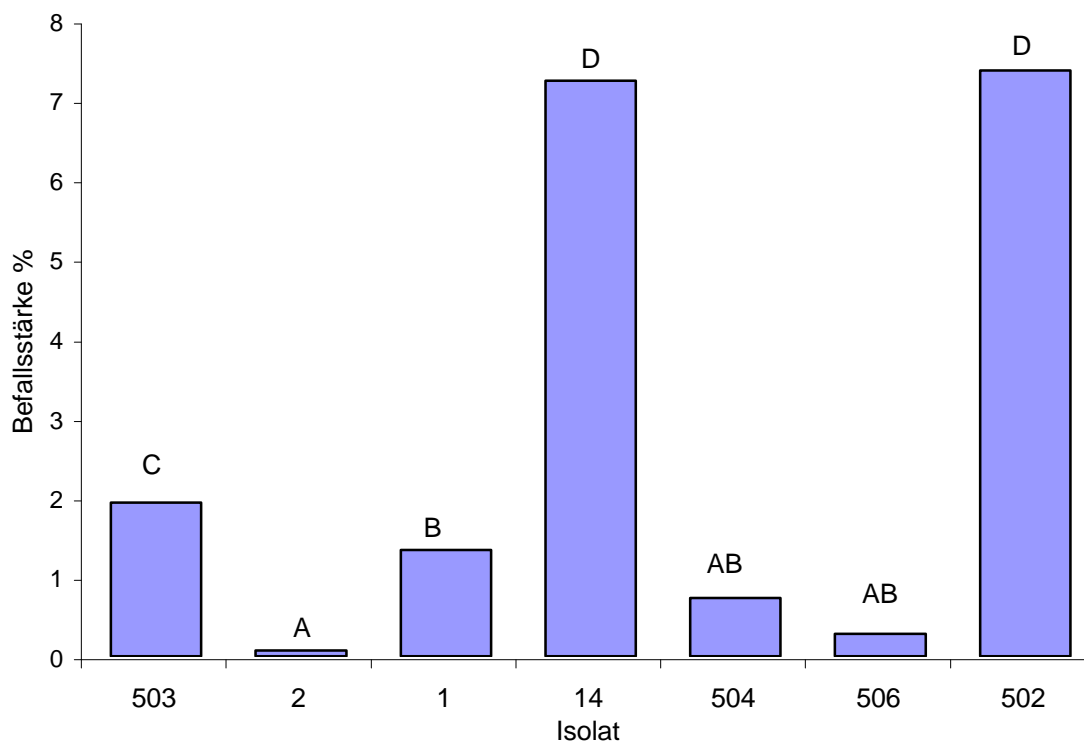
Um den Zusammenhang zwischen dem Alter von Petersilienblättern und Ihrer Anfälligkeit *S. petroselini* gegenüber zu untersuchen, wurden Petersilienblätter unterschiedlichen Alters inokuliert. Die Pflanzen wurden nach der Inokulation für 14 Tage im Gewächshaus bei einer Temperatur von etwa 22°C unter dauerfeuchten Bedingungen kultiviert. Die jungen Blätter hatten gerade die Blattspreiten entfaltet, die älteren Blättern stammten von der äußeren Rosette einer Petersilienpflanze. Die älteren Blätter zeigten bei allen untersuchten Sorten einen geringfügig höheren Befall mit *Septoria petroselini*, was aber statistisch nicht abzusichern war (**Grafik 3.9**).

**Grafik 3.9:**

Einfluss des Blattalters auf den Blattbefall mit *Septoria petroselini* an verschiedenen Petersiliensorten 14 Tage nach Inokulation (n = 20 Petersilienpflanzen).

3.4.4 Unterschiede in der Virulenz von Isolaten

Die Isolate zeigten signifikante Unterschiede in der Aggressivität (**Grafik 3.10**). Den stärksten Blattbefall mit mehr als 7% verursachten die Isolate 502 und 14. Im mittleren Bereich lagen die Isolate 1 und 503, mit denen Befallstärken zwischen 1-2% erreicht wurden. Bei den übrigen Isolaten lag der Blattbefall unter einem Prozent.

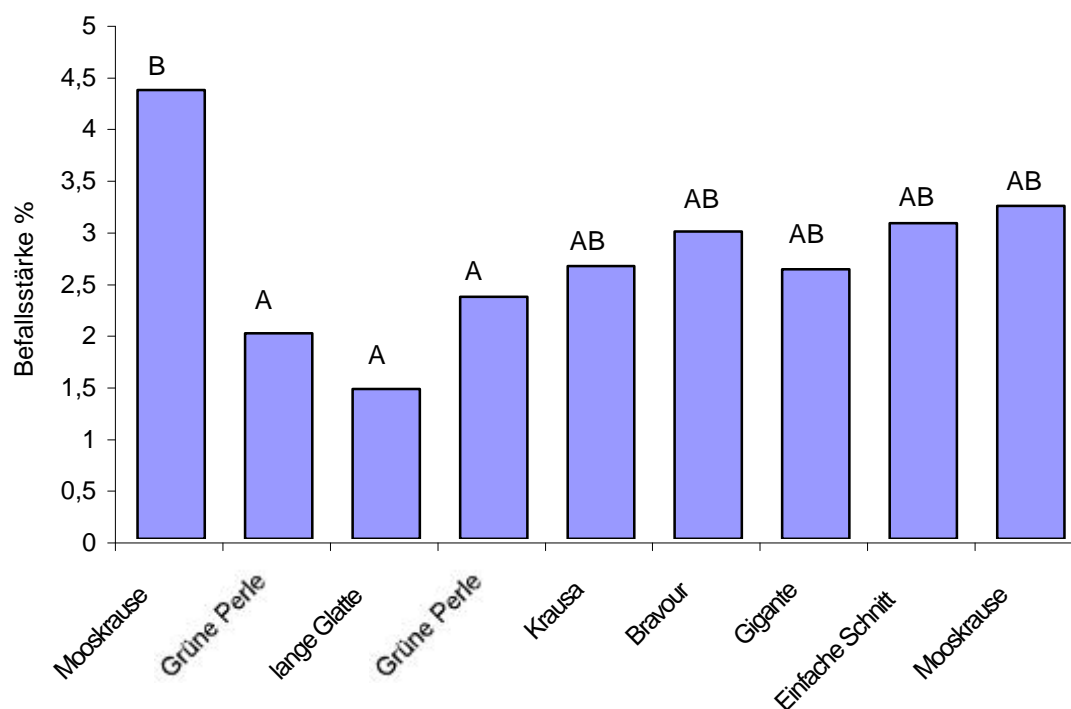


Grafik 3.10:

Einfluss des verwendeten Isolates von *S. petroselinii* auf den Blattbefall an Petersilienpflanzen 14 Tage nach der Inokulation (n = 90 Pflanzen, Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

3.4.5 Unterschiede in der Anfälligkeit von Sorten

Neun Petersiliensorten wurden auf ihre Anfälligkeit *S. petroselinii* gegenüber untersucht. Die Unterschiede in der Anfälligkeit *S. petroselinii* gegenüber waren statistisch abzusichern. Einzelne Sorten waren den verwendeten Isolaten gegenüber besonders anfällig (Sorte 6), bzw. besonders wenig anfällig (Sorten 1-3). Es konnte keine Petersiliensorte gefunden werden, die einem Isolat gegenüber Resistenz zeigte (**Grafik 3.11**).



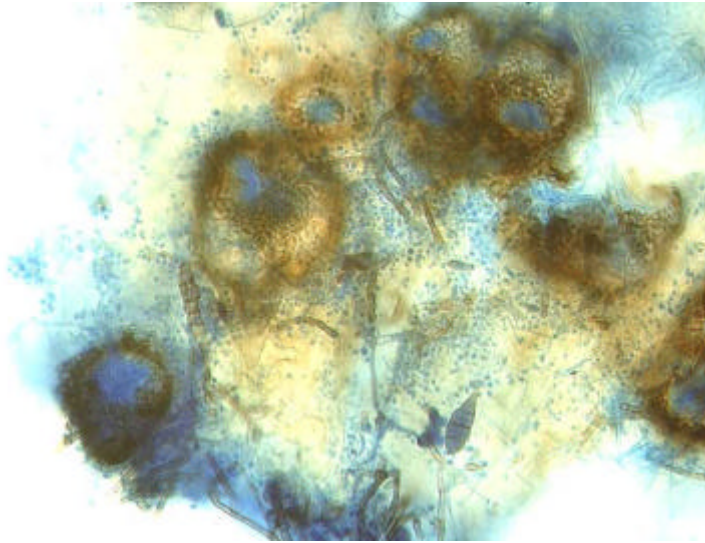
Grafik 3.11:

Einfluss der Sorte auf den Blattbefall durch *S. petroselini* an Petersiliepflanzen 14 Tage nach der Inokulation (n = 70 Pflanzen, Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

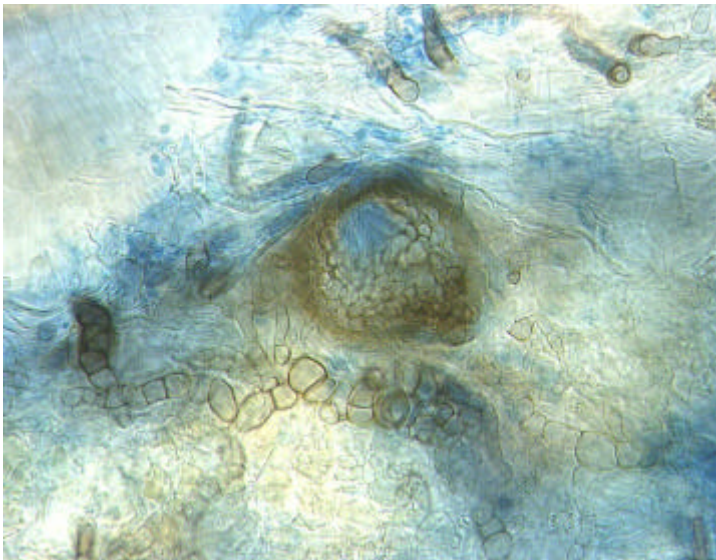
3.5 Untersuchungen zum Saatgutbefall mit *Septoria petroselini*

3.5.1 Infektionsstrukturen an Saatgut

Infektionsstrukturen von *Septoria petroselini* waren ausschließlich auf der Testa von Petersiliensaatgut zu finden. Die Pyknidien waren in die Testa eingebettet (**Abb. 3.2; 3.3**). In den Pyknidien wurden regelmäßig Konidien gefunden, die nach etwa 3 tägiger Inkubation in einer Feuchtekammer freigesetzt wurden. (**Abb. 3.4**). Die Identifikation von *Septoria*-Myzel auf der Testa gestaltete sich aufgrund des häufig starken Befalls mit *Alternaria*-Arten schwierig, da eine sichere Abgrenzung der Myzelien bei den unterschiedlichen Arten nicht möglich war (**Abb. 3.5; 3.6**).

**Abb. 3.2:**

Pyknidien mit Sporenmasse (blau angefärbt) von *Septoria petroselini* auf der Samenschale von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 20-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.3:**

Pyknidium mit Sporen und Myzelstrukturen von *Septoria petroselini* auf der Samenschale von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 20-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.4:**

Leeres Pyknidium von *Septoria petroselini* nach erfolgter Sporulation auf der Samenschale von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 20-fache Vergrößerung).

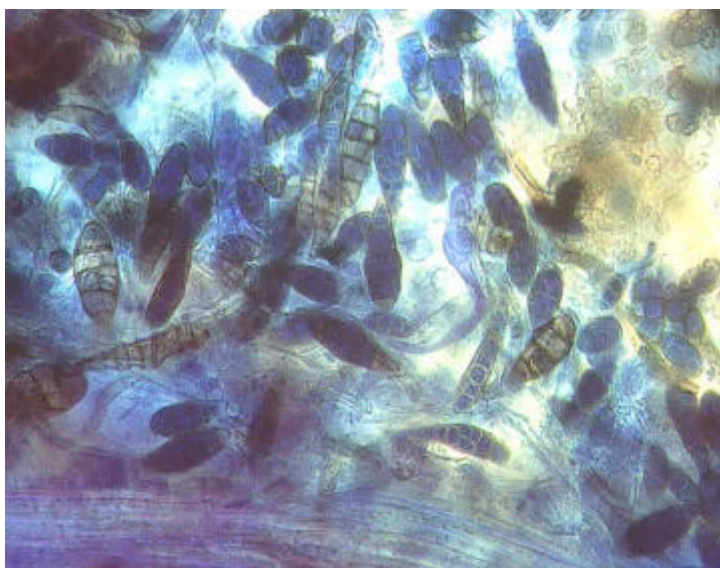


Abb. 3.5:
Sporen von *Alternaria* spp.
auf der Samenschale von
Petroselinum crispum
(Färbung mit Anilinblau,
40-fache Vergrößerung).

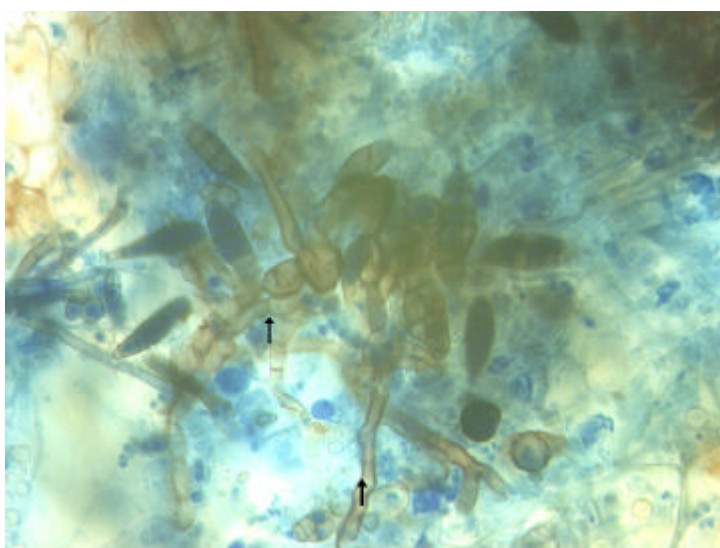


Abb. 3.6:
Septoria petroselini (Pfeil
oben) und *Alternaria* spp.
(Pfeil unten) auf der Sa-
menschale von *Petroseli-
num crispum*, die Pfeile
zeigen auf die Myzelien
(Färbung mit Anilinblau,
40-fache Vergrößerung).

3.5.2 Vorkommen an Saatgut aus dem Handel

Es wurde sowohl Saatgut ohne, als auch solches mit Infektionsstrukturen von *S. petroselini* erworben. Der Befall war nicht von bestimmten Sorten abhängig. Unterschiedliche Herkünfte der gleichen Sorte wiesen große Unterschiede im Befall auf (**Tab. 3.2**). Saatgut mit mittlerem bis starkem Befall durch *S. petroselini* (Befallswert mehr als 1,5) wurde auf das Vorhandensein von Sporen untersucht. In 75% der Proben wurden Pykno-sporen gefunden. Bei 50% hiervon konnten Pyknidien in allen überprüften Konidien gefunden werden.

Tab. 3.2:

Befall mit *Septoria petroselini* an verschiedenen Sorten und Herkünften von Saatgut aus dem Handel bzw. eigener Ernte (2x100 Samenkörner je Sorte).

Petersiliensorte	Ernte des Saatgutes	Durchschnittlicher Befallswert des Jahres	Befallswert (Mittelwert aus den Befallsklassen)
Mooskrause	1994		2,4
Grüne Perle	1996		2
Grüne Perle	1996		2,5
Bravour	1996		1,5
Grüne Perle	1996		1,4
Mooskrause	1996		1,7
Mooskrause	1996		1,1
Mooskrause	1996		1,1
Lange Glatte	1996		1
Gigante	1996		1,6
Grüne Perle	1996		1,2
Grüne Perle	1996		2,8
Grüne Perle	1996	1996: 1,6	1,4
Mooskrause	1997		1
Grüne Perle	1998		1
Clivi	1998		1
Grüne Perle	1998		1
Mooskrause	1998		2,5
Mooskrause 2	1998	1998: 1,3	1
Mooskrause	1999		1
Triplex	1999		1
Einfache Schnitt	1999		1,05
Mooskrause	1999		1,07
Grüne Perle	1999		1,94
Lange Glatte	1999		1
Mooskrause	1999		1
Gigante	1999		1,3
Grüne Perle	1999		1
Einfache Schnitt	1999		1
Bravour	1999		2,08
Grüne Perle	1999		1,15
Mooskrause	1999		1,02
Mooskrause 2	1999		1
Grüne Perle	1999		1,05
Triplex	1999		2,11
Grüne Perle	1999		1,02
Grüne Perle	1999	1999: 1,3	1,02

* Drei verschiedene Herkünfte einer Petersiliensorte

** Befallswert ermittelt sich aus 4 Befallsklassen: 1= befallsfreies Saatgut; 2 = Saatgut mit wenig Befall (einzelne Pyknidien); 3 = Saatgut mit mittlerem Befall (etwa 50% der Samenschale mit Pyknidien besetzt); 4 = Saatgut mit starkem Befall (mehr als 50% der Samenschale mit Pyknidien besetzt).

3.5.3 Vitalität der Sporen von Saatgut

Die Sporen aus Pyknidien von Saatgut bzw. von frischem Blattmaterial wurden mikroskopiert. Konidien von Saatgut waren häufig etwas deformiert und fluoreszierten nach Färbung mit Calcofluor schwächer als die Konidien von Blattmaterial (**Abb. 3.7; 3.8**) oder hatten ihre Fluoreszenzeigenschaften verloren, obwohl sie im Durchlicht sichtbar waren.

Pykno-sporen von Blattmaterial und von Saatgut wurden auf Nähragar inkubiert. Die Pykno-sporen von befallenem Saatgut keimten nicht aus, während diejenigen von Blattmaterial keimten und ein deutliches Myzelwachstum aufwiesen. Das untersuchte Saatgut war zwischen 3 Monaten und 3 Jahren alt.

3.5.4 Befall von Gartenpetersilie durch *Septoria petroselini* von Saatgut

3.5.4.1 Keimlingsbefall von Pflanzen aus befallenem Saatgut

Saatgut mit *S. petroselini* -Befall wurde auf feuchtem Filterpapier bis zum Keimblattstadium angezogen. Mikroskopisch konnte an den Stängeln, Blättern und Wurzeln der Keimlinge kein Befall mit *Septoria petroselini* festgestellt werden. Zusätzlich wurden auf sämtlichen Pflanzenteilen und in fast jeder Probe gekeimte und ungekeimte Sporen von *Alternaria spp.* gefunden.

3.5.4.2 Blattbefall bei Petersilienpflanzen aus befallenem Saatgut

Verschiedene Herkünfte von Petersiliensaatgut mit *Septoria*-Befall waren ausgesät worden, ohne dass es zur Ausprägung von Blattsymptomen an diesen Pflanzen kam. Bei einer Petersiliensorte, die einen starken Saatgutbefall zeigte, konnte aber wiederholt ein deutlicher Blattbefall festgestellt werden. Die ersten eindeutigen Symptome des Blattbefalls waren nach 4-6 Wochen unter dauerfeuchten Bedingungen zu sehen. Die Blattsymptome waren schwächer ausgebildet als nach Inokulation mit Konidien aus einer Kultur. Die Anzahl der gebildeten Pyknidien war geringer und die Läsionen nicht ausgeprägt.

3.5.4.3 Blattbefall durch Pykno-sporen von Saatgut

Nach Inokulation von Petersilienpflanzen mit Pykno-sporen aus einer Kultur von *Septoria petroselini* konnte bereits nach weniger als 24 Stunden eine Sporenkeimung festgestellt werden, auf die eine Infektion der Petersilienblätter folgte, die mikroskopisch verfolgt werden konnte. Nach 10 Tagen traten deutliche Blattsymptome wie die Ausbildung von typischen Läsionen und Pyknidienbildung auf. Bei Inokulation der Petersilienblätter mit Pykno-sporen von Saatgut hingegen konnte kein Auskeimen der Sporen beobachtet werden, eine Infektion der Petersilienpflanze fand nicht statt.

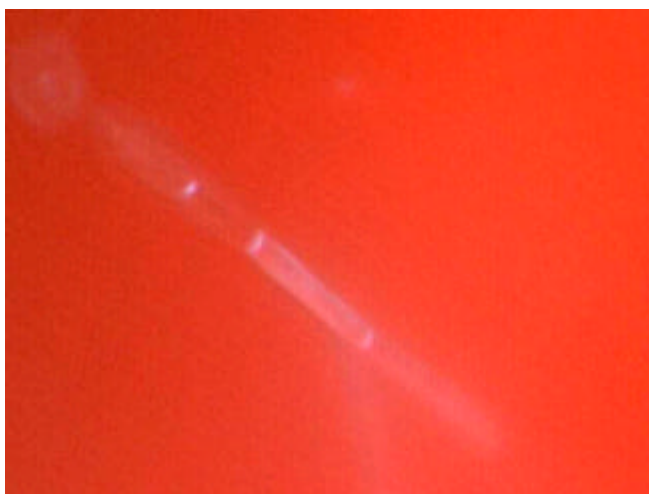


Abb. 3.7:
Pykno-spore von *Septoria petroselini* aus einem Pyknidium von *Petroselinum crispum*-Saatgut (Färbung mit Calcofluor, 100-fache Vergrößerung).

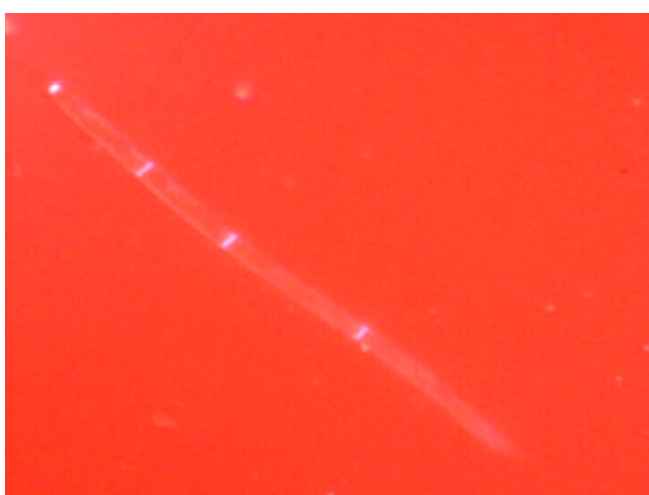


Abb. 3.8:
Pykno-spore von *Septoria petroselini* aus einem Pyknidium von *Petroselinum crispum*-Blattmaterial (Färbung mit Calcofluor, 100-fache Vergrößerung).

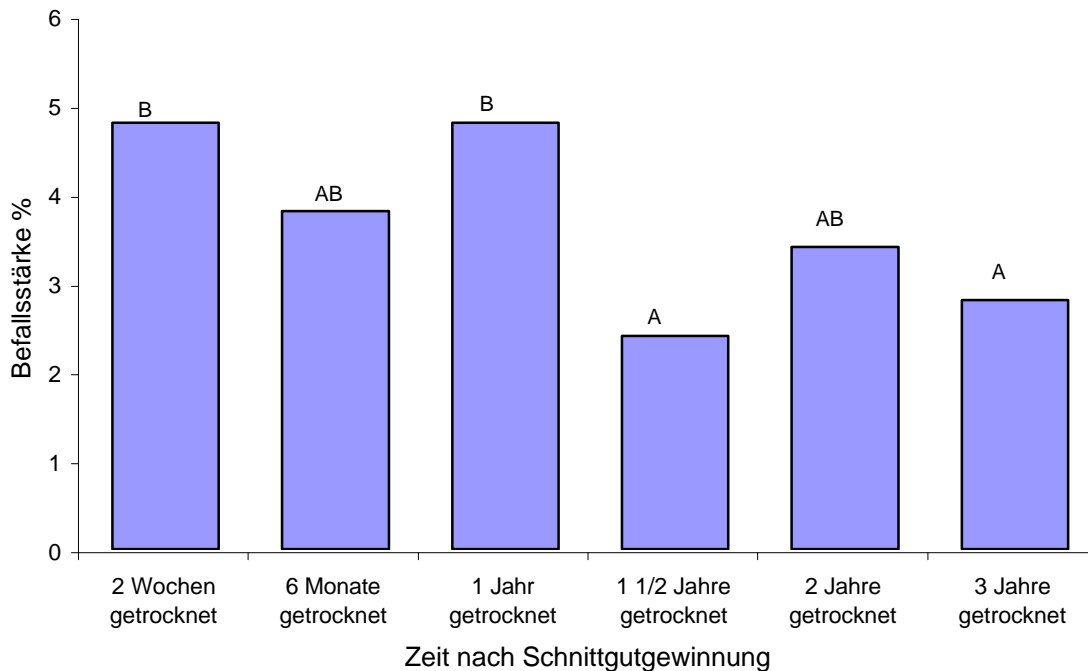
3.6 Untersuchungen zu den Übertragungswegen von *Septoria petroselini*

3.6.1 Verbreitung durch Myzel

Bei der Inokulation von Petersilienpflanzen mit frischem Myzel von *Septoria petroselini* konnte eine Befallsstärke von durchschnittlich 1% Befall erreicht werden. Ein stärkerer Befall trat auch mit der höchsten eingesetzten Konzentration von 100 mg Myzel je ml nicht auf. Niedrigere Myzelkonzentrationen, die durch eine Verdünnungsreihe aus der Stammsuspension hergestellt wurden (1, 5, 10, 50 mg/ml), hatten keine signifikante Änderung in der Höhe des Blattbefalls zur Folge. Mittels Mikroskopie war festzustellen, dass nur ein Teil des Myzels an den Blättern haften blieb und weiterwuchs, der Rest war nach 24 Stunden nicht mehr aufzufinden.

3.6.2 Überdauerung des Erregers an Schnittgut

Petersilienpflanzen wurden mit einer Suspension von *Septoria petroselini* inokuliert, die aus befallenem Schnittgut unterschiedlichen Alters (0-3 Jahre) hergestellt worden war. Eine Abnahme der Infektiosität des Pilzes an dem getrockneten Schnittgut über die Jahre war festzustellen. Dennoch bewegte sich der Blattbefall selbst nach 3 Jahren mit einer Befallsstärke von 2,8 % noch auf einem hohen Niveau (**Grafik 3.12**).

**Grafik 3.12:**

Einfluss des Alters von Schnittgut mit *S.petroselinii*-Befall auf den Blattbefall an Petersilienpflanzen 14 Tage nach der Inokulation (n = 13, Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

Petersilienpflanzen wurden mit sporenhaltigem Schleim inokuliert, der von frischem bzw. getrockneten Blattmaterial stammte. Es wurde eine Suspension in Wasser hergestellt. Bei Verwendung von 1-3 Wochen altem Material konnte ein Blattbefall von 2-5% erreicht werden. Eine deutliche Befallsabnahme über diesen Zeitraum war nicht festzustellen.

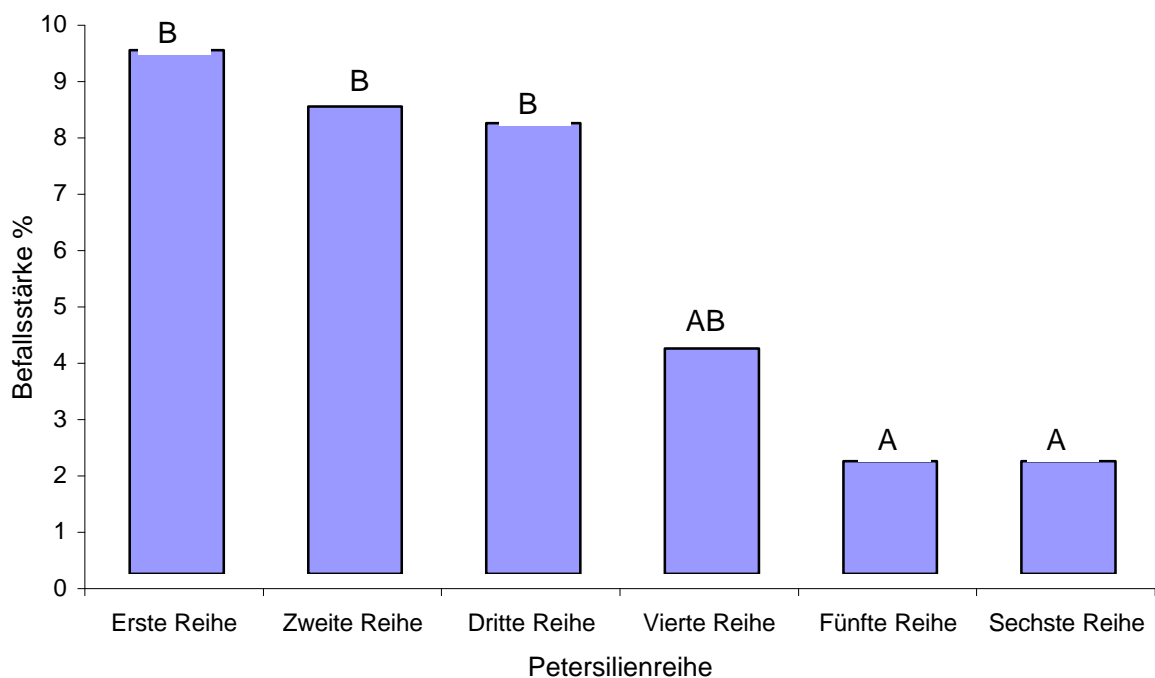
Schnittgut aus dem Vorjahr wurde in einem Ring mit Bodenöffnung für vier Wochen (im Juni) ins Freiland verbracht. Nach diesem Zeitraum wurde eine Sporensuspension aus den Resten des befallenen Schnittgutes hergestellt und Petersilienpflanzen damit inokuliert, die bei 100%iger Luftfeuchte inkubiert wurden. Nach 12 Tagen konnten erste Symptome gefunden und bei der Auswertung des Versuches nach 21 Tagen ein Befall mit einer Befallsstärke von 1-2% festgestellt werden.

Getrocknetes Schnittgut mit *Septoria petroselinii*-Befall aus dem Vorjahr wurde in Nylongewebe in den Boden eingegraben. Die Bodentiefe betrug hierbei 30 cm. Nach 4, 8 und 12 Wochen wurde aus den Schnittgutresten eine Sporensuspension hergestellt, mit der wiederum Petersilienpflanzen inokuliert wurden. Es konnte keine Infektion mit *Septoria*

petroselini beobachtet werden. An den Kontrollpflanzen, die mit einer Sporensuspension aus Kultur inokuliert worden waren, trat deutlicher Befall auf.

3.6.3 Verbreitung von *Septoria petroselini* durch Wasser

Schalen mit je 96 Petersilienpflanzen wurden zur Hälfte mit *Septoria petroselini* inokuliert. In einer Variante wurden die inokulierten und nicht inokulierten Pflanzen mit einer Plexiglasscheibe voneinander getrennt, in der zweiten unterblieb die Abtrennung. Gegossen wurde der Versuch mittels einer Handbrause über die inokulierten Pflanzen hinweg. Bereits nach 10 Tagen waren in der Variante ohne Plexiglasscheibe in der vormals gesunden Petersilie deutliche Symptome erkennbar, die sich bis zur Auswertung nach 21 Tagen verstärkten. Die Ausbreitung war hierbei gleichmäßig, mit einem Schwerpunkt in den ersten beiden Reihen zur inokulierten Petersilie. Die Befallsstärke erreichte durchschnittlich Werte von etwa 5% (**Grafik 3.13**). In der Variante mit Plexiglasscheibe waren am Tag der Auswertung keine Symptome sichtbar.



Grafik 3.13:

Einfluss des Abstandes der Petersilienpflanzen vom Inokulum auf den Blattbefall an Petersilienpflanzen 21 Tage nach der Inokulation (n = 16, Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

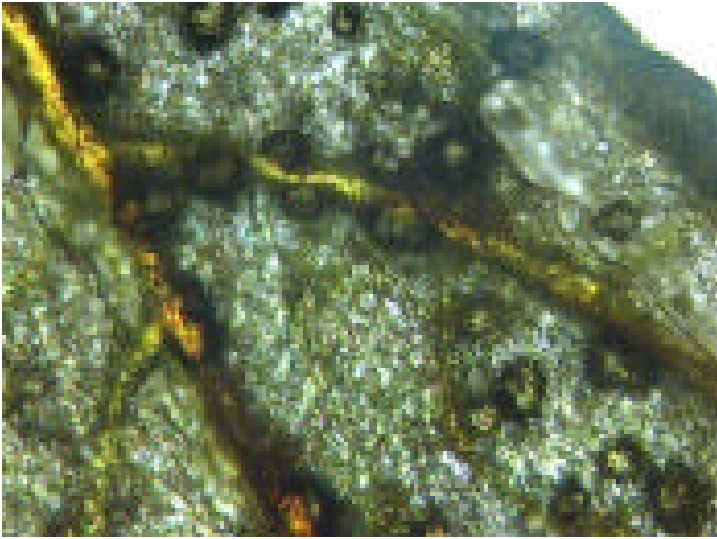
3.6.4 Verbreitung von *Septoria petroselini* durch Wind

Petersilienblätter, die Läsionen durch einen Befall mit *Septoria petroselini* zeigten, vertrockneten bei entsprechender Witterung und brachen ab. Um diesen Vorgang zu simulieren wurde ein Ventilator als Windquelle eingesetzt (Windsimulation an 3 Tagen für eine Stunde) und vor Petersilienpflanzen mit deutlichen Symptomen aufgestellt. Es gelang mit dieser Versuchsanordnung nicht, eine Infektion an den gesunden Petersilienpflanzen hervorzurufen, obwohl diese nach der möglichen Inokulation unter dauerfeuchten Bedingungen kultiviert wurden.

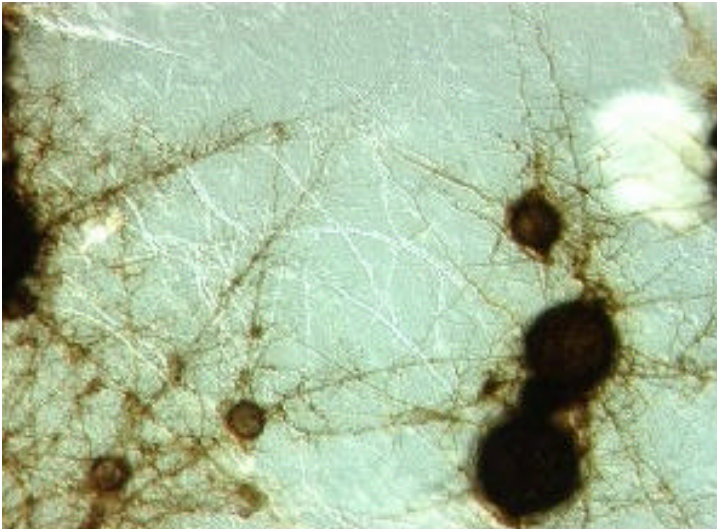
3.7 Morphologie von *Septoria petroselini*

3.7.1 Pyknidien und Pykno­sporen

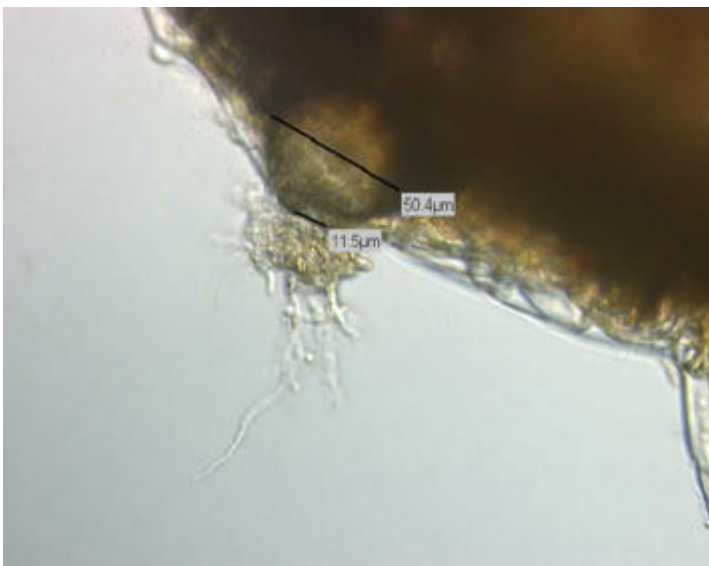
Der Erreger der Blattfleckenkrankheit an Petersilie bildete sowohl auf Nährboden als auch in der Pflanze halbkugelige bis kugelige Pyknidien, die zunächst durchscheinend waren, sich später hellbraun und im Stadium der Reife schwarz färbten. Die Mehrzahl der Pyknidien waren an den Pflanzen auf der Blattunterseite, innerhalb der von dem Pilz verursachten Läsionen zu finden. Der Durchmesser der Pyknidien war sehr variabel. Auf Agar lag er bei 110 µm (Minimum 30 µm, Maximum 270 µm), auf Blattmaterial war er mit 54 µm (Minimum 20 µm, Maximum 91 µm) erheblich geringer (**Abb. 3.9; 3.10**). Das Ostiolum stand zum Durchmesser der Pyknidien im Verhältnis 1:4 bis 1:5. Dieses Verhältnis war relativ konstant (**Abb. 3.11**). Die Wände der Pyknidien waren bei deren Reife stark verdickt (**Abb. 3.12**). In Abhängigkeit von der Feuchte und der Temperatur erfolgte die Sporulation. Dabei wurden große Mengen an Pykno­sporen freigesetzt (**Abb. 3.13; 3.14**). Die freigesetzten Konidien waren zwischen 30 µm und 55 µm lang, 1,2 µm bis maximal 2,4 µm im Durchmesser, langgestreckt und dünn, zur Spitze hin leicht zulaufend, mit 1-3 Septen (**Abb. 3.15**). Die Untersuchungen ergaben signifikante Unterschiede in der Länge der Sporen, die von den verschiedenen Isolaten gebildet wurden. Die Sporenlänge variierte innerhalb der einzelnen Isolate zwar ebenfalls deutlich, blieb aber immer in einem Bereich, der für jedes Isolat spezifisch war (**Grafik 3.14**).

**Abb. 3.9:**

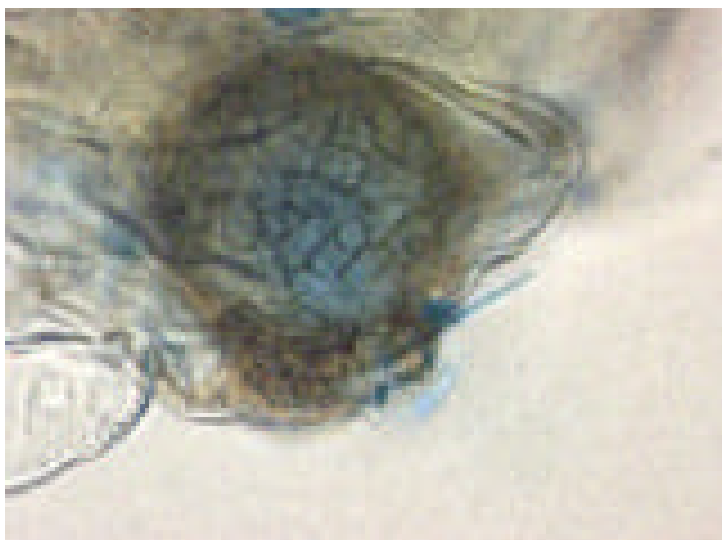
Pyknidien von *Septoria petroselini* in unterschiedlicher Größe an Blattmaterial von *Petroselinum crispum* (10-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.10:**

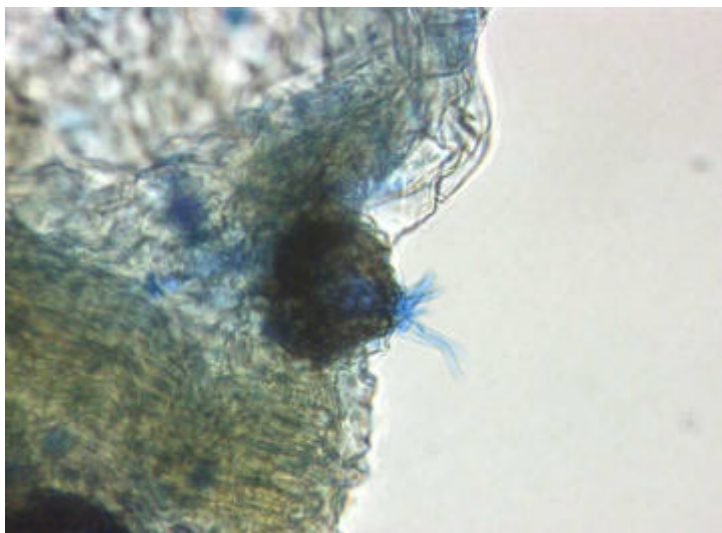
Pyknidien von *Septoria petroselini* in unterschiedlichen Größen und Entwicklungsstufen auf Möhrensaftagar (10-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.11:**

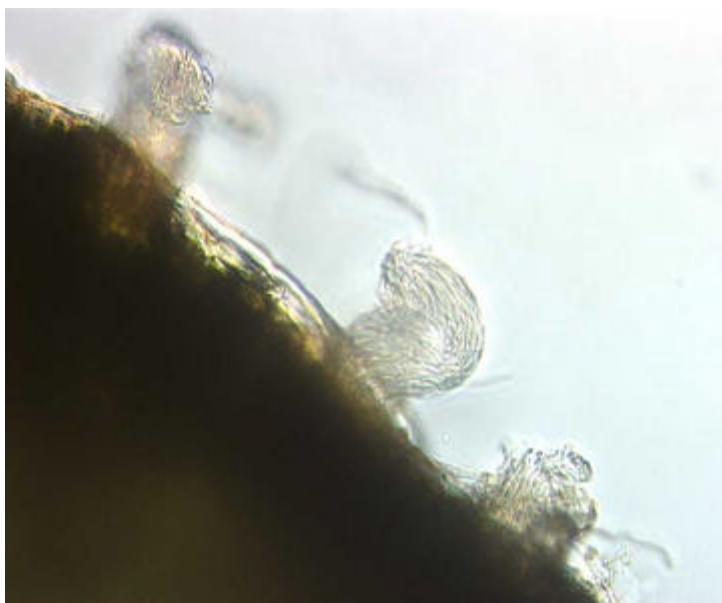
Pyknidien und Ostiumdurchmesser bei *Septoria petroselini* an Blattmaterial von *Petroselinum crispum* (10-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.12:**

Pyknidium von *Septoria petroselini* mit verdickten Wandzellen an Blattmaterial von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 20-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.13:**

Sporulierendes Pyknidium von *Septoria petroselini* an Blattmaterial von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 10-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.14:**

Übersicht über Pyknidien von *Septoria petroselini* aus denen riesige Sporenmengen freigesetzt werden, an Blattmaterial von *Petroselinum crispum* (10-fache Vergrößerung).

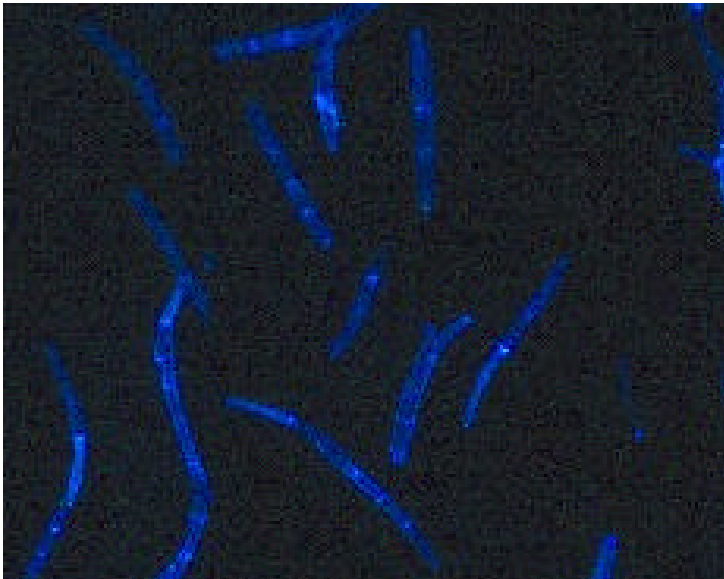
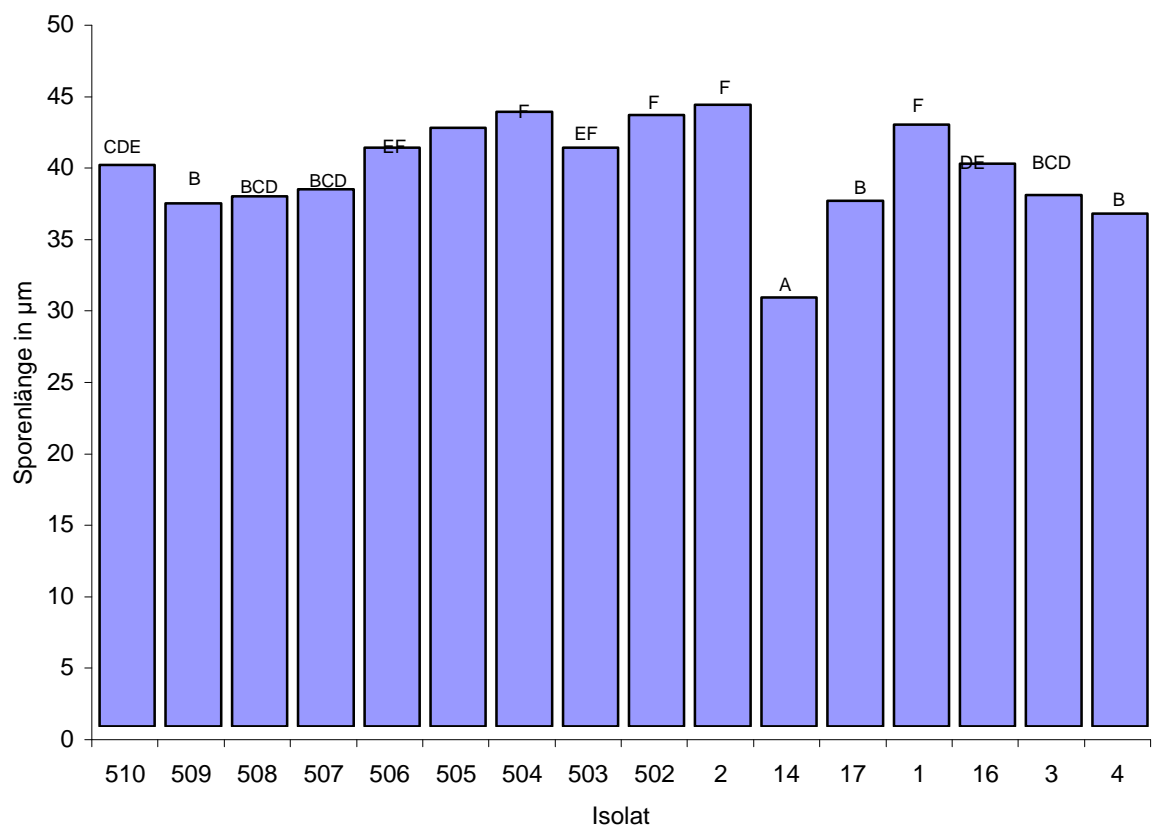


Abb. 3.15:
Septierte Sporen von *Septoria petroselini* auf Nährmedium (Färbung mit Calcofluor 40-fache Vergrößerung).



Grafik 3.14:

Variation der Konidienlänge bei verschiedenen Isolaten von *Septoria petroselini* (n = 100, Säulen mit unterschiedlichen Buchstaben unterscheiden sich nach Tukey signifikant).

3.7.2 Pilzstrukturen auf Nährboden

Die Entwicklung des Pilzes auf Nährboden konnte in 4 aufeinanderfolgende Phasen eingeteilt werden: in der ersten Phase der Entwicklung kam es zum Auskeimen der Konidien an verschiedenen Stellen. Dem folgte die Bildung eines komplexen Myzels, es fand jedoch noch keine Zusammenballung der Hyphen statt. Diese Bildung von Pyknidien durch Zusammenballung fand in der dritten Phase der Entwicklung statt. Bei reifen Pyknidien schließlich war das Austreten von sporenhaltigem Schleim festzustellen.

Die Pyknosporen keimten an verschiedenen Stellen aus. Vor der Keimung kam es zu einer Verdickung und Abrundung der Konidien (**Abb. 3.16**). Aus den Keimschläuchen entwickelte sich innerhalb von 24 - 48 Stunden nach dem Ausimpfen ein Myzelgeflecht, welches allerdings kein ausgedehntes Längenwachstum zeigte, sondern sich stark verzweigte (**Abb. 3.17**). Die Hyphen ballten sich unter günstigen Wachstumsbedingungen schnell zusammen, es kam zur Einlagerung von Farbstoffen in die Hyphen und zur Bildung von Pyknidien aus einer Hyphenzelle (**Abb. 3.18; 3.19**). In Abhängigkeit von den Entwicklungsbedingungen wie Temperatur, Licht und Feuchtigkeit variierte die Entwicklungsdauer eines Pyknidiums zwischen 3 (UV-Licht, ca. 25°C und ausreichende Feuchtigkeit) und 8 Tagen (Tageslicht, mehr als 8°C und ausreichende Feuchtigkeit). Nach Abschluss dieser Entwicklung fand die Sporulation statt, bei der in Schleimtropfen große Mengen von Sporen freigesetzt wurden (**Abb. 3.20**). Dieser Sporenschleim konnte bei geringer Luftfeuchte eintrocknen, blieb aber, wie Infektionsversuche mit einer aus Sporenschleim hergestellten Suspension zeigten, für mindestens 3 Wochen infektiös. Bei Trockenheit bildete das Myzel von *S. petroselini* häufig dicke Wände aus und brach z.T. an den Septen auseinander (**Abb. 3.21**). Das Myzel war in der Lage, auf frischem oder rehydriertem Nährboden neu auszukeimen, bzw. das Wachstum wieder aufzunehmen (**Abb. 3.22**).

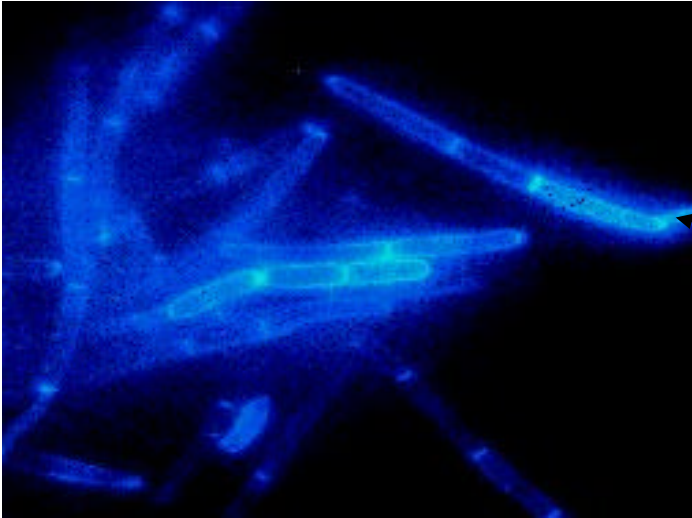


Abb. 3.16:
Auskeimende Konidien von *Septoria petroselini* auf Nähragar (Färbung mit Calcofluor, 100-fache Vergrößerung).

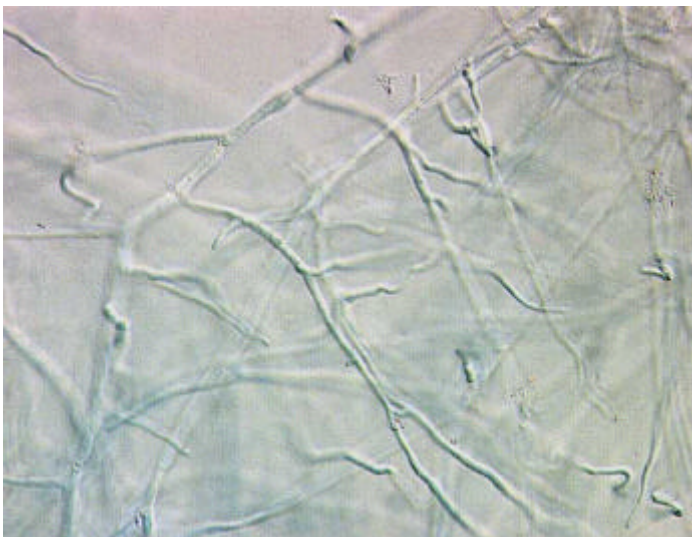


Abb. 3.17:
Stark verzweigtes Myzel von *Septoria petroselini* 48 Stunden nach dem Ausimpfen auf Nähragar (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).



Abb. 3.18:
Hyphen von *Septoria petroselini* auf Nähragar zeigen die Tendenz sich zusammenzuballen und Farbstoffe einzulagern (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

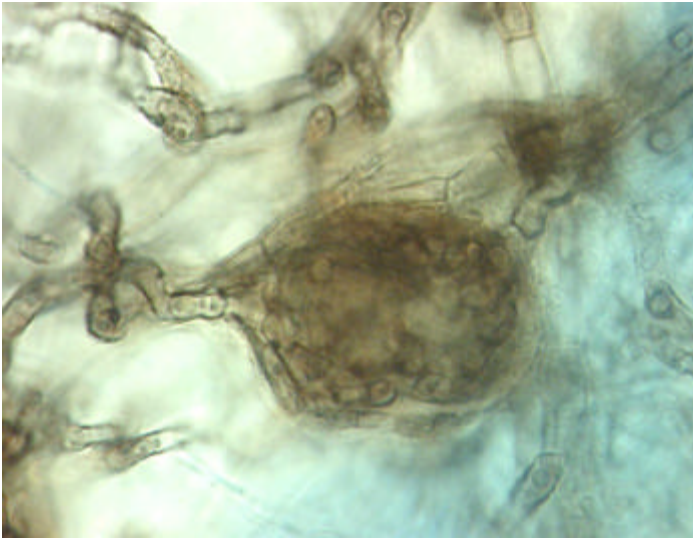


Abb. 3.19:
Entstehung eines Pyknidiums von *Septoria petroselini* aus einer Hyphenzelle auf Nähragar (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

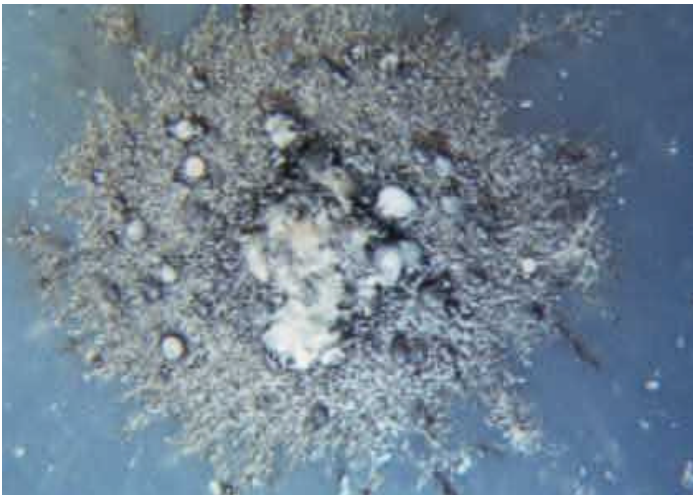
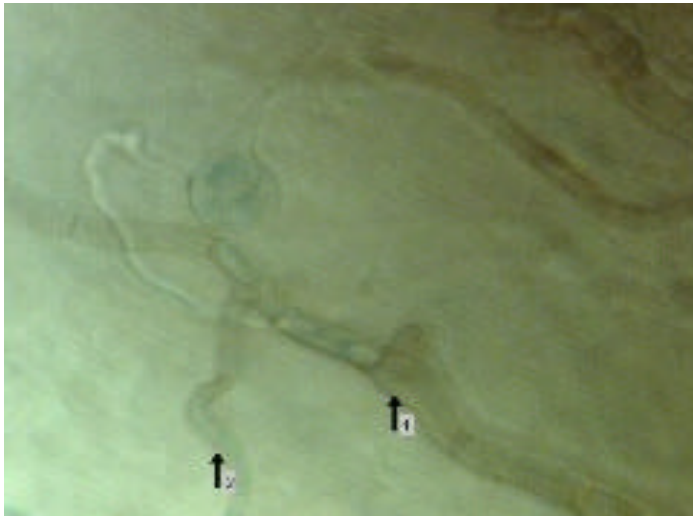


Abb. 3.20:
Austritt von großen Mengen an sporenhaltigem Schleim aus reifen Pyknidien von *Septoria petroselini* auf Nähragar (3-fache Vergrößerung).



Abb. 3.21:
Ausgetrocknetes Myzel von *Septoria petroselini* mit verdickten Zellwänden auf Nähragar (100-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.22:**

Ausgetrocknetes und rehydriertes Myzel von *Septoria petroselini* auf Nähragar (Pfeil 1 weist auf altes Myzel, Pfeil 2 zeigt auf frische Myzelteile, die aus dem ausgetrockneten Myzel wachsen, Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

3.7.3 Infektionsstrukturen an der Wirtspflanze

Die Sporenkeimung begann etwa 12 Stunden nach der Inokulation. Die Ansatzstellen der Konidien am Konidienträger waren mikroskopisch sichtbar, ebenso ihre 1-3 (4) Septen (**Abb. 3.8**). Nach 24 Stunden war die Keimung bei den meisten Sporen erfolgt, diese hatten aber noch keinen festen Kontakt zum Blatt ausgebildet (**Abb. 3.23**). Pilzhyphen wuchsen unter mehr oder weniger starker Verzweigung über das Blatt (**Abb. 3.24**). Während einige davon direkt in die nächstgelegene Spaltöffnung eindrangen, wuchsen andere zunächst über die Blattoberfläche, bevor sie eine Spaltöffnung als Eintrittspforte ins Blattinnere nutzten (**Abb. 3.25-3.27**). *Septoria petroselini* bildete keine Appressorien auf den Blättern. Das Eindringen des Keimschlauches in die Wirtspflanze erfolgte ausschließlich über ein Einwachsen in die Spaltöffnungen, wobei die Hyphen zum Teil über die Spaltöffnungen hinwegwuchsen und eine Myzelabzweigung in die Spaltöffnung eindrang (**Abb. 3.28; 3.29**).

Die Keimschläuche auf der Blattoußenseite waren 72-96 Stunden nach der Inokulation degeneriert, die Infektion hatte zu diesem Zeitpunkt stattgefunden. Auf dem Blatt konnten keine Strukturen von *S. petroselini* mehr gefunden werden. Die weitere Entwicklung des Pilzes fand im Blattinneren statt. Es kam entweder innerhalb von weiteren 2-4 Tagen (je nach Bedingungen) zur Bildung eines Pyknidiums (**Abb. 3.30 a-c**), oder der Pilz wuchs zunächst in den Interzellularräumen der Wirtspflanze weiter (**Abb. 3.31; 3.32**). Nach Bildung eines Pyknidiums wurde beobachtet, dass von diesem ausgehend Hyphen im Mesophyll weiterwuchsen (**Abb. 3.33**). Häufig wuchsen diese Hyphen dann wieder aus

Spaltöffnungen aus, um unter geeigneten Umständen erneut in eine Spaltöffnung einzudringen (**Abb. 3.34-3.36**).

Im Pyknidium wurden die Sporen an Konidienträgern gebildet (**Abb. 3.37**). Durch die Pyknidienentwicklung wurden die Epidermis und die Kutikula neben der Spaltöffnung zerstört (**Abb. 3.38**). Der Entwicklungszyklus begann mit der Freisetzung großer Sporenmengen unter geeigneten Bedingungen erneut (**Abb. 3.14**). In der Aufsicht waren auf den meisten Pyknidien Strukturen zu finden, deren Aussehen auf das Vorhandensein von Mikrokonidien hinwies (**Abb. 3.39**). Sie waren rundlich und erheblich kleiner als die üblicherweise vorkommenden Pyknosporen.



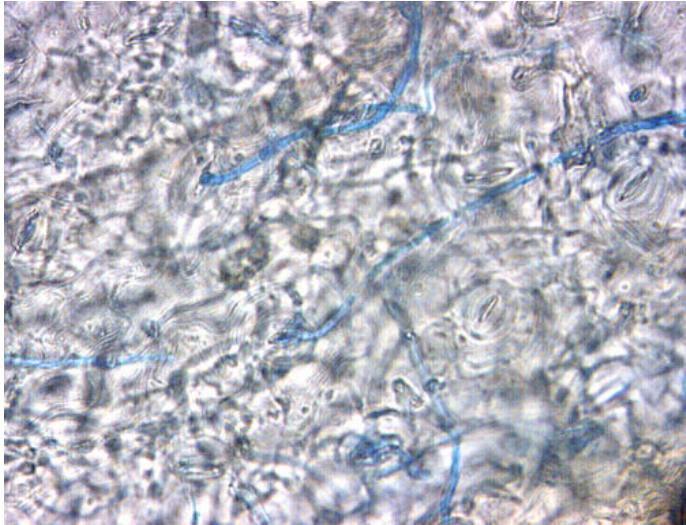
Abb. 3.23:

Sporen von *Septoria petroselini* 24 Stunden nach der Inokulation auf Blattmaterial von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 100-fache Vergrößerung).

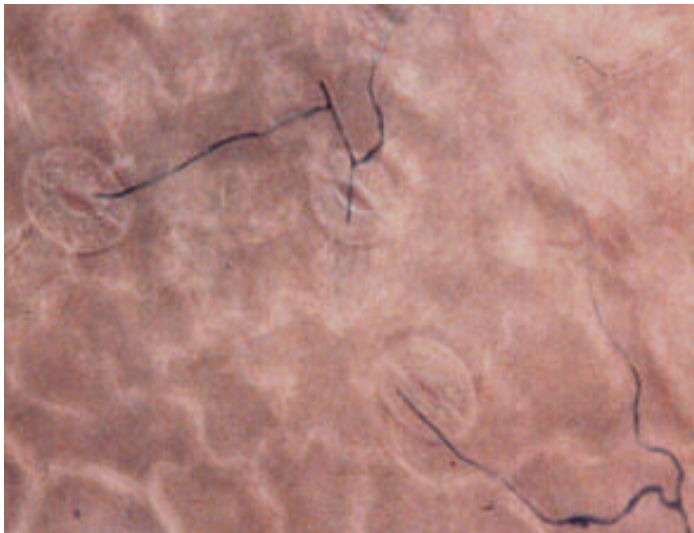


Abb. 3.24:

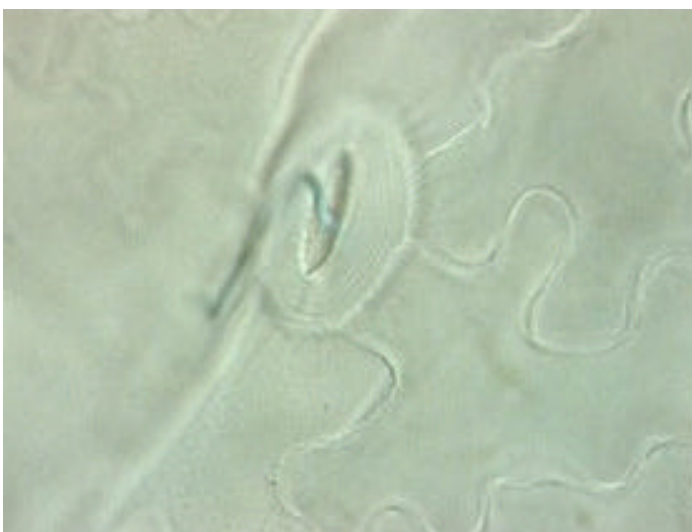
Verzweigung einer Hyphe von *Septoria petroselini* 48 Stunden nach der Inokulation auf Blattmaterial von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.25:**

Bis 72 Stunden nach der Inokulation wachsen Pilzhyphen von *Septoria petroselini* in die Spaltöffnungen der Blätter von *Petroselinum crispum* ein (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.26:**

Bis 72 Stunden nach der Inokulation wachsen Pilzhyphen von *Septoria petroselini* gerichtet über ein Blatt von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.27:**

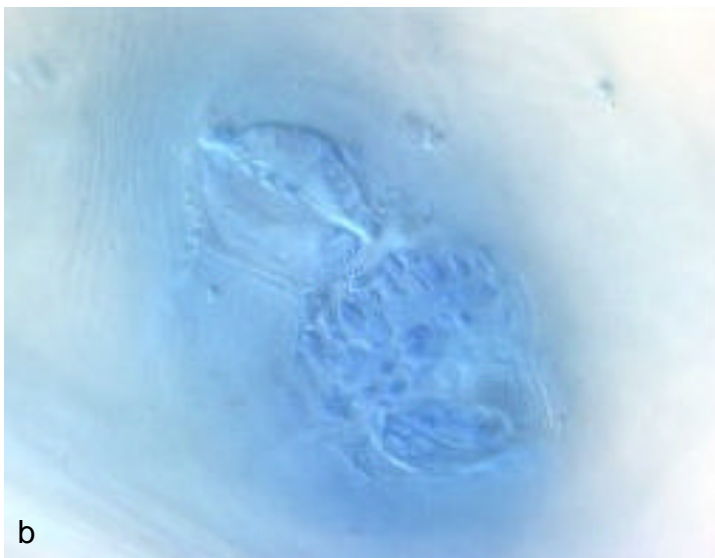
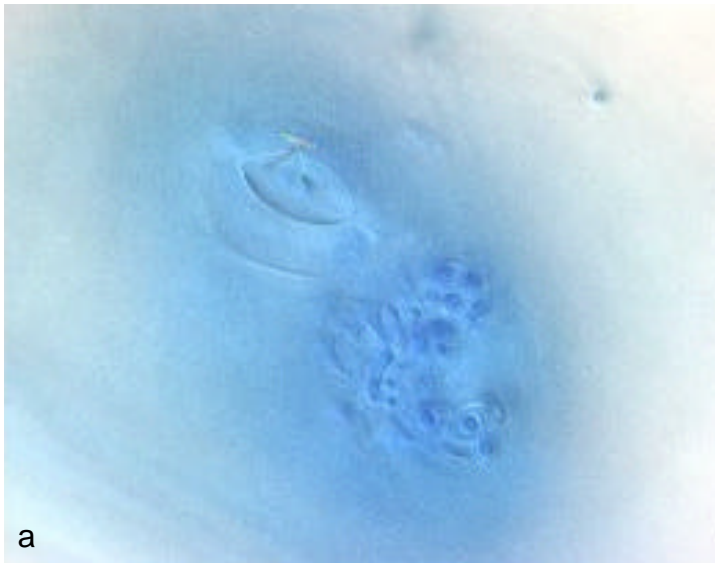
Eine Hyphe von *Septoria petroselini* wächst 72 Stunden nach der Inokulation gerichtet in eine Spaltöffnung eines Blattes von *Petroselinum crispum* ein (Färbung mit Anilinblau, 100-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.28:**

Hyphen von *Septoria petroselini* die einen Abzweig bilden, mit dem sie in die Spaltöffnung einwachsen, während die Haupthyphe weiter über das Blatt von *Petroselinum crispum* wächst.
(Färbung mit Anilinblau, 20-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.29:**

Hyphen von *Septoria petroselini* die einen Abzweig bilden, mit dem sie in die Spaltöffnung einwachsen, während die Haupthyphe weiter über das Blatt von *Petroselinum crispum* wächst.
(Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

**Abbildungen 3.30 a-c:**

Verschiedene Darstellungsebenen eines Pyknidiums von *Sepsoria petroselini* unter einer Spaltöffnung im Blatt von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 100-fache Vergrößerung).



Abb. 3.31:
Pilzhyphe von *Septoria petroselini* unter der Epidermis im interzellularen Raum eines Blattes von *Petroselinum crispum* mit deutlicher Zunahme des Myzeldurchmessers (Färbung mit Anilinblau, 100-fache Vergrößerung).

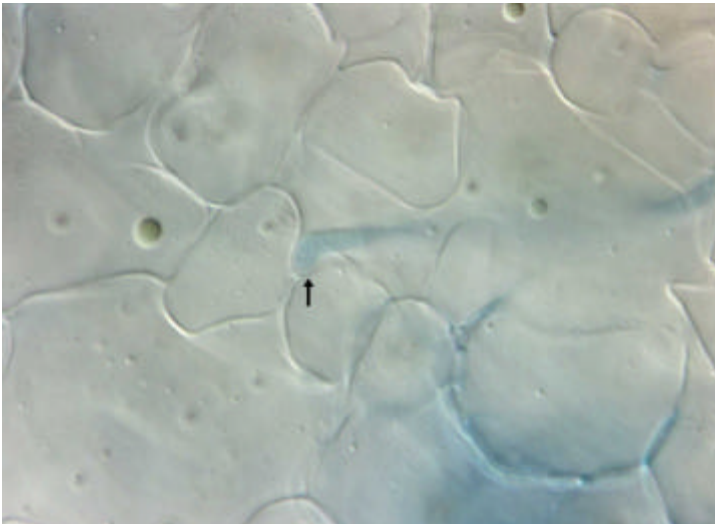


Abb. 3.32:
Pilzhyphe von *Septoria petroselini*, die sich durch den Zellverbund eines Blattes von *Petroselinum crispum* drängt (Färbung mit Anilinblau, 100-fache Vergrößerung).

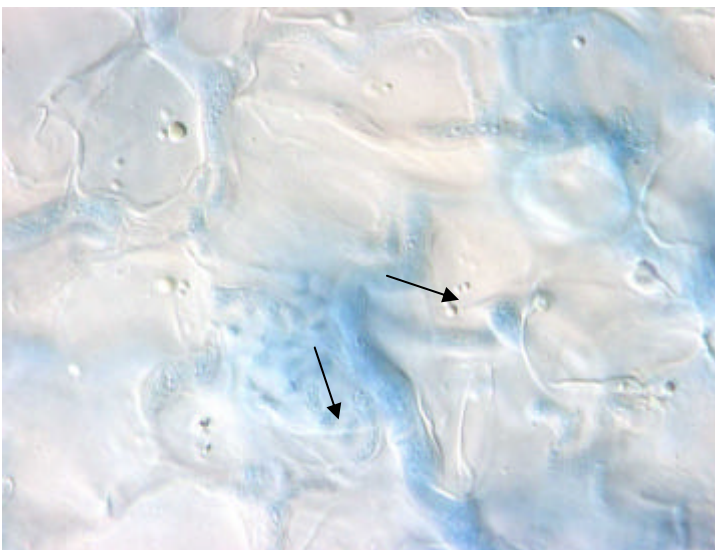


Abb. 3.33:
Die Pfeile zeigen auf die Bildung eines Pyknidiums von *Septoria petroselini* unter der Epidermis, sowie auf Hyphen, die von diesem Pyknidium aus weiter in das Blattgewebe von *Petroselinum crispum* einwachsen. (Färbung mit Anilinblau, 100-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.34:**

Hyphen von *Septoria petroselini*, die aus Spaltöffnungen eines Blattes von *Petroselinum crispum* auswachsen (Färbung mit Anilinblau, 20-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.35:**

Hyphen von *Septoria petroselini*, die aus Spaltöffnungen eines Blattes von *Petroselinum crispum* auswachsen (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

**Abb. 3.36:**

Auswachsen einer Pilzhyphe von *Septoria petroselini* und ihr Weiterwachstum über ein Blatt von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

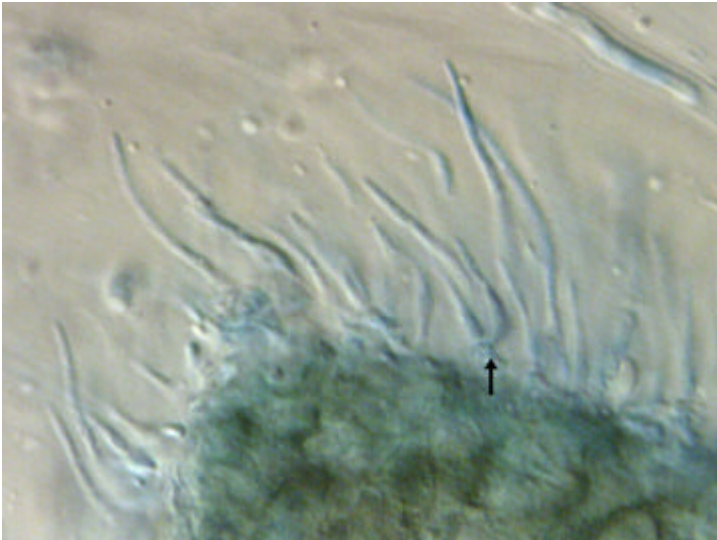


Abb. 3.37
Bildung von *Septoria petroselini*-Sporen an Konidiophoren in einem Pyknidium auf einem Blatt von *Petroselinum crispum* (Färbung mit Anilinblau, 100-fache Vergrößerung).

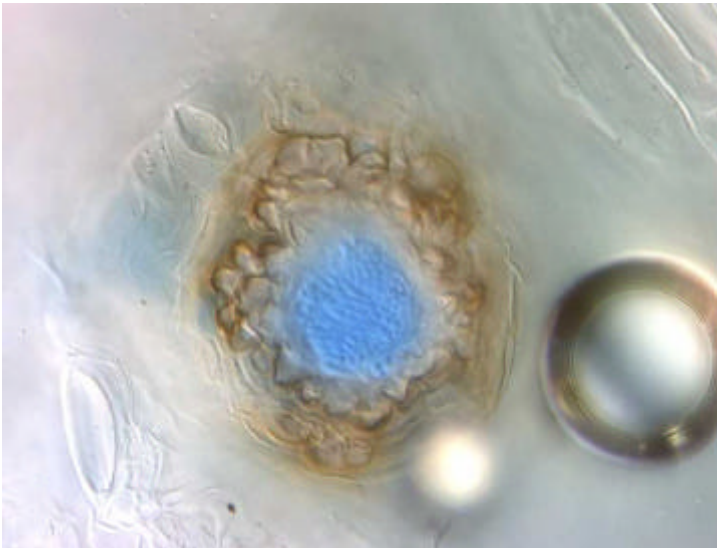


Abb. 3.38:
Pyknidium von *Septoria petroselini* mit verdickter, mehrlagiger Außenwand, die Spaltöffnungen des Blattes von *Petroselinum crispum* sind zerstört (Färbung mit Anilinblau, 40-fache Vergrößerung).

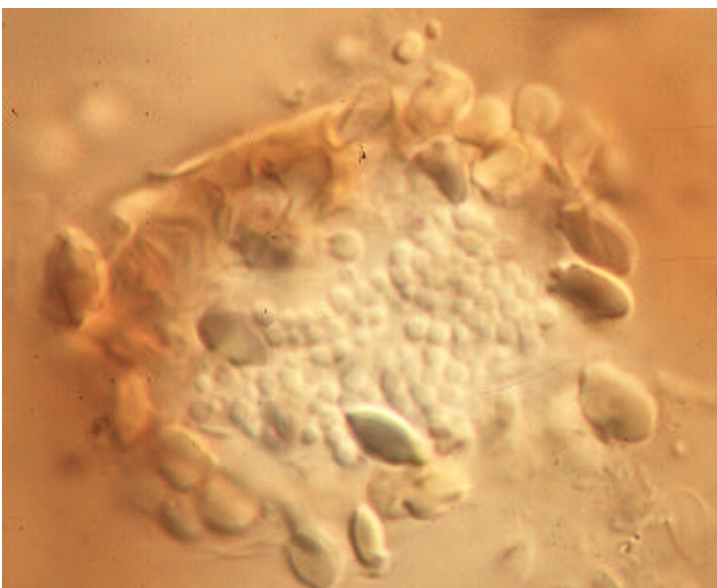
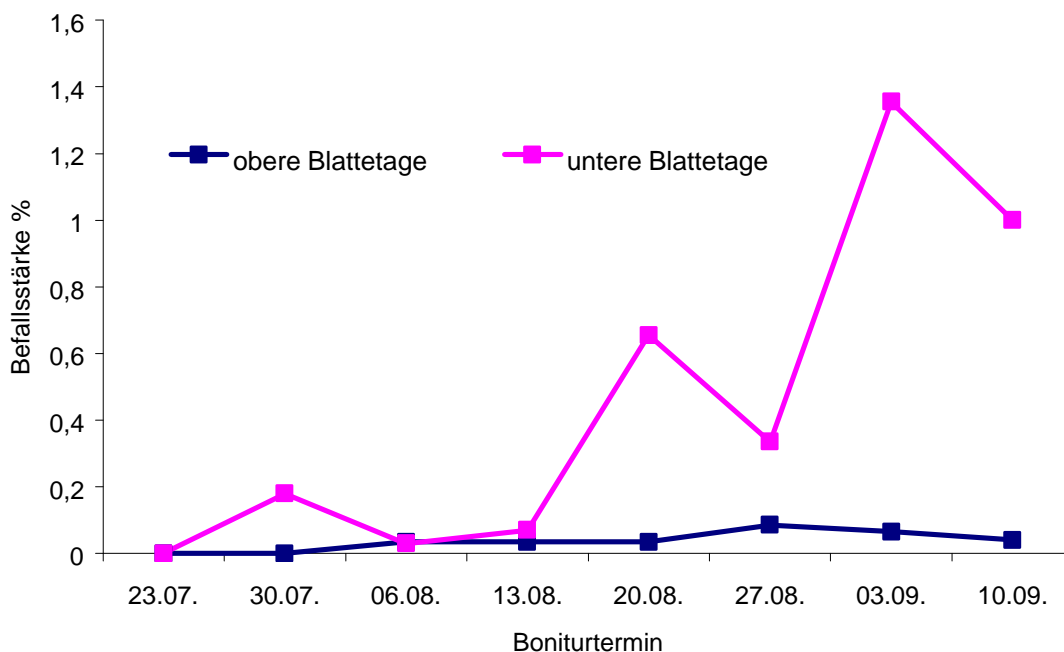


Abb. 3.39:
Mikrokonidienähnliche Strukturen auf Pyknidien von *Septoria petroselini* (100-fache Vergrößerung).

3.8 Auftreten und Verbreitung von *Septoria petroselini* im Freiland

3.8.1 Blattbefall in unterschiedlichen Bestandshöhen

Die unteren Blattetagen von Freilandpflanzen zeigten immer eine höhere Befallsstärke mit *Septoria petroselini*. An Terminen, an denen starker Befall im Petersilienbestand gefunden wurde, war dieser Unterschied besonders ausgeprägt (**Grafik 3.15**). Diese Differenz in der Befallsstärke zwischen den Blattetagen wurde 1997 auf allen fünf Flächen festgestellt. In den folgenden Jahren wurde ausschließlich die untere Blattetage bonitiert.

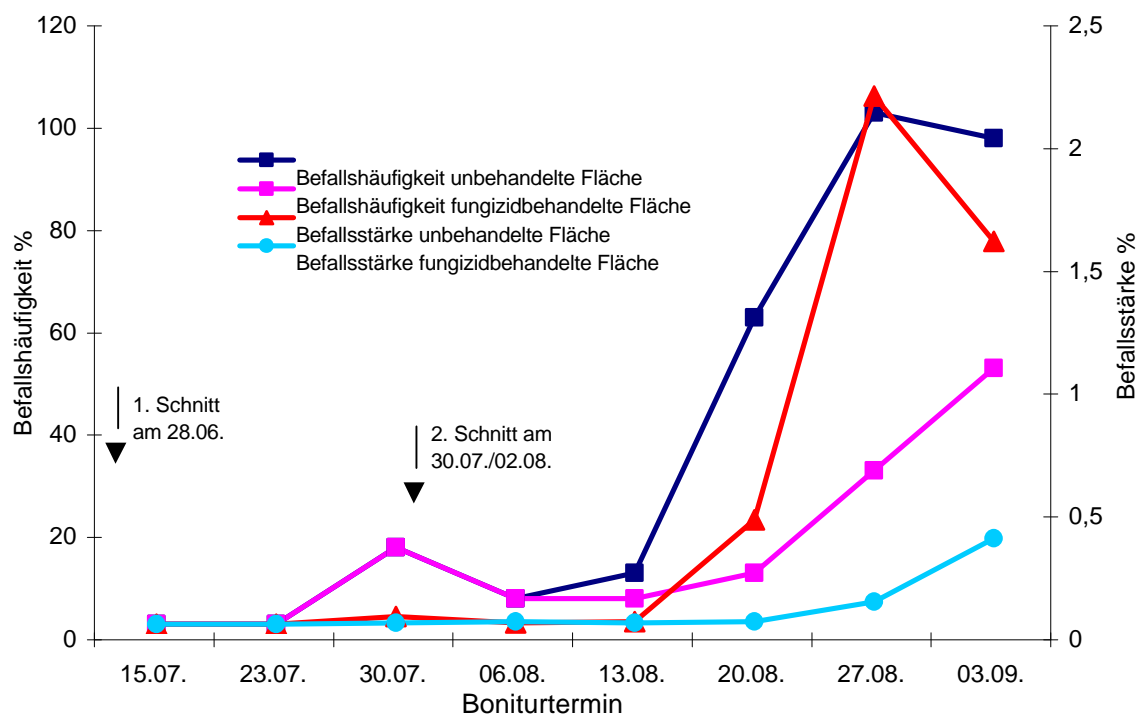


Grafik 3.15: Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit in unterschiedlichen Blattetagen in einem Petersilienbestand am Versuchsstandort Kleinniedesheim/Pfalz 1997.

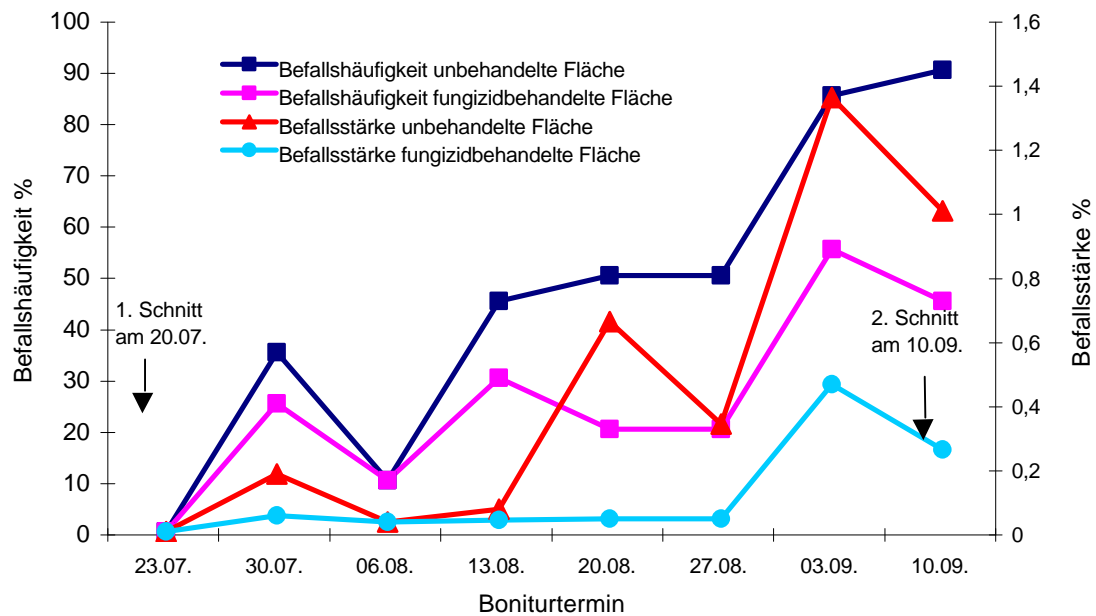
3.8.2 Einfluss von Fungizidanwendungen auf die Befallsentwicklung

Auf Freilandflächen sollte die Effektivität von Pflanzenschutzmaßnahmen zur Bekämpfung der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie überprüft werden. Dazu wurden nicht behandelte Parzellen von 25m² in fungizidbehandelten Praxisbeständen angelegt. Der Befall mit *Septoria petroselini* auf den behandelten Praxisflächen war gering, wohingegen auf sämtlichen unbehandelten Versuchspartzen ein deutlicher Befall beobachtet werden konnte. Die Grafiken 3.16 bis 3.18 zeigen die Befallsentwicklung an drei verschiedenen Standorten.

Auf allen Flächen konnte ein Befallsanstieg Ende August/Anfang September festgestellt werden, der mit einem Absinken der Evaporation und zunehmender Taubildung korrelierte, welche auf der Zunahme des Temperaturunterschiedes zwischen Tag und Nacht beruhte. Der Zusammenhang zwischen der Evaporation und Befallszunahme mit der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit wird in Grafik 3.19 exemplarisch für den Standort Queckbrunnerhof 1997 dargestellt. Die Anzahl der Schnitte war unmaßgeblich für die Befallsentwicklung. Die Applikation des azolhaltigen Fungizids Bardos führte in allen Versuchen zur Befallsreduktion.

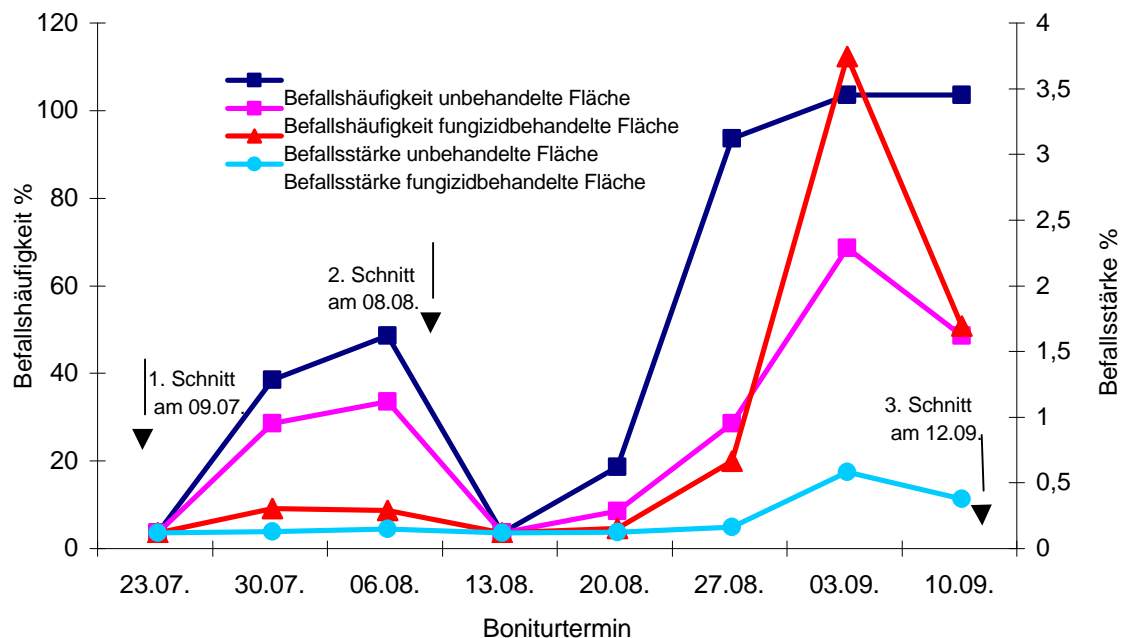


Grafik 3.16: Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit nach Fungizidbehandlung in einem Petersilienbestand am Versuchsstandort Bobenheim-Roxheim/Pfalz 1997.



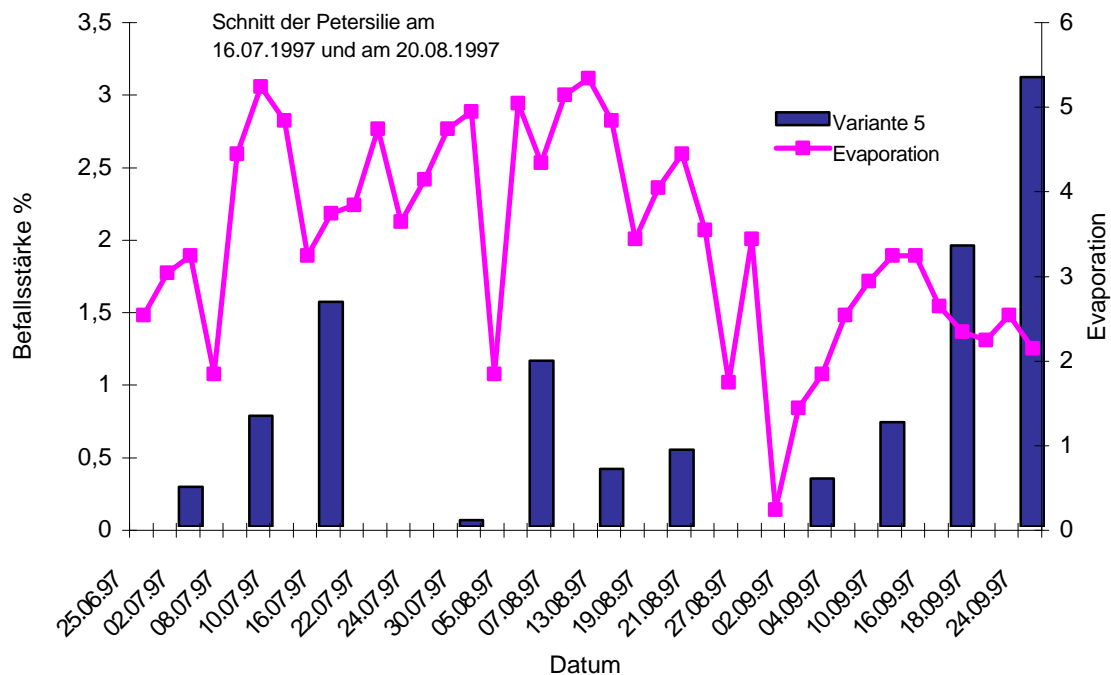
Grafik 3.17:

Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit nach Fungizidbehandlung in einem Petersilienbestand am Versuchsstandort Kleinniedesheim/Pfalz 1997.



Grafik 3.18:

Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit nach Fungizidbehandlung in einem Petersilienbestand am Versuchsstandort Bobenheim-Roxheim/Pfalz 1997.



Grafik 3.19:

Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie im Vergleich mit der Evaporation in einem Petersilienbestand am Versuchsstandort Queckbrunnerhof 1997.

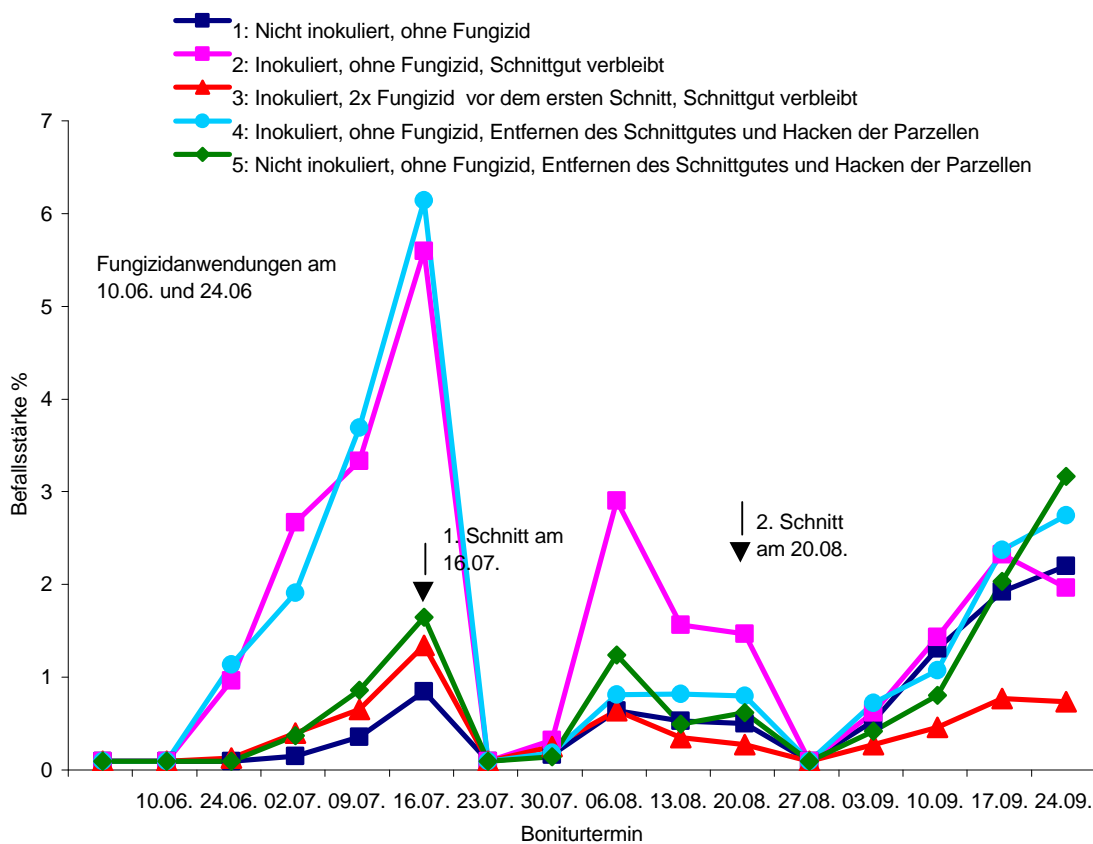
3.8.3 Auswirkungen der Entfernung von Inokulumquellen auf die Entwicklung der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit im Petersilienbestand

Mit technischen Maßnahmen, wie der Entfernung von Schnittgut und Bodenbearbeitung, sollte versucht werden eine Reduktion des Befalls mit *Septoria petroselini* zu erreichen.

Durch das Einbringen von befallenem Schnittgut aus dem Vorjahr konnte ein früher und deutlicher Befallsanstieg erreicht werden (**Grafik 3.20**). Diese Flächen zeigten auch während des gesamten Versuchszeitraumes signifikant höheren Befall als die nicht inokulierten Parzellen. Dieser frühe Befallsanstieg blieb in den Parzellen der Variante 3 aufgrund der zweimaligen Pflanzenschutzanwendung mit einem azolhaltigen Mittel aus, obwohl auch hier die Inokulation erfolgt war. Dort wo die Inokulation mit befallenem Schnittgut unterblieben war, kam es zu Beginn der Vegetationsperiode zu keinem nennenswerten Befall.

Nach dem ersten Schnitt am 16.07.97 baute sich lediglich in den Parzellen der Variante 2 erneut ein deutlicher Befall auf, wohingegen in den Parzellen, in denen das Schnittgut entfernt worden war der Befall auf Kontrolle-Niveau blieb.

Nach dem zweiten Schnitt wurde dann Ende August in allen Varianten, außer den Parzellen der Variante 3, die vor dem 1. Schnitt mit Fungizid behandelt worden war, ein Blattbefall von mehr als 3% Befallsstärke erreicht.

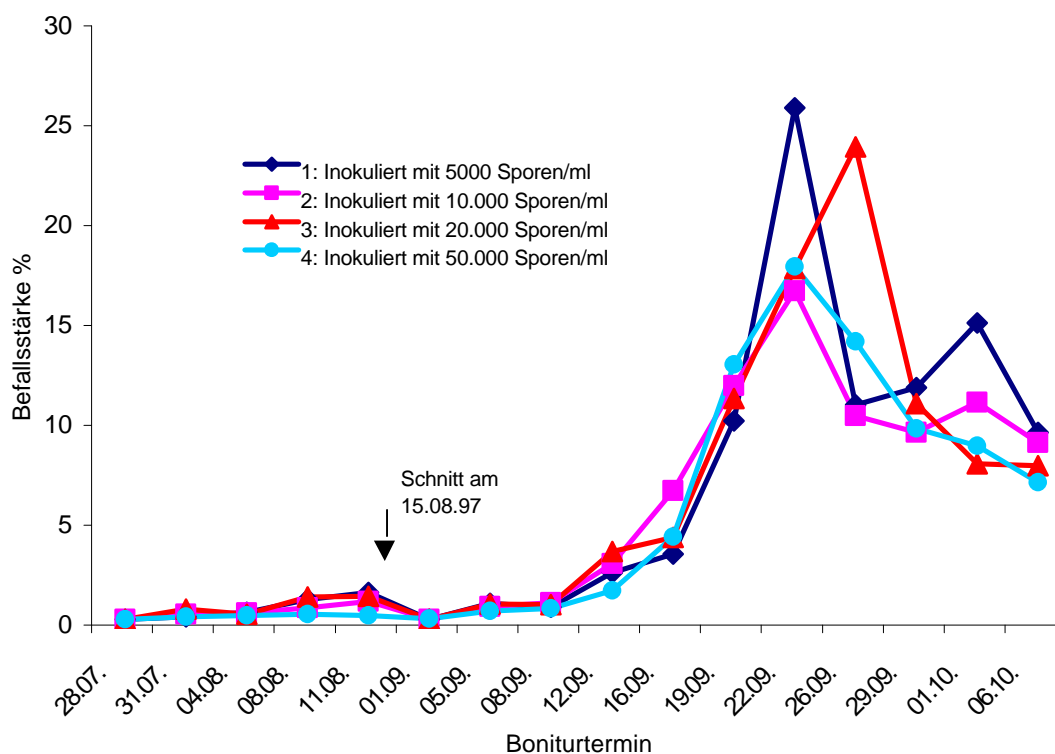


Grafik 3.20: Befallsverlauf mit der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie in Abhängigkeit von verschiedenen Kulturmaßnahmen in einem Petersilienbestand am Versuchsstandort Queckbrunnerhof 1997.

3.8.4 Befallsentwicklung in Abhängigkeit vom Befallsdruck

In einem Petersilienbestand wurden Parzellen mit unterschiedlichen Konzentrationen einer Sporenlösung von *S. petroselini* inokuliert, die durch Abschwemmung der Sporen und des Myzels von befallenen Ernteresten des Vorjahres gewonnen worden war. Bis Mitte September trat in keiner der Varianten ein nennenswerten Befall mit *Septoria*

petroselini auf. Dann kam es in allen Parzellen gleichermaßen zu einem deutlichen Befallsanstieg, der nicht mit der ursprünglich eingesetzten Inokulumkonzentration korrelierte.



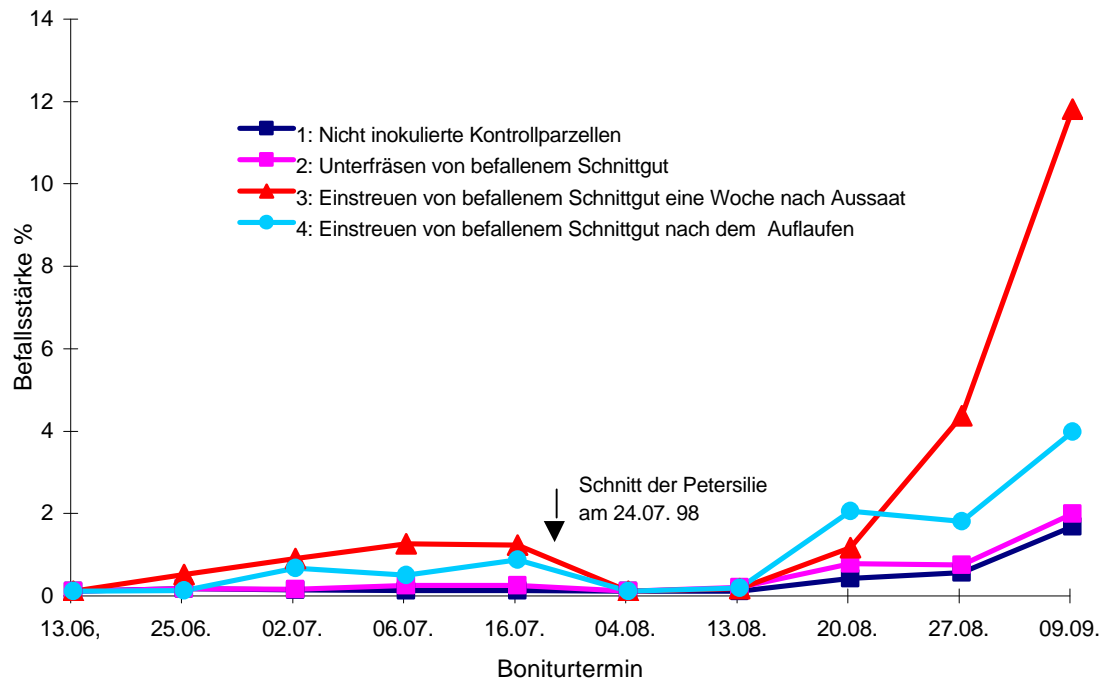
Grafik 3.21: Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie in einem Petersilienbestand nach Inokulation mit unterschiedlichen Konzentrationen einer Sporenlösung, hergestellt aus befallenem Schnittgut des Vorjahres am Versuchsstandort Mainz 1997.

3.8.5 Einfluss des Zeitpunktes von Inokulumeintrag auf die Befallsentwicklung

Um die Abhängigkeit der Befallsentwicklung von *S. petroselini* vom Zeitpunkt des Inokulumeintrages in einem Petersilienbestand zu untersuchen, wurden Parzellen zu unterschiedlichen Zeitpunkten inokuliert.

In den Parzellen, wo befallenes Schnittgut vom Vorjahr direkt nach der Aussaat der Petersilie in die Parzellen eingestreut wurde, konnte der höchste Anfangs- und Gesamtbefall beobachtet werden. Am geringsten war der Befall in der nicht inokulierten Kontrolle. In den Parzellen, in denen das Schnittgut vor der Aussaat eingearbeitet worden war, zeigte sich über die gesamte Versuchsdauer nur wenig Befall. Nachdem der Anfangsbefall insgesamt gering war und durch den Schnitt am 24.07. begrenzt wurde,

wurde, konnte ab Mitte August ein deutlicher Anstieg in der Befallsstärke, vor allem in den Parzellen der Variante 3 festgestellt werden.

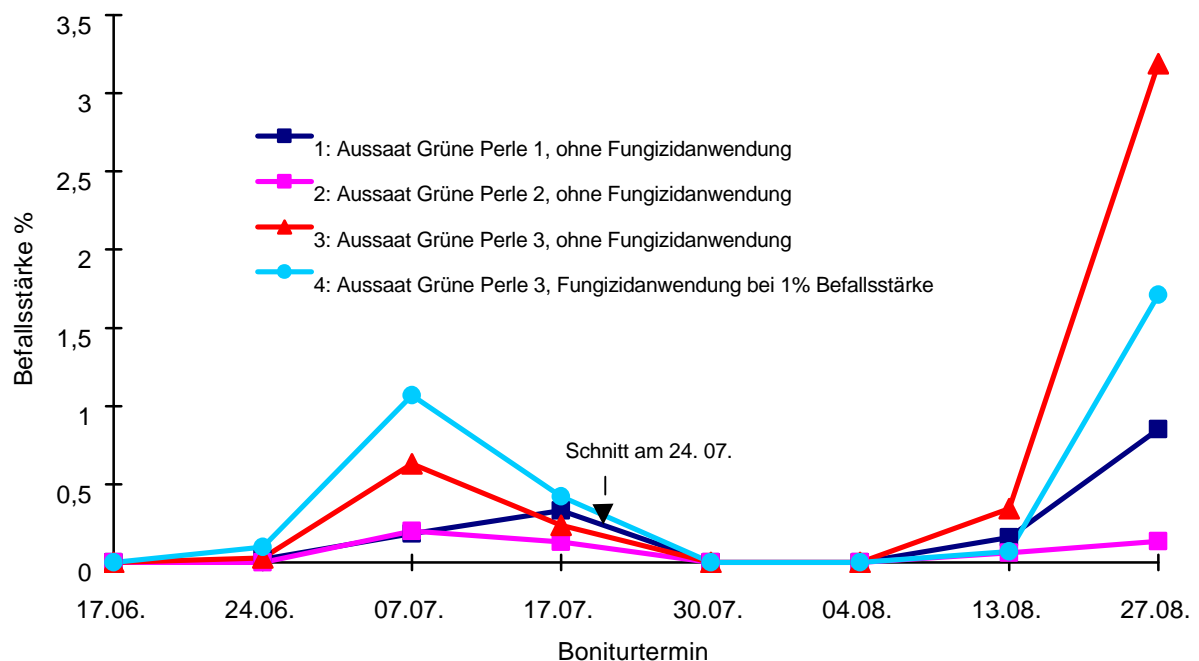


Grafik 3.22: Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie in einem Petersilienbestand in Abhängigkeit des Einbringens von befallenem Schnittgut in den Bestand am Versuchsstandort Mainz, 1998.

3.8.6 Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit in Abhängigkeit von der Saatgutbelastung und Fungizidbehandlungen

Der Versuch sollte Auskunft darüber geben, ob die Saatgutbelastung mit *Septoria petroselini* Auswirkungen auf die Befallsentwicklung im Petersilienbestand hat. Darüber hinaus sollte die Anwendung von Bardos (1l/ha) unter Einbeziehung einer Schwelle von 1% Befallsstärke Rückschlüsse darauf geben, ob das Mittel auch kurativ wirkt und damit nach erfolgter Infektion eine Befallsausbreitung im Bestand verhindern kann. Für den Versuch wurden 6 Varianten mit jeweils 4 Wiederholungen angelegt. Zur Aussaat kamen verschiedene Herkünfte der Sorte Grüne Perle mit unterschiedlichem Ausgangsbefall (1 = kein Befall; 2 = mittlerer Befall; 3 = starker Befall). Die Aussaat erfolgte Anfang März. Wiederum konnte ein starker Befallsanstieg erst ab Mitte August beobachtet werden, obwohl bereits im Juni ein latenter Blattbefall mit *Septoria petroselini* feststellbar war. Dieser Befall wurde jedoch durch den Schnitt am 24.07.98

begrenzt. Die Petersilie in den Parzellen, in denen stark befallenes Saatgut ausgesät worden war (Parzellen der Varianten 3 und 4), wies von Beginn an einen etwas höheren Befall auf als die Pflanzen in den übrigen Parzellen. Als der Bestand im August nach dem 1. Schnitt wieder aufgewachsen war, kam es zu einem Befallsanstieg, der in den Parzellen mit der höchsten Saatgutbelastung (trotz Fungizidanwendung am 07.07.) signifikant höher ausfiel als in den Parzellen mit geringer Saatgutbelastung, die sich in der Stärke des Blattbefalls mit *Septoria petroselini* nicht signifikant unterschieden. Zwischen den fungizidbehandelten Varianten 3 und 4 bestand in den Befallsverläufen ebenfalls kein statistisch abzusichernder Unterschied, jedoch verminderte die Fungizidbehandlung den Befall an den Petersilienpflanzen.



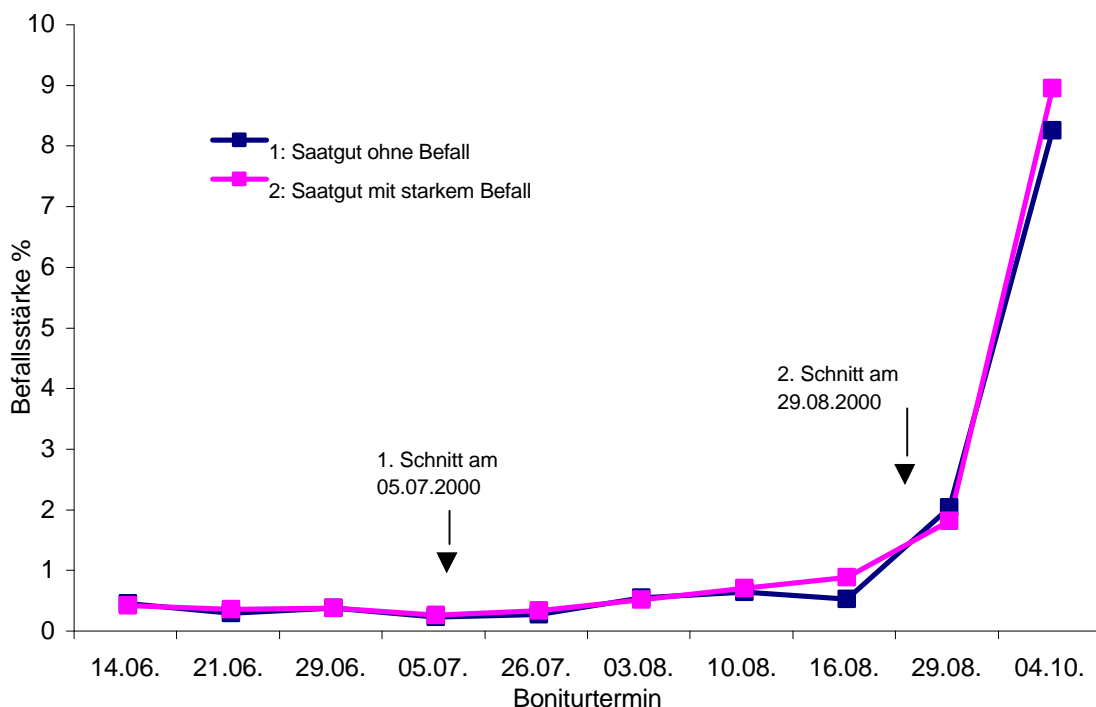
Grafik 3.23: Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie in einem Petersilienbestand nach Aussaat von unterschiedlich stark befallenem Saatgut am Versuchsstandort Queckbrunnerhof 1998.

3.8.7 Einfluss von Saatgutbefall und Inokulationen auf die Befallsentwicklung der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit im Freiland

Die Auswirkungen der Saatgutbelastung auf den Befallsverlauf mit der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit sollten in Kombination mit einer Inokulation durch befallenes

Schnittgut überprüft werden. Um gute Bedingungen für die Infektion zu schaffen, wurde regelmäßig Über-Kopf bewässert.

Es konnte zwischen den beiden Parzellen der Varianten während der gesamten Vegetationsperiode kein erheblicher Unterschied im Befallsverlauf beobachtet werden (**Grafik 3.25**). Trotz Inokulation und regelmäßiger Über-Kopf-Bewässerung baute sich während des gesamten Sommers kein nennenswerter Befall auf. Erst ab Mitte August kam es wiederum zu einem erheblichen Anstieg in der Befallsstärke, von dem aber beide Varianten im gleichen Maße betroffen waren.

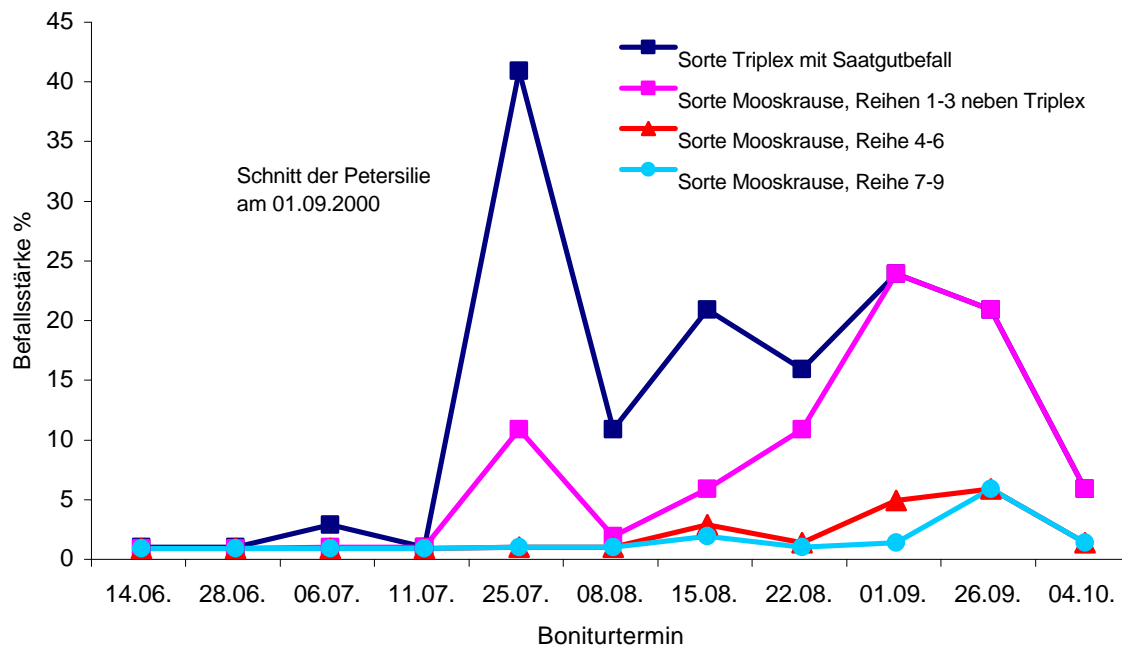


Grafik 3.25: Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie in einem Petersilienbestand nach Aussaat von unterschiedlich stark befallenem Saatgut und Inokulation mit infiziertem Schnittgut aus dem Vorjahr am Versuchsstandort Queckbrunnerhof 2000.

3.8.8 Epidemiologie des Erregers im Bestand

Es sollte nachgewiesen werden, dass die Erstinfektion in einem Petersilienbestand von befallenem Saatgut ausgehen kann. Außerdem sollte die Art und Geschwindigkeit der Befallsausbreitung in den gesunden Bestand erfasst werden. Die Versuchsfläche lag in einem rein obstbaulich bzw. ackerbaulich genutzten Gebiet. Zur Aussaat kamen drei Reihen Petersilie der Sorte Triplex, die starken Befall mit *S. petroselini* am Saat-

gut aufwies. Daneben wurden neun Reihen der Petersiliensorte Mooskrause ohne Saatgutbefall ausgesät. Der Initialbefall im Bestand ging eindeutig von den 3 Reihen der Petersiliensorte Triplex aus (**Grafik 3.24**). Dieser Anfangsbefall war früher und signifikant höher als in den übrigen Reihen. Erkennbar war auch die Ausbreitung der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit über den gesamten Bestand. Die direkt angrenzenden Petersilienreihen waren früh betroffen, die Ausbreitung über den restlichen Petersilienbestand erfolgte erst später und war deutlich schwächer. Durch den regenreichen Sommer blieb der Befall die gesamte Vegetationsperiode über auf hohem Niveau, zum Ende der Vegetationszeit war mit dem fehlenden Zuwachs von Petersilienblattmasse die Neuinfektion entsprechend gering.

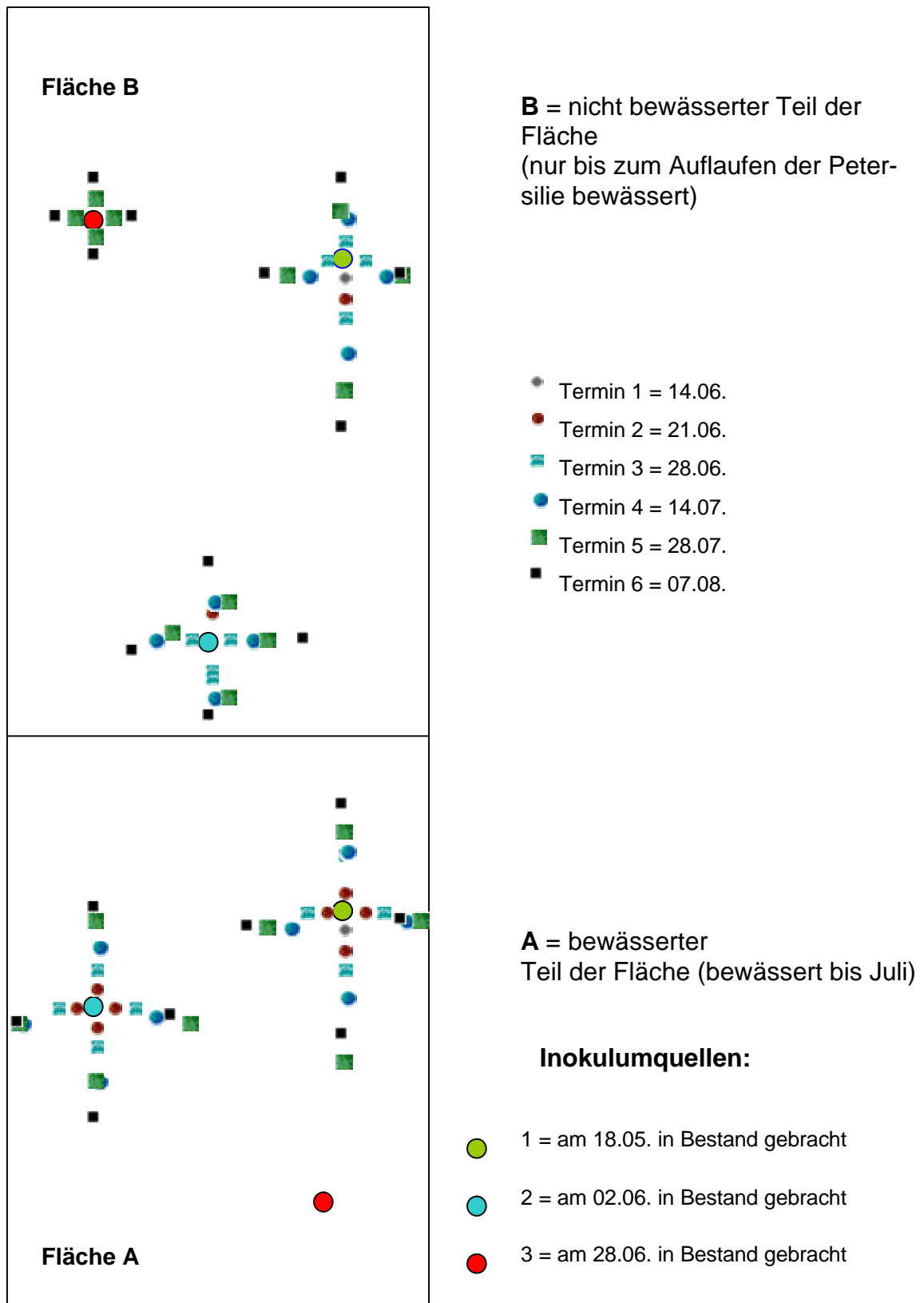


Grafik 3.24: Befallsverlauf der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie in einem Petersilienbestand, ausgehend von befallenem Saatgut der Sorte Triplex am Versuchsstandort Ingelheim 2000.

Der folgende Versuch sollte Aufschluss darüber geben, wie sich *S. petroselini* innerhalb eines Petersilienbestandes ausbreitet, wenn einzelne Befallsherde zu unterschiedlichen Zeitpunkten während der Vegetation eingebracht werden. Dazu wurden inokulierte Petersilienpflanzen mit Blattsymptomen zu unterschiedlichen Zeitpunkten in einen Petersilienbestand gebracht und die Ausbreitung des Erregers erfasst. Die Hälfte der Fläche wurde bis zum Auflaufen der Petersilie bewässert, der Rest der Fläche

bis Juli. Anschließend war aufgrund ausgiebiger Regenfälle keine zusätzliche Bewässerung mehr nötig.

Um die infizierten Pflanzen die Mitte Mai in den Bestand gebracht worden waren (grüner Kreis), baute sich unabhängig von der Bewässerung der stärkste Befall mit *Septoria petroselini* auf (**Übersicht 3.1**). Auch um die Pflanzen die Anfang Juni ausgebracht worden waren (blauer Kreis), war eine starke Befallsausbreitung zu beobachten. Bei der Petersilie die erst Ende Juni in die Parzellen gepflanzt worden war (roter Kreis), blieb die Ausbreitung in der Variante A (bewässert bis Juli) zunächst völlig aus, in der Variante B (bewässert nur bis zum Auflauf der Pflanzen) zeitlich zurück. Die Ausbreitung der Krankheit erfolgte rund um die als Ausgangsherd dienenden Petersilienpflanzen mit *Septoria petroselini*-Befall. Jede Woche waren bei den benachbarten Petersilienpflanzen einige Wedel neu befallen und bei bereits infizierten Pflanzen konnte eine höhere Befallsstärke festgestellt werden. Nach dem Schnitt am 07.08.2000 schließlich baute sich ein Befall über die gesamte Fläche auf, der um die inokulierten Pflanzen herum weit höher war als im übrigen Bestand, in dem der Befall Ende September bei etwa 2% lag. Die Ergebnisse sind in der Übersicht 3.1 dargestellt.



Übersicht 3.1: Ausbreitung der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit an Petersilie in einem Petersilienbestand, ausgehend von einzelnen Befallsherden am Versuchsstandort Mainz 2000.

4 Diskussion

Als Erreger der Blattfleckenkrankheit an Petersilie ist *Septoria petroselini* seit langem beschrieben, dennoch beschränken sich die Erwähnungen des Pathogens meist auf die Beschreibung des geographischen Auftretens der Krankheit und die Darstellung der Symptome (ORTON, 1931; TAHVONEN, 1978; CERCAUSKAS, 1990; MARKYAVICHYUS, 1978). Auch bezüglich der Morphologie des Erregers, seiner Infektionsstrukturen sowie der Ansprüche an seine Umgebung ist wenig bekannt. Untersuchungen zum Auftreten und der Verbreitung von *S. petroselini* im Bestand fehlten bislang vollständig.

Da der Befall mit der *Septoria*-Blattfleckenkrankheiten an Gartenpetersilie in den letzten Jahren erheblich zugenommen hat und es für einen ökonomischen Anbau notwendig ist, einen hohen Ertrag und eine gute Qualität zu gewährleisten, sollte die vorliegende Arbeit dazu beitragen, das Wissen über die Biologie und Epidemiologie von *S. petroselini* zu vergrößern, um damit Lösungsansätze für eine effektive Kontrolle der Krankheit erarbeiten zu können.

S. petroselini wurde von einigen Autoren als identisch mit *S. apiicola* beschrieben (SUTTON AND WATERSTON, 1966). Die Ursache hierfür dürfte in der Ähnlichkeit der Pilze bezüglich ihrer Morphologie und Entwicklung zu sehen sein. Darüber hinaus sind auch die Wirtspflanzen dieser beiden *Septoria*-Arten, die Gartenpetersilie (*Petroselinum crispum*) und der Sellerie (*Apium graveolens*), die beide zu den Apiaceen gehören, eng miteinander verwandt. Andere Autoren führen *S. petroselini* und *S. apiicola* als zwei getrennte, aber eng miteinander verwandte Arten (NOBLE, DE TEMPE AND NEERGARD, 1958). Die eigenen Untersuchungen haben dies bestätigt. Aufgrund ihrer taxonomischen Nähe wird *S. apiicola* zur Charakterisierung von *Septoria petroselini* vergleichend herangezogen.

Die in Pyknosporen gebildeten Konidien dienen bei allen bislang bekannten *Septoria*-Arten als Verbreitungseinheiten. Allen gemeinsam ist eine längliche Grundform und eine Septierung (*Septoria*). Innerhalb der Gattung *Septoria* ist jedoch die Variabilität in der Länge der Konidien und deren Durchmesser sehr hoch. Zum Teil können die unterschiedlichen Arten durch diese Merkmale grob voneinander unterschieden werden. Die Form variiert von lang und fadendünn bis kurz und stumpf. Innerhalb der Gattung finden sich von geraden Konidien bis zu stark gekrümmten Formen alle Zwischenstufen. Die Septierung ist innerhalb sowie zwischen einigen Arten variabel, meist werden 1-6 Septen gebildet (s. Tab. 7.4 im Anhang). Die Variabilität der Konidien in Bezug auf ihre Länge und Dicke war auch bei *S. petroselini* groß und zwischen den einzelnen Isolaten signifikant

unterschiedlich. Die Konidien waren durchschnittlich etwa ebenso lang wie diejenigen von *S. apiicola* (SUTTON AND WATERSTON, 1966; SHERIDAN, 1968b), die von *S. apiicola* gebildet sind jedoch dicker als die von *S. petroselini*. Auch die Anzahl der Septen war unterschiedlich. Während *S. petroselini* 1-3 (4) Septen bildete, sind die Angaben für *S. apiicola* mit 1-5 Septen (SUTTON AND WATERSTON, 1966) und bis zu 7 Septen (SHERIDAN, 1968b) uneinheitlich. Das Myzel von *S. petroselini* war regelmäßig septiert. Eine taxonomische Abgrenzung innerhalb der Gattung anhand dieser Strukturen war lichtmikroskopisch nicht möglich, da die Art der Septierung bei *Septoria spp.* weit verbreitet ist.

Der Durchmesser der Pyknidien von *S. petroselini* variierte in Abhängigkeit davon, ob die Pyknidien auf künstlichem Nährmedium (30-270 µm) oder im Blattgewebe (20-90 µm) gebildet wurden. Der Durchmesser der Pyknidien, welche sich in Blättern entwickelten, war geringer und weniger variabel. Dieser Umstand könnte darauf zurückzuführen sein, dass unter der Spaltöffnung und im interzellularen Raum eines Blattes nicht ausreichend Platz zur Bildung größerer Pyknidien zur Verfügung steht. Möglicherweise spielte hierbei auch das höhere Nährstoffangebot des verwendeten Agars eine Rolle, welches optimal für die Entwicklung des Pilzes war, was in diesem Maße im Blattgewebe jedoch nicht gegeben ist. Die Konidien werden bei Pilzen der Gattung *Septoria* durch ein Ostium freigesetzt. Das Verhältnis des Durchmessers dieser Öffnung zum Pyknidiendurchmesser war bei *S. petroselini* mit 1:4 bis 1:5 auf Möhrensaftagar ebenso konstant wie im Blattgewebe.

Die Pyknidien von *S. apiicola* sind mit ihrem Durchmesser von 75-195 µm im Blattgewebe und 90 und 300 µm auf Nährboden im Vergleich dazu größer. Die Größe des Ostiums wird bei *Septoria apiicola* mit 15-50 µm angegeben (SUTTON AND WATERSTON, 1966), was durch eigene Beobachtungen bestätigt werden konnte. Ein ähnlich konstantes Verhältnis von Pyknidien und Ostium-Größe wie bei *S. petroselini* konnte bei *S. apiicola* nicht beobachtet werden. Ebenso wie bei allen bislang bekannten *Septoria*-Arten (SUTTON AND WATERSTON, 1966) wurden auch von *S. petroselini* kugelige Pyknidien gebildet, die zunächst hyalin waren und sich mit zunehmender Reife durch die Einlagerung von Melaninen dunkler färbten, bis sie schließlich schwarz waren. Die Bildung der Konidien in den Pyknidien erfolgte bei *S. petroselini* und *S. apiicola*, wie bei den meisten anderen *Septoria*-Arten auch, von der innersten der 3-4 Wandlagen aus. Diese innere Wand wird von flaschenförmigen Konidiophoren gebildet, welche die Konidien abschnüren und erst bei Reife in den Innenraum freigeben. Vorher sind sie mit den Konidiophoren verbunden und werden durch eine wasserlösliche Matrix zusammengehalten (DONOVAN ET AL., 1990; LOUIS UND COOKE, 1985). Da weder die Infektion von Sellerie mit *S. petroselini* möglich war, noch umgekehrt ein Befall an Petersilie mit *S. apiicola* erreicht werden konnte, kann

davon ausgegangen werden, dass es sich eindeutig um zwei verschiedene *Septoria*-Arten handelt. Um eine Aussage über die Nähe der Verwandtschaft zwischen den beiden *Septoria*-Arten treffen zu können ist jedoch die Anwendung molekularbiologischer Methoden, wie der Polymerase-Chain-Reaction (PCR), unerlässlich.

In den Versuchen zeigte *S. petroselini* beim Wachstum ein Temperaturoptimum zwischen 23°C und 25°C, das nur wenig über dem von *S. apiicola* liegt, welches in der Literatur mit 22,5°C angegeben wird (MUDITA UND KUSHALAPPA, 1991). Für *S. apiicola* ist beschrieben, dass nach Überschreitung des optimalen Temperaturbereiches das Pilzwachstum erheblich abnimmt (MUDITA UND KUSHALAPPA, 1991). Dies galt auch für *S. petroselini*. Oberhalb von 25°C und unterhalb von 8°C wurde ein deutlich geringeres Wachstums beobachtet, die Sporulation blieb aus. Im dazwischen liegenden Temperaturbereich wurden keine erheblichen Unterschiede im Wachstum festgestellt, daher kann davon ausgegangen werden, dass *S. petroselini* in der Lage ist, innerhalb eines weiten Temperaturbereiches zu wachsen. Das Temperaturoptimum von *S. petroselini* lag, ähnlich wie auch bei *S. apiicola* im Vergleich zu anderen Pilzarten relativ hoch. Dies wird verständlich, wenn man den Ursprung der Wirtspflanzen Petersilie und Sellerie im Mittelmeergebiet berücksichtigt. In den Petersilienanbaugebieten in der Pfalz sind die durchschnittlichen Temperaturen während der Vegetationszeit mit mehr als 19°C im Juli im deutschlandweiten Vergleich ebenfalls relativ hoch. Dies trägt vermutlich zur Verbreitung von *S. petroselini* in diesen Petersilienanbaugebieten wesentlich bei.

Die Entwicklung von Pilzen wird durch verschiedene Lichtverhältnisse wie UV-Licht, Länge und Rhythmus von Tageslicht oder Dunkelheit beeinflusst. Vor allem Licht im kurzwelligen Bereich hemmt bzw. fördert häufig die Sporulation (MÜLLER UND LÖFFLER, 1982). Auch das Wachstum von *S. petroselini* wurde in den Versuchen durch die Variation der Lichtverhältnisse beeinflusst. Bei ständiger Dunkelheit setzte eine verstärkte Bildung von Myzel ein. Möglicherweise sind Pyknidienbildung und Sporulation bei Fehlen von Lichtreizen gehemmt. Eine verstärkte Myzelbildung ist typisch für Pilze, deren Myzelentwicklung im Boden stattfindet (z.B. viele Basidiomyceten). Ob ein Myzelwachstum von *S. petroselini* im Boden stattfand, konnte jedoch nicht geklärt werden. Unter UV-Licht verlief die Entwicklung von *S. petroselini* sehr schnell, so dass einige Pyknidien bereits nach 6 Tagen sporulierten. Durch Sonneneinstrahlung wird die Bildung von Fruchtkörpern und Freisetzung der Sporen auch bei im Boden wachsenden Pilzen gefördert, wodurch dem Pilz eine schnelle Verbreitung ermöglicht wird.

S. petroselini zeigte in einem pH-Bereich von 4 bis 9 ein deutliches Myzelwachstum mit Pyknidienbildung und Sporulation. Bei *Septoria apiicola* konnte durch ein Anheben des pH-Wertes von pH 5,8 auf pH 6,5 das Pilzwachstum verstärkt werden (MUNZ 1994). Eine mögliche Erklärung für den großen Toleranzbereich von *S. petroselini* gegenüber einem weiten Bereich von pH-Werten könnte sein, dass der Erreger sowohl auf dem Blatt im Wasserfilm wachsen muss, als auch im Bereich von Spaltöffnungen, der ein Milieu mit schwankenden pH-Werten darstellt.

S. apiicola zeigte die stärkste und schnellste Symptomausprägung bei einer Temperatur von 25°C und einer Blattnässedauer von 72 Stunden nach der Inokulation (MATHIEU AND KUSHALAPPA, 1993). Auch für *S. petroselini* konnte ein solcher Zusammenhang zwischen der Dauer hoher Luftfeuchte bzw. andauernder Blattnässe und der Befallsstärke beobachtet werden. Nach 24 Stunden waren die meisten Sporen gekeimt. Eine Trockenperiode nach dieser Zeitspanne führte zum Ausbleiben von Symptomen. Nach 48 Stunden war auf der Blattoberfläche ein Myzel entstanden. Obwohl dieses bereits in der Lage war eine vorübergehende Trockenphase zu überstehen, kam es nicht zu einem nennenswerten Befall. Nach 72 Stunden waren die meisten Hyphen bereits in Spaltöffnungen eingewachsen und so nicht mehr direkt von den äußeren Feuchtebedingungen abhängig. Zeitweilige Trockenheit nach dieser Zeit verzögerte die Symptomausprägung zwar, bei ausreichender Feuchtigkeit kam es jedoch zur Bildung von Pyknidien und zur Sporulation.

Freigesetzte Konidien von *S. petroselini*, bei denen der Keimungsprozess noch nicht eingesetzt hatte, behielten über mehrere Tage auf der Blattoberfläche ihre Infektiosität. In Abhängigkeit von der Länge der Trockenphase nahm ihr Infektionserfolg ab, war aber nach 72 Stunden noch ausreichend, um Symptome zu verursachen. Diese Stabilität der Konidien kann für den Pilz dann wichtig sein, wenn die Sporulation auf ein Regenereignis mit anschließender Trockenphase folgt. Unterschiedliche Temperaturen zwischen Tag und Nacht führten zur Bildung von Kondenswasser auf den Blättern, und die damit verbundene lang andauernde Blattnässe bot optimale Entwicklungsbedingungen für *S. petroselini*, was zu sehr hohen Befallsstärken führen konnte.

Um die Wahrscheinlichkeit eines möglichen Infektionszeitpunktes voraussagen zu können, muss neben dem Einfluss der Temperatur auch die Blattnässe berücksichtigt werden. Für die Blattnässe und Blattnässedauer sind die Faktoren Niederschlag, Luftfeuchte, Evaporation und Unterschiede zwischen Tag und Nachttemperatur wesentlich. So benötigte *S. petroselini* in Versuchen für mindestens 3 Tage eine Luftfeuchtigkeit

von nahezu 100%, um Petersilienpflanzen in einem nennenswerten Ausmaß zu infizieren. Für eine mögliche Infektion kommen nur solche Zeiträume in Frage, in denen über mehrere Tage ausreichende Feuchtigkeit herrscht. Schon heute gibt es Prognosemodelle die auf den oben beschriebenen Grundlagen beruhen, wie beispielsweise die Vorhersage der Wahrscheinlichkeit der Infektionszeitpunkte bei Falschen Mehltau-Pilzen oder das RIMpro-Prognosemodell für *Venturia inaequalis* (Harzer und Orth, 1997).

Die Stärke des Befalls an Petersilienpflanzen wurde durch die Aggressivität der unterschiedlichen *Septoria*-Isolate bestimmt. Darüber hinaus wurden die Sorten von einigen Isolaten unterschiedlich stark befallen. Befallsfreiheit zeigte keine der geprüften Sorten. Dies deckt sich mit den Angaben anderer Autoren, die ebenfalls Befallsunterschiede bei verschiedenen Petersiliensorten beobachten konnten, denen es aber nicht gelang, eine Sorte mit Resistenz zu finden (SCHOLZE UND MARTHE, 1999).

In Abhängigkeit von Entwicklungsstadien der Pflanzen treten Unterschiede in ihrer Anfälligkeit gegenüber Krankheitserregern auf. Häufig sind Keimblätter besonders gefährdet, da hier die Epidermis zart und die Kutikula nur schwach ausgebildet ist, was vielen Krankheitserregern die Möglichkeit bietet, diese Barriere leichter zu überwinden und in das Pflanzengewebe einzudringen. Auch gibt es stoffwechselbedingte Änderungen in der Anfälligkeit von Pflanzen gegenüber einer Krankheit, wie im Fall der Altersresistenz von Apfelblättern, die möglicherweise durch eine Änderung des pH-Wertes im Blattgewebe ausgelöst wird (MC HARDY ET AL, 2001). Eine Altersresistenz bei Petersilienpflanzen gegenüber *S. petroselini* konnte nicht beobachtet werden. Die älteren Blätter zeigten einen geringfügig höheren Befall. Dieser stärkere Befall an älteren Blättern könnte durch die gekrauste Blattfläche bedingt sein, mit der auch eine längere Blattnässedauer einhergeht. Darauf weist auch hin, dass glattblättrige Sorten einen etwas geringeren Befall zeigten, der auf einem schnelleren Abtrocknen der Blätter beruhen könnte, wodurch ungünstigere Infektionsbedingungen vorliegen.

Für *S. apiicola* kam es bei einer Zunahme der Konidien von 20.000 auf 100.000 je ml Inokulumsuspension zu einem deutlichen Anstieg in der Zahl der Läsionen. Danach konnte durch eine höhere Konidienkonzentration die Anzahl der Läsionen nicht mehr vergrößert werden (MUDITA AND KUSHALAPPA, 1991). Bei *S. petroselini* konnte diese Beziehung zwischen Inokulumdichte und Befallsintensität nicht hergestellt werden. Dies beruht möglicherweise auf der Abhängigkeit des Pilzes von Spaltöffnungen als Eintrittspforten, wodurch diese einen limitierenden Faktor darstellen könnten. *S. api-*

cola hingegen penetriert auch die Kutikula. Vorstellbar wäre auch, dass die Konidien von *S. petroselini* sich bei höheren Konzentrationen gegenseitig im Wachstum behindern (bei der Inokulation von Petersilienpflanzen mit *S. petroselini* in Konzentrationen von 20.000-100.000 Konidien je ml konnte immer ein deutlicher Befall verursacht werden. Daher wurden im Versuch höhere Konzentrationen als 500.000 Sporen je ml nicht überprüft).

Die Frage, ob sich *S. petroselini* sexuell vermehrt, muss nach bisherigem Kenntnisstand unbeantwortet bleiben, da es nicht möglich war, eine Hauptfruchtform zu identifizieren und zu beschreiben. Ebenso wie für *S. apiicola* ist eine solche nicht bekannt. Andererseits sind für andere *Septoria*-Arten die Hauptfruchtformen gefunden worden, wie z.B. bei *Leptosphaeria nodorum* (Nebenfruchtform: *Septoria nodorum*). Es ist aber durchaus möglich, dass *S. petroselini* sich ausschließlich asexuell vermehrt und sich die Pilze durch Heterokaryosis oder parasexuelle Prozesse eine gewisse genetische Variabilität erhalten haben (KENDRICK, 2001). Ein Wirtswechsel ist für Ascomyceten, im Gegensatz zu den Basidiomyceten, bei denen viele Arten mit Wirtswechsel bekannt sind, nicht typisch. Hinweise auf weitere Wirtspflanzen konnten bei *S. petroselini* nicht gefunden werden.

Die in den Pyknidien gebildeten Konidien konnten aus jedem der durch Septen voneinander abgetrennten Kompartimente auskeimen. Der Keimung ging eine Abrundung der Sporen voraus, die oftmals mit einer Erhöhung der Septenzahl einherging, was für *S. apiicola* ebenfalls beobachtet wurde (COCHRAN, 1932). Unter idealen Wachstumsbedingungen waren die Sporen von *S. petroselini* bereits nach 24 Stunden ausgekeimt. Dem folgte während der nächsten 24 Stunden die Bildung von Myzel, das entweder unverzweigt auf dem Blatt wuchs, oder was häufiger der Fall war, sich sofort stark verzweigte. Der Erreger bildete keine Appressorien und wuchs nach eigenen Beobachtungen ausschließlich über die Spaltöffnungen in den Wirt ein. Damit unterschied er sich deutlich von *S. apiicola*, bei dem eine direkte Penetration der Epidermis wie auch das Einwachsen über Spaltöffnungen beschrieben ist. Die Ausbildung eines Appressoriums ist auch für *S. apiicola* in der Literatur nicht beschrieben (DONOVAN ET AL., 1990; LAMARQUE, BOSSENEC, 2001). Ein bei *S. petroselini* häufig zu beobachtendes Phänomen war das Einwachsen eines Hyphenabzweiges in Stomata, während die Haupthyphe sich auf der Blattoberfläche weiterentwickelte. Dieses Verhalten stellt eine besonders effektive Infektionsstrategie dar, da auf diese Weise mit dem Myzel aus einer einzelnen gekeimten Spore mehrere Spaltöffnungen infiziert werden können.

Die Hyphen wuchsen nach dem Eindringen durch die Stomata zwischen den Mesophyllzellen weiter, es erfolgte kein intrazelluläres Wachstum. Haustorien, die auf eine biotrophe Phase von *S. petroselini* hinweisen, wurden, wie auch bei *S. apiicola* und *Septoria nodorum* nicht gefunden (SCHOLES, ROLFE AND BOWYER, 2000). Ein systemisches Wachstum des Pilzes in den Leitgefäßen konnte während des gesamten Untersuchungszeitraumes nicht beobachtet werden. In Dünnschnitten der Leitbündelumgebung wurden niemals Myzel oder Konidien gefunden. Auch die Tatsache, dass es nicht möglich war, über ein Eintauchen der Stängel in eine Konidiensuspension einen Blattbefall mit *S. petroselini* zu erreichen, macht eine systemische Ausbreitung des Pilzes unwahrscheinlich. Auch für andere *Septoria*-Arten, unter anderem *S. apiicola*, wird kein systemisches Wachstum beschrieben (MUNZ, 1994). Aus diesen Untersuchungen kann geschlossen werden, dass eine vom Saatgut ausgehende systemische Infektion der Petersilienpflanze mit *S. petroselini* unwahrscheinlich ist.

Nie konnte eine Schädigung der Mesophyllzellen im Wachstumsbereich von *S. petroselini* festgestellt werden. Eine Toxinbildung seitens des Pilzes ist nicht beschrieben. Für *S. apiicola* werden ebenfalls keine Zellschädigungen durch Toxinbildung beschrieben (DONOVAN ET AL., 1990). Die Nekrotisierung der Petersilienblätter war zumindest teilweise durch die Bildung der Pyknidien von *Septoria petroselini* und der damit verbundenen Zerstörung von Spaltöffnungen und Kutikula bedingt.

Neben dem interzellulären Myzel bildete der Pilz im Blattgewebe Pyknidien. Ihre Entwicklung verlief unter geeigneten Bedingungen im Vergleich zu den meisten anderen *Septoria*-Arten schnell. Auf Nährboden konnten schon 3 Tage nach dem Aufimpfen erste, wenn auch noch unreife Pyknidien gefunden werden. Auf Blattmaterial waren erste Symptome von *S. petroselini* 8-10 Tage nach Inokulation sichtbar. Für *S. apiicola* wurden unter ähnlichen Bedingungen erste Läsionen auf Blättern nach 12-21 Tagen festgestellt (MATHIEU AND KUSHALAPPA, 1993). Während die Pyknidienbildung, wie auch für *S. apiicola* beschrieben, auf Nährboden durch Zusammenballung von Hyphen erfolgte (symphogene Bildung), kam es im Blattgewebe zur Teilung einer Hyphenzelle und der Bildung eines mehrlagigen Pyknidiums, dessen äußere 2-3 Lagen durch Einlagerung von Farbstoffen (Melaninen) und Verdickung der Zellwände (Sklerotisierung) dunkel gefärbt waren. Dieser Vorgang wird als meristogene Pyknidienbildung bezeichnet (MUNZ, 1994). Die Pyknidien wurden bei *S. petroselini* im Blattmaterial immer unter einer Spaltöffnung gefunden, so dass davon ausgegangen werden kann, dass sie sich in der substomatären Höhle entwickelten. In den Pyknidien wurden die Konidien aus-

schließlich von der innersten Zellwandlage als Phialosporen abgeschnürt, wie es für *Septoria*-Arten häufig beschrieben ist (SUTTON AND WATERSTON, 1968). An der Ansatzstelle zum Konidiophor waren die Konidien leicht abgerundet, während sie sich zur Spitze hin verjüngten. Im Verlauf ihrer Entstehung durchbrachen die Pyknidien von *S. petroselini* die Epidermis und Kutikula der Wirtspflanze. Die Freisetzung der Konidien erfolgte durch das Ostiolum des Pyknidiums.

Im Rahmen der mikroskopischen Untersuchung konnten auf Pyknidien von *S. petroselini* kleine ovoide Strukturen beobachtet werden, welche in typischer Weise nur dort vorkamen und bei denen es sich um Mikrokonidien handeln könnte. Bei einigen anderen *Septoria*-Arten sind sekundäre Konidien bekannt, sie werden jedoch meist frei an Myzel gebildet. Beschrieben sind sekundäre Konidien z.B. für *Septoria passerflorii*. Hier werden die Mikrokonidien als ovoid, mit einer Größe von 4-6 x 1-2 µm, einzellig und hyalin beschrieben (PUNITHALINGAM, 1966). Auch die von *S. petroselini* gebildeten Strukturen waren oval, einzellig, hyalin und deutlich kleiner als die in den Pyknidien gebildeten Konidien. Ob es sich hierbei um Mikrokonidien handelte, konnte im Rahmen der vorliegenden Arbeit nicht abschließend geklärt werden.

Wie auch für andere *Septoria*-Arten beschrieben, z.B. *S. apiicola* und *S. cucurbitacearum* (MUNZ, 1994; ZITTER, 1992), bildete *S. petroselini* unter trockenen Bedingungen Chlamydosporen aus. Bei *S. petroselini* geschah dies, indem sich die Zellwände der Hyphen stark verdickten, Melanine eingelagert wurden und die Hyphenzellen sich abrundeten. Durch Auseinanderbrechen des Myzels entstanden Dauersporen. Diese Myzelbruchstücke waren gegenüber schlechten Umweltbedingungen extrem unempfindlich und keimten bei Zugabe ausreichender Feuchtigkeit wieder aus. Solche Chlamydosporen könnten bei der Verbreitung von *S. petroselini* eine Rolle spielen, da der Pilz auf diese Art und Weise längere Trockenzeiten überdauern kann.

Erwähnenswert ist die Art und Weise des Myzelwachstums, die es *S. petroselini* ermöglicht, Wirtsgewebe unter geeigneten Bedingungen in kürzester Zeit umfassend zu besiedeln. Myzel von *S. petroselini* wuchs aus besiedeltem Wirtsgewebe über Spaltöffnungen wieder aus, um über die Blattoberfläche zu noch "freien" Stomata zu wachsen, hier wiederum einzudringen und die Entwicklung erneut zu beginnen.

S. petroselini gilt wie viele Arten der Gattung *Septoria* als samenübertragbar (TEMPLE AND NEERGARD, 1958). Als Hinweis für die Richtigkeit dieser These kann die hohe Zahl der Saatgutproben gewertet werden, bei denen ein Befall mit *S. petroselini* auf der

Samenschale gefunden wurde. Ein Zusammenhang zwischen der Petersiliensorte und Stärke des Saatgutbefalls wurde hierbei nicht festgestellt. Selbst verschiedene Herkünfte der gleichen Sorte wiesen unterschiedlichen Befall mit *S. petroselini* auf.

Eine systemische Infektion des Samenkorns über das Xylem der Mutterpflanze, wie für Fusarium-Arten bekannt, ist bei *S. petroselini* auszuschließen, da diese Verbindung nur in den frühen Entwicklungsstadien des Embryos besteht und an diesem einen Befall mit *S. petroselini* verursachen würde. Durch *S. petroselini* werden nach bisherigen Erkenntnissen ausschließlich Testa oder Perikarp des Samenkorns befallen. Häufig ist auch der Stiel (Suspensor) betroffen. Am Embryo hingegen konnte der Pilz nicht gefunden werden. Diese Beobachtung deckt sich mit denjenigen, die für andere *Septoria*-Arten gemacht wurden (MAUDE, 1963; NEERGARD, 1979; SHERIDAN, 1964; CHAMPION, 1999). Der Befall der Testa war nicht an bestimmte Stellen gebunden. Dies könnte auf das Einwachsen des Pilzes direkt durch die Eizellwand hindeuten. Nach der Penetration könnten die Pilzhyphen interzellulär weiterwachsen und in Perikarp wie Testa an verschiedenen Stellen Pyknidien bilden. Diese Art der Infektion ist für viele Pilze beschrieben (MAUDE, 1995).

Von allen Petersilienpflanzen, die aus Saatgutproben mit mittlerem bzw. starkem Saatgutbefall angezogen und anschließend bei einer Luftfeuchte von 100% kultiviert worden waren, konnte bei zwei Pflanzen ein Blattbefall beobachtet werden. Die Anzahl der Läsionen war gering. Auch der Zeitraum zwischen Inokulation und ersten Symptomen war mit 4-6 Wochen sehr lang. Konidien aus sämtlichen untersuchten Kulturen auf Nährboden zeigten nach einer Färbung mit Calcofluor unter dem Mikroskop eine deutliche Fluoreszenz, während die vom Saatgut stammenden Konidien größtenteils deformiert und in der Fluoreszenz erheblich schwächer waren, was auf die zerstörte Zellwand der Konidien zurückzuführen sein könnte. Vermutlich ist der größte Teil der Konidien von Saatgut nicht keimfähig, was zu einer verringerten Symptomausbildung an den Petersilienpflanzen führt.

Trotz optimaler Bedingungen für *Septoria petroselini* bezüglich der Luftfeuchte und Temperatur führte die Inokulation mit Konidien, die von Saatgut stammten weder zu Symptomen an Petersilienblättern, noch entwickelten die Pykno-sporen auf Agar ein Myzel. Diese Ergebnisse bestätigen die Vermutung, dass der größte Teil der Konidien von Saatgut nicht mehr keimfähig ist.

Der Weg der vom Saatgut ausgehenden Infektion mit *S. petroselini* ist nicht abschließend geklärt. Häufig war zu beobachten, dass beim Auflaufen der Petersilie die Testa

zusammen mit den Keimblättern aus der Erde gelangte. Die mikroskopische Untersuchung der Testa von befallenem Saatgut ergab, dass eine Entleerung der Pyknidien stattfand. Geht man davon aus, dass die Sporulation der Saatgutpyknidien durch die Einwirkung von Licht gefördert wird, so ist ein möglicher Weg die Infektion der Keimblätter mit Konidien, die in Saatgutpyknidien gebildet wurden. Für *S. apiicola* wird eine passive Verbreitung beschrieben, indem Konidien von der Testa aus durch Spritzwasser auf die Keimblätter gelangen (NEERGARD, 1979). Da aber die direkte Infektion von Petersilienblättern mit Saatgutsporen nie gelang, ist ein Infektionsweg von Saatgut ausgehend über den Boden wahrscheinlicher.

Als Inokulumquelle für *S. apiicola* im Freiland werden Erntereste vermutet. Auch eine Übertragung über Schuhe und Arbeitsgeräte wird als gesichert angenommen (SUTTON AND WATERSTON, 1966; LINN, 1939). Dies dürfte für *S. petroselini* in gleichem Maße gelten. Grundsätzlich muss davon ausgegangen werden, dass getrocknetes Schnittgut mit Pyknidien und Myzel von *S. petroselini* noch nach 3 Jahren eine Infektionsquelle darstellt. Demnach ist hier eine Verbreitung des Pathogens durch anhaftende Erntereste an landwirtschaftlichen Maschinen oder Schuhen bzw. Kleidung selbst in das folgende Jahr hinein nicht auszuschließen. Unter geeigneten Bedingungen genügte schon geringe Inokulummengen, um eine Quelle für eine Ausbreitung des Erregers im Bestand darzustellen.

Verschiedene Pflanzenarten, die üblicherweise als Begleitflora auf Petersilienanbauflächen zu finden sind und mit *S. petroselini* inokuliert worden waren, zeigten keine Befallssymptome. Diese Beobachtung spricht für eine enge Wirtsabhängigkeit des Erregers. Eine Übertragung des Pilzes durch Wildkräuter in den Beständen ist, obwohl nicht alle vorkommenden Arten geprüft werden konnten, unwahrscheinlich. Allerdings trägt eine starke Verunkrautung der Bestände zu einer schlechten Durchlüftung und damit zur Erhöhung des Infektionsrisikos bei.

Ausgetrocknetes Myzel von *S. petroselini* erwies sich in Versuchen als sehr beständig und wuchs unter günstigen Bedingungen wieder aus. Hierin könnte auch die Begründung für ein häufiges Versagen von Beizmitteln bestehen. Es ist denkbar, dass Myzel erst nach dem Abbau der wirksamen Substanzen im Boden auskeimt und die Pflanze infiziert. Dass eine Blattinfektion durch Myzel grundsätzlich möglich ist, bestätigten die eigenen Untersuchungen. An Saatgut anhaftendes Myzel stellt möglicherweise eine bedeutende Quelle für die Erstinfektion von Petersilienpflanzen im Anbau dar.

Es zeigte sich, dass der stärkste Primärbefall auftrat, wenn Inokulum zum Zeitpunkt des Auflaufens der Petersilie bereits im Bestand vorhanden war. Vor diesem Hintergrund kann vermutet werden, dass auch bei Aussaat von infiziertem Saatgut keimfähige Sporen bzw. vitales Myzel ideale Bedingungen zur Infektion der Petersilienpflanzen vorfinden, da in diesem Zeitraum ausreichend Feuchtigkeit für das Wachstum von *S. petroselini* verfügbar ist. Der erheblich geringere Befall, der beobachtet werden konnte wenn das Inokulum erst nach dem Auflaufen der Petersilie in den Bestand eingebracht wurde, könnte darin begründet sein, dass die Bedingungen für eine Entwicklung von *S. petroselini* aufgrund der zu diesem späteren Zeitpunkt in der Vegetationszeit herrschenden Temperatur und Luftfeuchtigkeit ungünstig waren oder die Pflanzen im Keimblattstadium empfindlicher gegenüber einer Infektion mit *S. petroselini* sind.

Das Entfernen von Ernteresten nach den Schnitten zeigte nicht den gewünschten Erfolg bei der Bekämpfung von *S. petroselini*. Ein Effekt bei bereits bestehenden Symptomen sowie die anhaltende Reduktion der Befallsstärke konnte lediglich durch den Einsatz eines azolhaltigen Pflanzenschutzmittels erreicht werden. Eine mögliche Begründung für die fehlende Wirksamkeit der durchgeführten Kulturmaßnahmen (Entfernen des Schnittgutes und Hacken des Bestandes) könnte darin zu suchen sein, dass vor der Ernte Petersilienblätter, die mit *S. petroselini* befallen waren, abstarben und damit durch den Erntevorgang nicht mehr erfasst werden konnten. *S. petroselini* von diesem Blattmaterial wäre dann in der Lage, die erneut aufwachsende Petersilie zu infizieren, zumal die Schnittmaßnahmen mit einer erheblichen Verletzung der Petersilienpflanzen einhergehen. Dies deutet darauf hin, dass die Neuinfektion vom Boden ausgeht. Ein weiterer Hinweis war die Beobachtung, dass die unteren Blätter aufgrund des kürzeren Infektionsweges grundsätzlich einen weitaus höheren Befall mit *S. petroselini* aufwiesen als die oberen Blätter. Die Infektion erfolgte hierbei wahrscheinlich durch das Verteilen der Konidien auf die Blätter durch Spritzwasser. Dieser Vorgang stellt möglicherweise die Hauptverbreitungsursache für *S. petroselini* im Freiland dar.

Die Ausbreitung von *S. petroselini* erfolgte zunächst relativ gleichmäßig um die befallenen Pflanzen herum. Erst zum Vegetationsende kam es schlagartig zu einer Ausbreitung des Befalls über den gesamten Bestand. Ob diese Ausbreitung auf Wasserspritzer zurückzuführen war oder auf Windverbreitung von eingetrocknetem, sporenhaltigem Schleim, wie es auch bei *S. apiicola* und anderen *Septoria*-Arten, z.B. *S. cucurbitacearum* und *Septoria lycopersici* vermutet wird (LOUIS AND COOK, 1985; SUTTON AND WATERSTON, 1966; PUNITHALINGAM, 1966), bleibt ungeklärt. Auch die Verbreitung

über eingetrocknete, abgebrochene Blattstücke, wie sie bei starkem Befall oft zu finden waren, kann nicht ausgeschlossen werden. Die Mitnahme von Konidien über weitere Strecken durch Wind ist unwahrscheinlich, da die einzelnen Sporen zu empfindlich und die übrigen Pilzstrukturen dafür zu schwer sind.

Häufig kam es erst ab Mitte August zu einer starken Epidemie im Freiland, obwohl bereits – durch Inokulation oder Vorhandensein von Inokulum im Bestand – im Juni Pflanzen mit Symptomen zu finden waren. Dieser Befallsanstieg zum Ende der Vegetationszeit ist dadurch erklärbar, dass zu diesem Zeitpunkt zwei wichtige Voraussetzungen für eine starke Infektion gegeben waren. Zum ersten war der Bestand zu diesem Zeitpunkt in der Regel hochgewachsen und geschlossen. Zum zweiten konnte vor einem starken Befallsanstieg immer das Einsetzen der Taubildung beobachtet werden, was zu einer langanhaltenden Blattnässe führte. War unter den genannten Bedingungen Inokulum im Bestand vorhanden, so kam es innerhalb kürzester Zeit zu einer starken Ausbreitung der Krankheit und einem erheblichen Anstieg in der Befallsstärke. Dort, wo frühzeitig Pflanzen mit hohem Befall vorhanden waren, wurden diese mit dem ersten Schnitt entfernt und es kam zu keiner nennenswerten Weiterentwicklung der Epidemie. Im Hochsommer fand im Bestand keine Befallsausbreitung statt, obwohl Inokulum vorhanden war. Die Über-Kopfbewässerung zeigte darauf keinen Einfluss. Für die Praxis bedeutet dies, dass zumindest während der heißen Sommermonate diese Form der Bewässerung hinsichtlich eines Befalls mit *S. petroselini* ein geringes Befallsrisiko mit sich bringt. Im Gegensatz dazu haben Versuche gezeigt, dass sich ein Anstieg in der Befallsstärke im Spätsommer auch ohne Bewässerung einstellt.

Ein erhebliches Problem im Petersilienanbau stellt die Verfügbarkeit von Pflanzenschutzmitteln zur Bekämpfung von *S. petroselini* dar. Zur Zeit ist die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln nur noch in den Kulturen erlaubt, für die sie zugelassen sind. Für Kulturen mit großer Anbaufläche, wie Getreide oder Zuckerrüben stellt diese sogenannte Indikationszulassung kaum ein Problem dar, da in diesen Bereichen Pflanzenschutzmittel in ausreichender Zahl zur Verfügung stehen. In anderen Kulturen hingegen, wie z.B. im Zier-, Obst- und Gemüsebau ist die Situation schwieriger. Für die Bekämpfung von *S. petroselini* bedeutet die Gesetzesnovellierung von 1998, die nach einer Übergangsfrist am 01. Juli 2001 in Kraft trat, dass zur Zeit kein wirksames Fungizid mehr zur Verfügung steht, da die zugelassenen Mittel für eine nachhaltige Befallsreduktion nicht ausreichen. Nach § 18 des Pflanzenschutzgesetzes ist es möglich, in Kulturen mit geringer Anbaufläche, zu denen auch die Petersilie gehört, die Lücken

durch Einzelfallgenehmigungen zu schließen. Diese Regelung unterliegt der Länderhoheit. Ob weitere Mittel für die Bekämpfung von *S. petroselini* in naher Zukunft zur Verfügung stehen werden, stand zum Zeitpunkt der Erstellung dieser Arbeit nicht fest.

Als Bekämpfungsstrategien auf der Grundlage der Biologie und Epidemiologie von *S. petroselini* ergeben sich eine Reihe von Möglichkeiten. Seitens der Saatgutfirmen sollte Wert auf die Saatguthygiene gelegt werden. In Beständen, von denen Saatgut gewonnen wird, sollte auf Befallsfreiheit geachtet werden. Die Prüfung des Saatgutes auf Befall mit *S. petroselini* könnte als Standard eingeführt werden. Die Übertragung zwischen den Beständen könnte durch Reinigung der für die Ernte eingesetzten Fahrzeuge und Arbeitsgeräte verhindert werden, sofern dies vom Aufwand her möglich ist. In Hauptanbaugebieten sollte überlegt werden den Abstand zwischen den Pflanzen zu erhöhen, um eine bessere Durchlüftung des Bestandes zu gewährleisten. Außerdem bestünde in gefährdeten Beständen die Möglichkeit, die letzte Schnittmaßnahme vorzuverlegen, um einen starken Befall zu verhindern, der zur völligen Ernteeinbuße führen kann. Anbaupausen sollten nach Möglichkeit eingehalten werden. Es sollten wirksame Pflanzenschutzmittel zur Verfügung stehen, da der Petersilienanbau auch in Zukunft ohne diese Mittel nicht auskommen wird.

Die hier erarbeiteten Grundlagen zur Biologie und Epidemiologie von *S. petroselini* bieten Möglichkeiten, über die Entwicklung eines Prognosemodells unter Einbeziehung der Parameter Luftfeuchtigkeit, Temperatur und Vorhandensein von Inokulum im Bestand eine gezielte Bekämpfung der *Septoria*-Blattfleckenkrankheit durchzuführen. Darüber hinaus kann die Beteiligung von infiziertem Saatgut an einem Befall mit *S. petroselini* in Petersilienbeständen als sicher angenommen werden, was die Notwendigkeit aufzeigt, vor allem Verfahren zur wirkungsvollen Behandlung von Saatgut zu entwickeln.

Zusammenfassung

Septoria petroselini verursacht die Blattfleckenkrankheit an Petersilie. Der Erreger trat in den vergangenen Jahren verstärkt auf. Über den Pilz lagen kaum Erkenntnisse vor. Ziel der vorliegenden Arbeit war es, *S. petroselini* bezüglich seiner Morphologie, Biologie und Verbreitung in Freilandbeständen zu charakterisieren, um auf dieser Grundlage Möglichkeiten zur Bekämpfung des Pathogens zu entwickeln.

- Die Inokulation mit *Septoria petroselini* führte nur bei *Petroselinum crispum* zum Befall. Bei keiner der untersuchten Wildkräuter, auch Selleriepflanzen, traten Symptome auf, was die strenge Wirtsspezialisierung des Pilzes bestätigt.
- *S. petroselini* bildete halbkugelige bis kugelige Pyknidien mit sehr variablem Durchmesser, die sich bei Reife schwarz färbten. Die Pyknosporen wiesen 1-3 (4) Septen auf, waren mit 30-55 µm x 1,2-2,4 µm sehr langgestreckt und dünn und sich zur Spitze hin verjüngend. Das Myzel war regelmäßig septiert und stark verzweigt.
- *S. petroselini* war auf Nährmedium einfach zu kultivieren. Unter 8°C und bei höheren Temperaturen als 26°C kam es zur Wachstumshemmung. UV-Licht beschleunigte die Entwicklung von Pyknidien und die Sporulation. Unter ständiger Dunkelheit bildete *Septoria petroselini* verstärkt Myzel. Der Pilz zeigte in einem pH-Bereich zwischen 3 und 9 ein deutliches Myzelwachstum.
- Die optimale Temperatur für die Entwicklung des Pathogens an Pflanzen lag zwischen 20°C und 25 °C. Der stärkste Befall trat bei wechselnden Tag- und Nachttemperaturen auf. Neben der Temperatur hatte die Luftfeuchtigkeit einen entscheidenden Einfluss auf die Infektion von Petersilie mit *Septoria petroselini*. Nur nach Inkubation bei 100%iger Luftfeuchte während der Infektionszeit entwickelte sich stärkerer Befall. Die höchsten Befallswerte wurden unter dauerfeuchten Bedingungen erzielt. Die Entwicklung von *Septoria petroselini* auf Petersilienpflanzen bis zur Sporulation dauerte unter optimalen Bedingungen 14-21 Tage, die Latenzzeit lag bei 8-14 Tagen. Ein signifikanter Unterschied in der Anfälligkeit neu gebildeter und älterer Petersilienblätter gegenüber dem Erreger der Blattfleckenkrankheit konnte nicht beobachtet werden.
- Die verwendeten Isolate zeigten Unterschiede in der Virulenz. Die untersuchten Petersiliensorten wiesen Unterschiede in der Anfälligkeit gegenüber dem Erreger auf. Eine Sorte mit vollständiger Resistenz konnte nicht gefunden werden.

- Bei mehr als der Hälfte der untersuchten Saatgutproben konnte ein Befall mit Pyknidien von *Septoria petroselini* festgestellt werden. In diesen Pyknidien waren regelmäßig Konidien zu finden. Diese Sporen von Saatgut waren jedoch nicht in der Lage eine Infektion an Petersilienpflanzen hervorzurufen.
- An getrocknetem Schnittgut behielten die Infektionsstrukturen von *S. petroselini* 3 Jahre ihre Vitalität. Im Freiland blieb der Erreger an abgestorbenen Blättern über Wochen lebensfähig. Die Verbreitung von *S. petroselini* im Bestand erfolgte in erster Linie durch Wasserspritzer von abgestorbenem Blattmaterial oder Pflanzenresten aus auf die unteren Blätter. Eine Windverbreitung über nekrotisches (abbrechendes) Blattmaterial oder eingetrockneten Sporenschleim konnte nicht mit Sicherheit nachgewiesen werden.
- *Septoria petroselini* infizierte die Petersilienpflanzen über die Spaltöffnungen. Der Pilz entwickelte sich im Interzellularraum der Blätter stark, bevor es entweder zur Bildung eines Pyknidiums kam oder die Hyphen aus den Spaltöffnungen wieder über das Blatt wuchsen. In den Pyknidien wurden die Sporen an Konidiophoren gebildet, die Freisetzung erfolgte durch das Ostiolum.
- An Pflanzen auf Freilandflächen trat regelmäßig ein Befall mit *S. petroselini* auf. In den meisten Fällen entwickelt sich ab Mitte August der stärkste Befall. Es konnte ein Zusammenhang zwischen der Intensität der Taubildung und einer Steigerung des Blattbefalls beobachtet werden. Die Anzahl der Schnitte hingegen hatte keinen Einfluss. Maßnahmen der Pflanzenhygiene wie Entfernen von Schnittgut und Hacken des Bestandes zeigten keinen Einfluss auf die Befallsentwicklung. Eine deutliche Reduktion in der Befallsstärke konnte durch die Anwendung eines systemischen azolhaltigen Fungizids erreicht werden. Es konnte nachgewiesen werden, dass der Initialbefall eindeutig von befallenem Saatgut ausgehen kann. Die Verbreitung des Erregers im Bestand erfolgte zunächst um die Infektionsherde herum, der Befall weitete sich im dann über den gesamten Bestand aus.
- Die erarbeiteten Daten zur Biologie und Epidemiologie von *Septoria petroselini* bilden eine Grundlage für die Erarbeitung effektiver Bekämpfungsstrategien, welche sowohl die Terminierung von Pflanzenschutzmaßnahmen beinhalten, als auch die Saatgut- und Feldhygiene als wichtigen Punkt berücksichtigen sollten.

6 Literaturverzeichnis

- Arx, J. A. von**, 1968. Pilzkunde. Verlag von J. Cramer, 1968.
- Bedlan, G.**, 1985. Die *Septoria*-Blattfleckenkrankheit des Selleries. Pflanzenschutz, 7: 5-7.
- Bedlan, G.**, 1987. Gemüsekrankheiten. Österreichischer Agrarverlag, Wien.
- Bedlan, G.**, 1992. Wichtige Krankheiten bei der Anzucht einiger Gemüse. Pflanzenschutz (Wien) 1: 6-8.
- Ben-Yephet, Y., Pressmann, E., Evenor, D., Rappaport, L.**, 1992. Quantitative method of inoculation of celery plants with *Septoria apiicola*. Phytoparasitica, 20: 25-30.
- Bown, D.**, 1995. Dumont's große Kräuterenzyklopädie. Dumont Verlag Köln.
- Börner, H.**, 1989. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz. 6. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, 1989.
- Bryce**, 2001. The fifth Kingdom on-line. <http://www.mycolog.com/fifthtoc.html>.
- Brygoo, Y.**, 2001. Hypermedia en protection des plantes. <http://www.inra.fr/internet/Produits/HYP3/index.html>.
- CERKAUSKAS, R.F.**, 1990. First Report of *Septoria* Blight of Parsley in Ontario, Plant Disease, 74: 1037
- CERKAUSKAS, R.F.**, 1990. Effect of *Septoria-apiicola* on yield of two celery cultivars. Canadian Journal of Plant Pathology, 12/1990: 332-333.
- Cochran, L.C.**, 1932. A study of two *Septoria* leaf spots of celery. Phytopathology 22: 791-812
- Dullahide, S. R.**, 1979. *Septoria* leaf spot control in celery. Queensland Agricultural journal, 105 (4): 317-320.
- Donovan, A, Isaac, S., Collin, H. A., Veltkamp, C.J.**, 1990. Ultrastructure of infection of excized leaves of celery by *Septoria apiicola*, causal agent of leaf spot disease. Mycological research 94(4): 548-552.
- FERRI, F.**, 1969. Presenza die *Septoria petroselini* su semi di prezzemolo. Inform. Fitopatol 19,12,,: 335-337
- Fröhlich, G.**, 1979. Phytopathologie und Pflanzenschutz. UTB, Gustav Fischer Verlag Stuttgart.
- Geiger, M., Preuß, G., Rothenberger, K.H.**, 1991. Der Rhein und die Pfälzische Rheinebene. Verlag Pfälzische Landesunde, Landau i. d. Pfalz.
- Habermeyer, J., Gerhard, M.**, 1997. Pilzkrankheiten und Schadsymptome im Getreidebau. BASF-Reihe Landwirtschaft.

- Hartman, G. et al.**, 2001. *Septoria* Brown Spot.
http://www.soydiseases.uiuc.edu/diseases/sbs/sbs_index.html.
- Harzer, U., Orth, A.**, 1997. Apfelschorfbekämpfung: Erfahrungen mit dem Schorfsimulationsmodell RIMpro. *Obstbau* 5: 226-234.
- Heydecker, W (ed.)**, 1973. Seed-born diseases and their control. Seed ecology, Butterworth London UK: 325-335.
- Heitefuß, R.**, 1987. Pflanzenschutz. 2. Auflage. Thieme Verlag Stuttgart, New York.
- Hewett, P.D.**, 1968. Viable *Septoria* spp. in celery seed samples. *Ann. appl. Biol.*, 61: 89-98.
- Hoffmann, G.M., Nienhaus, F., Schönbeck, F., Weltzien, H. C., Wilbert, H.**, 1985. Lehrbuch der Phytomedizin. Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg.
- Knauer, R.**, 1981. Vegetationskunde und Landschaftsökologie. UTB, Quelle & Meyer Verlag, Heidelberg.
- Klenz, B.**, 1993. Auswirkungen des gemeinsamen EG-Binnenmarktes ab 01.01.1993 auf den Heil- und Gewürzpflanzenbau in Deutschland. *Herba Germanica*, 1/1991: 18-28.
- Kreisel, H.**, 1969. Grundzüge eines natürlichen Systems der Pilze. Verlag von J. Cramer.
- Krug, H.**, 1991. Gemüseproduktion, 2. Auflage. Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg.
- KUNOVSKI, Z.**, 1970. Resistance of some parsley varieties to *Septoria petroselini* Desm. *Rast.Zashatita (Sofiya)*, 18,3: 28-32 (Abs.).
- Lacy, M.L.**, 1994. Influence of wetness periods on infection of celery by *Septoria apiicola* and use in timing sprays for control. *Plant disease*, 78(10): 975-979.
- Laibach, F.**, 1921. Untersuchungen über einige *Septoria*-Arten und ihre Fähigkeit zur Bildung höherer Fruchtformen. *Zeitschrift Pflanzenkrankheiten*, 31: 164-194.
- Linn, M.B.**, 1939. Dissemination of celery blight pathogens on the clothing of farm laborers. *Phytopathology*, 29: 553-554.
- Louis, I, Cook, R.C.**, 1985. Conidial matrix and spore germination in some plant pathogens. *Transactions of the British Mycological Society*, 84 (4): 661-667.
- Mc Hardy, W.E., Gadoury, M., Gessler, C.**, 2001. Parasitic and Biological Fitness of *Venturia inaequalis*: Relationship to Disease Management Strategies. *The American Phytopathological Society. Plant Disease*, Vol 85 (10): 1036-1051.
- Macmillan, H.G., Plunkett, O.A.**, 1942. Structure and germination of *Septoria* spores. *Journal of Agricultural Research*, 64: 547-559.
- Marthe, F., Scholze, P.**, 1997. Die *Septoria*-Blattfleckenkrankheit der Petersilie. *Gemüse* 3/97: 169-170.

- Mathieu, D and Kushalappa, A.C.**, 1993. Effects of temperature and leaf wetness duration on the Infection of celery by *Septoria apiicola*. *Phytopathology* 83: 1036-1040.
- Maude, R.B.**, 1963. Testing of viability of *Septoria* on celery seed. *Plant Pathology*, 12: 7-15.
- Maude, R.B.**, 1964. Studies on *Septoria* on celery seed. *Ann. App. Biol.*, 54: 313.
- Maude, R.B.**, 1967. Thiram soak for the control of fungal Seedborne disease. *Proceedings of the 4th British insecticide and fungicide Conference*, 1: 259-264
- Maude, R.B.**, 1970. The control of *Septoria* on celery seed. *Ann. App. Biol.*, 65: 249-254.
- Maude, R.B., Shuring, C.G.**, 1970. The persistence of *Septoria apiicola* on diseased celery debris in soil. *Plant Pathology*, 19: 177-179.
- Maude, R.B.**, 1995. Seedborne diseases and their control. *Cab international*, 1995.
- MARKYAVICHYUS, V.**, 1978. Plant *Septoria* leaf spot in the Lithuanian-SSR USSR Part I Cultivated Plants, *Lietuvos TSR Mokslu Akademijos Darbai Serija C, Biologijos Mokslai* (4) (RECD): 33-40 (Abs.)
- MOHAMMAD, S.E.**, 1990: Identification study of parsley late blight in Nenevah province, Iraq, *Mesopotamia Journal of Agriculture*, 22, 2: 313-319 (Abs.).
- Mudita, I.W., Kushalappa, A. C.**, 1991. Effect of media and temperature on Sporulation of *Septoria apiicola*, and of inoculum density on *Septoria* blight in celery. *Phytoprotection (Canada)* 72(3): 97-103.
- Mudita, I.W., Kushalappa, A. C.**, 1993. Ineffectiveness of the first fungicide application at different initial disease incidence levels to manage *Septoria* blight in celery. *Plant disease*, 77 (11): 1081-1084.
- Munz, J.**, 1994. Untersuchungen zur Septoriose des Selleries (*Apium graveolens* L.). Diplomarbeit TU-München, Fakultät für Landwirtschaft und Gartenbau.
- Müller, E., Loeffler, W.**, 1982. *Mykologie*, 4. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart, New York.
- Neergard, P.**, 1979. *Seed Pathology*, Volume I + II. The Macmillan Press LTD, London and Basingstoke.
- Noble, de Tempe, Neergard**, 1958. AN ANNOTED LIST OF SEED- BORNE DISEASES, (Published by: The Commonwealth Mycological Institute, Kew, in collaboration with the International Seed Testing Association), *Cab*, 1958: 134.
- Nultsch, W.**, 1986. *Allgemeine Botanik*. 8. Auflage. Thieme Verlag Stuttgart, New York.
- Nultsch, W., Grahle, A.**, 1988. *Mikroskopisch-Botanisches Praktikum*. Thieme Verlag Stuttgart, New York.

-
- Pallutt, W., Müller, R., Lindner, K.**, 2000. Lückenindikationen – gegenwärtiger Stand und Probleme. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd., 52 (5): S. 111-115.
- Pieber, K. und Bedlan, G. (Hrsg.)**, 1999. 2. Symposium Phytomedizin und Pflanzenschutz im Gartenbau. Universität für Bodenkultur; Institut für Obst- und Gartenbau, Wien.
- Precht/Kraft**, 1992. Biostatistik 1. R. Oldenbourg Verlag München Wien.
- Precht/Kraft**, 1993. Biostatistik 2. R. Oldenbourg Verlag München Wien.
- Punithalingam, E.**, 1966. Commonwealth Mycological Institute, England.
- Rothmaler, W.**, 1987. Exkursionsflora, Band 2, 13. Auflage. Verlag Volk und Wissen, Volkseigener Verlag, Berlin.
- Richter, G.**, 1988. Stoffwechselphysiologie der Pflanzen. 5. Auflage. Thieme Verlag Stuttgart, New York.
- Schmeil- Fitschen**, 1988. Flora von Deutschland, 88. Auflage. Verlag Quelle und Meyer Heidelberg, Wiesbaden.
- Scholes, J., Rolfe, S., Bowyer, P.**, 2000. Imaging metabolic interactions between *Septoria* diseases and wheat. Bioimaging of plant and fungal metabolism. <http://www.shef.ac.uk/~ifpm/index.shtml>.
- Sheridan, J.E.**, 1963 a. Infection of celery seedlings by viable spores of *Septoria* ssp.. Nature, Lond. 199: 508.
- Sheridan, J.E.**, 1963 b. A cultural method of determining the viability of *Septoria* spores from celery seed. Plant Pathology 12: 172-173.
- Sheridan, J.E.**, 1966. Celery leaf spot: sources of inoculum. Ann. App. Biol., 57: 75-81.
- Sheridan, J.E.**, 1968 a. Conditions for germination of pycnidiospores of *Septoria apiicola* (Speg). New Zealand Journal of Botany 6: 315-322.
- Sheridan, J.E.**, 1968 b. The causal organism of celery leaf spot, *Septoria apiicola*. Transactions British Mycological Society 51 (2): 207-213.
- Sitte, P., Ziegler, H., Ehrendorfer, F., Bresinsky, A.**, 1991. Strasburger, Lehrbuch der Botanik, 33. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena, New York.
- Sutton, B. C. and Waterston, J. M.**, 1966. Commonwealth Mycological Institute, England.
- Vulsteke, G., Meeus, P., Dejonckheere, W.**, 1993. Leaf spot (*Septoria apiicola* Speg.) control in celeriac. Zeitschrift Pflanz.krankh. Pflanz.schutz 3/94: 255-262.
- Wasilewska, I., Masternak, H.**, 1987. Investigations of the method of celeriac infection with *Septoria apiicola*(Speg.)fungus. Bulletin of Vegetable Crops Research Work, 7:57-70.

Wolcan, S.M., 1987. Conidios secundarios de *Septoria apiicola* (Speg). Comparación con las Picnidiosporas. Medios de Cultivo que Estimulan la Producción de los dos Tipos de Esporas. Turrialba 37 (3): 239- 244.

Zitter, A., 1992. *Septoria* Leaf and Fruit Spot of Cucurbits. Vegetable MD Online. http://vegetablemdonline.ppath.cornell.edu/factsheets/Cucurbit_Septoria.htm.

7 Anhang

Tab. 7.1:

Einfluss der Temperatur auf das Wachstum von *Septoria petroselini* auf Nährboden (12 Tage nach Überimpfen. Angaben in Prozent).

Temperatur	kein Wachstum	Myzelwachstum	Pyknidienbildung	Sporulation
8°C	0	81,25	18,75	0
15°C	0	39,6	60,4	0
18°C	0	0	100	0
20°C	0	0	83,3	16,7
22°C	0	0	80	20
24°C	0	0	0	100
25°C	0	0	8,3	91,7
26°C	0	26,7	66,7	6,6
30°C	16,7	58,3	25	0

Tab. 7.2:

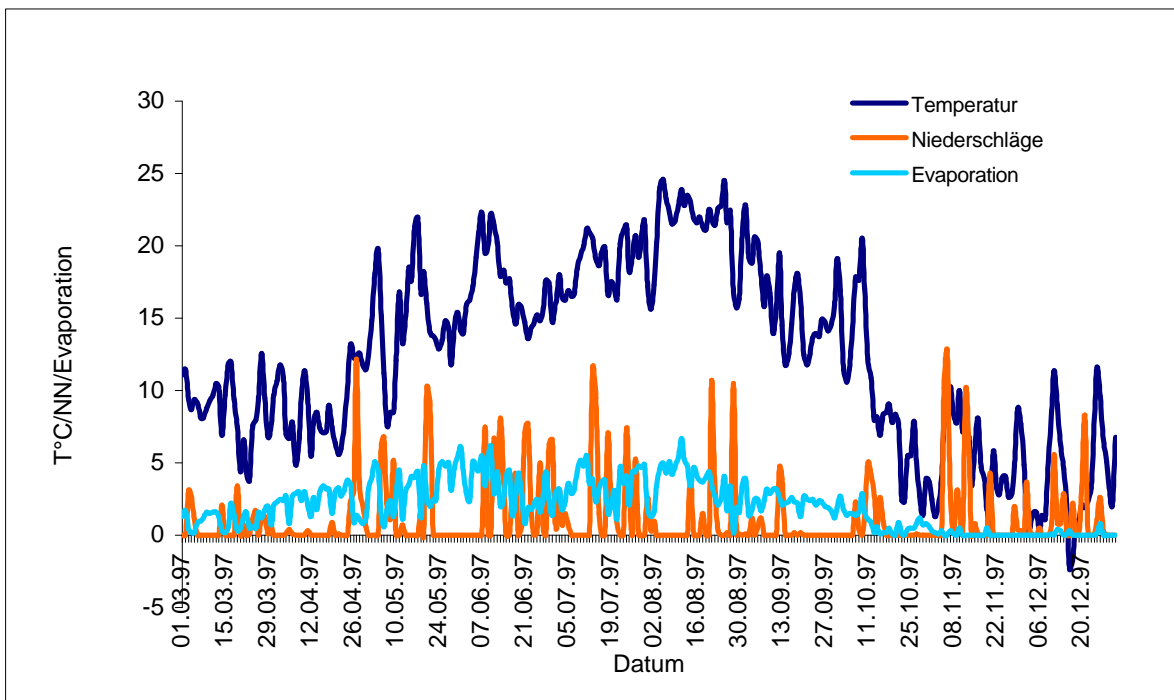
Einfluss des Lichtes auf das Wachstum von *Septoria petroselini* auf Nährboden (12 Tage nach Überimpfen. Angaben in Prozent).

Lichtverhältnisse	kein Wachstum	Myzelwachstum	Pyknidienbildung	Sporulation
Tageslicht 12 h	0	0	66,7	33,3
UV-Licht	0	0	0	100
Dauertageslicht	0	0	56,25	43,75
Dauerdunkel	0	0	91,7	8,33

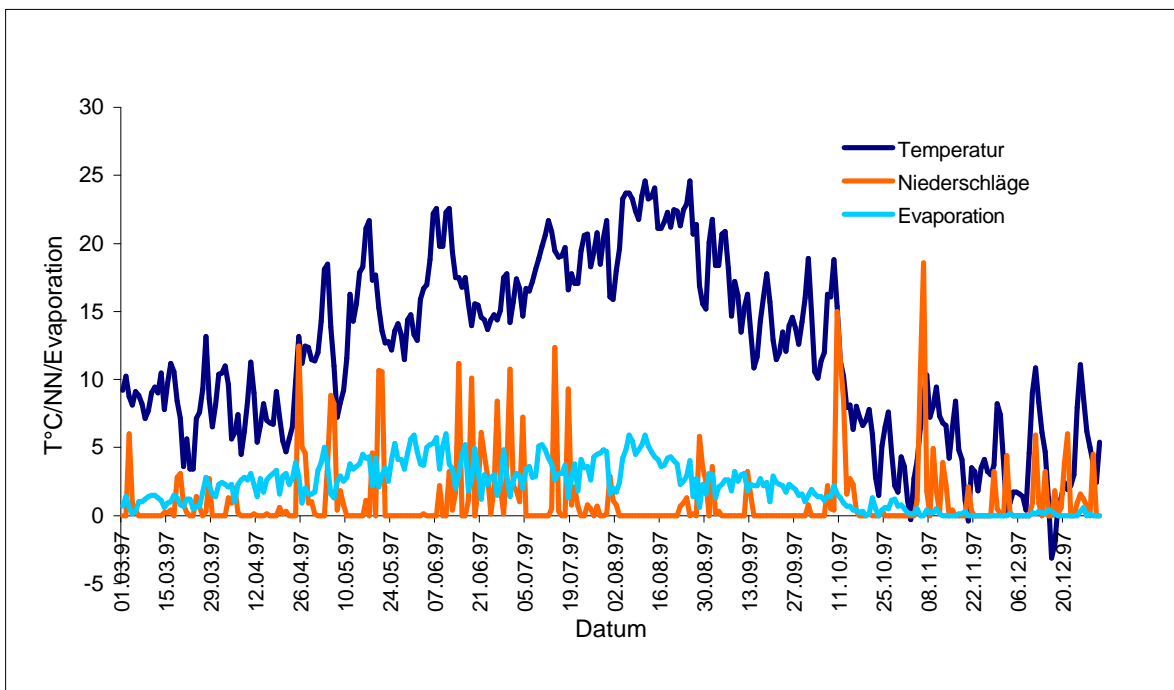
Tab. 7.3:

Größe und Septenzahl bei Konidien von *Septoria petroselini* im Vergleich mit denen anderer *Septoria*- Arten (NACH SUTTON AND WATERSTON, 1966; PUNITHALINGAM, 1966)

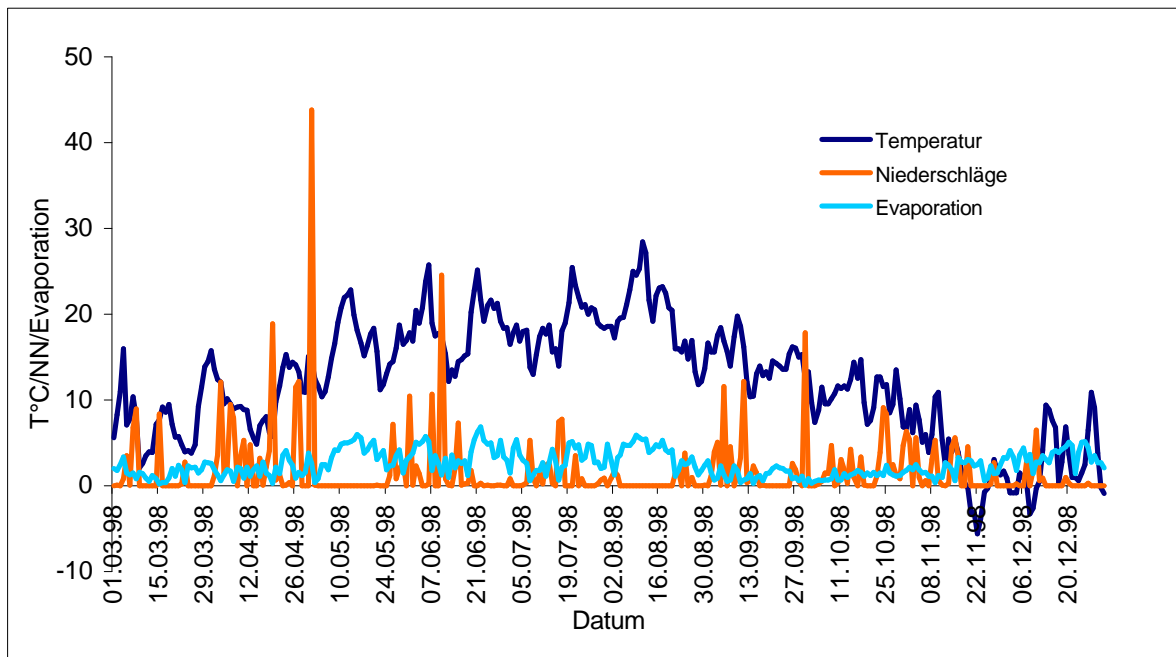
Art	Konidienlänge μ	Durchmesser der Konidien μ	Zahl der Septen
<i>S. adanensis</i>	26 – 36 (42)	1,5 – 2	2 bis 4
<i>S. apii</i>	22 - 56	2 – 2,5	1 bis 5
<i>S. cannabisi</i>	30 - 38	1,5 - 2	(1) 2 bis 3 (4)
<i>S. cucurbitacearum</i>	36 - 62	1,5 - 2	3 bis 6
<i>S. glycines</i>	30 - 50	1,5 - 2	2 bis 4
<i>S. helianthi</i>	50 - 85	2 - 3	3 bis 5
<i>S. humuli</i>	(25) 40 – 50 (55)	1,5 - 2	3 bis 4 (5)
<i>S. lactucae</i>	25 - 40	1,5 - 2	1 bis 2 (3)
<i>S. leucanthemi</i>	72 - 96	2,5 - 3	6 bis 12 (16)
<i>S. lycopersici</i>	52 - 95	2	2 bis 6
<i>S. obesa</i>	51 - 91	2,5 – 3,5	5 bis 9 (11)
<i>S. passerinii</i>	26 - 46	1,5 - 2	0 bis 3
<i>S. passifloricola</i>	14 - 22	1,5 – 2 (2,5)	0 bis 3
<i>S. petroselini</i>	30 – 55	1,2 – 2,4	1 bis 3
<i>S. socia</i>	20 - 34	0,7 – 1,0	1 bis 3 (5)
<i>S. tritici</i>	43 - 70	1,5 - 2	2 bis 3



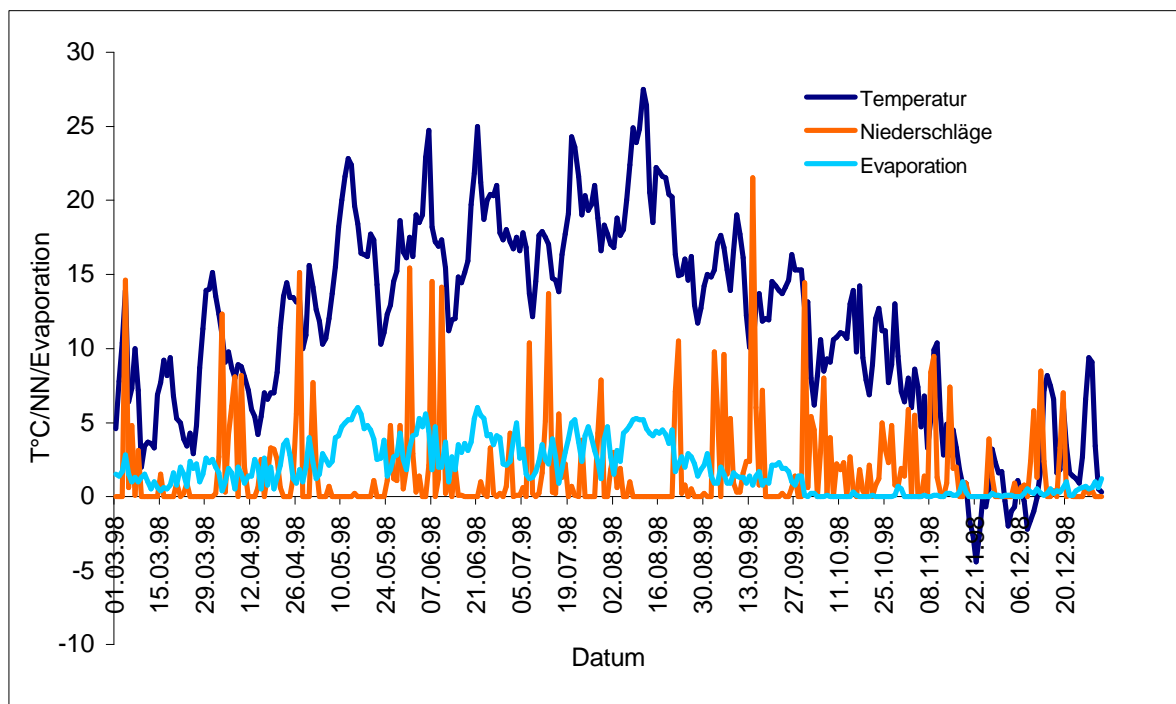
Grafik 7.1:
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Schifferstadt.



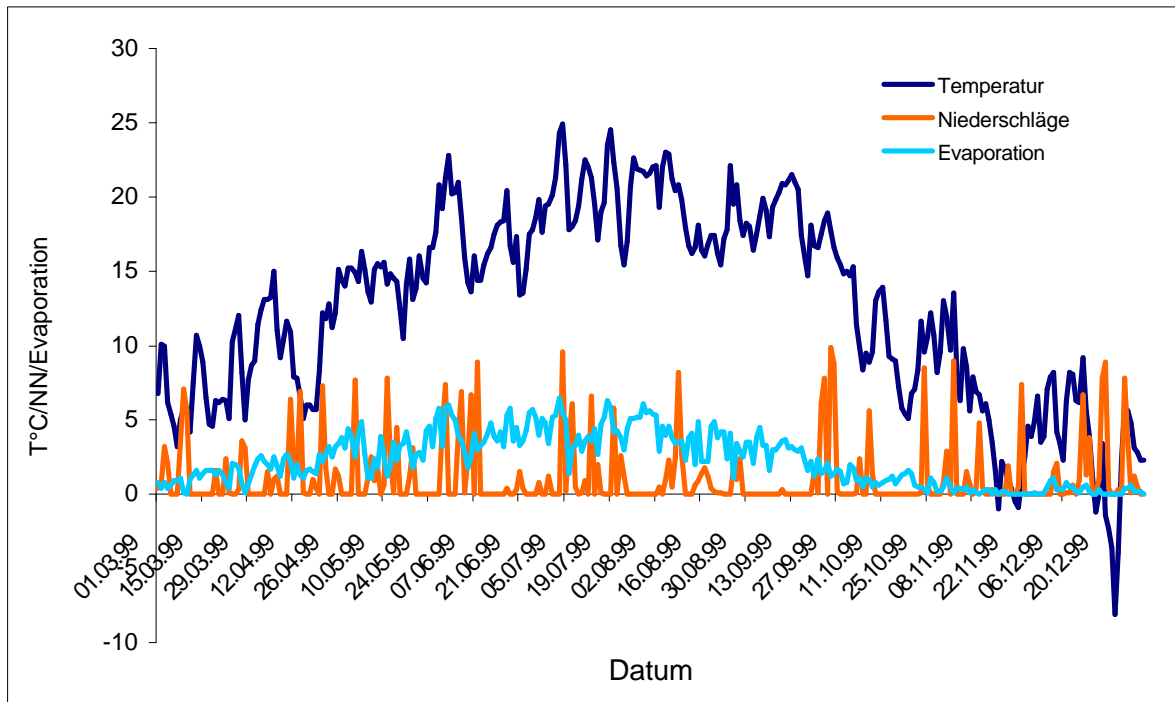
Grafik 7.2
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Mainz.



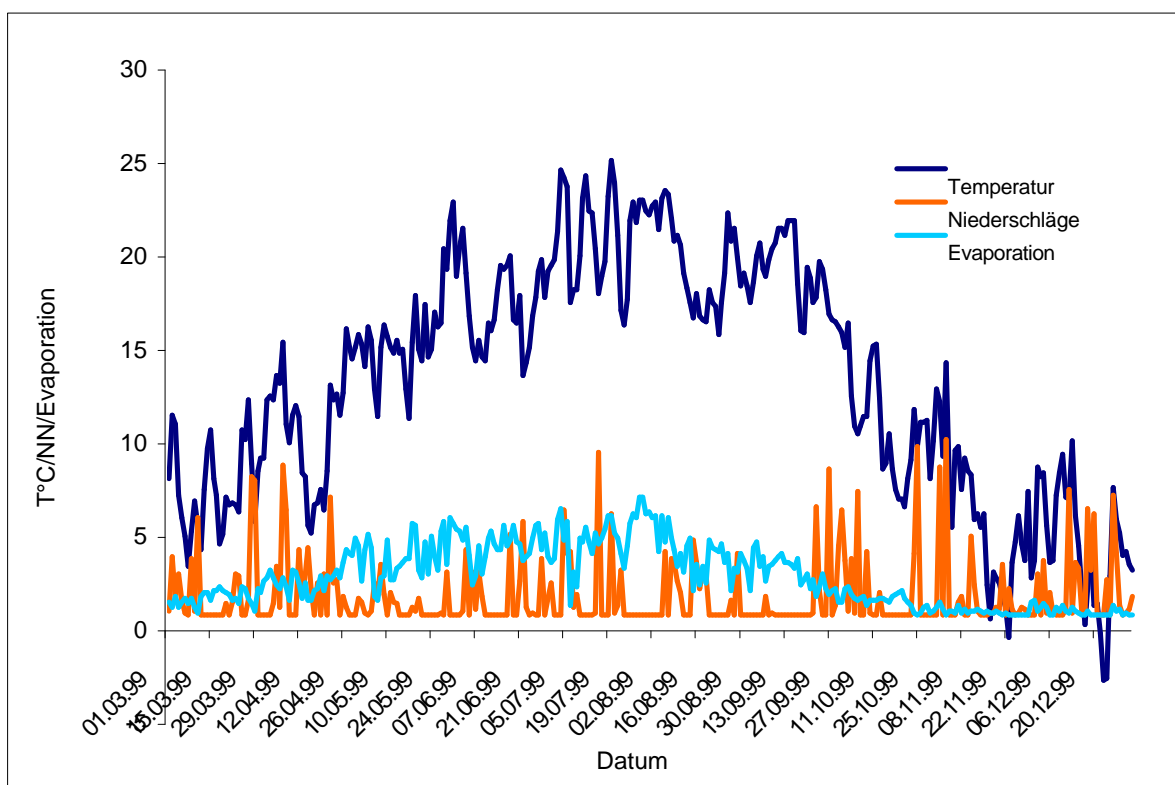
Grafik 7.3:
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Schifferstadt.



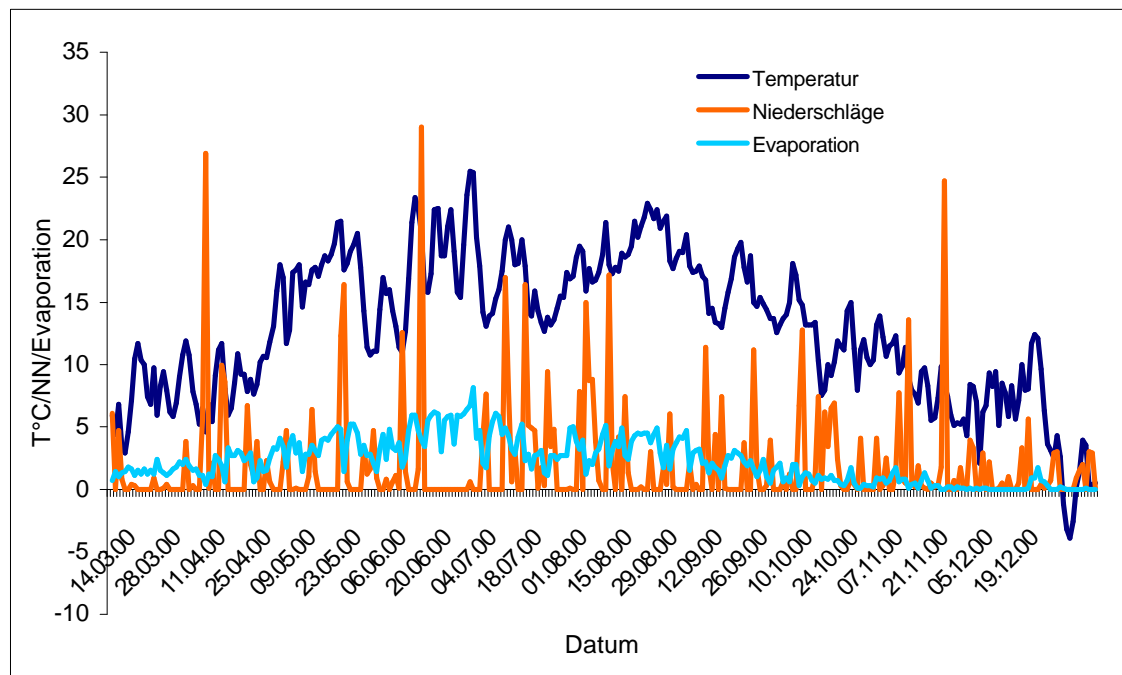
Grafik 7.4:
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Mainz.



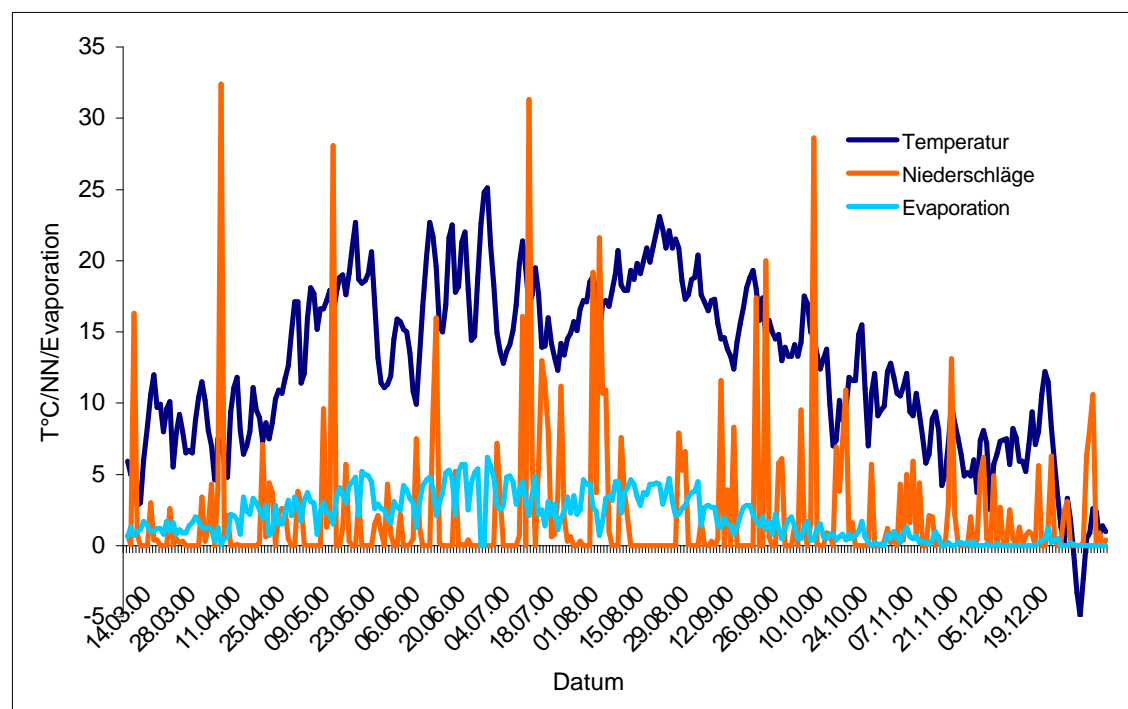
Grafik 7.5:
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Schiffersstadt.



Grafik 7.6:
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Mainz.



Grafik 7.7:
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Schifferstadt.



Grafik 7.8:
Temperatur, Niederschläge und Evaporation am Versuchsstandort Mainz.

Danksagung

Ich möchte mich bei Herrn Professor Dr. H.-W. Dehne für die Übernahme meiner Betreuung bedanken. Besonders herzlichen Dank auch an Frau Dr. Ulrike Steiner, ohne die meine Arbeit sicher nicht in der vorliegenden Form erschienen wäre.

Herzlichen Dank auch an Prof. Dr. Noga für die Übernahme des Korreferates.

Vielen Dank auch Herrn Dr. H.-J. Krauthausen für die Überlassung des Themas und die Betreuung der Arbeit während mehr als 4 Jahren.

Den "Neustädtern" vom Queckbrunnerhof ein ganz herzliches Dankeschön für die stete Hilfe und Unterstützung bei allen Problemchen und Problemen.

Bei den Mitarbeitern der LPP in Mainz möchte ich mich herzlich für die gute Zusammenarbeit bedanken.

Danke auch an all diejenigen, die mir stets mit Rat und Tat zur Seite standen und mir wertvolle Tipps gaben.

Danke an alle Saatgutfirmen, die mir so bereitwillig Proben überlassen haben.

Bedanken möchte ich mich auch bei meinem Mann, meiner Familie sowie Freunden und Bekannten, die sich während der Erstellung dieser Arbeit des öfteren meine Beschwerden anhören mussten.

Last but not least ein herzliches Dankeschön an das BML für die finanzielle Unterstützung des Projektes.

