

**Mykologische und epidemiologische Untersuchungen**

**des Pathosystems**

***Mycosphaerella anethi* -**

**Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.)**

Von der Naturwissenschaftlichen Fakultät  
der Gottfried Wilhelm Leibniz Universität Hannover  
zur Erlangung des Grades einer  
Doktorin der Gartenbauwissenschaften  
- Dr. rer. hort. -

**genehmigte Dissertation**

von

Dipl. - Ing. agr. Kerstin Taubenrauch  
geboren am 11.03.1968 in Bremerhaven

**2007**

**Referent:** Prof. Dr. B. Hau  
**Koreferentin:** Dr. K. Wydra  
**Tag der Promotion:** 08. Februar 2007

## Zusammenfassung

### **Mykologie**

Die Blatt- und Stängelanthraknose des Fenchels wird durch den Pilz *Mycosphaerella anethi* (Unterabteilung *Ascomycotina*, Familie *Dothideae*, Gattung *Mycosphaerella*) verursacht. Das anamorphe Stadium *Passalora punctum* ist in den Sommermonaten für die hohen Ertragsverluste verantwortlich, das teleomorphe Stadium *M. anethi* ist erst im Herbst und Frühjahr in den Stromata der Stängel zu finden und in Deutschland von untergeordneter Bedeutung. Der Erreger konnte erfolgreich in Kultur genommen werden. Die Isolierungsrate betrug durchschnittlich ca. 4 - 8 %. Die Kulturbedingungen (Agarart, Temperaturführung, Beleuchtungsstärke und -dauer) beeinflussten die Wachstumsgeschwindigkeit des Mycels auf Agar nur sehr wenig. Konidienbildungen in Kultur traten erst nach 6 - 8 Monaten Wachstum an vereinzelt Stellen des Mycels in geringen Mengen ( $1,0 - 2,55 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) auf. In der Klimakammer und im Gewächshaus konnten künstliche Inokulationen erfolgreich durchgeführt werden (Inkubationszeit ca. 21 Tage), eine epidemische Phase konnte in geschützter Topfkultur aber nicht ausgelöst werden. Durch erste molekularbiologische Arbeiten konnte die DNA-Extraktion aus Erregerisolaten und aus pflanzlichem Gewebe optimiert werden. Es wurden spezifische Primer zum Nachweis von *M. anethi* in Pflanzen entwickelt, die keine Kreuzreaktionen mit anderen an der Pflanze vorkommenden pilzlichen Erregern zeigten. Im PTA-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren (IgG-K gegen Konidien und IgG-M gegen Mycel) konnte der Erregerbefall in infizierten Pflanzen quantitativ nachgewiesen werden.

### **Inokulationsversuche**

Für eine präzise Untersuchung des Befallsverlaufs von *M. anethi* unter differenzierten Epidemiebedingungen wurden Feldinokulationsversuche über drei Jahre an der Arzneifenchelsorte 'Magnafena' mit einer Konidien suspension durchgeführt. An zwei Terminen im Abstand von drei Wochen wurden Pflanzen mit unterschiedlichen Inokulumkonzentrationen von Abschwemmungen befallener Blätter künstlich inokuliert. Als Kontrolle dienten unbehandelte Pflanzen und Isolierungsparzellen in größerer räumlicher Entfernung von den anderen Versuchen. Als weitere Varianten wurden Einzelpflanzen mit dem systemischen Fungizid 'Folicur'

behandelt. Bei den wöchentlichen Probenahmen wurde die Blattgröße und die Befallsfläche durch eine symptomsspezifische Farbprofilauswertung ('BAfix', GTA Sensorik) erfasst und ein objektiver, prozentualer Befallswert für jeden Boniturtermin (ca. 10 - 12 Wochen) ermittelt. Die Blattproben wurden nach dem Scannen im PTA-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren (IgG-K, IgG-M) getestet. Die Befallswerte des natürlich auftretenden Befalls waren signifikant niedriger als die künstlichen Inokulationen. Die Fungizidbehandlungen mit 'Folicur' reduzierten den Befall, die Blattmasse wurde signifikant erhöht. Der Fruchtbefall konnte durch die Spritzung aber nicht verhindert werden. Besonders gering war der Befall in der Isolierungspartelle, der signifikant niedriger als in der Variante mit natürlichem Befall war.

### **Sortenversuche**

Über drei Jahre wurden an zwei Standorten (BAZ Aschersleben und Quedlinburg) Sortenversuche mit 9 Sorten und Akzessionen von Arzneifenchel durchgeführt. Bei den wöchentlichen Probenahmen wurde die Blattgröße und die Befallsfläche durch eine symptomsspezifische Farbprofilauswertung erfasst und ein objektiver, prozentualer Befallswert für jeden Boniturtermin (ca. 10 - 12 Wochen) ermittelt. Die Blattproben wurden nach dem Scannen im PTA-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren (IgG-K, IgG-M) getestet. Besonders anfällig waren die Sorten 'Magnafena' und 'Berfena', bei denen der schnellste epidemische Befallsverlauf nach dem Auftreten erster Blattsymptome beobachtet wurde. Beide Sorten wiesen die höchsten AUDPC-Werte der Prüfglieder auf, erzielten aber trotzdem vergleichsweise hohe Erntemengen und große Früchte. 'Berfena' lieferte konstant hohe Erträge, während 'Magnafena' sehr schwankende Ergebnisse zeigte und daher weniger tolerant gegenüber dem Erregerbefall zu sein scheint, was die hohen Ertragsverluste in der Vergangenheit erklären könnte. Die Sorten 'Budakalaszí', 'Moravskij' und 'Soroksari' hatten im Vergleich zu den anderen angebauten Sorten eine sehr viel höhere Ausgangsbioasse. Sie reagierten weniger empfindlich gegenüber Verlusten von Einzelblättern. Eine Ertragsverminderung durch Fruchtausfälle war daher weniger wahrscheinlich als bei Pflanzen mit geringerer Bioasse. Leider waren die weniger anfälligen Sorten sehr spät abreifend und kleinkörnig. Auf dem Versuchsfeld in Quedlinburg wurde immer ein deutlich niedrigeres Befallsniveau bonitiert als in Aschersleben. Bei der Sichtbonitur erschienen die Pflanzen dichter verzweigt und erreichten größere Wuchshöhen als in Aschersleben. Zur Vermin-



derung des Schadausmaßes sollte daher ein Standort zum Fenchelanbau gewählt werden, der eine kräftige Pflanzenentwicklung vor der Blüte ermöglicht.

SCHLAGWORTE            Blatt- und Stängelanthraknose  
                                  Sortenresistenz  
                                  Befallskurve

## Summary

### ***Mycology***

Leaf and stem blight on fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) is caused by the fungus *Mycosphaerella anethi* (Ascomycotina, Dothideae, *Mycosphaerella*). The anamorph stage *Passalora punctum* in the summer months is responsible for yield reduction, whereas the teleomorph stage *M. anethi* in autumn and spring is relatively unimportant in Germany.

The fungus was successfully cultured. The isolation rate was 4 - 8 %. The culture conditions (agar type, temperature, light intensity and light exposure) had little effect on the growth of the mycelium on agar. After 6 - 8 months, isolated areas of the mycelia showed little conidia formation ( $1,0 - 2,55 * 10^5$  conidia / ml). Artificial inoculation with an incubation period of 21 days was successfully carried out in a culture cabinet and a greenhouse, however an epidemic phase could not be initiated. DNA was extracted from the fungal isolates and from infected plant material. It was possible to develop one specific primer to identify *M. anethi* in latently infected plants which showed no cross reaction with other fungal diseases which were present. The presence of the fungus in infected plants could also be proven using the PTA-ELISA with IgG-K for conidia and IgG-M for mycelium.

### ***Inoculation experiments***

To examine precisely the infection with *M. anethi*, field experiments on the fennel variety 'Magnafena' using conidia suspension were carried out over 3 years. The plants were inoculated twice within three weeks using a conidia suspension from naturally diseased leaves. Untreated plants and isolation plots were used as controls. Furthermore, single plants were treated with the systemic fungicide 'Folicur'.

Leaf size and area of symptoms were measured on weekly samples over a period of 10 - 12 weeks using a specific colour scanner scoring program ('BAfix', GTA-

Sensorik) and later using the PTA-ELISA with IgG-K for conidia und IgG-M for mycelium. The disease level which occurred naturally was significantly lower than that caused artificially. The fungicide treatment with 'Folicur' reduced the disease and increased the leaf mass significantly. However, seed infection could not be prevented by this treatment. The plant infestation in the isolation plot was significantly lower than in the plot with natural infestation.

### **Variety trials**

Nine varieties and accessions of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) were compared for their susceptibility to *Mycosphaerella anethi* on the BAZ experimental fields in Aschersleben and Quedlinburg over a three-year period. The disease was measured using a specific colour scanner scoring program ('BAfix', GTA-Sensorik) and the PTA-ELISA (IgG-K, IgG-M) during the 10 - 12 weeks of the epidemic.

The varieties 'Magnafena' und 'Berfena' were highly susceptible to the pathogen. The disease developed quickly after initial leaf symptoms were observed. Although both varieties had the highest AUDPC values, their yields were comparatively high and they developed large seeds. The yield of 'Berfena' was consistently high whereas 'Magnafena' had a wider yield range and therefore appeared less tolerant to the disease, which could explain the high yield losses in the past.

The varieties 'Budakalasz', 'Moravskij' and 'Soroksari' had very high initial biomass compared to the other varieties and did not react with a reduction of yield to the loss of leaves. Consequently the seed yield was higher than in plants with a lower initial leaf mass. Unfortunately the less susceptible varieties ripened very late and produced very small seeds. The disease levels in the experimental fields in Quedlinburg were noticeably lower than in Aschersleben. The plants were visibly stronger and grew taller than those in Aschersleben. Therefore, in order to increase yield, fennel should be grown only under the best conditions.

KEY WORDS        blight of fennel  
                      variety resistance  
                      disease progress curve

# Gesamtinhaltsverzeichnis

<b>A Einleitung</b> .....	<b>1</b>
<b>B Hauptteil</b> .....	<b>28</b>
<b>Kapitel 1:</b>	
Mykologische Untersuchung von <i>Mycosphaerella anethi</i> .....	<b>28</b>
<b>Kapitel 2:</b>	
Untersuchungen zur Auswirkung des Befalls von <i>Mycosphaerella anethi</i> und des Fungizideinsatzes auf den Ertrag von Fenchelpflanzen.....	<b>136</b>
<b>Kapitel 3:</b>	
Untersuchungen zur Anfälligkeit von Fenchelsorten gegenüber <i>Mycosphaerella     anethi</i> .....	<b>224</b>
<b>C Diskussion</b> .....	<b>344</b>
<b>D Literaturverzeichnis</b> .....	<b>353</b>
<b>E Methodenanhang</b> .....	<b>367</b>

## Inhaltsverzeichnis Kapitel 1:

### Mykologische Untersuchung von *Mycosphaerella anethi*

<b>1. Einleitung</b> .....	<b>28</b>
<b>2. Material und Methoden</b> .....	<b>36</b>
2.1 Inkulturnahme von <i>M. anethi</i> .....	<b>36</b>
2.1.1 Isolierung aus befallenem Blattmaterial.....	<b>36</b>
2.1.2 Isolierung aus der Stängelepidermis.....	<b>36</b>
2.1.3 Identifizierung von <i>M. anethi</i> - Isolaten.....	<b>36</b>
2.2 Vergleichskultur <i>Ramularia foeniculi</i> .....	<b>36</b>
2.3 Kulturwachstum von <i>M. anethi</i> .....	<b>37</b>
2.3.1 Isolatewachstum nach Desinfektionsbehandlungen.....	<b>37</b>
2.3.2 Optimierung der Desinfektionsmethode.....	<b>38</b>
2.3.3 Testung von Medien zur Vermehrung.....	<b>38</b>
2.3.4 Konservierung von Isolaten.....	<b>39</b>
2.3.5 Erfassung der Wachstumsgeschwindigkeit.....	<b>39</b>
2.3.6 Wuchsformen von Isolaten.....	<b>40</b>
2.3.7 Mycelwachstum.....	<b>40</b>
2.4 Keimung und Vermehrung .....	<b>41</b>
2.4.1 Konidienbildung bei Kulturen.....	<b>41</b>
2.4.2 Konidienkeimung in Wasser und auf Agar.....	<b>41</b>
2.4.3 Einfluss der Temperatur auf die Keimung.....	<b>42</b>
2.4.4 Einsatz von Sterilfiltern.....	<b>42</b>
2.4.5 Anfertigung von Einsporisolaten.....	<b>43</b>
2.4.6 Untersuchungen zur Wasseraufnahme von Konidien.....	<b>43</b>
2.5 Untersuchungen zur Variabilität von <i>M. anethi</i> .....	<b>43</b>
2.5.1 Aufbau einer Erregerkollektion.....	<b>43</b>

2.5.2 Aggressivität von Inokulumherkünften.....	44
2.6 Molekularbiologische Untersuchung von <i>M. anethi</i> .....	46
2.6.1 Methodenoptimierung zur DNA-Isolierung aus Kulturen.....	46
2.6.2 Differenzierung von Isolaten mit RAPD-Primern.....	47
2.6.3 Herstellung und Testung spezifischer Primer.....	48
2.7 Inokulationsversuche in der Klimakammer.....	49
2.7.1 Symptombildung an Pflanzenabschnitten.....	49
2.7.2 Optimierung der Inokulationsmethode.....	50
2.7.3 Symptomausprägung nach Inokulationen.....	51
<b>3. Ergebnisse</b> .....	<b>53</b>
3.1 Inkulturnahme von <i>M. anethi</i> .....	53
3.1.1 Isolierung aus befallenem Blattmaterial.....	53
3.1.2 Isolierung aus der Stängelepidermis.....	53
3.1.3 Identifizierung von <i>M. anethi</i> - Isolaten.....	54
3.2 Vergleichskultur <i>Ramularia foeniculi</i> .....	55
3.3 Kulturwachstum von <i>M. anethi</i> .....	56
3.3.1 Isolatewachstum nach Desinfektionsbehandlungen.....	56
3.3.2 Optimierung der Desinfektionsmethode.....	58
3.3.3 Testung von Medien zur Vermehrung.....	58
3.3.4 Konservierung von Isolaten.....	65
3.3.5 Erfassung der Wachstumsgeschwindigkeit.....	67
3.3.6 Wuchsformen von Isolaten.....	68
3.3.7 Mycelwachstum.....	69
3.4 Keimung und Vermehrung.....	70
3.4.1 Konidienbildung bei Kulturen.....	70
3.4.2 Konidienkeimung in Wasser und auf Agar.....	73
3.4.3 Einfluss der Temperatur auf die Keimung.....	75

3.4.4 Einsatz von Sterilfiltern.....	76
3.4.5 Anfertigung von Einsporisolaten.....	77
3.4.6 Untersuchungen zur Wasseraufnahme von Konidien.....	77
3.5 Untersuchungen zur Variabilität von <i>M. anethi</i> .....	79
3.5.1 Aufbau einer Erregerkollektion.....	79
3.5.2 Aggressivität von Inokulumherkünften.....	79
3.6 Molekularbiologische Untersuchung von <i>M. anethi</i> .....	84
3.6.1 Methodenoptimierung zur DNA - Isolierung aus Kulturen.....	84
3.6.2 Differenzierung von Isolaten mit RAPD-Primern.....	86
3.6.3 Herstellung spezifische Primer.....	87
3.7 Inokulationsversuche in der Klimakammer.....	89
3.7.1 Symptombildung an Pflanzenabschnitten.....	89
3.7.2 Optimierung der Inokulationsmethode.....	91
3.7.3 Symptomausprägung nach Inokulationen.....	95
<b>4. Diskussion.....</b>	<b>99</b>
<b>5. Zusammenfassung.....</b>	<b>109</b>
<b>6. Summary .....</b>	<b>110</b>
<b>7. Literaturverzeichnis.....</b>	<b>111</b>
<b>8. Anhang.....</b>	<b>115</b>
<b>Bildanhang (1 - 18).....</b>	<b>118</b>

## **Inhaltsverzeichnis Kapitel 2:**

### **Untersuchungen zur Auswirkung des Befalls von *Mycosphaerella anethi* und des Fungizideinsatzes auf den Ertrag von Fenchelpflanzen**

<b>1. Einleitung.....</b>	<b>136</b>
<b>2. Material und Methoden .....</b>	<b>140</b>

2.1 Feldanlage und Versuchsdurchführung .....	140
2.2 Befallserfassung .....	142
2.2.1 Scannerbonitur .....	142
2.2.2 PTA-ELISA .....	143
2.3 Verrechnung der Boniturdaten .....	143
2.3.1 Scannerbonitur .....	143
2.3.2 PTA-ELISA Datenverrechnung .....	145
2.3.3 Statistische Analyse .....	145
2.4 Erträge und Fruchtbefall .....	146
<b>3. Ergebnisse .....</b>	<b>147</b>
3.1 Inokulationsversuch 2000 .....	147
3.1.1 Blattflächendynamik .....	147
3.1.2 Befallsentwicklung .....	149
3.1.3 Serologische Untersuchung des Befalls .....	152
3.1.4 Korrelation der Befallsdaten .....	155
3.1.5 Erträge und Fruchtbefall .....	155
3.2 Inokulationsversuch 2001 .....	159
3.2.1 Blattflächendynamik .....	159
3.2.2 Befallsentwicklung .....	161
3.2.3 Serologische Untersuchung des Befalls .....	164
3.2.4 Korrelation der Befallsdaten .....	168
3.2.5 Erträge und Fruchtbefall .....	168
3.3 Inokulationsversuch 2002 .....	172
3.3.1 Blattflächendynamik .....	172
3.3.2 Befallsentwicklung .....	173
3.3.3 Serologische Untersuchung des Befalls .....	176
3.3.4 Korrelation der Befallsdaten .....	178

3.3.5 Erträge und Fruchtbefall.....	179
3.4 Vergleich der Anbaujahre.....	181
3.4.1 Vergleich von AULAPC *-, AUDPC *- und Ertragswerten .....	181
3.4.2 Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit .....	184
3.4.3 Vergleich von Befalls- und Ertragsdaten .....	187
3.4.4 Mycelentwicklung im Blattgewebe .....	188
3.4.5 Vergleich von Biomasse und Ertragsdaten .....	193
<b>4. Diskussion.....</b>	<b>195</b>
<b>5. Zusammenfassung.....</b>	<b>203</b>
<b>6. Summary .....</b>	<b>204</b>
<b>7. Literaturverzeichnis.....</b>	<b>206</b>
<b>8. Anhang.....</b>	<b>210</b>
<b>Bildanhang (1 - 3).....</b>	<b>221</b>

## **Inhaltsverzeichnis Kapitel 3:**

### **Untersuchungen zur Anfälligkeit von Fenchelsorten gegenüber *Mycosphaerella anethi***

<b>1. Einleitung.....</b>	<b>224</b>
<b>2. Material und Methoden.....</b>	<b>230</b>
2.1 Sorten.....	230
2.2 Feldanlage und Versuchsdurchführung.....	231
2.3 Befallserfassung.....	232
2.3.1 Scannerbonitur.....	234
2.3.2 PTA-ELISA.....	234
2.4 Verrechnung der Boniturdaten.....	235
2.4.1 Scannerboniturwerte.....	235



2.4.2 PTA-ELISA Datenverrechnung.....	237
2.4.3 Statistische Analyse.....	237
2.5 Erträge und Fruchtbefall.....	237
<b>3. Ergebnisse.....</b>	<b>239</b>
<b>3.1 Sortenversuch Aschersleben 2000.....</b>	<b>239</b>
3.1.1 Blattflächendynamik.....	239
Bild 1.....	240
Bild 2.....	241
3.1.2 Befallsentwicklung.....	242
3.1.3 Serologische Untersuchung des Befalls.....	245
3.1.4 Korrelation der Befallsdaten.....	249
3.1.5 Erträge und Fruchtbefall.....	249
<b>3.2 Sortenversuch Aschersleben 2001.....</b>	<b>253</b>
3.2.1 Blattflächendynamik.....	253
3.2.2 Befallsentwicklung.....	254
3.2.3 Serologische Untersuchung des Befalls.....	257
3.2.4 Korrelation der Befallsdaten.....	260
3.2.5 Erträge und Fruchtbefall.....	261
<b>3.3 Sortenversuch Aschersleben 2002.....</b>	<b>264</b>
3.3.1 Blattflächendynamik.....	264
3.3.2 Befallsentwicklung.....	265
3.3.3 Serologische Untersuchung des Befalls.....	267
3.3.4 Korrelation der Befallsdaten.....	269
3.3.5 Erträge und Fruchtbefall.....	269
<b>3.4 Sortenversuch Quedlinburg 2001.....</b>	<b>272</b>
3.4.1 Blattflächendynamik.....	272
3.4.2 Befallsentwicklung.....	273

3.4.3 Serologische Untersuchung des Befalls.....	276
3.4.4 Korrelation der Befallsdaten.....	278
3.4.5 Erträge und Fruchtbefall.....	279
<b>3.5 Sortenversuch Quedlinburg 2002 .....</b>	<b>282</b>
3.5.1 Blattflächendynamik.....	282
3.5.2 Befallsentwicklung.....	283
3.5.3 Serologische Untersuchung des Befalls.....	285
3.5.4 Korrelation der Befallsdaten .....	286
3.5.5 Erträge und Fruchtbefall.....	287
<b>3.6 Vergleich der Anbaujahre und Standorte.....</b>	<b>290</b>
3.6.1 Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit .....	290
3.6.2 Vergleich der Befallsstärke an zwei Standorten .....	294
3.6.3 AUDPC * - Wert und Ertrag .....	300
3.6.4 Ausgangsbiomasse bei Epidemiebeginn .....	302
<b>4. Diskussion.....</b>	<b>310</b>
<b>5. Zusammenfassung.....</b>	<b>318</b>
<b>6. Summary.....</b>	<b>318</b>
<b>7. Literaturverzeichnis.....</b>	<b>320</b>
<b>8. Anhang.....</b>	<b>326</b>

# Abbildungsverzeichnis

## Einleitung

- Abb. 1:** Ordnung von *Mycosphaerella* ssp. mit morphologischen Merkmalen unter besonderer Berücksichtigung der Einordnung und Abgrenzung von *Passalora*, *Cercospora* und *Ramularia* 1: *Pseudocercospora* (eingeschlossen *Paracercospora*, *Phaeoisariopsis*, *Stigmia* und *Pseudophaerhaeoramularia*), 2: *Pseudocercospora*, 3: *Passalora* (eingeschlossen *Mycovellosiella* und *Pseudophaeoramularia*), 4: *Cercospora* und zwei *Septoria*-artige Isolate, 5: *Passalora* (eingeschlossen *Mycovellosiella* und *Phaeoramularia* sowie ein Isolat *Thegdonia*), 6: *Ramularia* (eingeschlossen *Ovularia* und *Ophiocladium*), 7: unbekannt, 8: *Septoria*, 9: *Uwebraunia* u. a. A: Anordnung der herausragenden Konidienträger, B: Gestalt, Septierung und Anordnung von Konidien, C: Konidienträgergestalt mit Konidienansatzstelle, D: Konidienende mit Pigmentierung (verändert nach Crous et al. 2001). ..... **12**
- Abb. 2:** Beispiel einer phylogenetischen Untersuchung zur Aufteilung von 58 *Mycosphaerella* ssp. und deren Anamorphen nach den Untersuchungsergebnissen der 5.8S rDNA, ITS - 1 und ITS - 2 Regionen, 1: monophyletic *Mycosphaerella* Cluster, 2: *Dissoconium* Anamorphe, 3: *Ramulispora* spp. mit *Mollisia* (Fr.) P. Karst. (= *Tapesia*). Pfeile: Stellung von *Passalora*, *Ramularia* und *Cercospora* nach dieser Untersuchung. Es wurden *Passalora arachidicola* und *P. personata* untersucht (verändert nach: Crous et al. 2000a). ..... **13**
- Abb. 3:** Entwicklungszyklus von *M. anethi* (anamorph *Passalora puncta*) (verändert nach Petzoldt 1989). ..... **14**

## Methodenhang

- Abb. 1:** Befallsverteilung auf Fiederabschnitten eines Fenchelblattes mit 'BAfix' - Bildanalysesoftware (Kontrollbildansicht) (Befallswerte siehe Tab. M3). ..... **368**
- Abb. 2:** Extinktionswerte von **IgG-K** (zum Nachweis von *M. anethi* - Konidien) bei Mycel- und Konidien suspensionsverdünnungsreihen. Pufferkontrollwert: 0,000 O.D., Gesundheitskontrolle Blatt: 0,000 O.D., Positivkontrolle Blatt: 1,175 O.D. .... **379**
- Abb. 3:** Extinktionswerte von **IgG-M** (zum Nachweis von *M. anethi* - Mycel) bei Mycel- und Konidien suspensionsverdünnungsreihen. Pufferkontrollwert: 0,000 O.D., Gesundheitskontrolle Blatt: 0,002 O.D., Positivkontrolle Blatt: 3,819 O.D. .... **380**

## Mykologie

- Abb. 1:** Wachstumsbeginn von 94 *M. anethi* - Isolat nach einer Desinfektionsbehandlung von 2400 Blattfiederstücken mit Sublimat (0,1%). ..... **57**
- Abb. 2:** Boniturnote (1 - 9, d. h. sehr wenige bis sehr viele Konidien) der Konidienbildung 20, 40 und 55 Tage nach dem Auftragen einer Mycelsuspension von *M. anethi* auf Agararten mit Variation der Kultivierungstemperatur. .... **61**
- Abb. 3:** Boniturnote (1 - 9, d. h. strukturlose bis zu sehr gut strukturierten Hyphen) der Mycelneubildung 40 Tage nach dem Auftragen einer Mycelsuspension von *M. anethi* auf Agararten mit Variation der Kultivierungstemperatur. .... **62**
- Abb. 4:** Gewichts Differenz nach 75 Tagen Kulturwachstum einer *M. anethi* - Mycelsuspension bei Agararten ohne Berücksichtigung der Kultivierungstemperatur. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Varianten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. .... **63**
- Abb. 5:** Gewichts Differenz nach 75 Tagen Kulturwachstum einer *M. anethi* - Mycelsuspension bei unterschiedlichen Kultivierungstemperaturen ohne Berücksichtigung der Agararten. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Varianten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. .... **64**

- Abb. 6:** Mikroskopische Bonitur des Mycelwachstums von *M. anethi* - Kulturen nach Konservierungsbehandlungen (10 und 50 Tage eingefroren) des Mycels an 3 Terminen (Magermilch/ Glycerin 1 bzw. 2: Magermilch/ Glycerin Gemisch am 1. bzw. 2. Auftautermin, LW 1 bzw. 2: st. LW am 1. bzw. 2. Auftautermin, ohne Zusätze 1 bzw. 2: trockenes Mycel am 1. bzw. 2. Auftautermin; Boniturnoten: 0: kein, 1: wenig, 2: mittleres, 3: starkes Mycelwachstum). .....**65**
- Abb. 7:** Scannerbonitur von Mycelwachstum (% befallene Fläche) von *M. anethi* – Konidiensuspensionen auf Agararten mit (\*) und ohne ( ) Antibiotikazusatz nach 6 Monaten Wachstum. ....**68**
- Abb. 8:** Mikroskopische Bonitur von Konidienbildungen von *M. anethi* - Kulturen auf KDA bei unterschiedlichen Temperaturen (Boniturnote **0**: keine, **1**: wenige, **2**: mittlere, **3**: starke Konidienbildungen, **SL**: Schwarzlicht). .....**71**
- Abb. 9:** Mikroskopische Bonitur von Konidienbildungen von *M. anethi* - Kulturen auf V8 bei unterschiedlichen Temperaturen (Boniturnote **0**: keine, **1**: wenige, **2**: mittlere, **3**: starke Konidienbildungen, **SL**: Schwarzlicht). .....**72**
- Abb. 10:** Ausmessung einer zweizelligen Konidie von *M. anethi* zur Ermittlung der Breite und Länge. ....**77**
- Abb. 11:** Sichtbonitur von Blättern (4 Befallsabstufungen) der Sorte 'Magnafena' nach Inokulation mit *M. anethi* - Konidiensuspensionen von 10 Herkünften. Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ - Folien isoliert. ....**81**
- Abb. 12:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) auf Blättern des inokulierten Pflanzenabschnitts (Mittelwertbildung des prozentualen Befalls aller vorhandenen Blätter des Bereichs). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ - Folien isoliert. ....**81**
- Abb. 13:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) der befallenen Blätter des inokulierten Pflanzenabschnitts (Befallsflächenberechnung mit Formel 2). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ - Folien isoliert. ....**82**
- Abb. 14:** PTA-ELISA zur Befallsstärkenermittlung (O.D. <sub>405nm</sub>) befallener Blätter mit Antiserum IgG-K auf Konidienbefall von *M. anethi*. Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ - Folien isoliert. ....**82**
- Abb. 15:** PTA-ELISA zur Befallsstärkenermittlung (O.D. <sub>405nm</sub>) befallener Blätter mit Antiserum IgG-M auf Mycelgehalte von *M. anethi*. Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne und einmal mit ‚Crispac‘ - Folien isoliert. ....**83**
- Abb. 16:** Amplifikationsprodukte von sieben Isolaten von *M. anethi*- und *Ramularia*-Kulturen nach PCR mit RAPD-Primern OP-C 08, 13 und 18 (**H**: Hannover, **ASL 1**: Aschersleben, **Cö**: Cörmingh, **Harr**: Harreshausen, **Treb**: Trebur, **ASL 2**: Aschersleben und **Ra**: *Ramularia*, **M**: Marker Load IV, 1 kb Ladder, Gibco). ....**86**
- Abb. 17:** Sequenz der spezifischen Primer (Punct) von *M. anethi* .....**87**
- Abb. 18:** Amplifikationsprodukte von vier *M. anethi* - Isolaten und acht Fenchelpflanzenproben nach PCR mit spezifischen Primern (Punct) (**1**: ‚Aschersleben‘, **2**: ‚Quedlinburg‘, **3**: ‚Harreshausen‘, **4**: ‚Hannover‘, **5**: Gesundkontrolle Blatt 1, **6**: Gesundkontrolle Blatt 2, **7**: Gesundkontrolle Blatt 3, **8**: befallenes Blatt 1, **9**: befallenes Blatt 2, **10**: befallsfreier Stiel, **11**: befallener Doldenstiel, **12**: unreife befallene Frucht). ....**87**
- Abb. 19:** Amplifikationsprodukte von drei symptomlosen Fenchelpflanzen nach PCR mit spezifischen Primern (Punct) (*Pflanze 1* = **1**: Wurzel, **2**: 1. Blatt, **3**: 2. Blatt, **4**: 3. Blatt, **5**: 4. Blatt, **6**: 5. Blatt, **7**: 6. Blatt, **8**: Stiel / *Pflanze 2* = **9**: 1. Blatt, **10**: 2. Blatt, **11**: 3. Blatt, **12**: 4. Blatt, **13**: 5. Blatt, **14**: Stiel / *Pflanze 3* = **15**: 1. Blatt, **16**: 2. Blatt, **17**: 3. Blatt, **18**: 4. Blatt, **19**: 5. Blatt, **20**: Stiel). ....**88**
- Abb. 20:** Sequenzierung der amplifizierten Banden (im Bereich von ca. 0,3 kbp) einer *M. anethi*- und einer *R. foeniculi*-Kultur aus der PCR mit spezifischen Primern (Punct). ....**89**
- Abb. 21:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Keimblättern der Sorte 'Magnafena' nach künstlicher Inokulation (Konzentration  $2,1 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) in der Klimakammer und unterschiedlicher Folienabdeckungsdauer. ....**91**

**Abb. 22:** Befallsstärke (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Keimblättern der Sorte 'Magnafena' nach künstlichen Inokulationen mit drei unterschiedlichen Konzentrationen der Konidiensuspension mit Folienabdeckung (frisches Inokulationsmaterial (2 Wochen): niedrige Konzentration:  $2,4 \cdot 10^5$  Konidien/ ml, mittlere Konzentration:  $2,4 \cdot 10^4$  Konidien/ ml, hohe Konzentration:  $2,4 \cdot 10^3$  Konidien/ ml / gelagertes Inokulationsmaterial (12 Monate): niedrige Konzentration:  $5,6 \cdot 10^5$  Konidien/ ml, mittlere Konzentration:  $5,6 \cdot 10^4$  Konidien/ ml, hohe Konzentration:  $5,6 \cdot 10^3$  Konidien/ ml). .....**92**

**Abb. 23:** Befallsstärke (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Keimblättern der Sorte 'Magnafena' nach künstlichen Inokulationen mit drei unterschiedlichen Konzentrationen der Konidiensuspension ohne Folienabdeckung. Variantenbezeichnungen siehe Abb. 22. ....**92**

**Abb. 24:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Sortenjungpflanzen (Bonitur des 1. Laubblattes) nach künstlicher Inokulation der Keimblätter mit einer Konidiensuspension ( $2,3 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) und Aufstellung im Frühbeet (September 2000). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.....**97**

**Abb. 25:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Sortenjungpflanzen (Bonitur des 2. Laubblattes) nach künstlicher Inokulation der Keimblätter mit einer Konidiensuspension ( $2,3 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) und Aufstellung im Frühbeet (September 2000). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.....**97**

**Abb. 26:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Sortenjungpflanzen (Gesamtpflanzenbonitur) nach künstlicher Inokulation der Keimblätter mit einer Konidiensuspension ( $2,3 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) und Aufstellung im Frühbeet (September 2000). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.....**98**

### **Inokulationsversuche**

**Abb. 1:** Pflanzenblattflächendynamik ( $\text{cm}^2$ ) der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2 .....**147**

**Abb. 2:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ....**148**

**Abb. 3:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Künstliche Inokulation an zwei Terminen: T1 und T2, Fungizidbehandlung: F. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ....**149**

**Abb. 4:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ...**150**

**Abb. 5:** PTA-ELISA-Werte (Mittelwertbildung über alle 8 Varianten des Feldversuchs 2000) an 4 Boniturterminen mit IgG-K (O.D.  $_{405\text{nm}}$ ) und IgG-M (O.D.  $_{405\text{nm}}$ ) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern. ....**152**

**Abb. 6a:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.  $_{405\text{nm}}$ ) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.....**153**

**Abb. 6b:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.  $_{405\text{nm}}$ ) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ....**154**

**Abb. 7:** Erträge der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ....**156**

- Abb. 8:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten von 8 Varianten des Feldversuchs 2000 durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ....157
- Abb. 9:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten von 8 Varianten des Feldversuchs 2000 durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ....158
- Abb. 10:** Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 9 Varianten des Feldversuchs 2001. **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, **ISO** = Isolierungspartellen. ....159
- Abb. 11:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....160
- Abb. 12:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 9 Varianten des Feldversuchs 2001. Künstliche Inokulation an zwei Terminen: **T1** und **T2**, Fungizidbehandlung: **F**. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....161
- Abb. 13:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10...162
- Abb. 14:** PTA-ELISA-Werte (Mittelwertbildung über 8 Varianten (ohne ISO) des Feldversuchs 2001) an 6 Boniturterminen mit IgG-K (O.D. <sub>405nm</sub>) und IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern. ....164
- Abb. 15a:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....166
- Abb. 15b:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.. ....167
- Abb. 16:** Erträge der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 (9 Pflanzen/ Parzelle) Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....169
- Abb. 17:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....170
- Abb. 18:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....171
- Abb. 19:** Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 9 Varianten des Feldversuchs 2002. **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, **ISO** = Isolierungspartellen. ....172

<b>Abb. 20:</b> Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC) durch <i>M. anethi</i> Befall. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19. ....	<b>173</b>
<b>Abb. 21:</b> Befallskurven (durch <i>M. anethi</i> befallene Blattfläche in %) der 9 Varianten des Feldversuchs 2002. Künstliche Inokulation an zwei Terminen: <b>T1</b> und <b>T2</b> , Fungizidbehandlung: <b>F</b> . Variantenbezeichnung siehe Abb. 19: .....	<b>174</b>
<b>Abb. 22:</b> Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch <i>M. anethi</i> . Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19. ..	<b>175</b>
<b>Abb. 23:</b> PTA-ELISA-Werte (Mittelwertbildung über 8 Varianten (ohne ISO) des Feldversuchs 2002) an 4 Boniturterminen mit IgG-K (O.D. $_{405nm}$ ) und IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Konidien- und Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> auf Blättern. ....	<b>177</b>
<b>Abb. 24:</b> Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (Termin 4: 27.08.02) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19. ....	<b>177</b>
<b>Abb. 25:</b> Erträge der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 (9 Pflanzen/ Parzelle) Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19. ....	<b>179</b>
<b>Abb. 26:</b> Übersicht über die Befallsverläufe der Variante NI in den drei Versuchsjahren (2000 - 2002) anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome von <i>M. anethi</i> und der Erreichung eines definierten Befallsniveaus der Gesamtpflanze (linear interpoliert). Variantenbezeichnung siehe Tab. 21. ....	<b>183</b>
<b>Abb. 27:</b> Beobachtete Befallskurven (Punkte) und die angepassten Gompertz-Funktionen (durchgezogene Linien) für die Varianten KI T2 M2 und NI + F im Jahr 2000. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21. ....	<b>185</b>
<b>Abb. 28:</b> Übersicht über die Beziehung von standardisierten AUDPC * - und Ertragswerten in den drei Versuchsjahren (2000 - 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. 23. ....	<b>187</b>
<b>Abb. 29a:</b> Befallsverlaufvergleich in den drei Versuchsjahren (2000 - 2002) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21. ....	<b>189</b>
<b>Abb. 29b:</b> Befallsverlaufvergleich in den drei Versuchsjahren (2000 - 2002) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21. ....	<b>190</b>
<b>Abb. 30:</b> Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC * - und Ertragswerten in den drei Versuchsjahren (2000 - 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. 21: .....	<b>194</b>

## Sortenversuche

<b>Abb. 1:</b> Schema der drei Blattbefallszonen von <i>M. anethi</i> an zwei Boniturterminen (Termin 1 und Termin 2) an der Sorte X: <b>(A)</b> unterer Stängelbereich mit braunen, abgestorbenen Blättern, starker Befall von <i>M. anethi</i> , <b>(B)</b> Messbereich mit 3 - 5 Blättern mit unterschiedlichen Blattfärbungen und Befallsgrad, <b>(C)</b> oberer Stängelbereich mit grünen, 'unbefallenen' Blättern. ....	<b>233</b>
<b>Abb. 2:</b> Pflanzenblattflächendynamik (cm <sup>2</sup> ) der 10 Sorten des Feldversuchs (ASL 2000). ....	<b>239</b>
<b>Abb. 3:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000). ....	<b>242</b>
<b>Abb. 4:</b> Befallskurven (durch <i>M. anethi</i> befallene Blattfläche in %) der 10 Sorten des Feldversuchs (ASL 2000). ....	<b>243</b>
<b>Abb. 5:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000). ....	<b>244</b>

<b>Abb. 6:</b> Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über alle 10 Sorten des Feldversuchs) mit IgG-K (O.D. $_{405nm}$ ) und IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Konidien- und Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> auf Blättern an 6 Boniturterminen (ASL 2000). .....	<b>246</b>
<b>Abb. 7a:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000). .....	<b>247</b>
<b>Abb. 7b:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000). .....	<b>248</b>
<b>Abb. 8:</b> Erträge der 10 Sorten des Feldversuchs (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000). .....	<b>250</b>
<b>Abb. 9:</b> Nachweis von <i>M. anethi</i> - Konidien an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2000). .....	<b>252</b>
<b>Abb. 10:</b> Nachweis von <i>M. anethi</i> - Mycel an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2000). .....	<b>252</b>
<b>Abb. 11:</b> Pflanzenblattflächendynamik ( $cm^2$ ) der 10 Sorten des Feldversuchs (ASL 2001). .....	<b>253</b>
<b>Abb. 12:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001). .....	<b>254</b>
<b>Abb. 13:</b> Befallskurven (durch <i>M. anethi</i> befallene Blattfläche in %) der 10 Sorten des Feldversuchs (ASL 2001). .....	<b>255</b>
<b>Abb. 14:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch <i>M. anethi</i> Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001). .....	<b>256</b>
<b>Abb. 15:</b> Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über 10 Sorten des Feldversuchs) mit IgG-K (O.D. $_{405nm}$ ) und IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Konidien- und Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> auf Blättern an 5 Boniturterminen (ASL 2001). .....	<b>258</b>
<b>Abb. 16a:</b> Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001). .....	<b>258</b>
<b>Abb. 16b:</b> Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001). .....	<b>259</b>
<b>Abb. 17:</b> Erträge der 10 Sorten im Feldversuch (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001). .....	<b>261</b>
<b>Abb. 18:</b> Nachweis von <i>M. anethi</i> - Konidien an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2001). .....	<b>263</b>
<b>Abb. 19:</b> Nachweis von <i>M. anethi</i> - Mycel an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2001). .....	<b>263</b>
<b>Abb. 20:</b> Pflanzenblattflächendynamik ( $cm^2$ ) der 5 Sorten im Feldversuch (ASL 2002). .....	<b>264</b>
<b>Abb. 21:</b> Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002). .....	<b>264</b>
<b>Abb. 22:</b> Befallskurven (durch <i>M. anethi</i> befallene Blattfläche in %) von 5 Sorten im Feldversuch (ASL 2002). .....	<b>265</b>



- Abb. 23:** Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002). ..... **265**
- Abb. 24:** Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über alle Sorten im Feldversuch mit IgG-K (O.D.  $_{405nm}$ ) und IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern an 4 Boniturterminen (ASL 2002). ..... **267**
- Abb. 25:** Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002). ..... **268**
- Abb. 26:** Erträge der 5 Sorten im Feldversuch (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002). ..... **270**
- Abb. 27:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D.  $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2002). ..... **270**
- Abb. 28:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2002). ..... **271**
- Abb. 29:** Pflanzenblattflächendynamik ( $cm^2$ ) der 10 Sorten im Feldversuch (QLB 2001). ..... **272**
- Abb. 30:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001). ..... **273**
- Abb. 31:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) von 10 Fenchelsorten im Feldversuch (QLB 2001). ..... **274**
- Abb. 32:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001). ..... **275**
- Abb. 33:** Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über alle Sorten des Feldversuchs) mit IgG-K (O.D.  $_{405nm}$ ) und IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern an 5 Boniturterminen (QLB 2001). ..... **276**
- Abb. 34:** Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001). ..... **277**
- Abb. 35:** Erträge der 10 Sorten des Feldversuchs (9 Pflanzen/ Parzelle) Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001). ..... **279**
- Abb. 36:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D.  $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001). ..... **281**
- Abb. 37:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001). ..... **281**
- Abb. 38:** Pflanzenblattflächendynamik ( $cm^2$ ) der 5 Sorten des Feldversuchs (QLB 2002). ..... **282**
- Abb. 39:** Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2002). ..... **283**
- Abb. 40:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 5 Sorten des Feldversuchs (QLB 2002). ..... **283**
- Abb. 41:** Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2002). ..... **284**

<b>Abb. 42:</b> Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über alle Sorten des Feldversuchs) mit IgG-K (O.D. <sub>405nm</sub> ) und IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub> ) auf Konidien- und Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> auf Blättern an 3 Boniturterminen (QLB 2002). .....	<b>285</b>
<b>Abb. 43:</b> Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs (Termin 4: 26.08.01) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub> ) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2002). .....	<b>286</b>
<b>Abb. 44:</b> Erträge der 5 Sorten des Feldversuchs (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001). .....	<b>287</b>
<b>Abb. 45:</b> Nachweis von <i>M. anethi</i> - Konidien an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. <sub>405nm</sub> ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001). .....	<b>288</b>
<b>Abb. 46:</b> Nachweis von <i>M. anethi</i> - Mycel an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub> ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001). .....	<b>289</b>
<b>Abb. 47:</b> Beobachtete Befallskurven (Punkte) und die angepassten Gompertz-Funktionen (durchgezogene Linien) für die Sorten 'Magnafena' NLC, 'Budakalaszí', 'Berfena' und 'Soroksari' (ASL 2000). .....	<b>291</b>
<b>Abb. 48:</b> Vergleich von 9 Sorten des Feldversuchs anhand des Befalls (standardisierte Fläche unter der Befallskurve AUDPC *) durch <i>M. anethi</i> am Standort Aschersleben (2000 - 2002) und Quedlinburg (2001 - 2002). Zu Vergleichszecken wurden die der Sortenwerte verbunden. ....	<b>295</b>
<b>Abb. 49:</b> Übersicht über die Beziehung von standardisierten AUDPC *- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2000 – 2002 auf dem Versuchsfeld Aschersleben (ASL). .....	<b>300</b>
<b>Abb. 50:</b> Übersicht über die Beziehung von standardisierten AUDPC *- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2001 – 2002 auf dem Versuchsfeld Quedlinburg (QLB). .....	<b>301</b>
<b>Abb. 51:</b> Ausgangsbiomasse der Sorten vor Beginn der epidemischen Phase von <i>M. anethi</i> am Standort Aschersleben (ASL) in den Jahren 2000 – 2002. Zu Vergleichszecken wurden die der Sortenwerte verbunden. ....	<b>302</b>
<b>Abb. 52:</b> Ausgangsbiomasse der Sorten vor Beginn der epidemischen Phase von <i>M. anethi</i> am Standort Quedlinburg (QLB) in den Jahren 2001 – 2002. ....	<b>302</b>
<b>Abb. 53:</b> Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC *- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2000 – 2002 auf dem Versuchsfeld Aschersleben (ASL). .....	<b>303</b>
<b>Abb. 54:</b> Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC *- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2001 – 2002 auf dem Versuchsfeld Quedlinburg (QLB). .....	<b>304</b>
<b>Abb. 55:</b> Vergleich von 3 Fenchelsorten 'Berfena', 'Budakalaszí' und 'Bulgare' hinsichtlich der durchschnittlichen Blattanzahl und Blattgröße im Jahr 2000 am Standort Aschersleben. ....	<b>306</b>
<b>Abb. 56:</b> Blattflächenentwicklung (mittlere Blattflächengröße der einzelnen Blätter) der Sorte 'Berfena' durch <i>M. anethi</i> - Befall in Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB) 2001. ....	<b>307</b>
<b>Abb. 57:</b> Blattflächenentwicklung (mittlere Blattflächengröße der einzelnen Blätter) der Sorte 'Budakalaszí' bei <i>M. anethi</i> - Befall in Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB) 2001. ....	<b>307</b>
<b>Abb. 58:</b> Blattflächenentwicklung (mittlere Blattflächengröße der einzelnen Blätter) der Sorte 'Bulgare' bei <i>M. anethi</i> - Befall in Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB) 2001. ....	<b>308</b>
<b>Abb. 59:</b> Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC *- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2000 und 2001 bei 3 Sorten mit unterschiedlichen Wuchstypen auf dem Versuchsfeldern Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). .....	<b>309</b>
<b>Abb. 60:</b> Auswirkung eines Befall mit <i>M. anethi</i> bei hoch- und niedrigenwüchsigen Sorten: bei Befallsbeginn stehen beide Sorten kurz vor der Blüte, beim fortgeschrittenen Befall ist die niedrigwüchsige Sorte B bereits unter dem Befallshorizont des Erregers und zeigt starke Doldenschädigungen vor der Fruchtreife. ....	<b>313</b>

# Tabellenverzeichnis

## Einleitung

<b>Tab. 1:</b> Boniturschlüssel für Befallseinstufung von <i>M. anethi</i> an Fenchel ( <i>Foeniculum vulgare</i> Mill.) nach Petzoldt (1989) zur Durchführung von Feldbonituren .....	<b>18</b>
--	-----------

## Methodenanhang

<b>Tab. 1:</b> Farbprofil von Fenchelblättern mit <i>M. anethi</i> - Befall. Ermittlung der Pixelfarbwerte im grünen, blauen und roten Bereich des eingescannten Bildes mit der Farbprofilsoftware 'Bafix' (GTA-Sensorik). GBM: gesunde Blattfläche in % der Gesamtfläche, Befall: befallene Blattfläche in % der Gesamtfläche. NDVI: nicht normierte Pixel des Vegetationsindexes.....	<b>369</b>
---	------------

<b>Tab. 2:</b> Vortestung der Boniturmethode durch wiederholtes Einscannen von Vorder- und Rückseiten von Fenchelblättern mit 'BAfix' - Bildanalysesoftware. GBM: gesunde Blattfläche in % der Gesamtfläche, Befall: befallene Blattfläche in % der Gesamtfläche.....	<b>369</b>
---	------------

<b>Tab. 3:</b> Befallsverteilung einzelner Blattabschnitte (siehe Abb. 1) bei dreimaliger Wiederholung der Erfassung mit 'BAfix' - Bildanalysesoftware .....	<b>370</b>
--	------------

<b>Tab. 4:</b> Befallsboniturwerte von <i>M. anethi</i> bei unterschiedlicher Blattfärbung von Fenchelblättern (Sichtbonitur) .....	<b>371</b>
---	------------

<b>Tab. 5:</b> Impfschema für die Gewinnung der Antiseren gegen Konidienpräparate (unsteriles Freilandmaterial) von <i>M. anethi</i> .....	<b>373</b>
--	------------

<b>Tab. 6:</b> Impfschema für die Gewinnung der Antiseren gegen Mycelpräparate (Reinkultur) von <i>M. anethi</i> .....	<b>374</b>
--	------------

<b>Tab. 7:</b> Schema des PTA-ELISA zum Antigennachweis im Pathosystem <i>M. anethi</i> und Fenchel.....	<b>377</b>
--	------------

<b>Tab. 8:</b> Kreuzreaktionen von IgG-K und IgG-M mit anderen Pilzen.....	<b>378</b>
--	------------

<b>Tab. 9:</b> ELISA - Testung von Fenchelblättern mit IgG-K und IgG-M bei unterschiedlicher Blattfärbung, die durch Befall mit <i>M. anethi</i> hervorgerufen wurde.....	<b>378</b>
---	------------

## Mykologie

<b>Tab. 1:</b> Übersicht über die von Sabilia (1932) zur Vermehrung von <i>R. foeniculi</i> und von Killian (1923) für das Wachstum von <i>R. adosae</i> und <i>R. geranii</i> erprobten Nährmedien.....	<b>31</b>
--	-----------

<b>Tab. 2:</b> Übersicht über die getesteten Standard RAPD-Primer zum Nachweis von <i>M. anethi</i> (Gräbe 2000, Kusterer 2003).....	<b>34</b>
--	-----------

<b>Tab. 3:</b> Primer zum Nachweis von <i>M. anethi</i> in Pflanzenmaterial (Gräbe 2000, Kusterer 2003). ..	<b>34</b>
---	-----------

<b>Tab. 4:</b> Verwendete Proben befallener Fenchelblätter für die Inokulationsversuche im Jahr 2001 an der BAZ Aschersleben zur Ermittlung der Aggressivität unterschiedlicher Herkünfte.....	<b>45</b>
--	-----------

<b>Tab. 5:</b> Vermessung von Konidien (Länge und Breite) aus Sterilkulturen von <i>R. foeniculi</i> (Herkunft Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn) und <i>M. anethi</i> (Herkunft Versuchsfeld Aschersleben) (Mikroskop Axiolab, Zeiss). .....	<b>55</b>
---	-----------

<b>Tab. 6:</b> Desinfektionsbehandlungen zur Anfertigung von <i>M. anethi</i> - Isolaten. ....	<b>58</b>
--	-----------

<b>Tab. 7:</b> Sichtbonitur von <i>M. anethi</i> - Kulturen (Mycelstruktur und Konidienbildungen) auf verschiedenen Agararten bei Variation der Kultivierungstemperatur nach 75 Tagen Wachstum (siehe auch Bildanhang 4 und 5). .....	<b>60</b>
---	-----------

<b>Tab. 8:</b> Gesamtbonitur nach 8 Wochen Mycelwachstum von <i>M. anethi</i> - Kulturen nach Konservierungsbehandlungen.....	<b>66</b>
---	-----------

<b>Tab. 9:</b> Inokulationsversuche bei Jungpflanzen mit <i>M. anethi</i> - Konidien suspensionen nach unterschiedlichen Konservierungsarten (7 °C/ - 18 °C) und -zeiträumen (24 h, 2, 4, 12 Wochen). .....	<b>66</b>
---	-----------

<b>Tab. 10:</b> Konidienkeimung auf Agararten (KDA, V8, Mischung KDA und V8) und Sterilfiltern. ....	<b>74</b>
--	-----------

<b>Tab. 11:</b> Mikroskopische Breiten- und Längenmessung von 30 Konidien (2 Septen) von Freilandblattmaterial zu unterschiedlichen Jahreszeiten und von Sterilkulturen. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. ....	<b>78</b>
<b>Tab. 12:</b> Mikroskopische Breiten- (200 Stück) und Längenmessung (100 Stück) von Konidien (2 Septen) nach 10 min, 2, 3, 5 und 24 h nach der Überführung in st. LW. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. ....	<b>78</b>
<b>Tab. 13:</b> Übersicht über die vorliegenden Erregerisolate von <i>M. anethi</i> an der BAZ Aschersleben (Stand Herbst 2003). ....	<b>79</b>
<b>Tab. 14:</b> Konzentrationen der Inokulumlösungen (Anzahl * $10^4$ Konidien / ml). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit Leitungswasser LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ – Folienabdeckung isoliert. ....	<b>80</b>
<b>Tab. 15:</b> Korrelationen zwischen den Befallserfassungsmethoden. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>84</b>
<b>Tab. 16:</b> Eignung und Haltbarkeit von Fenchelpflanzenteilen (Blätter, Stängel, Dolden, junge Fruchtanlagen, grüne Früchte, Jungpflanzen mit und ohne Wurzel) für Inokulationsversuche mit Konidien suspensionen von <i>M. anethi</i> . ....	<b>90</b>
<b>Tab. 17:</b> Einfluss der Lagerungsdauer des Inokulummaterials und der -bedingungen auf das Auftreten von Befallssymptomen. ....	<b>94</b>
<b>Tab. 18:</b> Mediumsinhaltsstoffe .....	<b>116</b>
<b>Tab. 19:</b> Übersicht über die Konzentration der verwendeten Antibiotika .....	<b>117</b>

### ***Inokulationsversuche***

<b>Tab. 1:</b> Übersicht über die Aussaat- und Erntetermine und den Boniturzeitraum des dreijährigen Inokulationsversuchs (2000 - 2002). ....	<b>140</b>
<b>Tab. 2:</b> Übersicht über die Inokulationszeiten, -konzentrationen und die Fungizidbehandlung der Varianten des dreijährigen Inokulationsversuchs (2000 - 2002). ....	<b>140</b>
<b>Tab. 3:</b> Übersicht über die verwendeten Bezeichnungen der Varianten des dreijährigen Inokulationsversuchs (2000 - 2002). ....	<b>141</b>
<b>Tab. 4:</b> Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und der Erreichung eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1. ....	<b>151</b>
<b>Tab. 5:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>151</b>
<b>Tab. 6:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ). ....	<b>155</b>
<b>Tab. 7:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>156</b>
<b>Tab. 8:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>157</b>
<b>Tab. 9:</b> AUDPC-Werte der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 nach Abzug des Wertes der Isolierungspartizelle (= natürlichen Seneszenz). Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....	<b>162</b>
<b>Tab. 10:</b> Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und der Erreichung eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10. ....	<b>163</b>

<b>Tab. 11:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten (ohne ISO) des Feldversuchs 2001. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>164</b>
<b>Tab. 12:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>168</b>
<b>Tab. 13:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>169</b>
<b>Tab. 14:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>170</b>
<b>Tab. 15:</b> AUDPC-Werte der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 nach Abzug des Wertes der Isolierungspazelle (= natürlichen Seneszenz). Variantenbezeichnung siehe Abb. 19. ....	<b>175</b>
<b>Tab. 16:</b> Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und der Erreichung eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19. ....	<b>176</b>
<b>Tab. 17:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>176</b>
<b>Tab. 18:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>178</b>
<b>Tab. 19:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 8 Varianten im Feldversuch 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>179</b>
<b>Tab. 20:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>180</b>
<b>Tab. 21:</b> Übersicht über die standardisierten AULAPC * - und AUDPC * - Werte der drei Versuchsjahre (2000 - 2002) unter Berücksichtigung der Boniturtage im Vergleich mit den Ertragswerten (ohne ISO). <b>NI</b> = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), <b>NI + F</b> = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, <b>KI T1 M1</b> = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, <b>KI T1 M1 + F</b> = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, <b>KI T1 M2</b> = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, <b>KI T2 M1</b> = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, <b>KI T2 M1 + F</b> = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid, <b>KI T2 M2</b> = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, <b>ISO</b> = Isolierungspazellen. ....	<b>182</b>
<b>Tab. 22:</b> Korrelationen der Rangfolge zwischen den drei Versuchsjahren (2000 – 2002) bei den standardisierten AULAPC *, AUDPC * - und Ertragswerten (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>183</b>
<b>Tab. 23:</b> Geschätzte Werte für die Parameter a und r der Gompertz-Funktion, die Rangfolge der Raten sowie das Bestimmtheitsmaß $R^2$ nach der Anpassung an die Befallswerte des Inokulationsversuchs (2000 - 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. 21. ....	<b>186</b>
<b>Tab. 24:</b> Rangfolgeverteilungen in drei Versuchsjahren (2000 - 2002) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. 405nm) auf Mycelbildungen von <i>M. anethi</i> in Blättern. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21. ....	<b>191</b>

<b>Tab. 25:</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm <sup>2</sup> ) im Pathosystem Fenchel / <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld 2000). NI = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), NI + F = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, KI T1 M1 = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, KI T1 M1 + F = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, KI T1 M2 = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, KI T2 M1 = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, KI T2 M1 + F = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid KI T2 M2 = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, ISO = Isolierungspartellen. ....	<b>210</b>
<b>Tab. 26</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405 nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld 2000). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>212</b>
<b>Tab. 27:</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm <sup>2</sup> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld 2001). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>213</b>
<b>Tab. 28:</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405 nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld 2001). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>215</b>
<b>Tab. 29</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm <sup>2</sup> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>216</b>
<b>Tab. 30</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>218</b>
<b>Tab. 31:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel / <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld 2000). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>219</b>
<b>Tab. 32:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel / <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld 2001). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>220</b>
<b>Tab. 33:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1. ....	<b>220</b>

## Sortenversuche

<b>Tab. 1:</b> Übersicht über die Sortentestungen zur Anfälligkeitserfassung gegenüber <i>M. anethi</i> in den Jahren 2000 – 2002 an den Standorten BAZ Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). ....	<b>230</b>
<b>Tab. 2:</b> Übersicht über die Aussaat- und Erntetermine und den Boniturzeitraum der Sortenversuche an den Standorten BAZ Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). ....	<b>231</b>
<b>Tab. 3:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (ASL 2000). ....	<b>244</b>
<b>Tab. 4:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und dem Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2000). ....	<b>245</b>
<b>Tab. 5:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC - und dem AULAPC - Wert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) (ASL 2000). ....	<b>249</b>
<b>Tab. 6:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken und dem Blattflächenwert der Einzeltermine, dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2000). ....	<b>250</b>

<b>Tab. 7:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2000).....	<b>251</b>
<b>Tab. 8:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (ASL 2001).....	<b>256</b>
<b>Tab. 9:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2001).....	<b>257</b>
<b>Tab. 10:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC - und dem AULAPC - Wert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) (ASL 2001).....	<b>260</b>
<b>Tab. 11:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken und dem Blattflächenwert der Einzeltermine, dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2001).....	<b>261</b>
<b>Tab. 12:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2001).....	<b>262</b>
<b>Tab. 13:</b> Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (ASL 2002).....	<b>266</b>
<b>Tab. 14:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 5 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2002).....	<b>266</b>
<b>Tab. 15:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC - und dem AULAPC - Wert der 5 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) (ASL 2002).....	<b>269</b>
<b>Tab. 16:</b> Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (QLB 2001).....	<b>275</b>
<b>Tab. 17:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC - und dem AULAPC - Wert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2001).....	<b>276</b>
<b>Tab. 18:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC - und dem AULAPC - Wert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2001).....	<b>278</b>
<b>Tab. 19:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2001).....	<b>280</b>
<b>Tab.: 20:</b> Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (QLB 2002).....	<b>284</b>
<b>Tab. 21:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken und Blattflächenwerten der Einzeltermine und der Gesamtverrechnungen des Befalls (AUDPC) und der Blattentwicklung (AULAPC) der 5 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2002).....	<b>285</b>
<b>Tab. 22:</b> Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC - und dem AULAPC - Wert der 5 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2002).....	<b>287</b>

<b>Tab. 23:</b> Geschätzte Werte für die Parameter $a$ und $r$ der Gompertz-Funktion, die Rangfolge der Raten sowie das Bestimmtheitsmaß $R^2$ nach der Anpassung an die Befallswerte des Sortenversuchs in Aschersleben 2000 – 2002. ....	<b>292</b>
<b>Tab. 24:</b> Geschätzte Werte für die Parameter $a$ und $r$ der Gompertz-Funktion, die Rangfolge der Raten sowie das Bestimmtheitsmaß $R^2$ nach der Anpassung an die Befallswerte des Sortenversuchs in Quedlinburg 2001 – 2002. ....	<b>293</b>
<b>Tab. 25:</b> Geschätzte Werte für die Parameter $r$ der Gompertz-Funktion und die Rangfolge der Raten nach der Anpassung an die Befallswerte von 5 Sorten des Sortenversuchs in Aschersleben und Quedlinburg (2001 – 2002). ....	<b>294</b>
<b>Tab. 26:</b> Übersicht über die Rangfolge der standardisierten AUDPC-*, AULAPC *- und Ertragswerte von 9 Sorten in zwei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). ....	<b>296</b>
<b>Tab. 27:</b> Korrelationen der Rangfolge der standardisierten AULAPC *-, AUDPC *- und Ertragswerte von 9 Sorten in zwei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>297</b>
<b>Tab. 28:</b> Übersicht über die Rangfolge der standardisierten AULAPC *-, AUDPC *- und Ertragswerte von 5 Sorten in drei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). ....	<b>298</b>
<b>Tab. 29:</b> Korrelationen der Rangfolge der standardisierten AULAPC *-, AUDPC *- und Ertragswerte von 5 Sorten in drei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten. ....	<b>298</b>
<b>Tab. 30:</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche $\text{cm}^2$ ) im Pathosystem Fenchel / <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld ASL 2000). ....	<b>326</b>
<b>Tab. 31:</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. $_{405\text{nm}}$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld ASL 2000). ....	<b>328</b>
<b>Tab. 32:</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (MW Pflanzenblattfläche $\text{cm}^2$ ) im Pathosystem Fenchel / <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld ASL 2001). ....	<b>330</b>
<b>Tab. 33:</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. $_{405\text{nm}}$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld ASL 2001). ....	<b>332</b>
<b>Tab. 34:</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche $\text{cm}^2$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld ASL 2002). ....	<b>334</b>
<b>Tab. 35:</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. $_{405\text{nm}}$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld ASL 2002). ....	<b>335</b>
<b>Tab. 36:</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche $\text{cm}^2$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld QLB 2001). ....	<b>336</b>
<b>Tab. 37</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. $_{405\text{nm}}$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld QLB 2001). ....	<b>339</b>
<b>Tab. 38:</b> Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche $\text{cm}^2$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld QLB 2002). ....	<b>340</b>
<b>Tab. 39:</b> Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. $_{405\text{nm}}$ ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld QLB 2002). ....	<b>341</b>



<b>Tab. 40:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld ASL 2000). .....	<b>342</b>
<b>Tab. 41:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel / <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld ASL 2001). .....	<b>342</b>
<b>Tab. 42:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld QLB 2001). .....	<b>343</b>
<b>Tab. 43:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g/ 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld ASL 2002). .....	<b>343</b>
<b>Tab. 44:</b> Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub> ) im Pathosystem Fenchel/ <i>M. anethi</i> (Versuchsfeld QLB 2002). .....	<b>343</b>

# Abkürzungsverzeichnis

<b>A</b>	Adenin
<b>AFLP</b>	amplified restriction length polymorphism
<b>Aqua dest.</b>	aqua destillata
<b>AS</b>	Antiserum
<b>ASL</b>	Aschersleben, Standort des Feldversuchs
<b>AUDPC</b>	Fläche unter der Befallskurve (area under disease progress curve)
<b>AULAPC</b>	Fläche unter der Blattflächenkurve (area under leaf progress curve)
<b>bp</b>	Basenpaare, Anzahl Nucleotide in einem DNA-Doppelstrang
<b>C</b>	Cytosin
<b>cM</b>	Centimorgan
<b>CTAB</b>	Cetyltrimethylammoniumbromid
<b>dATP</b>	Deoxyadenosintriphosphat
<b>dCTP</b>	Deoxycytosintriphosphat
<b>dGTP</b>	Deoxyguanidintriphosphat
<b>DNA</b>	Desoxyribonucleinsäure
<b>dNTP</b>	2'-Desoxynucleoside-5'-triphosphate (dATP, dCTP, dGTP, dTTP)
<b>dTTP</b>	Deoxythymintriphosphat
<b>EDTA</b>	Ethylendiamintetraacetat, Natriumsalz
<b>ELISA</b>	Enzyme-Linked-Immuno-Sorbent-Assay
<b>F. Adj. incompl</b>	Freudsches Adjuvans incomplete
<b>G</b>	Guanin
<b>H<sub>2</sub>O<sub>bidest</sub></b>	bidest. Wasser
<b>IgG</b>	Immunglobuline, Gamma-Fraktion
<b>kbp</b>	kilo base pairs, Kilobasenpaare
<b>KDA</b>	Kartoffel Dextrose Agar
<b>Kit</b>	Box mit allen Komponenten, die für einen Versuch gebraucht werden
<b>LW</b>	Leitungswasser
<b>M</b>	Mol
<b>Mgm</b>	Magermilch
<b>mM</b>	milimolar
<b>NC</b>	Nirtocellulosemembran
<b>NTP</b>	Nucleosidtriphosphat
<b>O.D. 405nm</b>	Extinktion (optische Dichte) bei einer Wellenlänge von 405 nm
<b>PBS</b>	phosphate buffered saline (Phosphat gepufferte Saline)
<b>PCR</b>	polymerase chain reaction (Polymerase-Kettenreaktion)
<b>p-NPP</b>	p-Nitrophenylphosphat
<b>PP</b>	Phosphatpuffer
<b>PS</b>	Petrischalen
<b>PTA-ELISA</b>	plate trapped ELISA
<b>QLB</b>	Quedlinburg, Standort des Feldversuchs
<b>RAPD</b>	random amplifies polymorphic DNA
<b>RLFP</b>	Restriktionsfragment-Längenpolymorphismen
<b>RNA</b>	ribonucleic acid (Ribonucleinsäure)
<b>RNAse</b>	Ribonuclease
<b>R<sub>Tem</sub></b>	Raumtemperatur
<b>SDS</b>	sodium dodecylsulphate (Natriumdodecylsulfat)
<b>SNA</b>	synthetischer nährstoffarmer Agar
<b>spp.</b>	Species (Plural)
<b>st. Aqua dest.</b>	steriles aqua destillata
<b>st. LW</b>	steriles Leitungswasser
<b>T</b>	Thymin

<b>TAE</b>	Tris-acetat EDTA buffer (Trisacetat EDTA Puffer)
<b>Taq</b>	<i>Thermus aquaticus</i>
<b>TBE</b>	Tris-borat EDTA buffer (Trisborat EDTA Puffer)
<b>TdW</b>	tridest Wasser
<b>TE</b>	Tris-EDTA
<b>TKG</b>	Tausendkorngewicht
<b>Tris</b>	Tris(hydroxymethyl)aminomethan
<b>Wdh.</b>	Wiederholungen
<b>ZAKAK</b>	Anti-Kaninchen-IgG-Konjugat aus Ziege

## A Einleitung

In Deutschland ist der Arzneifenchelanbau mit einem Anbauumfang von ca. 550 ha vor allem in Hessen, Rheinland-Pfalz und Sachsen-Anhalt konzentriert. Seit dem Jahr 1985 wurde eine massive Zunahme von Doldenerkrankungen mit Ertragsausfällen von 80 - 100 % im Raum Halle/ Leipzig (Petzoldt 1989) und in hessischen Anbaugebieten beobachtet (Dehe et al. 2003, Plescher 1997a). Bei dem Schadbild handelte es sich um eine Blatt- und Stängelanthraknose, verursacht durch den Pilz *Mycosphaerella anethi* Petr. (anamorph *Passalora punctum* (Delacr.) Petzoldt) (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989 und 1990, Holliday 1998). Der Pilz wird in Deutschland in den letzten 10 Jahren als Ursache für die höchsten Ertragsverluste im Arzneifenchelanbau neben Wanzen (*Lygus campestris*, *L. kalmi*, *L. lucorum*.) und Blattläusen (u. a. *Carvariella aegopodii* Scop.) verantwortlich gemacht. In Anbaubetrieben in Hessen und Thüringen schwankten die Erträge im Jahr 1996 aufgrund der Krankheit zwischen 0,6 und 11,3 dt/ ha. Als Ursache für die Krankheitszunahme wurden Veränderungen im Fenchelanbau angeführt, der fast nur noch im einjährigen Anbau der Sorten 'Berfena' und 'Magnafena' erfolgt. Grundlegende Untersuchungen zur Epidemiologie der Anthraknose, zur Anfälligkeit, Resistenz und Toleranz von Sorten und zur Anwendung von Fungiziden liegen nicht vor. Insgesamt fehlt eine klare Bekämpfungsstrategie, da noch keine Untersuchungen zu den biologischen Zusammenhängen im Wirt - Parasit - Umwelt - Verhältnis durchgeführt wurden, die als Voraussetzung für die Ableitung von phytosanitären Maßnahmen dringend notwendig wären (Plescher 1997a, 1997b). In der vorliegenden Arbeit werden Ergebnisse der wissenschaftlichen Untersuchung des Pathosystems *Mycosphaerella anethi* - Arzneifenchel dargestellt. Nachfolgend wird ein Überblick über die vorhandenen Kenntnisse des weltweit vorkommenden Erregers und der Pflanze angefügt. Da die Untersuchung eines möglicherweise biotrophen pilzlichen Erregers (Petzoldt mündliche Aussage 1999) umfangreiche Kenntnisse über seine Wirtspflanze voraussetzt, werden der Anbau und die züchterische Entwicklung des Arzneifenchels mit in diese einleitende Literaturrecherche einbezogen.

## Botanische Grundlagen und Anbau von Arzneifenchel

### **Systematische Einordnung**

Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) wird systematisch eingeordnet unter den *Araliales*, Familie *Apiaceae* (= Umbelliferen oder Doldengewächse). Bei den Umbelliferen handelt sich fast immer um krautige Pflanzen aus temperierten Gebieten. In unserer Flora sind sie mit ca. 100 Arten vertreten (Frohne und Jensen 1992). Doldenblütler können durch ihren Sekundärstoffwechsel und ihre anatomischen Merkmale geruchs- und geschmacksintensive ätherische Öle bilden, die in den schizogenen Ölgängen vor allem in den Früchten und im Kraut gespeichert werden. Aus diesem Grund befinden sich in dieser Familie wichtige Arznei- und Gewürzpflanzen wie Kümmel (*Carum carvi* L.), Koriander (*Coriandrum sativum* L.), Dill (*Anethum graveolens* L.), Anis (*Pimpinella anisum* L.), Petersilie (*Petroselinum crispum* (Mill.) Nym. ssp. *crispum*), Liebstöckel (*Levisticum officinale* Koch) und Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) (Plescher 1982, Frohne und Jensen 1992).

Fenchel ist ein typischer Vertreter der Doldenblütler. Seine Blätter sind 2 - 3fach gefiedert mit fadenförmigen Zipfeln. Die Dolden erreichen einen Durchmesser von 15 cm und bestehen aus kleinen gelben, fünfzähligen Blüten, die zu 4 - 25 Döldchen zusammengefasst sind. Die Blütezeit liegt bei ein- und zweijährigem Anbau zwischen Juni und August. Die Fruchtreife tritt im September oder Oktober ein (Mühle 1956, Ennet und Reuter 1998).

Bei den Umbelliferen existieren bei den Hauptbestandteilen des ätherischen Öls „chemische Rassen“ (Frohne und Jensen 1992). Fenchel *Foeniculum vulgare* Mill. (Gattung *Foeniculum*, Art *Foeniculum vulgare*, monospezifisch) wird aus pharmazeutischer Sicht in die zwei Varietäten *Foeniculum vulgare* var. *dulce* (Mill.) Batt. et Trab. oder Süßer Fenchel (Synonym: Römischer Fenchel, Gewürzfenchel) und *Foeniculum vulgare* var. *vulgare* Mill. oder Gewöhnlicher Fenchel (Synonym: Wilder Fenchel, Bitterfenchel) aufgeteilt. Zur ausschließlichen Nutzung als Gemüse existiert noch eine dritte Varietät, *Foeniculum vulgare* ssp. *vulgare* var. *azoricum*, der Gemüse-, Knollen- oder Zwiebfenchel (Ennet und Reuter 1998, Hiller und Melzig 1999).

### **Vorkommen, Verbreitung und arzneiliche Nutzung**

Fenchel ist im Mittelmeergebiet und im westlichen Asien heimisch und in der wilden Form vor allem in Südeuropa an Felshängen, trockenen Plätzen und alten

Mauern anzutreffen (Mühle 1956, Kaiser 1994, Ennet und Reuter 1998). Er wird in West- und Mitteleuropa, China, Japan, Neuseeland, Ostindien, Teilen Afrikas und Nord- und Südamerikas angebaut und war ursprünglich nur in Kulturen anzutreffen, ist aber in den betreffenden Gebieten auch verwildert (Mühle 1956, Ennet und Reuter 1998). Fenchel war schon im Altertum als Heil- und Gewürzpflanze bekannt (Ennet und Reuter 1998, Hiller und Melzig 1999). Bei der verwendeten Droge Fenchelöl (*Foeniculi aetheroleum* (syn. *Oleum Foeniculi*)) handelt es sich um das ätherische Öl aus den reifen Fenchelfrüchten (*Foeniculi aeteroleum*; syn. *Oleum Foeniculi*) (Ennet und Reuter 1998, Hiller und Melzig 1999, Ehlers et al. 2000). Die Inhaltsstoffanforderungen unterscheiden sich nach Subspezies und der Varietät der Stammpflanze (Deutsches Arzneibuch 2000, DAB Kommentar 1998a und 1998b). Die Droge Fenchelfrüchte (*Foeniculi fructus* (syn. *Fructus Foeniculi*, *Foeniculum*)) aus den getrockneten reifen Früchten wirkt schleimlösend, auswurfördernd, antiseptisch, schwach krampflösend und blähungsreibend und wird daher bevorzugt im Magen-Darm-Bereich eingesetzt (Ennet und Reuter 1998, Hiller und Melzig 1999). Auch hier wird die Varietät unterschieden (Arzneibuchkommentare 1999a und 1999b, Deutsches Arzneibuch 2000, DAB Kommentar 1998a und 1998b, Europäisches Arzneibuch 1997a, 1997b, 1999a und 1999b).

### **Fenchelanbau**

Arzneifenchelanbau ist in Frankreich (500 - 1000 ha), Spanien (100 - 500 ha), Deutschland (100 - 500 ha), Österreich (10 - 100 ha) und Irland (<10 ha) verbreitet (Pank 1998). In Deutschland konzentrierte sich der Anbau im Jahr 1998 auf mehr als 100 ha Fläche in Hessen (Hoppe 1999).

Fenchel ist, je nach Frosthärte und Spezies, eine ein- oder mehrjährige Pflanze, die eine Wuchshöhe von bis zu 2 m Höhe erreicht (Mühle 1956, Ennet und Reuter 1998). Der Anbau von Arzneifenchel erfolgte bis vor wenigen Jahren vorwiegend zweijährig, nach der Einführung von leistungsfähigen neuen Sorten ('Berfena' und 'Magnafena') wird heute fast nur noch einjährig im Direktsaatverfahren angebaut (Dubiel et al. 1982, Müller und Pank 1989, Reichardt und Pank 1991 und 1993, Plescher 1997a). Die Pflanzen bevorzugen durch ihre tiefgehenden Pfahlwurzeln einen tiefgründigen, fruchtbaren, mergel- und kalkreichen Boden bzw. einen sandigen Lehmboden. Durch die späte Fruchtreife im einjährigen Anbau (Mitte bis Ende Oktober) sind vor allem Standorte mit einem langen, trockenen Spätsommer für den Anbau geeignet. Eine gute Düngung verzögert die Reife. Fenchel ist nicht

selbstverträglich, daher sollten Anbaupausen von 6 - 7 Jahren eingehalten werden. Mühle (1956) beschreibt noch die Praxis der Stecklingsanzucht für die Anbauflächen des folgenden Jahres, als noch keine ertragreichen einjährigen Sorten vorlagen. Heute erfolgt der Anbau überwiegend durch Direktsaat von Mitte bis Ende März mit 3 - 8 kg/ ha, der Reihenabstand sollte zwischen 42 - 60 cm betragen (Dehe 1999). Die Keimung dauert ca. 14 Tage (Mühle 1956).

### Phytopathologische Probleme bei Arzneifenchel

Durch die geringe Anbaufläche dieser „Spezialkultur“ wurden in der Vergangenheit phytopathologische Probleme wissenschaftlich wenig untersucht (Plescher 1982, 1997a, 1997b). Inzwischen ist durch die starke Zunahme von Krankheiten die langfristige Anbauwürdigkeit in Deutschland bei einigen dieser Kulturen (z. B. Johanniskraut und Fenchel) stark gefährdet. Fenchel wird als mediterrane Pflanze in Deutschland hinsichtlich Temperatur, Sonnenscheindauer und Länge der Vegetationsperiode unter suboptimalen Bedingungen angebaut und ist daher grundsätzlich krankheitsanfälliger als heimische Kulturen (Plescher 1997b).

#### **Pilzliche Erkrankungen**

Pilzliche Erkrankungen treten an Fenchel häufig auf. Der **Falsche Mehltau** des Fenchels (*Plasmopara nivea* (Ung.) SCHROET, *P. mei-foeniculi* (BERK. et. BR.) FASSIL. und *P. umbelliferarum* (Cas.) Scroe ex Wartenw. s. l. p. p.) hat im deutschen Feldanbau keine Bedeutung (Mühle 1956, Bougeard und Vegh 1980, Brandenburger 1985, Plescher 1997b). Der Erreger des **Echten Mehltaus** (*Erysiphe umbelliferarum* DE BARY, *Leveillula lanuginosa* (f. *foeniculi*) FUCK., *E. heraclei* DC.) ist ebenfalls sehr selten und ohne Ertragseinfluss (Bougeard und Vegh 1980, Brandenburger 1985, Bedlan 1987, Plescher 1997b).

Bei der **Wurzeltrockenfäule** (*Fusarium* spp.: *F. avenaceum* (FR.) SACC, *F. culmorum* (W. G. Sm.) Sacc., *Rhizoctonia crocorum* (Pers.) DC.) wird der Befall durch eine primäre Vorschädigung (u. a. Wurzelläuse, Erdräupen, mechanische Verletzungen oder Stress) begünstigt. Der Schaden bleibt daher in der Vegetationszeit auf einzelne Pflanzen begrenzt. Problematischer sind Schäden durch die Auswinterung in Verbindung mit dem Erregerbefall, wo erhebliche Ausfälle auftreten können (Gupta und Srivastava 1978, Bedlan 1987, Plescher 1997a, 1997b). Bei der **Sklerotienfäule** (*Sclerotinia sclerotiorum* (LIB.) DE BARY) wird der Fenchel meist über Verletzungen infiziert, die Blätter welken und die ganze Pflanze

wird chlorotisch. Der Erreger ist zwar weit verbreitet, befällt aber nur wenige Pflanzen im Bestand (Mühle 1956, Bedlan 1987, Plescher 1997a, 1997b). In Italien verursachte er an Knollenfenchel größere Schäden (Aloj und Garibaldi 1978, Tarabeih und Abou-El-Fadl 1979, Siviero und Prencipe 2005).

Der bodenbürtige Pilz der **Blaubeinigkeit oder Fusarium-Welke** (*Fusarium oxysporum* SCHLECHT. ssp.) verursacht Vergilbungen und Welke an Fiederblättern und den oberen Sprosssteilen. Der Stängel verfärbt sich vom Boden her bläulich bis schwarz und wird später nekrotisch braun. Bisher wurden nur einzelne Pflanzen befallen, Ertragseinbußen wurden bisher nicht festgestellt (Plescher 1997a, 1997b).

Bei nassem Wetter und sehr dichten Beständen kann Fenchel von der **Weißhosigkeit oder Rhizoctoniafäule** (*Rhizoctonia solani* (Kühn), *Rhizoctonia crocorum*) befallen werden. Der Erreger tritt relativ spät im Jahr auf und täuscht eine frühe Abreife vor. Ertragseinbußen bis zu 15 % sind in dichten Beständen möglich (Mühle 1956, Brandenburger 1985, Bedlan 1987, Plescher 1997a, 1997b).

Bei der **Stängelbräune** (*Phoma foeniculina* SACC.) ziehen sich von den Verzweigungsachsen ausgehende abgegrenzte rotbraune Flecken den Stängel entlang (Mühle 1956, Nagy und Vörös 1979, Plescher 1997a, 1997b). Die akropetal gelegenen Blätter werden chlorotisch, vertrocknen oder knicken ab. Die endgültige Identifizierung des Erregers ist noch nicht abgeschlossen. Die Krankheit trat 1996/97 in Thüringen verstärkt auf und verursachte einen Ertragsausfall von 12 % (Plescher 1997b)

Die **Doldenschwärze oder der Alternariabrand der Dolden** (*Alternaria* spp.: *A. dauci* (Kühn) J. W. GROVES + SKOLKO, *A. alternata* (FR.) KREISSLER synonym *A. tenuis* NESS, in Indien auch *A. poonensis* und *A. umbellifericola* sp. nov., *Stemphyllium radicinum* (M., Drechsl. + E.) Neerg) verursachen an Blüten und Fruchtständen zunächst gelbliche Flecke, die von Fruchtstielchen, Döldchen und Doldenstielen abwärts laufen. Bei feuchter Herbstwitterung werden die Samenträger dunkelgrau bis schwarz, die Körner bleiben klein (Bedlan 1987, Plescher 1997b).

Das Auftreten von **Phomopsis foeniculi** wurde erstmals 1991 im sächsischen Anbaugebiet an Fenchel beobachtet (Sachs et al. 1991). Typisch sind die krallenartigen Verformungen der Dolden und die schwarzen Stiele. Der Erreger ist häufiger in Frankreich (DuManoir und Vegh 1981) und Italien (Anzidei et al. 1994, Mugnai und Anzidei 1994, Landi 1996, Aiello und Bezzi 1997) zu finden und verursacht Nekrosen an Stängeln und Dolden (Phillips 2003).



In den letzten Jahren trat in Deutschland eine Doldenerkrankung im Arzneifenchel auf, die bis zum Totalausfall der Ernte führen konnte. Im Jahr 2000 gab es in Hessen erhebliche Ertragsausfälle an ein- und zweijährigen Pflanzen (Niefind 2001). Als ursächliches Pathogen wurde *Mycosphaerella anethi* identifiziert. Für die Bekämpfung von pilzlichen Schaderregern im Arznei- und Gewürzpflanzenanbau war in Deutschland zu diesem Zeitpunkt kein Pflanzenschutzmittel zugelassen. Da die Krankheit für Fenchelanbauer in Deutschland existenzbedrohend war, wurde ein Forschungsprojekt zur Untersuchung der Erkrankung nötig (Reichardt 1998). Durch das massive Auftreten des Pilzes waren Ertragsausfälle bis zu 100 % keine Seltenheit und es bestand die Gefahr, dass der einheimische Fenchelanbau eingestellt werden musste, wenn nicht Möglichkeiten zur Bekämpfung bzw. resistente Herkünfte gefunden wurden (Plescher 1997b, Dehe et al. 2003).

Doldenschäden an Umbelliferen werden in der Literatur mit sehr unterschiedlichen Symptomen beschrieben. Es wird von Absterbeerscheinungen (Plescher 1982), parasitärem Doldenbrand (Vogelsanger und Grimm 1981, Plescher 1982), Stängelflecken, Aufplatzen von Stängeln, Braunverfärbung von Dolden und Fleckbildung an Stängeln (Kirchner 1923, Plescher 1982) berichtet. Die sichere Abklärung des jeweiligen Schaderregers ist aus diesem Grund nachträglich schwierig und anhand der Symptomvielfalt nicht immer möglich.

Die wirtschaftlich bedeutsamsten Ertragsausfälle durch Doldenschäden an Arzneifenchel werden durch einen Befall mit dem pilzlichen Erreger *M. anethi* und durch Wanzen der Gattung *Lygus* verursacht (Mühle 1956, Plescher 1997a, 1997b, Ulrich und Schütz 1999).

### Blatt- und Stängelanthraknose

Das Auftreten einer pilzlichen Blatt- und Stängelanthraknose wird aus allen Fenchelanbaugebieten weltweit dokumentiert (Killian 1927, Komirnaja 1952, Mühle 1956, Deshpande und Sehgal 1965, Deighton und Gjørnum 1969, Prasad et al. 1969, Singh 1974, Bougeard und Vegh 1980, Talentoni et al. 1980, Plescher 1982, Sisto 1983, Chandhari und Patel 1987, Harvey et al. 1988, Petzoldt 1989, Simay 1989, Koike et al. 1992, Lakra 1993, Randhawa et al. 1995, Pandey und Dange 1998, Braun et al. 1999b, Kisgeci 1999).

Das Ausmaß des Schadens ist sehr unterschiedlich. Der Pilz *M. anethi* ist in den submeridionalen bzw. meridionalen Florenzonen Europas und Vorderasiens verbreitet, wo auch die Hauptwirte *Foeniculum vulgare* Mill. und *Anethum graveolens*

L. ursprünglich beheimatet waren. Von diesen Gebieten wurde er mit der ackerbaulichen Nutzung seiner Wirte als Gewürz- und Heilpflanzen nach Europa, Asien, Afrika und Nordamerika weiterverbreitet (Petzoldt 1990). Von Absterbesymptomen der Fencheldolden durch pilzlichen Befall wurde aus Anbaugebieten in Südfrankreich (Ende der 20er Jahre und 1974) (Killian 1927, Bougeard und Vegh 1980), in Polen (1948 und verstärkt 1956/ 1961) (Plescher 1982), in der Ukraine (Komirnaja 1952), in der UdSSR (Bougeard und Vegh 1980), in Ungarn (Simay 1989), in Rumänien (1954/ 1956) (Bougeard und Vegh 1980, Plescher 1982), in Jugoslawien (Kisgeci 1999), im Mittelmeerraum, in Pakistan, in Argentinien, im Iran, Neukaledonien und Südpazifische Inseln (Braun et al. 1999b) und in Indien (Bougeard und Vegh 1980, Petzoldt 1989, Pandey und Dange 1998) berichtet.

Aus Deutschland informiert Mühle (1956) erstmals im Jahr 1953 über eine unbekannte pilzliche Fenchelkrankheit in einem Zuchtbestand in Bernburg (Sachsen-Anhalt), die auch 1955 in der gesamten Anbauregion verstärkt auftrat. Der Autor ordnet den Erreger zunächst unter *Phoma foeniculina* Sacc. ein, der schon von Kirchner (1923) 1919/ 20 und Pater (1913) an Stängeln von Fenchel beobachtet wurde. Der Erreger, inzwischen in *M. anethi* umbenannt (Holliday 1998), ist mit seiner Wirtspflanze weltweit in den gemäßigten und warmgemäßigten Klimaten verbreitet (Sisto 1983).

Eine Zusammenstellung der durch *M. anethi* verursachten Schäden wird durch historische und länderspezifisch unterschiedliche Bezeichnungen des Erregers erschwert. Meist werden die Bezeichnungen ‚Blight‘, ‚*Ramularia* blight‘, ‚blight of fennel‘, ‚*Cercosporidiosis*‘ oder die Erregernamen *Ramularia foeniculi* und *Cercosporidium punctum* genannt.

In Indien (z. B. Südindien und Punjab) ist ‚*Ramularia* blight‘ eine sehr ernste, allgegenwärtige, zerstörerische Krankheit mit starken Ertragsverlusten in Vermehrungsbeständen und im Kleinanbau von Fenchel (Singh 1974, Lakra 1993, Randhawa et al. 1995). *Ramularia foeniculi* kommt jedes Jahr in den beiden Hauptanbaugebieten in Rajasthan und Gujarat vor und verursacht starke Schäden (Chandhari und Patel 1987, Pandey und Dange 1998). Die wichtigsten Krankheiten an Fenchel in Indien sind allerdings *Alternaria* blight, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Fusarium solani* und ‚Powdery mildew‘ (= *Leveillula taurica*) (Pandey und Dange 1998).

Der erste Bericht über das Krankheitsauftreten von *Cercosporidium punctum* in den USA kommt aus Monterey, Kalifornien, wo Fenchelanbaufelder 1991 erstmalig befallen wurden (Koike et al. 1992). In den USA ist der Erreger später ebenfalls in Fenchelbeständen in Santa Barbara und Santa Cruz Counties aufgetreten. Andere Berichte erwähnen Frankreich, Italien, Äthiopien, Indien, Jamaika, Kanarische Inseln (Koike et al. 1992) und Teneriffa (Herbarbeleg) (Deighton und Gjørnum 1969, Talentoni et al. 1980).

In Neuseeland ist der Erreger ‚Cercosporidiosis‘ oder ‚Blight‘ in North Canterbury erstmalig 1986 / 87 aufgetreten und verursachte große Verluste in der Fenchelölproduktion durch Fruchtausfall (Harvey et al. 1988).

Bei einigen Literaturnachweisen kommt es zu einer Vermischung der umgangssprachlichen Bezeichnungen mit Befallssymptomen anderer Erreger. So wird die Bezeichnung ‚parasitärer Doldenbrand‘, ‚blight of fennel‘ auch für andere pilzliche Erreger verwendet, z. B. für Symptome an Blüten (Vergilbung, schlaffe Blüten) verursacht durch *Alternaria tenuis* Auct. (Deshpande and Sehgal 1965). Parasitärer Doldenbrand wird beschrieben von Vogelsanger und Grimm (1981). Bei der letztgenannten Quelle wurde *Erwinia carotovora* und fluoreszierendes Pseudomonaden als Erreger festgestellt.

Die Bezeichnung ‚Cercosporidose du fenouil‘, ‚L‘ anthracnose du fenouil‘ oder ‚Blight‘ wurde in der Literatur ebenfalls für einen Erregerbefall mit *Ascochyta*, *Colletotrichum*, *Gloeosporium*, *Marssonina*, *Phyllosticta*, *Sphaceloma* verwendet (Prasad et al. 1969, Singh 1974, Bougeard und Vegh 1980).

### *Mycosphaerella anethi*

Das massive Auftreten eines pilzlichen Pathogens an Knollenfenchel mit hohem Schadpotenzial wurde erstmalig von Sibilina (1932) im Jahr 1927 beobachtet. Der Erreger wurde anhand der Konidienform und anderer morphologischer Kriterien zunächst als *Ramularia foeniculi* und die Krankheit als ‚Anthraknose des Fenchels‘ bezeichnet, in Anlehnung an ähnliche bekannte Symptombilder an Erbse und Ackerbohne. *R. foeniculi* war nach Meinung von Sibilina (1932) aber nicht eindeutig *Ramularia* zuzuordnen, da der Erreger sich in einigen wichtigen Kriterien eindeutig von anderen bekannten *Ramularia* - Arten unterschied.

### ***Taxonomische Einordnung***

Für den Erreger existieren in der Literatur weitere historisch begründete oder zuordnungsbedingte Synonyme. Für das imperfekte oder konidiale Stadium, das im Sommer für die Verbreitung und das hohe epidemiologische Entwicklungspotenzial verantwortlich ist, verwendete Petzoldt (1989) die Bezeichnung *Passalora puncta* bzw. *Passalora punctum* (Delacr.) S. Petzoldt (Arx, von 1987, Braun 1995). Weitere historische und internationale Synonyme (der Anamorphe) waren nach Petzoldt (1989):

*Azosma punctum* Delacroix in Desmazieres (1860)

*Cercospora apii* Fresen. var. *petroselini* Sacc. (1886)

*Fusicladium depressum* (Berk. et Br.) (1897)

*Cercospora petroselini* Sacc. (1912)

*Cercospora petrosellini* Sacc. f. *melitensis* Ferraris (1912)

*Cercospora foeniculi* Magnus (1911)

*Ramularia foeniculi* Sibilis (1932)

*Passalora foeniculi* Kamal et Khan (1962)

*Marssonina kirchneri* Hegyi (1911)

*Passalora kirchneri* (Hegyi) Petrak (1941)

*Cercospora anethi* Saccardo (1916)

*Cercosporina anethi* (Sacc.) Sacc. ex Trotter (1931)

*Cercosporella anethi* Sacc. Sacc. apud Brenkle (1918)

*Fusicladium anethi* Nevodovski (1917)

*Cercosporidium punctum* (Delacr.) Deighton (1967)

*Cercospora depressa* (Berk. et Br.) Vassil. f. *foeniculi* Komirnaja (1952)

Die Hauptfruchtform (Telemorphe) wurde nach Petzoldt (1990) bezeichnet als:

*Mycosphaerella anethi* (Pers.: Fr.) Petrak (1927)

*Sphaeria anethi* Perssoon (1801)

*Sphaeria anethi* Pers.: Fries (1823)

*Dothidea anethi* (Pers.: Fr.) Fries (1849)

*Mycosphaerella foeniculi* Komirnaja (1952)

(Brandenburger 1985, Petzoldt 1990, Holliday 1998).

Der Erreger ist nach Petzoldt (1989, 1990) nicht mit *Passalora depressa* (Bark. et Br.) Saccardo (= *Cercosporidium depressum* (Berk. & Br.) Deigh.) identisch, der ebenfalls als Fenchelpathogen genannt wird (Galambosi und Svab 1983). *P. depressa* infiziert nur Engelwurz (*Angelica spp.*), Haarstrang (*Peucedanum spp.*) und Giersch (*Aegopodium podagraria*) (Deighton 1967, Petzoldt 1989, Ale-Agha und Feige 1999). Synonyme dieses Erregers waren außerdem *Cercospora depressa* (Berk. et Br.) Vassil. und *Fusicladium depressum* (Berk. et Br.) Roumeguère. Die beiden Erreger *Phoma anethi* (Pers. ex Fr.) Saccardo und *Phyllosticta angelicae* Saccardo wurden ebenfalls irrtümlich *M. anethi* zugeordnet.

Nach Holliday (1998) ist die heutige international gültige Bezeichnung des Schad-erregers an Fenchel *Mycosphaerella anethi* Petr. mit dem anamorphen Stadium *Passalora punctum* Delacr.

Unter den Ascomyceten ist *Mycosphaerella* eine der größten Gattungen mit einigen ökonomisch sehr bedeutenden Pflanzenpathogenen (Crous et al. 2000a), wie z. B. *M. fragariae*, *M. pinodes*, *M. graminicola*, *M. musicola* und *M. fijiensis*. In dieser Gattung werden ca. 1800 benannte Spezies und 43 zugeordnete anamorphe Gattungen mit ca. 500 Spezies zusammengefasst. Die Taxonomie ist sehr kompliziert und wurde häufig zur Klassifikation untersucht.

Die Gattung *Mycosphaerella* ist monophyletisch, im Gegensatz dazu sind viele anamorphe Gattungen von *Mycosphaerella* polyphyletisch und nicht brauchbar für ‚grouping species‘ (Goodwin et al. 2001). Die Zuordnung von Isolaten zu *Mycosphaerella* ist schwierig. Es gibt viele Gattungen, die in der Vergangenheit nicht richtig eingeordnet wurden, andere werden nun neu hinzugerechnet. Ein wichtiges Problem bei der Taxonomie von *Mycosphaerella* war der Grad der Wirtsspezifität. Die Neuordnung wurde durch den Einsatz von molekularbiologischen Techniken wesentlich vereinfacht (Crous et al. 2000a). Besonders in den Gattungen von *Cercospora* und *Passalora* gab es für viele Spezies kein bekanntes teleomorphes Stadium, nur einige Herkünfte konnten früher eindeutig *Mycosphaerella* zugeordnet werden.

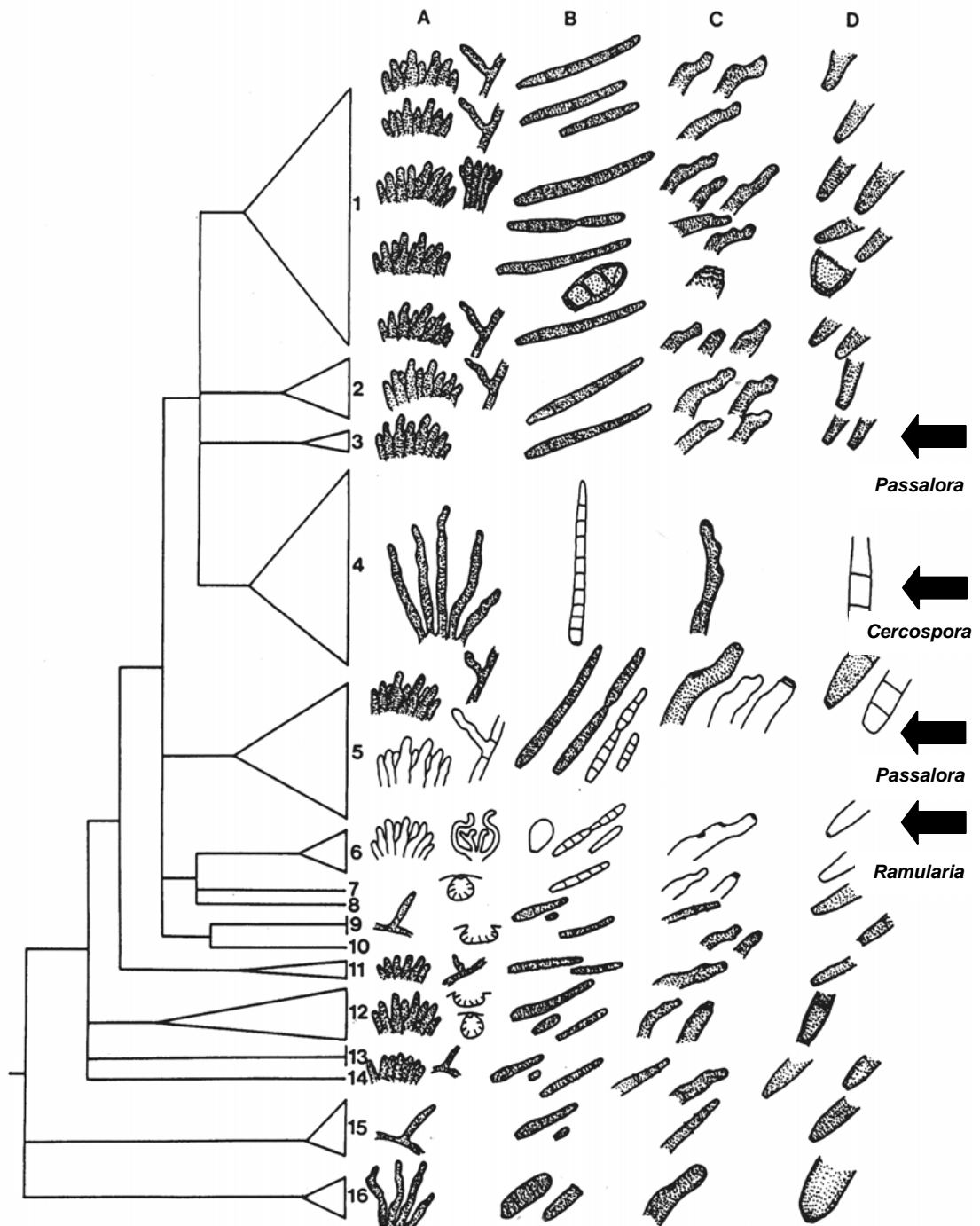
Durch die molekulargenetischen Untersuchungen (phylogenetische Untersuchungen mit ITS-Primern) wurden bessere Unterscheidungen und Zuordnungen möglich (Crous 2000, Morris und Crous 1994, Braun 1995, Crous und Camara 1998, Braun et al. 1999a, Stewart et al. 1999, Braun 2000, Crous et al. 2000a, Crous et al. 2000b, Crous und Braun 2001, Crous et al. 2001, Goodwin et al. 2001, Braun und Pennycook 2003, Crous und Braun 2003, Braun und Crous

2005, Crous und Groenewald 2005) (siehe auch Abb. 1 und 2). Isolate, die ursprünglich *Cercospora* zugerechnet wurden, konnten jetzt eindeutig systematisch unter *Passalora* neu eingeordnet werden (Braun 1995a).

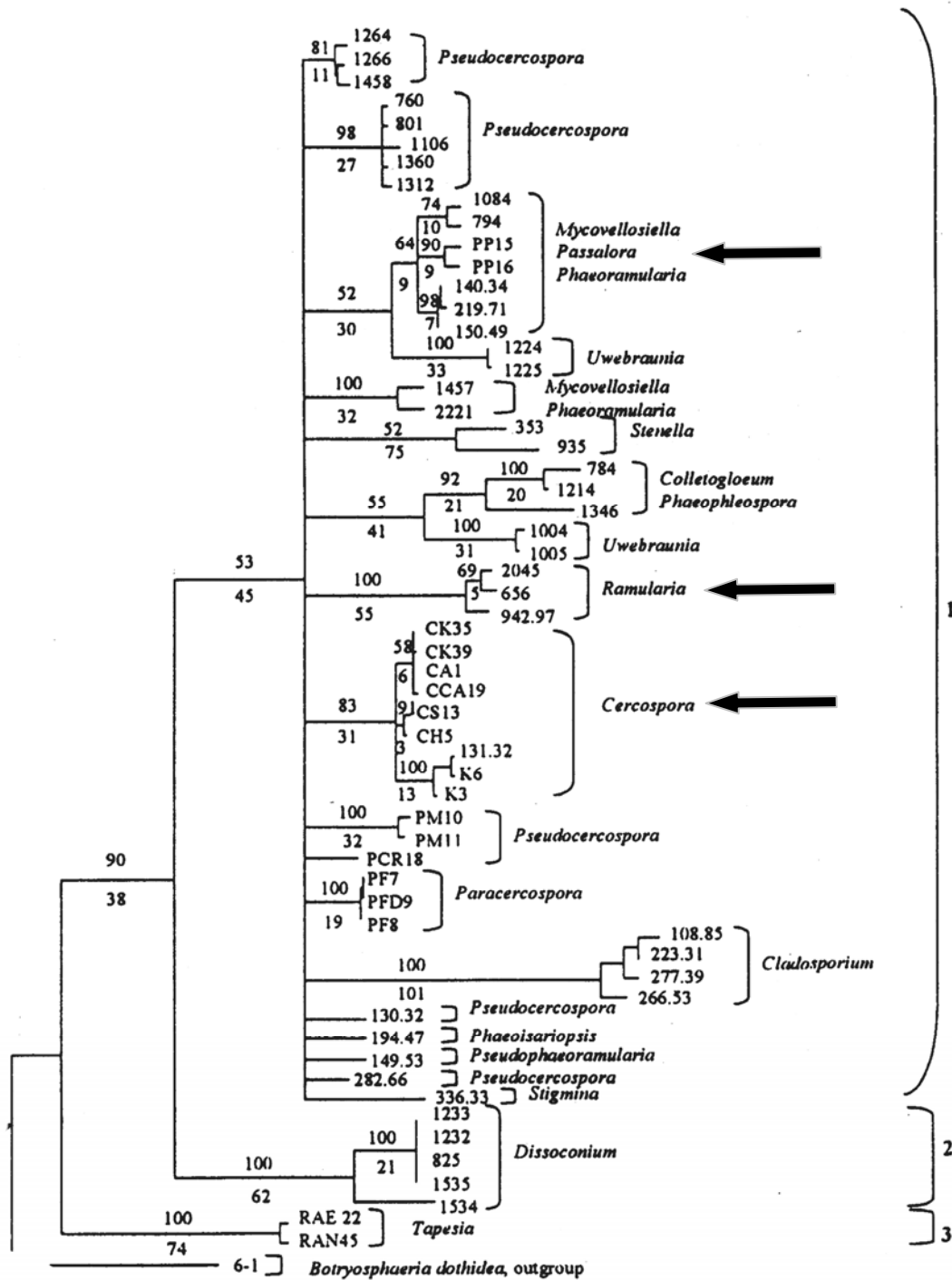
*M. anethi* wurde noch nicht in die molekulargenetischen Untersuchungen einbezogen, da er bisher nicht in Reinkultur zur Verfügung stand. Er konnte nur aufgrund morphologischer Merkmale eingeordnet werden (Petzoldt 1989, 1990).

Für den Erreger der Blatt- und Stängelanthraknose des Arzneifenchels wird in der vorliegenden Arbeit die jetzt nach Holliday (1998) gültige Bezeichnung *Mycosphaerella anethi* Petr. mit dem anamorphen Stadium *Passalora punctum* Delacr. verwendet.

Da der Erreger in der Praxis unter der Bezeichnung *Mycosphaerella anethi* (Petzoldt 1989, 1990, Dehe et al. 2003), *Ramularia foeniculi* (Sibilia 1932, Baur 2002, Baur und Heller 2002, Koch et al. 2002, Baur und Heller 2003) bzw. als *Cercosporidium punctum* (Sisto 1983, Varvaro et al. 1998, Krauthausen und Kreiselmeier 2002) oder *C. foeniculi* (Bedlan 1999, Crüger et al. 2002) bekannt ist, wurde nachfolgend als Erregerbezeichnung *M. anethi* verwendet. Der Name *Passalora punctum* ist für das konidiale Stadium in der internationalen Literatur unbekannt, daher wurde ausschließlich der Name *M. anethi* verwendet, was botanisch nicht korrekt ist, die folgende Versuchsbeschreibungen aber leichter lesbar machen sollte.



**Abb. 1:** Ordnung von *Mycosphaerella* ssp. mit morphologischen Merkmalen unter besonderer Berücksichtigung der Einordnung und Abgrenzung von *Passalora*, *Cercospora* und *Ramularia*  
**1:** *Pseudocercospora* (eingeschlossen *Paracercospora*, *Phaeoisariopsis*, *Stigmina* und *Pseudophaerhaeoramularia*), **2:** *Pseudocercospora*, **3:** *Passalora* (eingeschlossen *Mycovellosiella* und *Pseudophaeoramularia*), **4:** *Cercospora* und zwei *Septoria*-artige Isolate, **5:** *Passalora* (eingeschlossen *Mycovellosiella* und *Phaeoramularia* sowie ein Isolat *Theadgonia*), **6:** *Ramularia* (eingeschlossen *Ovularia* und *Ophiocladium*), **7:** unbekannt, **8:** *Septoria*, **9:** *Uwebraunia* u.a.  
**A:** Anordnung der herausragenden Konidienträger, **B:** Gestalt, Septierung und Anordnung von Konidien, **C:** Konidienträgergestalt mit Konidienansatzstelle, **D:** Konidienende mit Pigmentierung (verändert nach Crous et al. 2001).



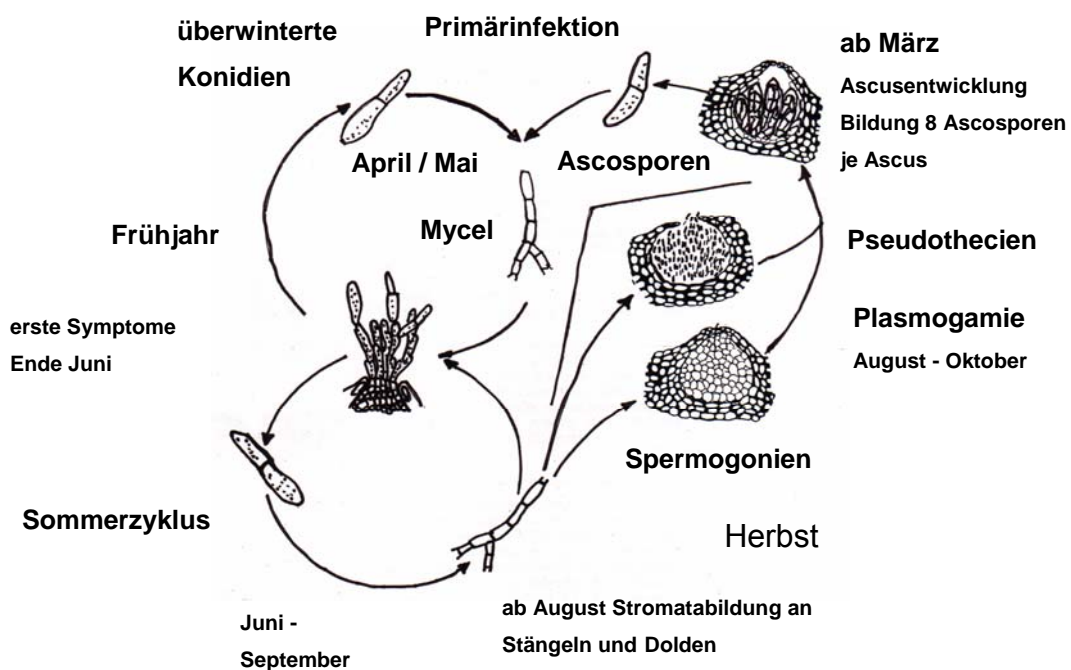
**Abb. 2:** Beispiel einer phylogenetischen Untersuchung zur Aufteilung von 58 *Mycosphaerella* ssp. und deren Anamorphen nach den Untersuchungsergebnissen der 5.8S rDNA, ITS - 1 und ITS - 2 Regionen, **1:** monophyletic *Mycosphaerella* Cluster, **2:** *Dissoconium* Anamorphe, **3:** *Ramulispora* spp. mit *Mollisia* (Fr.) P. Karst. (= *Tapesia*). **Pfeile:** Stellung von *Passalora*, *Ramularia* und *Cercospora* nach dieser Untersuchung. Es wurden *Passalora arachidicola* und *P. personata* untersucht (verändert nach: Crous et al. 2000a).



## Entwicklungszyklus von *M. anethi*

### **Anamorphe (Bildanhang 1 - 4)**

Die Anamorphe *Passalora punctum* (Abb. 3) bildet in der zweiten Junihälfte auf Blättern, Stängeln und Früchten elliptische Pusteln (Durchmesser 0,25 - 1 mm) mit einer maximalen Ausdehnung von 4 - 10 mm. Die Pusteln setzen sich aus Konidienträgerbündeln (Faszikel) zusammen, welche auf substomatären und subepidermalen Stromata beruhen (Schadbild und Blattsymptome von *M. anethi* an Fenchel siehe auch Bildanhang 1 und 2).



**Abb. 3:** Entwicklungszyklus von *M. anethi* (anamorph *Passalora puncta*) (verändert nach Petzoldt 1989).

Die olivfarbenen pigmentierten Faszikel bestehen aus bis zu 50 Konidienträgerbündeln, die während der Reife die Epidermis durchbrechen. Ein Konidienträger ist ca. 80 µm lang und 4 - 7,5 µm breit, von der Basis zur Spitze nimmt die Pigmentierung ab (Erregerlokalisierung im Blattgewebe siehe auch Bildanhang 3). Die Form erscheint glatt, gekrümmt, um ältere Narben geniculat, seltener über dem Basalseptum septiert. An den Trägern sind die konidialen Narben noch deutlich erkennbar durch ihre verstärkte, schwach hervorstehende Strukturierung von 1 - 2,5

µm im Durchmesser. Mit Konidien erscheinen die Konidienträger makroskopisch weiß bis grau, bei Verlust der Konidien wechselt die Farbe zu einem graubräunlichen Aussehen.

Die Konidien erscheinen hyalin, farblos, glatt, verkehrt keulenförmig, seltener subzylindrisch bzw. elliptisch geformt. Die Konidienspitze ist stumpf, die Basis gerade verdickt mit einer deutlichen Narbe. Die Konidien sind meist zweizellig, seltener ein-, drei- oder vierzellig. Die Konidiengröße variiert zwischen einer Länge von 16 - 48 µm, in Ausnahmefällen bis zu 60 µm und einer Breite zwischen 5,0 - 7,5 µm (sehr selten bis zu 9 µm) (Petzoldt 1989, 1990) (Mikroskopische Untersuchungen von Konidienlagern siehe auch Bildanhang 4).

### **Teleomorphe (Bildanhang 5)**

Auf Stängeln werden im August, nach dem Absterben der Blätter, subepidermale olivfarbene bis dunkelbraune Stromata ausdifferenziert (Ansicht von Asci und Ascosporen siehe auch Bildanhang E5). Die einzelnen Zellen sind polyedrisch bzw. rund und dickwandig mit einem Durchmesser von 6 - 13,5 µm. Nach Petzoldt (1989) haben sie wenige konidientragende Pusteln und wachsen unregelmäßig punktförmig zerstreut (0,5 - 1 mm) bis sie sich später ausdehnen und nur von den Stängelnerven begrenzt werden. Mit dieser erzwungenen Ausrichtung mit einer Länge von 1 - 6 mm erscheinen sie eher streifenförmig. In einem späteren Stadium laufen diese Streifen ineinander, so dass ein mehrere Zentimeter langes Stück schwarzer Stängel entsteht. Diese Symptome werden besonders an Döldchenstielen ausgebildet, wobei die Früchte, je nach Befallsstärke, verkümmern oder abgeworfen werden.

In pseudoparenchymatischen Stromata werden Pseudothecien (Ø 56 - 155 µm) und Spermogonien (Ø 45 - 100 µm) des Teleomorpha *M. anethi* ausdifferenziert (Petzoldt 1990). Bei einem geringen Befall können die Pseudothecien isoliert stehen oder kleine Ansammlungen mit 2 oder mehr Loculi bilden. Sie sind makroskopisch deutlich als schwarze Punkte (Ø 200 µm - 1 mm) zu erkennen. Das umgebende Gewebe ist hyalin und von einer undeutlich polyedrischen Form.

In den Spermogonien reifen von den Sommer- bis zu den frühen Herbstmonaten die stäbchenförmigen, hyalinen Spermastien (2,5 - 3,5 µm \* 1,0 - 1,25 µm), die für die Plasmogamie (Befruchtung) des Ascogons im primordialen Pseudothecium verantwortlich sind. Die Befruchtung erfolgt über eine Empfängnishyphe. Diese Erscheinung ist bei dem Erreger sehr selten zu finden, Petzoldt (1990) konnte nur

eine sehr geringe Befruchtungsrate in unseren Klimaten feststellen. Genauere Untersuchungen liegen aus diesem Grund für die weitere Gewebedifferenzierung nicht vor. Die Fruchtkörper reifen bis zum nächsten Frühjahr aus und bilden bis zu 10 keulenförmige bitunicate Asci (sitzende oder knöpfenartige Basalzelle). Sie erreichen eine Länge zwischen 40 - 62  $\mu\text{m}$  und eine Breite von 12 - 18  $\mu\text{m}$ .

Sie enthalten bis zu 10 hyaline Ascosporen (meist 8), die 2 - 3reihig im Ascus angeordnet sind. Ihre Form ist länglich zylindrisch und meist an beiden Seiten abgerundet. Sie sind immer einfach septiert, dabei aber nicht am Septum eingeschnürt (Größe zwischen 19 - 36  $\mu\text{m}$  \* 3,75 - 6,25  $\mu\text{m}$ ) (Petzoldt 1989 und 1990). Die austretenden reifen Ascosporen sind ab Mitte April bis Ende Mai (Zeit der Kastanienblüte) an stark befallenen Stängeln zu finden. Petzoldt (1989 und 1990) vermutete einen durch unser Klima wahrscheinlich nicht immer gesicherten generativen Zyklus. Diese Annahme wurde auch schon von Sibilja (1932) geäußert, da der Erreger in Italien ebenfalls nur sehr selten Ascosporen bildete.

### ***Ausbreitung in der Pflanze***

Sibilja (1932) beschrieb als erster Autor das Wachstum von *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) in der Pflanze. Das Mycel wuchs sehr unregelmäßig in einer Länge von 2,35 - 4,75  $\mu\text{m}$ , vorwiegend interzellulär, im pflanzlichen Gewebe und erzeugte damit große Zwischenräume zwischen den Zellen. Auf diese Weise wurden sogar Nachbarzellen völlig voneinander getrennt. Nach den damaligen Untersuchungen wuchs das Mycel auch intrazellulär und durchdrangt die Zellen mit vielen Verzweigungen. Von diesem Mycel gingen oft haustoriale Verzweigungen aus, die durch die Wirtszellwand begrenzt wurden. Im Inneren der Zellen wuchsen sie zu dicken Hyphen heran, die sich ohne dünneren Übergang korallenförmig verzweigten. Fast alle von Mycel durchwachsene Zellen enthielten eine große Anzahl charakteristischer Haustorien, die denen arbuskulärerer Mykorrhizapilzen ähnelten.

Das Mycel von *R. foeniculi* wuchs bevorzugt im nährstoffreichen Stängel- und Blattstielgewebe unter der Epidermis. In den ersten 4 - 5 Schichten des Grundparenchyms waren nur noch wenige gut sichtbare Arbusculi zu finden, da dort nicht so viele Reservestoffe vorhanden sind.

Das Pathogen drang nach Sibilja (1932) ausschließlich durch die Epidermis in das Wirtsgewebe ein, nie durch die Stomata. Nach dem ersten Kontakt des Mycels mit dem assimilierenden Gewebe wurde eine starke Verzweigung beobachtet, es

wurden große Nährstoffmengen entnommen und die Produktion von Reproduktionsorganen, kleine Stromata, vorbereitet.

Unter der Epidermis wurden vereinzelt Knäule von dunklen Hyphen gebildet, die ihr Volumen schnell vergrößerten, Druck auf die Epidermis ausübten und sie aufbrachen. Auf den nach außen herausragenden Konidiophoren wurden Konidien ausgebildet. Diese Strukturen waren am häufigsten in substomatären Hohlräumen zu finden.

Sibilia (1932) äußerte die Meinung, dass die Konidiophoren unter ungünstigen Bedingungen die Produktion von Konidien abbrachen. Sie verfärbten sich durch Alterung dunkel, konnten aber bei günstigeren Bedingungen erneut Konidien entwickeln. Der Autor beobachtete, dass sich die Stromata auf den abgestorbenen Blättern später vergrößerten und sich in kleine Sklerotien umwandelten, deren peripheren Hyphen zwar abgestorben aussahen, aber Konidiophoren und Konidien bildeten, sobald feuchte Bedingungen herrschten. Diese Beobachtungen wurden von anderen Autoren nicht weiterverfolgt, neuere Untersuchungen liegen zu diesem Thema nicht vor.

### **Schadbild (Bildanhang 1 und 2)**

*M. anethi* ist erst im Spätsommer zum Blühzeitpunkt des Fenchels an den untersten Blättern zu finden. In dieser Phase erscheinen an den Blättern zahlreiche Konidienlager. Der Befall führt zunächst zu einem beschleunigten etagenweisen Absterben der Blätter und geht später auf die Dolden über. Der Befallsverlauf am Arzneifenchel wurde von Petzoldt (1989) in einem beschreibenden Boniturschlüssel in 5 Klassen zusammengefasst (Tab. 1).

Die hohen Ertragsausfälle werden durch eine Verminderung der Photosyntheseleistung durch Blattverluste und direkte Gewebeerstörung während der Fruchtbildung verursacht. Durch das Einwachsen des Mycels in das Gewebe erfolgt eine latente Infektion des Keimlings. Die Samenübertragbarkeit von *M. anethi* wird von einigen Autoren als sehr wahrscheinlich eingeschätzt (Deighton 1967, Anahosur et al. 1972, Harvey et al. 1988, Jain und Jain 1995). Andere halten den Erreger für nicht samenübertragbar (Shulga und Zhurbenko 1984, Petzold 1989, Lakra 1993) oder vermeiden eine eindeutige Aussage (Bougeard und Vegh 1980).

Der Erreger bildet aber über eine Dauer von 4 Monaten keine Symptome oder Wuchsveränderungen an latent infizierten Pflanzen.

Das hauptsächliche Mycelwachstum von *M. anethi* findet in den äußeren Epidermisschichten statt, wo bei Fenchel größere natürliche Zwischenräume existieren. Erst die zahlreichen reifen Konidienlager durchbrechen die Epidermis. Das Wachstum im Gewebeinneren schädigt die Pflanze nicht bevor die epidemische Phase beginnt, da es sich um einen ökologisch biotrophen Erreger mit einer Latenzzeit von bis zu 4 Monaten handelt. Die Inkubationszeit beträgt bei künstlichen Inokulationen ca. 20 - 30 Tage (Sibilia 1932, Petzoldt 1989, 1990, Taubenrauch et al. 2001).

**Tab. 1:** Boniturschlüssel zur Befallseinstufung von *M. anethi* an Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) nach Petzoldt (1989) zur Durchführung von Feldbonituren.

<b>Boniturschlüssel zur Befallseinstufung von <i>M. anethi</i> an Fenchel (<i>Foeniculum vulgare</i> Mill.) (Petzoldt 1989)</b>	
<b>Boniturnote</b>	<b>Beschreibung der Befallsmerkmale</b>
<b>5</b>	nicht befallen
<b>4</b>	erste Befallssymptome; die ältesten, d. h. die untersten Blätter, weisen die ersten Pusteln auf
<b>3</b>	Pusteln auf den gesamten Blättern der Pflanze, teilweise auf den Stängeln zu finden. Stroma als kleine Punkte sichtbar, schwach auf den Stängeln vertreten
<b>2</b>	älteste Blätter durch starken Pilzbefall abgestorben (Blätter graubraun - mit einer Vielzahl weiß-pudriger Pusteln überzogen), Stroma beginnt größere Stängelpartien (auch Döldchenstrahlen) zu überziehen, Stromapartien beginnen zusammenzulaufen
<b>1</b>	Stroma überzieht Stängelfläche zu mehr als 50 %; Döldchenstrahlen vorwiegend mit Stroma belegt ebenso weisen Spaltfrüchte Pusteln bzw. Stroma auf; Früchte werden vorzeitig abgeworfen oder überwiegendes Auftreten von Notreife: Blätter weitgehend abgestorben

Von Sibilia (1932) wurden erstmals die auftretenden Schäden an den Blattspreiten, Blattstielen und Stängeln von Knollenfenchel beschrieben. Bei geringem Befall wurden nur geringe Verluste verursacht, da sich die Chlorosen nur an den befallenen Pflanzenteilen entwickelten und die chlorophyllfreien Organe, u. a. die Knollen, kaum Schädigungen aufwiesen. Auswirkungen auf andere Pflanzenteile oder die gesamte Pflanze wurden zunächst nicht beobachtet. Erst in einem späteren Befallsstadium waren fast alle Blätter abgestorben, die gesamte Pflanze wurde geschwächt, in ihrer Entwicklung beeinträchtigt und es entwickelte sich nur eine kleine Knolle (Sibilia 1932).

Zusammenfassend wird von allen Autoren (Sibilia 1932, Petzoldt 1989, 1990, Plescher 1997a, 1997b, Taubenrauch et al. 2001) hervorgehoben, dass die starken Pflanzenschäden ausschließlich durch die Konidienbildungen der anamorphen Form *Passalora punctum* verursacht werden, die im Hochsommer in eine epidemische Phase übergehen kann.

Die Bildung von Ascosporen spielt bei den auftretenden aktuellen Pflanzenschäden in Deutschland keine Rolle, da der Fenchelanbau überwiegend einjährig erfolgt (Plescher 1997a, 1997b). Ascosporen können nur an infiziertem Stängelmaterial über die Wintermonate ausdifferenziert werden und schädigen daher nur den Neuaustrieb des zweijährigen Anbaus (Petzoldt 1989, 1990). Diese Erscheinung ist in unseren Klimaten sehr selten und nur sehr vereinzelt zu finden (Petzoldt 1990).

### **Wirtspflanzen**

Sibilia (1932) führte die ersten Inokulationsversuche an wildwachsenden Fenchelpflanzen, kultivierten und wildwachsenden Möhrenpflanzen und *Scandix pecten-veneris* durch. Der Erreger *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) konnte aber nur Fenchel infizieren, was auf eine Spezialisierung auf einen einzigen Wirt hindeutete (Sibilia 1932). In der Familie der Umbelliferen ist diese Spezialisierung nicht ungewöhnlich, es gibt viele Arten (z. B. *Pastinaca*, *Angelica*, *Archangelica*, *Anthriscus*, *Cicuta*, *Heracleum*, *Levisticum*), die von *Ramularia* - Pathogenen besiedelt werden, jede Gattung hat dabei ihre eigene spezifische *Ramularia* - Art (Sibilia 1932). Der Erreger *R. foeniculi* trat besonders an Standorten mit Intensivkultur von Knollenfenchel auf, wo optimale Wuchsbedingungen für die Pflanzen (Stallmist und Kompostausbringung) und feuchtes Klima durch Beregnungen anzutreffen waren. Auf kleineren Feldern trat der Befall dagegen nie auf (Sibilia 1932).

Die Wirtspflanzen von *Cercosporidium punctum* (= Synonym von *M. anethi*) wurden von Deighton (1967) ebenfalls untersucht. Nach seinen Aussagen sind Fenchel (alle drei Varietäten: *Foeniculum vulgare* Mill. var. *vulgare*, *Foeniculum vulgare* Mill. var. *dulce*, *Foeniculum vulgare* Mill. var. *azoricum*), Dill (*Anethum graveolens* L.) und Petersilie (*Petroselinum crispum* (Mill.) Hill.) nach morphologischen Kriterien als Wirtspflanzen für eine Infektion geeignet. Er fand keine morphologischen Unterschiede zwischen *C. punctum* von Dill, Petersilie und Fenchel. Cirulli (1981) konnte *C. punctum* auf Petersilienblättern in Italien nachweisen und Sisto (1983) berichtete zusätzlich über die Anfälligkeit von anderen Dolden-

blütlern (*Angelica* und *Archangelica*) gegenüber *C. punctum*, deren Erreger aber von Petzoldt (1989) als nicht identisch mit *M. anethi* angesehen wurde.

Petzoldt (1989) führte Inokulationsversuche mit *M. anethi* in Kleinparzellen mit Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.; Sorte 'Großfrüchtiger'), Dill (*Anethum graveolens* L.; Sorte 'Gewöhnlicher'), Blattpetersilie (*Petroselinum crispum* (Mill.) Hill.; Sorte 'Gärtnerstolz'), Wurzelpetersilie (*Petroselinum crispum* (Mill.) Hill. spp. *Tuberosum* Bernh. ex. Rehb.; Sorte 'Halblange'), Sellerie (*Apium graveolens* L.; Sorte 'Frigga') und Pastinake (*Pastinaca sativa* L.) durch.

Fenchel und Dill waren nach diesen Untersuchungen leicht anfällig, Blattpetersilie, Pastinake und Sellerie dagegen nicht infizierbar. In einem anderen Versuch berichtete Petzoldt (1989) von einem Befall an Wurzelpetersilie. An Dill und Petersilie gab es Befallsnachweise aus Frankreich, Italien, Ägypten, Äthiopien, Israel, Kenia, Libyen, Pakistan und den USA (Bougeard und Vegh 1980). Das Vorhandensein von physiologischen Rassen des Pilzes, die nur eine Wirtsart (entweder Dill oder Fenchel) befallen können, wird von Komirnaja (1952) erwähnt. Wahrscheinlich handelte es sich um *Cercospora depressa*, der häufiger an Fenchel gefunden wird (Savulescu und Raicu 1967, Sisto 1983, Petzoldt 1989). Bisher wurden spezialisierte Formen von *M. anethi* nicht nachgewiesen.

*M. anethi* konnte neben Arzneifenchel auch Knollenfenchel (*Foeniculum vulgare* var. *azoricum*) infizieren und stark schädigen. In dieser Intensivgemüsekultur wurde er meist als *Ramularia foeniculi* oder *Cercosporidium punctum* bezeichnet (Sibilia 1932, Bedlan 1999, Baur und Heller 2002, Crüger et al. 2002, Krauthausen und Kreiselmeier 2002, Koch et al. 2002).

In Italien (Campania) trat *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) erstmals verstärkt zwischen 1970 und 1974 in Knollenfenchelbeständen auf, die auf insgesamt 14.600 ha in Caserta, Benevento, Napoli, Avellino und Salerno konzentriert angebaut wurden. Über die Dauer von drei Jahren wurden die auftretenden Krankheiten beobachtet und deren Einfluss auf die hohen Ertragsausfälle bestimmt. *R. foeniculi* hatte dabei einen Anteil von 13,23 % an den Verlusten (*Plasmopara nivea* (0,18 %), *Phytophthora syringae* (25,93 %), *Fusarium roseum equiseti* (12,87 %), *Erysiphe heraclei* (12,17 %) sowie *Sclerotinia sclerotiorum* und *Erwinia carotovora*) (Noviello et al. 1976).

*Cercosporidium punctum* - Befall (= Synonym von *M. anethi*) war auch in Knollenfenchelbeständen in Süditalien 1980/ 82 verstärkt zu finden. Die weiße Knolle blieb zwar unbefallen, beim Samenträgeranbau erfolgte aber eine starke Konidienbil-

dung auf den Fruchtschalen und die Fruchtausbildung wurde vor allem durch eine frühe Infektion geschädigt (Sisto 1983).

Varvaro et al. (1998) berichteten ebenfalls vom Befall mit *C. punctum* und *C. apii*, Verursacher der ‚Cercosporiosi‘. Aus der Pfalz wurde im Herbst und Spätsommer 2000 ein erster Befall von *C. punctum* an erntereifem Knollenfenchel beobachtet. Es kam zu einer sehr gleichmäßigen Ausbreitung über die gesamte Fläche, Befallsherde waren nicht erkennbar (Krauthausen und Kreiselmaier 2002). In der Schweiz nahm der Befall in den letzten Jahren sogar so stark zu, dass ein Fungizid zur Anwendung in dieser Kultur zugelassen werden musste (Baur 2002, Baur und Heller 2002, 2003, Koch et al. 2002).

### **Lückenindikationsversuche**

Durch die verstärkt auftretenden Schäden im Arzneifenchelanbau wurden Forschungen notwendig, um den Anbau dieser Arzneipflanze in Deutschland auch in Zukunft rentabel zu machen. Da es sich um Heilpflanzenanbau handelt, war der Einsatz von Fungiziden beim Auftreten erster Symptome, zum Blütezeitpunkt des Fenchels, problematisch. Außerdem war nach einer Pflanzenschutzbehandlung ein zukünftiger pilzlicher Doldenbefall mit *M. anethi* nicht auszuschließen. Da der Erreger bei niedrigem Befallspotenzial schwärzliche Verkrustungen durch Mycelanhäufungen und Konidienbesatz an den Früchten verursacht, handelte es sich nicht nur um ein Ertragsproblem des Anbauers, sondern es lag möglicherweise auch eine Gesundheitsgefährdung des Verbrauchers vor.

Zur schnellen Sicherung des deutschen Fenchelanbaus wurden die Pflanzenschutzämter in Rheinland-Pfalz und Sachsen-Anhalt beauftragt Fungizidtestungen durchzuführen. Die Versuchsstandorte für die Lückenindikationsprüfungen der Fungizide (‘Bardos’, ‘Stefes Fungi/ ‘Sportak’, ‘Pronto plus’, ‘Switch’, ‘Derosal’, ‘Folicur’, ‘Ortiva’, ‘Ridomil Kombi’) waren in den Jahren 1998 bis 2001 in Hessen (Groß Gerau), Rheinland-Pfalz (Ahrweiler, Grafschaft) und Sachsen-Anhalt (Bernburg, Magdeburg) lokalisiert. Durch eine Fungizidbehandlung bei der hauptsächlich angebauten Sorte ‘Magnafena’ wurde aber oft keine anhaltend gute Reduzierung des *M. anethi* - Befalls erzielt: Es konnte nur eine anfängliche Befallsverzögerung beobachtet werden, die ein Übergreifen auf die Früchte meist nicht verhinderte und daher eine Ertragswirkung ausschloss (Dehe et al. 2003).

Durch die Lückenindikationsversuche wurde in Deutschland eine Zulassung für ‘Ortiva’ (Azoxystrobin) im Arzneifenchel erreicht, eine Genehmigung für eine An-



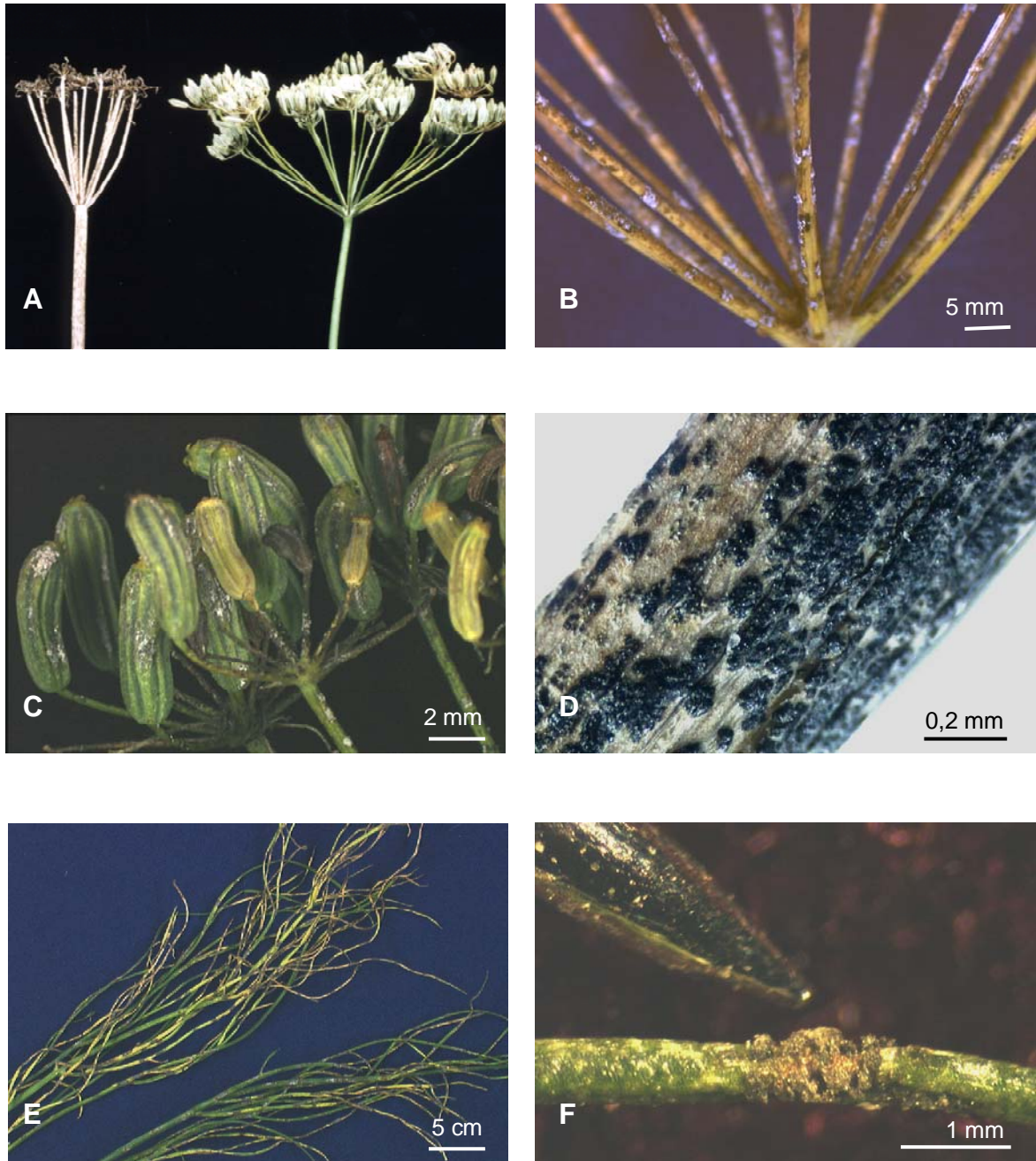
wendung von 'Bardos' (Difenoconazol) stand kurz vor der Beantragung der Genehmigung. Im ökologischen Anbau von Fenchel sind die Mittel 'Sufram WG' und 'Funguran' zugelassen. Der Einsatz von Beizmitteln war zur Bekämpfung von *M. anethi* nicht geeignet (Dehe et al. 2003).

### Ziele der vorliegenden Arbeit

In der vorliegenden Arbeit sollen die Ergebnisse der mykologischen und epidemiologischen Untersuchungen dargestellt werden, die innerhalb des von der Fachagentur Nachwachsende Rohstoffe e.V. geförderten Projektes „Entwicklung von Methoden zur Kontrolle der Doldenerkrankungen des Arzneifenchels. Teilaufgabe 2: Nutzung natürlicher Resistenz“ (Februar 1999 - Dezember 2002) an der BAZ Aschersleben, Institut für Resistenzforschung und Pathogendiagnostik, erzielt wurden.

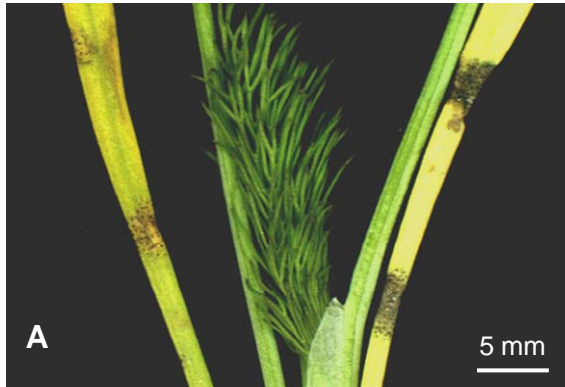
Bei der wissenschaftlichen Untersuchung sollte zunächst die Identifizierung des Hauptschaderregers *M. anethi* bestätigt werden. Da der Pilz bisher nicht in Reinkultur vorlag und aus Literaturangaben als nicht auf künstlichem Nährmedium kultivierbar galt, musste zunächst eine umfangreiche mykologische Grundlagenforschung betrieben werden, um die erforderlichen Daten über die Lebensbedingungen des Pilzes zu erhalten und Erklärungsansätze für die Schadzunahme in den letzten Jahren liefern. Außerdem sollte der Befallsverlauf an der Pflanze unter kontrollierten Versuchsbedingungen erfasst werden, um Hinweise über die epidemische Ausbreitung zu erhalten. Die Versuchsergebnisse sollten zur Entwicklung einer Resistenzprüfmethode beitragen und längerfristig als Ausgangsbasis für die Züchtung resistenter Sorten dienen. Eine exakte Erfassung der Befallsstärke war in diesem Pathosystem die erste wichtige Voraussetzung für die Entwicklung einer praxistauglichen Boniturmethode zur Auslese von weniger anfälligem bzw. resistenterem Zuchtmaterial.

Im ersten Kapitel werden die Ergebnisse der mykologischen Untersuchung von *M. anethi* vorgestellt. Im zweiten Kapitel wird die Auswirkung des Befalls und des Fungizideinsatzes auf den Ertrag von Fenchelpflanzen untersucht. Die Anfälligkeit von Fenchelsorten gegenüber *M. anethi* wird im dritten Kapitel dargestellt.



### Schadbild von *M. anethi* (anamorph *Passalora punctum*) an Fenchel

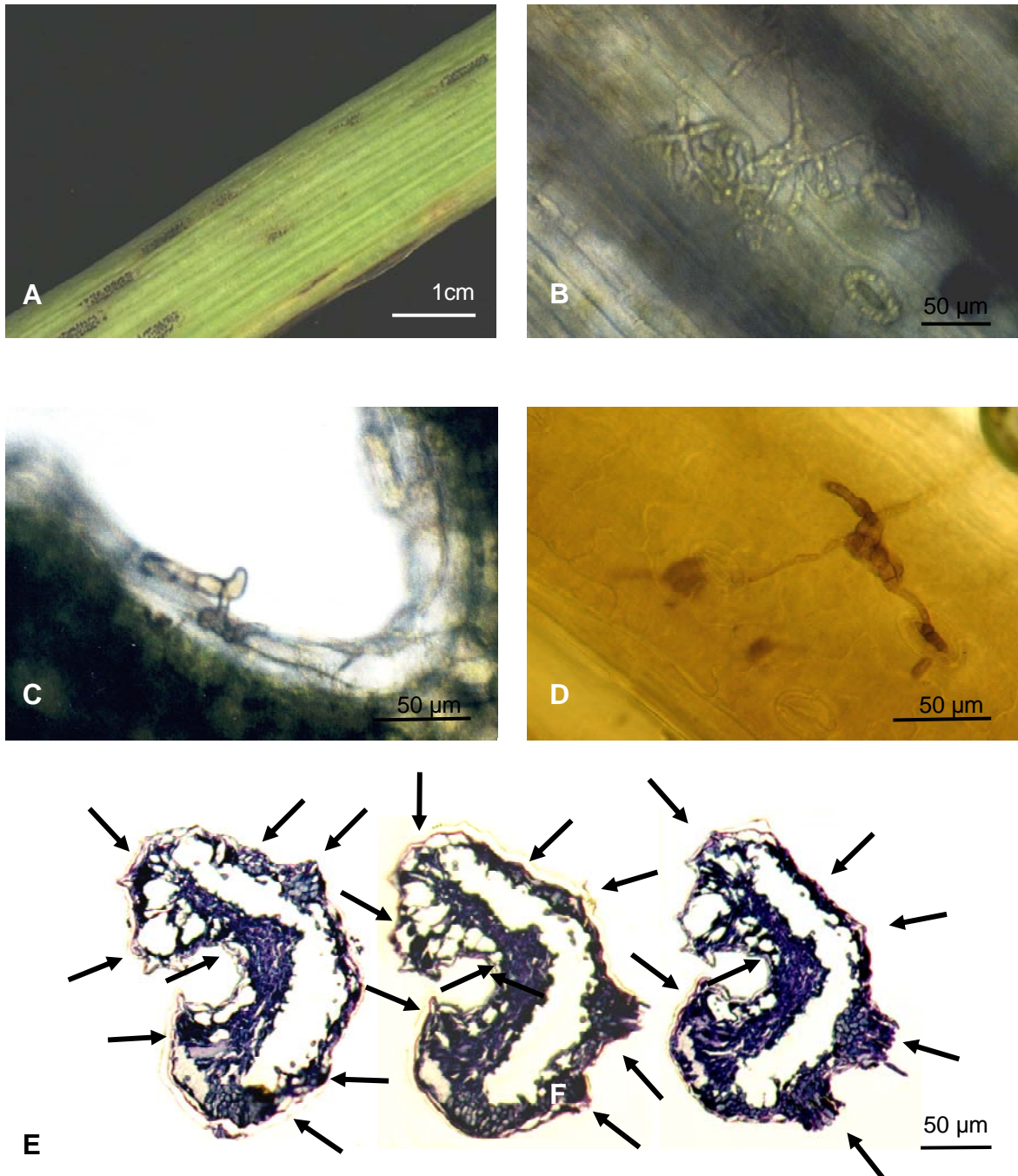
- A:** Schadsymptome an Dolden: starker Fruchtausfall durch *M. anethi* - Befall (links) und Gesundheitskontrolle (rechts)
- B:** Nahaufnahme einer Dolde mit sporulierenden Konidienlagern
- C:** Fruchtbefallssymptome im Grünreifestadium
- D:** Stängelsymptome mit linienförmig angeordneten Mycelverkrustungen
- E:** Blattfiederbefall mit gelblich schwarzen Verfärbungen durch sporulierende Konidienlager
- F:** Nahaufnahme einer Blattfieder mit sporulierenden Konidienlagern (Größenvergleich mit einer Stecknadelspitze)



### Blattsymptome an Fenchelpflanzen

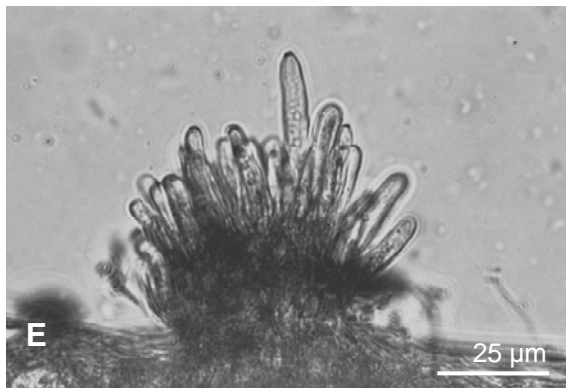
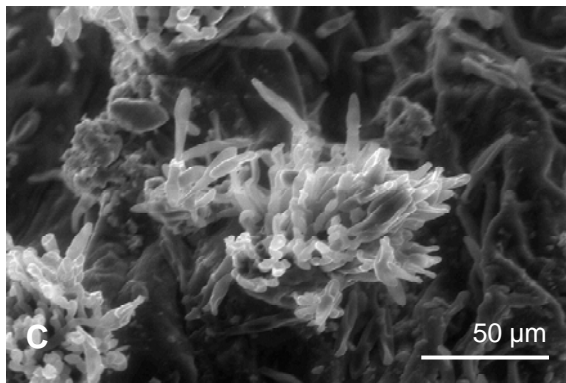
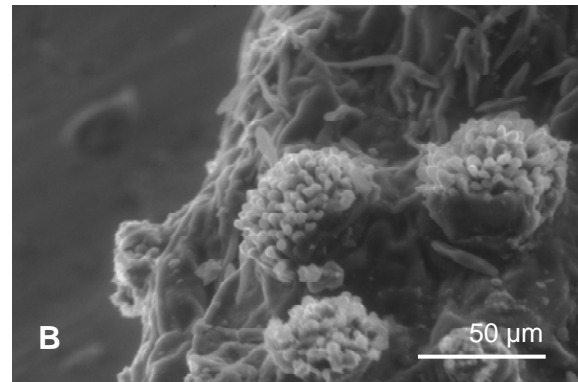
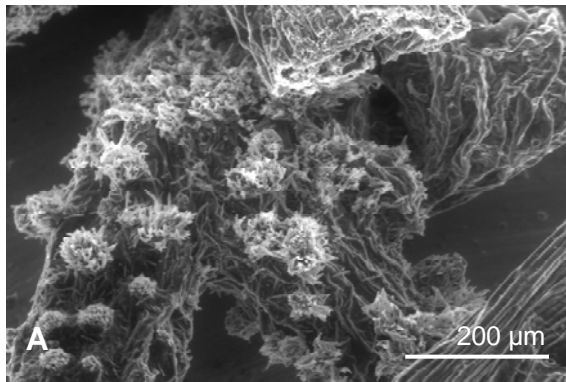
- A:** Symptome an Keimblättern einer Jungpflanze nach künstlicher Inokulation mit einer Konidiensuspension
- B:** Ansicht einer Klimakammerpflanze mit unterschiedlich stark befallenen Blättern: typische Etagenbildung mit der stärksten Symptomausprägung an den untersten Blattetagen, obere Blätter weniger befallen
- C:** Symptome auf dem Blatt einer Feldpflanze
- D:** Infizierter Feldbestand zur Frucht reife: alle Blätter abgestorben, starker Fruchtausfall durch Frühreife
- E:** Nahaufnahme einer Blattfieder mit sehr gleichmäßiger Befallsverteilung und gleichzeitiger Sporulation der Konidienlager (weiße Punkte)
- F:** Nahaufnahme eines Blattes mit typischer Streifung der Fiedern durch aufsitzende Konidienlager





### Erregerlokalisierung im Blattgewebe

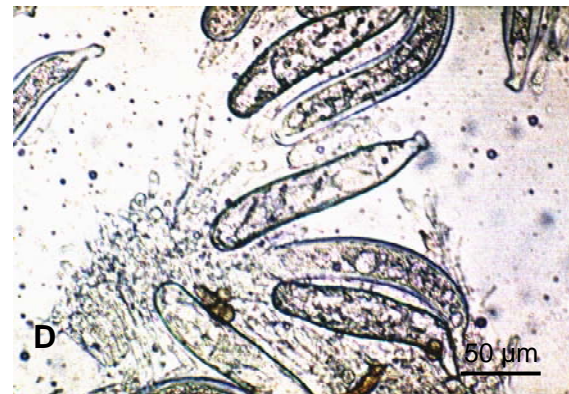
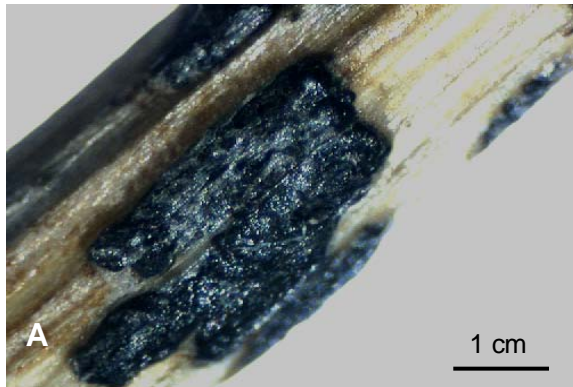
- A:** Blattstiel mit erkennbar linienförmigen Befall aus Konidienlagern auf der Epidermis
- B:** Mycelwachstum von *M. anethi* unter der Epidermis nach Abzug vom Untergewebe des Blattstiels
- C:** keimende Konidie auf der Blattepidermis mit eingewachsenem Mycel
- D:** Ausgekeimte Konidie mit erster Mycelausbreitung im Pflanzengewebe nach dem Eindringen durch eine Spaltöffnung
- E:** Querschnitte durch eine befallene Blattfieder mit Konidienlagern (Pfeile) in unterschiedlichen Entwicklungsstadien und Schnittebenen



### Konidienlager im Elektronen- und Lichtmikroskop

- A: Blattfieder mit zahlreichen Konidienlagern auf der Oberfläche
- B: Nahaufnahme eines noch nicht voll entwickelten Konidienlagers nach dem Durchbruch durch die Epidermis
- C: Konidienlager mit voll entwickelten keulenförmigen Konidien
- D: Lichtmikroskopische Ansicht von Konidienlagern auf der Epidermisoberfläche
- E: Konidienlager mit Konidien (Nahaufnahme)
- F: Konidien von *M. anethi* unter dem Lichtmikroskop





### Asci und Ascosporen von *M. anethi*

- A:** Stängelansicht mit Mycelanhaftungen von *M. anethi*: Differenzierung und Freisetzung von Ascosporen im Frühjahr (Mitte Mai)
- B:** Ascosporenlager nach der Präparation aus dem umgebenden Mycel
- C:** Ascosporen
- D:** Ascosporen im Ascus (Nahaufnahme)
- E und F:** Ansicht einer durchtreibenden zweijährigen Feldpflanze im April (**E**) und im Mai (**F**) mit 3 - 4 Blättern zum Zeitpunkt der Freisetzung der Ascosporen am alten Stängelmaterial

## **B Hauptteil**

### **Kapitel 1:**

Mykologische Untersuchung von *Mycosphaerella anethi*

## 1. Einleitung

Im deutschen Arzneifenchelbau wurde in den letzten Jahren eine massive Zunahme von Doldenerkrankungen mit Ertragsausfällen von 80 - 100 % beobachtet (Dehe et al. 2003). Bei dem Schadbild handelt es sich um eine Blatt- und Stängelanthraknose, verursacht durch den Ascomyceten *Mycosphaerella anethi* Petr. (anamorph *Passalora punctum* (Delacr.) Petzoldt) (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989, 1990, Holliday 1998). Der Erreger wird eingeordnet in die *Loculoascomycetidae*, *Dothidiales*, *Mycosphaerellaceae* (Brandenburger 1985, Petzoldt 1990).

Da der Erreger in der Praxis unter der Bezeichnung *Mycosphaerella anethi* (Petzoldt 1989, 1990, Dehe et al. 2003), *Ramularia foeniculi* (Sibilia 1932, Baur und Heller 2002, Koch et al. 2002) bzw. als *Cercosporidium punctum* (Sisto 1983, Varvaro et al. 1998, Krauthausen und Kreiselmeyer 2002) oder *C. foeniculi* (Bedlan 1999, Crüger et al. 2002) bekannt ist, wurde nachfolgend die nach Holliday (1998) gültige Bezeichnung *M. anethi* Petr. verwendet. Der Name *Passalora punctum* (Holliday 1998) ist in der internationalen Literatur für das konidiale Stadium unbekannt, daher wurde ausschließlich der Name *M. anethi* verwendet, was botanisch nicht korrekt ist, die folgende Versuchsbeschreibungen aber leichter lesbar machen sollte.

### ***Inkulturnahme des Erregers***

Der pilzliche Erreger wurde von Sibilia (1932) erstmalig in Kultur genommen und als *Ramularia foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) bezeichnet. Die Isolierung erwies sich als schwierig, da der Erreger eine große Empfindlichkeit gegenüber den üblichen Desinfektionsmitteln zeigte, mit denen das infizierte Pflanzenmaterial vor dem Einbringen in feuchte Kammern behandelt wurde. Besondere Probleme ergaben sich durch das schnelle Überwachsen der Konidiophorenbüschel durch saprophytische Pilze, was zu zahlreichen unsterilen Kulturen führte. Spätestens nach 2 Tagen, je nach Feuchte und Temperatur, wurden auf der Oberfläche der Stromata vereinzelt Konidiophoren und Konidien gebildet. Nach ca. 2 Wochen wurden reife Konidien entlassen, die auf Agar überführt werden konnten und sich zu schwärzlichen Kulturen auswuchsen (Sibilia 1932). Von diesen ersten Kulturen wurde ein Isolat erhalten, welches heute als Vergleichskultur im Centraalbureau voor Schimmelcultures (Baarn, Niederlande) für mykologische Untersuchungen genutzt werden kann.



Die äußerst schwierige Inkulturnahme von *M. anethi* aus befallenem Pflanzengewebe wurde von allen nachfolgenden Autoren (Sydow und McRae 1929, Joshi 1957, Prasad et al. 1969, Singh 1974, Bougeard und Vegh 1980, Cirulli 1981, Sisto 1983, Simay 1989, Petzoldt 1990 und persönliche Mitteilung 1999) bestätigt, was vielfach zu der Annahme führte, dass der Erreger auf künstlichen Medien nicht kultivierbar wäre. Eine häufig angewendete, aber wenig erfolgreiche Methode bestand im Abimpfen von Einzelkonidien von natürlich befallenem Gewebe auf künstliche Medien. Bougeard und Vegh (1980) hatten mit der Übersetzung einzelner Konidien mittels Mikromanipulation keinen Erfolg bei den Inkulturnahmen. Das Auslegen von befallenen Blattstücken mit Stromabesatz auf unterschiedliche Nährmedien war eine weitere Variante. Vorangehend wurde eine Oberflächendesinfektion mit unterschiedlichen Behandlungszeiten (Natriumhypochlorid 10 min und Sublimat 30 sek.) eingesetzt. Auch diese Methode führte nicht zu sterilen Isolaten (Bougeard und Vegh 1980).

Sisto (1983) berichtete ebenfalls von den Schwierigkeiten, den Erreger aus befallenem Gewebe von Knollenfenchel zu isolieren. Als eine erfolgreiche Methode nennt er die Behandlung von Blattstücken mit subepidermalen Stromata, welche noch nicht durch die Epidermis gedrungen sein dürfen, mit Lösung von Quecksilberchlorid (0,1 %) für 60 Sekunden und mehrmaligem Spülen in sterilisiertem Wasser. Danach sollte die Epidermis eingeritzt werden, damit der Erreger auswachsen konnte (Sisto 1983). Cirulli (1981) hatte Erfolg bei der Isolierung des Erregers von Petersilienblättern.

Die Inkulturnahme war trotz vielfacher intensiver Bemühungen und Kenntnis der betreffenden Literaturstellen bei mehreren Autoren nicht möglich (Sydow und McRae 1929, Joshi 1957, Prasad et al. 1969, Singh 1974, Simay 1989, Petzoldt 1990 und persönliche Mitteilung 1999), da die Verunreinigungsrate der Blätter und der Läsionen mit saprophytischen Erregern zu hoch war und eine genauere Untersuchung *in vitro* verhinderte.

Diese Problematik war auch von anderen *Mycosphaerella* - Arten bekannt (Crous 2000, Furukawa und Kishi 2002). Bei Ascomyceten und besonders bei *Mycosphaerella* war es üblich, dass verschiedene Spezies dieselbe Läsion als erste und zweite Pathogene besiedeln (Crous 2000, Linde et al. 2002), da mehrere Keimschläuche durch dasselbe Stoma eindringen können. Zur einfacheren Inkulturnahme wurde von Crous (2000) eine Methode zur Gewinnung von Isolaten durch Ascosporen beschrieben. Diese konnten bis zu 2 cm weit aus den Lagern

herausgeschleudert werden. Die unterschiedlichen Spezies von *Mycosphaerella* zeigten sehr unterschiedliche ‚Schleuderweiten‘, es konnte daher bereits auf dem Agar „vorsortiert“ werden. Aus diesem Grund empfahl er die Ablage der Isolate in den untenliegenden Deckel einer Petrischale, damit die Ascosporen auf die höher liegende Mediumschicht hochgeschleudert werden konnten. Noch einfacher war eine seitliche vertikale Ablage an den Rand des Mediums, damit die austretenden Ascosporen über eine größere Fläche seitwärts auf den Agar trafen und auf diese Weise auch die einzelnen Ascosporen getrennt werden konnten. Verunreinigungen mit Hefen wurden auf diese Weise ebenfalls vermieden (Crous 2000).

Andere *Mycosphaerella* - Arten, z. B. *M. pinoides*, *M. graminicola* und *M. musicola*, waren mit einer üblichen leichten Desinfektion einfach in Kultur zu nehmen und wuchsen problemlos auf künstlichen Medien. Die Isolate von *M. pinoides* bildeten auf Agar schnellwachsende konzentrische Ringe (Onfroy et al. 1999). Die Sporen- und Pyknidienbildung war so gut, dass Suspensionen für Inokulationsversuche hergestellt werden konnten (Punithalingam und Holliday 1972). *M. graminicola* war ebenfalls gut in Kultur zu halten. Die Sporulation erfolgte am besten auf Czapek-, das Mycelwachstum war auf Hafermehlagar optimal (Sivanesan 1990). Bei *M. graminicola* existierten sehr häufig Coinfektionen mit saprophytischen Erregern sowie multiklonale Infektionen durch mehrere Ascosporen auf den Blattläsionen (Linde et al. 2002). Die Isolierung von *M. musicola* konnte durch eine Ascosporen - „Entladung“ von befallenem Gewebe erfolgreich durchgeführt werden (Johanson und Jeger 1993). Der Erreger bildete in Kultur nur Konidien, aber keine Ascosporen (Mulder und Holliday 1974).

### **Wachstum nach der Inkulturnahme**

Nach Sibilis (1932) bildete sich nach der Keimung von Konidien von *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) erst ein kleines Sklerotium, an dessen Peripherie die Konidien auskeimten, die wiederum Sklerotien bildeten und sich zu einem Verband von ca. 1 cm Durchmesser zusammenschlossen. Das Wachstum war sehr gering, es bildeten sich keine weiteren Kolonien aus. In Kultur konnte keine Pyknidien- oder Perithezienbildung festgestellt werden, der Pilz bildete nur laufend Sklerotien, Konidiophoren und Konidien aus. Das Mycel konzentrierte sich fast ausschließlich auf der Agaroberfläche, wo Nährstoffe aus dem Substrat in Abwesenheit von Oberflächen- und Substrathyphen durch die Sklerotienhyphen aufgenommen wurden. Nur ein geringer Prozentsatz der ersten Isolierungen bildete

in Kultur über einige Wochen Konidien. Auffällig war für Sibilía (1932) die äußerst geringe Ausbildung von normalem vegetativem Mycel.

**Tab. 1:** Übersicht über die von Sibilía (1932) zur Vermehrung von *R. foeniculi* und von Killian (1923) für das Wachstum von *R. adosae* und *R. geranii* erprobten Nährmedien.

Agarvarianten	Wachstum <i>R. foeniculi</i> (Sibilía 1927)	Wachstum von <i>R. adosae</i> und <i>R. geranii</i> (Killian 1923)
Möhrensaftagar	gut	schwach
Fenchelblatt- und -stängelsaft	gut	schwach
Reisagar	schwach	schwach
Kartoffelagar mit 5 % Glucose	gut	schwach
gekochte Möhren	gut	schwach
rohe Möhren	minimal	schwach
gekochte Kartoffeln	minimal	schwach
Agar 1,5 % + Maltose 2 % + KNO <sub>3</sub> 0,2%, Wasser 100	schwach	sehr gut
Agar 1,5 % + Maltose 2 % + (NH <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> PO <sub>4</sub> 0,5 %, Wasser 100	kein	sehr gut
Agar 1,8 % + KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> 0,1 % + MgSO <sub>4</sub> 0,05 % + KCl 0,05 % + NaNO <sub>3</sub> 0,2 % + Dextrose 3 % + FeSO <sub>4</sub> Spuren + Wasser	schwach	gut
Agar 1,5 % + Salep 0,45 % + Glucose 0,05 % + Weinsäure -CO <sub>2</sub> H (CHOH) <sub>2</sub> CO <sub>2</sub> H - 0,01 % + K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> 0,01 % + NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> 0,0005 % + (NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 0,0005 % + FeSO <sub>4</sub> Spuren + Wasser 100	schwach	gut

Sibilía (1932) untersuchte die Eignung von 11 verschiedenen Nährmedien für die Kultivierung von *R. foeniculi*, die bei anderen *Ramularia* - Arten geeignet waren (Tab. 1). Bei den getesteten Agararten waren die synthetischen Substrate auf der Basis von Mineralsalzen für *R. foeniculi* weniger geeignet, wenn auch gerade diese für andere Arten bevorzugt verwendet wurden. Agararten mit Möhre, Fenchel oder Kartoffel waren dagegen besser geeignet, wenn auch das Wachstum in jedem Fall sehr langsam war.

Auf keinem der Substrate wurde die Bildung von normalem vegetativem Mycel beobachtet. Sibilía (1932) fand in Kultur keine sterilen Oberflächen- oder Substrathyphen. Die Hyphen, die Sklerotien bildeten, waren in einer Größe zwischen 6,5 und 2,9 µm sehr variabel. Die Hyphenstruktur war durch unterschiedlich angeordneten Septen sehr ungleichmäßig aufgeteilt und in ihrer Entwicklung häufig gestört. Auch die gebildeten Konidien, die in Kultur von Sklerotien gebildet wurden, waren größer im Vergleich zu Konidien, die normalerweise in Pseudosporochien gebildet wurden. Die Anzahl der Konidiensepten unterschied sich nicht sehr stark, überwiegend wurden Konidien mit 1 - 2 Septen (42 und 33 %) gefun-

den. Es traten aber auch unseptierte (2 %) und 3 - 4septige Konidien (18 und 5 %) auf (Sibilia 1932). Durch diese Wuchseigenschaften unterschied sich *R. foeniculi* deutlich von anderen bisher untersuchten *Ramularia* - Arten, wie z. B. *R. adoxae*, *R. saxifragae*, *R. variabilis*, *R. lampsanae* und *R. parietariae* (Killian 1923). Sibilia (1932) äußerte daher die Vermutung, es könnte sich bei *R. foeniculi* um einen obligat pathogenen Pilz handeln, der an das Leben in Kultur nur eine geringe Adaption erkennbar werden ließ.

Auch von anderen Autoren wird das geringe Wachstum des Erregers in Kultur erwähnt. *M. anethi* war bei Sisto (1983) auf den Medien V8, Kartoffel-Saccharose-Agar und Agar mit Fenchelextrakt (200 g/l) zwar lebensfähig, zeigte aber auch bei optimalen Temperaturen von 20 °C ein sehr langsames Wachstum in Form von im Substrat eingesunkenen schwarzen, hirnformigen Kolonien mit einem unregelmäßig gewellten Rand. Der Erreger bildete zunächst helles, später dunkles Mycel mit hyphenartigen Elementen von unterschiedlicher Länge und unregelmäßigem Durchmesser. Die Hyphen waren zum Teil verästelt, oft sphäroidisch (rundlich), hatten deutlich sichtbare Wände und waren in sklerotienartigen Anhäufungen organisiert, aus welchen Konidiophore und Konidien entstanden (Sisto 1983). Cirulli (1981) hielt Kartoffel-Saccharose-Agar für das beste Medium zur Vermehrung der wenig wüchsigen Kulturen. Czapek- oder Karottenagar waren nach seiner Meinung ebenfalls nicht optimal.

### **Konidienkeimung**

Die ersten Versuche zur Konidienkeimung wurden von Sibilia (1932) dokumentiert. Die Konidienkeimung erfolgte sehr leicht nach 6 - 8 h in Aqua dest. oder in Wasser mit Glucosezusatz. Nach ca. 18 h war die Keimung bei allen intakten Konidien erfolgt. Sie fand überwiegend an einer Konidienbasis statt, es gab aber auch bipolare Keimungen und, bei mehreren Septen, auch Keimungen aus mehreren Zellen. Der Keimschlauch war anfangs einfach, verzweigte sich aber für die Bildung kleiner Konidiophoren oder kurzer dicker Verzweigungen von hefeähnlichem Aussehen, welche aus dickwandigen, strohfarbenen Zellen bestanden. Diese Zellen verdichteten sich zu Knäueln und bildeten Sklerotien aus. Das Wachstum der so gebildeten Kolonien setzte sich in dieser Weise fort. Die beobachteten Hyphenfragmente des hefeähnlichen Mycels keimten wie Chlamydosporen, die zuerst einen Keimschlauch und später Konidien hervorbrachten. Auf Agar waren

die Keimschläuche häufiger gekrümmt oder spiralförmig und zeigten einen früheren Beginn der Sklerotienbildung (Sibilia 1932).

Weitere Untersuchungen wurden von Lakra (1993) beschrieben. Zur Feststellung der optimalen Bedingungen für die Konidienkeimung wurden von befallenen Pflanzen Konidien in sterilem Aqua dest. abgewaschen (Konzentration  $5 \cdot 10^5$  / ml) und auf Objektträgern in feuchten Kammern bei unterschiedlichen Temperaturen (12 - 32 °C) für 24 h inkubiert. Die Keimrate wurde ausgezählt und prozentual verrechnet.

Für die Keimung von Konidien war ein freier Wasserfilm für eine Dauer von 8 - 10 h notwendig. Die Keimung begann bei einer Temperatur von 12 °C und endete bei 32 °C, wobei sich ein maximaler Wert bei 22 °C mit einer Rate von 77,6 % nachweisen ließ. Bei allen Temperaturen war die Konidienkeimung 42 h nach der Inkubation abgeschlossen. Einzellige Konidien hatten bei allen Temperaturen eine signifikant höhere Konidienkeimungsrate als die mehrzelligen (Lakra 1993).

Die unsterile Konidienkeimung konnte von Bougeard und Vegh (1980) in Petrischalen (PS) mit sterilem Wasser unter unterschiedlichen Licht- und Temperaturbedingungen untersucht werden. Der Beginn der Keimung setzte sehr langsam ein. Nach 4 h waren erst 0,6 % und nach 8 h 2,3 % der Konidien gekeimt. Nach 24 h hatte sich die Rate auf 60,3 % und nach 48 h auf 74,6 % erhöht. Licht hatte keinen Einfluss auf die Keimungsraten. Von 300 zweizelligen Konidien keimten 64 % mit der apikalen Zelle, 26 % mit der basalen Zelle und bei 11 % beide Zellen (Bougeard und Vegh 1980).

Bei Untersuchungen auf Agarose keimten ca. 50 % der ausgelegten Konidien. Die Keimung erfolgte bei einer Temperaturspanne von 13 - 30 °C, wobei das Optimum bei 25 °C mit der kürzesten Dauer von 24 h lag. Die Keimungsrate war nach 48 h auf Agarose (Konzentration 1 %) mit 74,6 % am höchsten. Die Länge der Keimhyphe war nach 48 h bei 24 °C mit ca. 29 µm auf Agarose am längsten (Bougeard und Vegh 1980).

### ***Differenzierung von Erregerisolaten***

Erste Versuche zur Differenzierung von *M. anethi* - Herkünften mit der random amplified polymorphic DNA polymerase chain reaction (RAPD-PCR) (Williams et al. 1990) mit Dekamerprimern wurden an der BAZ Aschersleben im Jahr 2000 durchgeführt (Gräbe 2000, Kusterer 2003). Bei den Versuchen wurde die Pilz-DNA aus natürlich befallenem Pflanzenmaterial gewonnen und mit insgesamt 62

Standard-Primern (Roth, Karlsruhe) getestet (Tab. 2). Die spezifische Primerschmelztemperatur wurde nach der Formel von Itakura et al. (1984) berechnet. Als Ergebnis konnten 9 Primer des Sortiments Banden amplifizieren, wovon drei (OP-C 08, 13, 18) das Pilzmycel von *M. anethi* sicher nachweisen konnten (Tab. 3) (Gräbe 2000, Kusterer 2003). Nach den Versuchen von Gräbe (2000) lieferte eine Annealingtemperaturerhöhung auf 39 °C bei diesen Primern bessere Ergebnisse als die errechneten Temperaturen.

**Tab. 2:** Übersicht über die getesteten Standard RAPD-Primer zum Nachweis von *M. anethi* (Gräbe 2000, Kusterer 2003).

Standard RAPD-Primer (Firma Roth, Karlsruhe)	Getestete Primer
Sortiment A	OP-A 03, 07, 08, 11, 12, 14, 15, 16, 18, 19, 20
Sortiment B	OP-B 10
Sortiment C	OP-C 03, 04, 06, 07, 08, 09, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20
Sortiment P	OP-P 01, 02, 03, 04, 05, 06, 07, 08, 09, 10, 11, 15, 16, 17, 18, 19, 20
Sortiment Q	OP-Q 01, 02, 04, 05, 06, 09, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16

**Tab. 3:** Primer zum Nachweis von *M. anethi* in Pflanzenmaterial (Gräbe 2000, Kusterer 2003).

Standard RAPD-Primer	Basensequenz	Annealing-Temperatur
OP-C 08	5' TggACCggTg 3'	39 °C
OP-C 13	5' AAgCCTCgTC 3'	39 °C
OP-C 18	5' TgAgTgggTg 3'	39 °C

### **Forschungsziele**

Zu Beginn der mykologischen Untersuchungen sollte zunächst die Identifizierung des Hauptschaderregers *M. anethi* an Fenchel bestätigt werden. Da der Pilz nicht in Reinkultur vorlag und aus einigen Literaturangaben als nicht auf künstlichem Nährmedium kultivierbar galt, musste zunächst eine umfangreiche mykologische Grundlagenforschung betrieben werden, um die erforderlichen Daten über die Lebensbedingungen des Pilzes zu erhalten bzw. zu bestätigen. Zunächst sollte der Erreger von infiziertem Pflanzenmaterial isoliert und steril weitervermehrt werden. Es sollte eine Erregerkollektion aus unterschiedlichen Gebieten in Deut-

schland angelegt und vermehrt werden, um steriles Material für weiterführende molekularbiologische Untersuchungen (u. a. zur Samenübertragbarkeit, zum Erregernachweis in der latenten Phase, zur Rassenbildung von *M. anethi*) zur Verfügung zu haben. Die Kulturbedingungen zur Konidienbildung und -keimung sollten präzisiert werden. Die Ergebnisse der Untersuchungen sollten Aufschluss über die Gründe der Schadzunahme an Arzneifenchel in den letzten Jahren liefern.

## **2. Material und Methoden**

### **2.1 Inkulturnahme von *M. anethi***

#### **2.1.1 Isolierung aus befallenem Blattmaterial**

Von frischen gepflückten Fiederblättern mit sporulierenden Konidienlagern wurden unter dem Binokular 5 - 10 mm große Blattfiederstücke mit Konidienlagern herausgeschnitten und in Leitungswasser (LW) zwischengelagert. Getrocknetes befallenes Blattmaterial mit unterschiedlicher Lagerungsdauer (1 Monat bis 3 Jahre) wurde in kleine Abschnitte zerschnitten. Hier betrug die Zwischenlagerungszeit in LW ca. 30 min, um eine optimale Oberflächenbenetzung zu gewährleisten.

Auf dem Arbeitstisch bzw. unter der Sterilbank wurden die frischen Blattstücke in Sublimat (0,1 %) 15 min, die getrockneten Blattstücke nur 1 min, schwimmend desinfiziert. Während der Behandlungszeit wurden die Blattfiederstücke mehrmals geschwenkt. Anschließend wurden sie in st. LW gespült und zu je fünf Stück in Petrischalen (PS) (Ø 5 cm) auf Kartoffeldextroseagar (KDA) überführt. Die Kontrolle der Isolate auf Verunreinigungen mit Fremdpilzen erfolgte im Abstand von 1 - 3 Tagen. Die sterilen Blattstücke wurden auf saubere Platten umgesetzt.

#### **2.1.2 Isolierung aus der Stängel­epidermis**

Von frischen und getrockneten Blattstielen und Stängeln, die 1 h in Wasser vorgequollen waren, wurden an stark befallenen Bereichen Epidermisabrisse angefertigt und in 5 mm große Stücke zerschnitten. Die Ablage erfolgte in LW, bevor die Stücke kurz in Sublimat (0,1 %) desinfiziert, in st. LW gespült und auf KDA ausgelegt wurden. Die Kontrolle auf Verunreinigungen mit Fremdpilzen erfolgte im Abstand von 1 - 3 Tagen. Die sterilen Epidermisstücke wurden auf saubere Platten umgesetzt.

#### **2.1.3 Identifizierung von *M. anethi* - Isolaten**

Zur Identifizierung des Erregers wurden sporulierende Kulturen von *M. anethi* an drei unabhängige Institutionen eingesandt. Es handelte sich um die DSMZ (Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen GmbH, Braunschweig), das Centraalbureau voor Schimmelcultures (Institute of the Royal Netherlands Academy of Arts and Sciences, Baarn) und an Herrn Prof. Dr. U. Braun (Institut für



Geobotanik, Herbarium, Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg). Zur Absicherung der Ergebnisse wurden von sporulierenden Kulturen die Konidien abgespült und 15 Fenchelkeimlingspflanzen der Sorte 'Magnafena' in der Klimakammer künstlich inokuliert. Von den befallenen Blättern sollten nach der Inkubationszeit von ca. 21 Tagen Reisolierungen angefertigt werden.

## **2.2 Vergleichskultur *Ramularia foeniculi***

Der Pilz *Ramularia foeniculi* Sibia wurde im Juli 1932 in Italien von befallenen Knollenfenchelpflanzen (*Foeniculum vulgare* var. *azoricum*) isoliert. Die Erregerbezeichnung gilt heute als mykologisch nicht mehr korrekt. *R. foeniculi* wird heute als Synonym von *M. anethi* angesehen. Zu Vergleichszwecken mit dem aktuell auftretenden Pathogen wurde diese Referenzkultur vom Centraalbureau voor Schimmelcultures angefordert und für weitere mikroskopische Untersuchungen auf KDA, V8 und WA (Zusammensetzung siehe Anhang) zum Wachstum gebracht. Die gebildeten Konidien wurden vermessen (100 Stück) und ein Inokulationsversuch in der Klimakammer durchgeführt, um Reisolierungen anzufertigen.

Zur Untersuchung der Befallssymptome von *R. foeniculi* wurden zwei Konidien-suspensionen (2 Inokulationstermine) mit st. LW von Kulturisolaten hergestellt. Eine Konzentrationsbestimmung war an beiden Terminen aufgrund einer zu geringen Konidiendichte nicht möglich. Das Mycel (je ca. 3 g) wurde gemörsert und unter Zugabe von st. LW in eine spritzfähige, wässrige Suspension verwandelt, wobei die Dichte durch die schwarze Ausgangsfärbung des Mycels nicht gemessen werden konnte. Beide Lösungen (Konidien- und Mycelsuspension) wurden auf je 15 Fencheljungpflanzen (3 Blattstadium, Sorte 'Magnafena') aufgesprüht, die in der Klimakammer bei 22 °C und 16 h Licht kultiviert wurden.

## **2.3 Kulturwachstum von *M. anethi***

### **2.3.1 Isolatewachstum nach Desinfektionsbehandlungen**

Zur Untersuchung der prozentualen Wachstumsrate von *M. anethi* aus dem Zellgewebe desinfizierter Blattstücke wurden 560 Blattabschnitte ausgewertet. Die Blattstücke mit sporulierenden Konidienlagern wurden für 15 min mit einer Sublimatlösung (0,1 %) desinfiziert, mit st. LW gespült und auf KDA in PS ausgelegt. Verunreinigte Blattstücke wurden regelmäßig aussortiert und nicht kontaminierte auf neuen Agar überführt. Der Wachstumsbeginn wurde bonitiert. Zusätzlich wur-

den von 2400 Blattstücken von mehreren Desinfektionsterminen (Sublimat 0,1 %, 15 min) der erste sichtbare Wachstumsbeginn von *M. anethi* aus dem Blattgewebe erfasst.

### 2.3.2 Optimierung der Desinfektionsmethode

Zur Optimierung der Desinfektionsmethode wurden Natriumhypochlorid-, 'Danchlorix'-, Ethanol- und Sublimatanwendungen mit unterschiedlicher Einwirkzeit eingesetzt. Es wurden 460 Blattfiederstücke mit sporulierenden Konidienlagern aus befallenem Freilandmaterial verwendet und mit vier Desinfektionsmitteln und gestaffelten Einwirkzeiten (3, 10, 15, 20 min) behandelt. Nach der Desinfektion wurden die Blattstücke mit st. LW zweimalig gespült und zu je 5 Stücke auf KDA in PS (Ø 5 cm) ausgelegt.

### 2.3.3 Testung von Medien zur Vermehrung

Zur Förderung des Wachstums von Isolaten wurden Agarvarianten und unterschiedliche Temperaturen getestet. Von sechs wüchsigen *M. anethi* - Isolaten wurde das Mycel (ca. 5 g) als Mischprobe unter der Sterilbank gemörsert und mit st. LW eine wässrige Suspension (Dichte konnte durch die schwarze Färbung des Mycels nicht gemessen werden) hergestellt. Auf jede Agarvariante (Czapek-Dox Agar, SNA Agar, Hafermehlagar, V8 Agar, Medium 90 Agar, Malzagar, Fenchelteeagar, KDA) (Zusammensetzung siehe Anhang) wurden 200 µl Suspension aufgetragen. Die PS wurden nach 24 h gewogen. Die Agarvarianten wurden in unterschiedlich temperierten Kulturschränken (14 °C mit Schwarzlicht, 18 °C, 22 °C und 24 °C) aufgestellt. Pro Variante wurden 5 PS angefertigt. Bei der Bonitur wurde an jedem Termin pro Variante 1 PS geöffnet und die Konidienentwicklung und die Mycelbildung mit einer Sichtbonitur und einer stichprobenartigen Mikroskopuntersuchung (Werteskala von 1 - 9, d. h. sehr wenige bis sehr viele Konidien bzw. strukturlose bis sehr gut strukturierte Hyphen) beurteilt. Nach einer Standzeit von 75 Tagen wurde die Gewichtsveränderung, die sich durch Verdunstung von Wasser oder das Mycelwachstum ergab, durch erneutes Wiegen festgestellt. Die Differenz zwischen Ausgangs- und Endwert der 5 PS wurde für jede Agarart und Temperatur gemittelt.

### 2.3.4 Konservierung von Isolaten

Zur Konservierung von *M. anethi* - Kulturen wurden Mycelbehandlungen getestet, bei denen das Mycel nach dem Einfrieren in Tubes (1,5 ml) auf Agar weiterwuchs. Unter der Sterilbank wurden 6 PS mit wüchsigen Kulturen geöffnet, das Mycel (ca. 3 g) leicht zerkleinert und eine Mischung hergestellt. In sterilen Tubes (1,5 ml) wurde eine Variante trocken (20 Stück) ohne Zusätze eingefroren (- 20 °C), eine Variante (20 Stück) wurde in st. LW (- 20 °C) und eine weitere (20 Stück) in einem Magermilch/ Glycerin-Gemisch (1: 2) bei - 80 °C eingefroren. Je 10 Kulturen wurden nach 10 und 50 Tagen aufgetaut und auf KDA ausgelegt. Der Wachstumsfortschritt wurde wöchentlich bonitiert.

Von stark befallenen Blättern (Freilandmaterial) wurde eine Konidiensuspension ( $2,9 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) hergestellt und über Nacht im Kühlschrank bzw. in der Gefriertruhe (- 18 °C) gelagert. Mit den Suspensionen wurden nach einer Standzeit von 1 h bei Raumtemperatur je 60 Jungpflanzen in der Klimakammer inokuliert, bei der Gesundheitskontrolle wurde nur LW verwendet.

Von befallenen Fenchelstängeln wurden die weißlichen Konidien mit einer Rasierklinge entfernt und ohne Wasserzusatz in 1,5 ml Tubes (12 Stück für 3 Wiederholungen) bei - 18 °C eingefroren. Nach 24 h und 2, 4 und 12 Wochen wurden jeweils 3 Proben aufgetaut und die Konidien mit st. LW (Suspensionskonzentration  $2,0 - 3,2 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) auf je 15 Fenchelkeimpflanzen in der Klimakammer aufgesprüht, als Kontrolle (15 Pflanzen) diente LW.

### 2.3.5 Erfassung der Wachstumsgeschwindigkeit

Bei allen *M. anethi* - Kulturen war nur ein geringes Ausbreitungswachstum auf der Agaroberfläche zu erkennen. Eine Zunahme des Mycels erfolgte mehr in der Höhe als in der Breite. Zur präziseren Erfassung wurden einige Kulturen nach dem ersten Wachstumsbeginn auf ihren Wachstumsfortschritt bonitiert. Dazu wurde in 10 Kulturen eine sterile Glasperle (Ø 2,8 mm) als Maßstab eingelegt und das weitere Wachstum fotografisch mit einer Kamera (wahlweise am Stativ, auf einem Bino-kular oder einem Mikroskop ‚Axiolab‘ Zeiss) mit Computeranschluss (Software KS 300) an mehreren Boniturterminen festgehalten.

Zur Messung des Flächenwachstums von *M. anethi* - Mycel auf den Agararten Czapek-Dox, SNA, Hafermehl, V8, Medium 90, Malzagar und KDA (mit und ohne Antibiotikazusatz von Penicillin G Sodium, Oxytetracyclin HCL und Streptomycin-Sulfat) (siehe Anhang) wurde eine Konidiensuspension (Konzentration  $2,6 \cdot 10^5$

Konidien/ ml) von Sterilkulturen hergestellt. Auf je 10 PS (Ø 5 cm) einer Agarvariante wurden je 200 µl aufgetragen und bei Raumtemperatur in Fensternähe für 6 Monate (13.06. - 13.12.01) kultiviert. Die Auswertung erfolgte mit einer Farbprofilsoftware ('BAfix', GTA-Sensorik, Neubrandenburg) durch Einscannen der PS, wobei die Befallsfläche des Erregers auf der Oberfläche der Platten erfasst und prozentual verrechnet wurde. Die Befallsfläche wurde für jede Variante mit der Formel (1) berechnet.

$$(1) \quad \overline{BF} = \frac{\sum_{i=1}^n BF_i * F_i}{\sum_{i=1}^n F_i}$$

$\overline{BF}$  = Befallsfläche der Variante

$BF_i$  = Befallsfläche der i-ten Petrischale

$F_i$  = Petrischalenfläche der i-ten Petrischale

$n$  = Anzahl der Petrischalen

### 2.3.6 Wuchsformen von Isolaten

Bei der regelmäßigen Überprüfung der großen Isolatesammlung von *M. anethi* auf Verunreinigungen wurden die auftretenden Wuchsbesonderheiten fotografisch dokumentiert und mikroskopisch untersucht.

### 2.3.7 Mycelwachstum

Zur Vermehrung der Mycelmenge wurden die Kulturen regelmäßig auf KDA und V8 überimpft. Dazu wurde die Mycelanhäufung von 4 Kulturisolaten in kleine Stücke (2 x 2 mm) zerteilt und auf andere PS verteilt aufgesetzt. Von jeder Variante wurden 20 PS mit je 5 Mycelstücken angefertigt. Die Vitalität der Hyphen und die Konidienbildungen wurden nach 3, 7, 10 und 21 Tagen unter dem Mikroskop überprüft und beurteilt.

Von 4 Kulturschalen wurde das Mycel (ca. 3 g) vom Agar abgenommen und unter Zugabe von st. LW gemörsert. Von der Suspension wurden 0,5 ml auf je 20 PS mit KDA und V8 aufgetragen und in Kulturschränken bei 14 °C unter Schwarzlicht und bei 20 °C aufgestellt. Die Konidienbildungen wurden alle 7 Tage mikrosko-

pisch untersucht. Zu Vergleichszwecken wurde eine Konidien suspension (Ausgangsmaterial von sterilen Kulturplatten) auf je 10 PS mit KDA, WA, V8 und Sorbitolagar (100 µl) aufgetragen und nach 3, 5, 7 und 10 Tagen unter dem Mikroskop beurteilt. Die Ausgangskonzentration betrug  $2,3 \cdot 10^5$  Konidien/ ml).

## 2.4 Keimung und Vermehrung

### 2.4.1 Konidienbildung bei Kulturen

Bei der routinemäßigen Durchsicht der Isolate wurde eine Vielzahl von Mycelstrukturen beobachtet. Um durch Sichtbonitur abschätzen zu können, ob Konidien für Inokulationsversuche vorhanden waren, wurden unterschiedliche Strukturen (je 10 Proben von verschiedenen Kulturen) auf Objektträgern unter dem Mikroskop auf Konidienbildungen untersucht.

Zur Erfassung der Konidienbildungsrate von Isolaten wurden von vier sporulierenden Kulturplatten Konidienabschwemmungen angefertigt. Das Mycel mit den oberflächlich aufsitzenden Konidien wurde abgenommen und in ein Becherglas (50 ml) mit wenig st. LW gegeben. Die Wassermenge richtete sich nach der Menge des Mycels, welches gerade bedeckt sein sollte, um durch Schwenken eine gute Konidienablösung zu gewährleisten. Die Konidienkonzentrationen wurden mit einer Thomakammer bestimmt.

Zur Erhöhung der Konidienbildung von *M. anethi* - Kulturen wurden je 10 Kulturen (KDA und V8) unterschiedlichen Alters in Kulturschränken bei 18, 20, 22 und 24 °C aufgestellt. Einige Isolate wurden zusätzlich in GlasPS überführt und unter Schwarzlicht bei 14 °C aufgestellt. Die Konidienbildung wurde über mehrere Monate durch Mikroskopbonitur ausgezählt (Boniturnote 0: keine, 1: wenige, 2: mittlere, 3: starke Konidienbildungen).

### 2.4.2 Konidienkeimung in Wasser und auf Agar

Zur Untersuchung der Konidienkeimung von *M. anethi* wurden natürlich befallene Blattfiederstücke (1 cm Länge) mit starker Konidienbildung auf Objektträgern (20 Stück pro Variante) mit st. LW benetzt und mit Deckgläsern abgedeckt. Die Präparate wurden in feuchten Kammern (d. h. PS mit feuchtem Filterpapier mit einer Aufstellung des Objektträgers auf Plastikunterständen) gelagert, um eine gleichmäßige Luftfeuchte zu garantieren. Die Aufstellung erfolgte in Kulturschränken bei unterschiedlichen Temperaturen (14 °C bei Schwarzlicht, 20 °C und 24 °C bei nor-

maler Beleuchtung) und 16 h Licht. Der Prozentsatz der auskeimenden Konidien wurde mikroskopisch bestimmt.

Zur Untersuchung der Konidienkeimung auf Agar wurden die Konidien von 3 Monate alten sporulierenden Isolaten mit st. LW ( $2,4 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) abgeschwemmt, mit einer Pipette (500  $\mu$ l) auf die Agararten (KDA, V8, Mischung KDA und V8) in den PS ( $\varnothing$  5 cm) aufgetropft (12 Wiederholungen pro Variante) und mit der Impföse verstrichen. Bei jeder Agarvariante wurden zusätzlich Sterilfilter ( $\varnothing$  2,5 cm, Porengröße 0,22  $\mu$ m) auf die Agaroberfläche aufgelegt, bevor die Konidien suspension aufgebracht wurde. Die PS wurden mit Parafilm verschlossen und bei Raumtemperatur am Nordfenster aufgestellt. Zur Kontrolle der Keimung wurden einzelne PS in regelmäßigen Zeitabständen geöffnet und die Agaroberfläche direkt unter dem Mikroskop mit der niedrigsten Vergrößerung untersucht. Als weitere Varianten wurden Mycelstücke mit aufsitzenden Konidien auf die drei Agararten aufgesetzt.

#### 2.4.3 Einfluss der Temperatur auf die Keimung

Von einer sporulierenden Kultur wurden oberflächige Mycelstücke mit Konidien mit einer Pinzette abgenommen und auf KDA bzw. V8 in PS (je 5 Schalen mit je 5 Stücken) aufgelegt. Die Inkubation erfolgte in Kulturschränken bei 14, 18 und 20 °C bei normaler Beleuchtung. Die Kontrollen fanden nach 1, 2, 4, 6, 8, 24 und 48 h statt.

#### 2.4.4 Einsatz von Sterilfiltern

Von sporulierenden Kulturen wurden die Konidien mit st. LW abgeschwemmt (Konzentration  $2,0 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) und je 500  $\mu$ l der Suspension auf Sterilfilter ( $\varnothing$  2,5 cm, Porengröße 0,22  $\mu$ m) aufgetropft, die auf KDA in PS auflagen. Die PS wurden mit Parafilm verschlossen und bei Raumtemperatur (20 °C) am Nordfenster aufgestellt. Zur Kontrolle der Keimung wurden Objektträger mit identischer Konidienlösung angefertigt und mit dem Mikroskop nach 1, 2, 4, 6, 8, 24 und 48 h sowie nach 2, 3, 4 und 8 Tagen kontrolliert. Die Sterilfilter wurden von der Agaroberfläche abgezogen und die frischen unpräparierten Proben mit dem Rasterelektronenmikroskop Philips XL - 30 ESEM (Environmental Scanning Electron Microscope) untersucht, da die Oberfläche der Filter fast lichtundurchlässig war.

### 2.4.5 Anfertigung von Einsporisolaten

Von einer stark sporulierenden Kultur wurde eine Konidienabschwemmung ( $2,0 \cdot 10^4$  Konidien/ ml) mit st. LW durchgeführt. Mit einer Pipette wurde ein Tropfen der Konidien suspension auf KDA (30 PS), WA (10 PS) und V8 (10 PS) mit einer Impf-öse ausgestrichen. Die PS wurden mit Parafilm verschlossen. Nach 5 Tagen erfolgte eine Kontrolle mit dem Mikroskop. Die gekeimten Einzelkonidien wurden an der Schalenunterseite farblich gekennzeichnet und nach weiteren 14 Tagen Wachstum vereinzelt.

### 2.4.6 Untersuchungen zur Wasseraufnahme von Konidien

Im Freiland waren zu jeder Jahreszeit sehr vereinzelt Konidienbildungen zu beobachten, wenn die Witterung das vegetative Wachstum der Blätter ermöglichte. Es wurden je 30 zweizellige Konidien zu unterschiedlichen Jahreszeiten (Januar, März, Mai, November) unter dem Mikroskop (Breite und Länge) vermessen. Um Hinweise über Vitalität der Konidien zu erhalten, wurden Isolate von befallenen Blättern angefertigt, dazu wurden je 200 Blattstücke mit Sublimat (0,1 %) desinfiziert und auf KDA ausgelegt.

Zur Untersuchung der Keimungsbedingungen sollte festgestellt werden, ob Konidien zur Keimung Wasser aufnehmen. Dazu wurden Konidien ausmessungen (Länge und Breite) vorgenommen, um Volumenveränderungen zu erfassen. Die Konidien wurden von befallenem Freilandmaterial (getrocknete Blätter mit einjähriger Lagerung) mit st. LW abgeschwemmt und unter dem Mikroskop nach 10 min, 2, 3, 5 und 24 h ausgemessen. Es wurden an je 200 Konidien Breiten- und an je 100 Konidien (2 Septen) Längenmessungen durchgeführt.

## **2.5 Untersuchungen zur Variabilität von *M. anethi***

### 2.5.1 Aufbau einer Erregerkollektion

Von 18 Orten in Deutschland (Sachsen-Anhalt, Rheinland-Pfalz, Hessen), Österreich, Bulgarien und Frankreich wurden befallene Blatt- und Stängelproben gesammelt. Die getrockneten Proben mit unterschiedlich langer Lagerung (1 Monat bis 3 Jahre) wurden zunächst für ca. 1 h in LW vorgequollen. Von der Stängелеpidermis wurden die befallenen Abschnitte unter dem Binokular abgezogen und in 1 cm lange Stücke zerschnitten. Die Blattfiedern wurden ebenfalls in kleine Stücke zerteilt. Die Desinfektion erfolgte durch einmaliges schnelles Schwenken in Sub-

limat (0,1 %) und 3 Spülungen mit st. LW. Die Stücke wurden auf KDA ausgelegt. Von allen Herkünften wurden Isolate angefertigt und vermehrt, um ausreichend Material für zukünftige molekularbiologische Untersuchungen zur Verfügung zu haben.

### 2.5.2 Aggressivität von Inokulumherkünften

Im Jahr 2001 wurden 30 Feldpflanzen (Versuchsfeld Aschersleben) inokuliert, um die Aggressivität (d. h. Symptombildung) von Herkünften von *M. anethi* - Inokulummaterial zu testen. Dazu wurde getrocknetes, befallenes Fenchelblattmaterial von 10 Orten in Sachsen-Anhalt, Rheinland-Pfalz und Hessen (siehe Tab. 4) zur Anfertigung von Konidiensuspensionen verwendet. Die Blattproben (unbestimmtes Gewicht, Rauminhalt eines DIN A5 Umschlags) wurden für 10 min in LW eingeweicht, durch Gaze gefiltert und die Konzentrationen der Inokulumlösungen mit der Thomakammer ermittelt. Es wurden je 3 Fenchelpflanzen der Sorte 'Magna-fena' mit den Inokulumsuspensionen im 6 Blattstadium auf dem Feld inokuliert. Die vorhandenen Blätter der Pflanzen wurden markiert. Die ca. 30 cm hohen Pflanzen wurden mit gelochten Crispac-Tüten überzogen. Als Kontrollen wurden zwei Varianten mit Wasser besprüht und eine Variante zusätzlich abgedeckt. Nach einer Woche wurden die Tüten an der Oberkante geöffnet, da die Pflanzen ein sehr starkes Streckungswachstum zeigten. Nach der Inkubationszeit von 21 Tagen wurden die inokulierten Blätter des abgedeckten Bereichs gepflückt und der Befall mit Sichtbonitur und einer symptom-spezifischen Farbprofilsoftware ('BAfix', GTA-Sensorik) erfasst. Anschließend wurden die Blattproben im plate trapped antigen (PTA)-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren aus Kaninchen (IgG-K, IgG-M) getestet. Das IgG-M war aus Mycelextrakt (Agarkultur) und das IgG-K aus Konidien (Freilandmaterial) des Erregers hervorgegangen und wurde an der BAZ Aschersleben im Labor von Dr. F. Rabenstein hergestellt. Mit Hilfe der Antiseren sollte das Mycel innerhalb des Blattgewebes sowie die gebildete Konidienmenge erfasst werden. Für die serologische Untersuchung wurde der Pflanzensaft mit einer Walzenspresse aus dem gesamten Blatt gepresst. Der exakte Testablauf des PTA-ELISA ist im Methodenanhang zu finden. Bis zur Untersuchung wurden die Blätter in einer Kühltruhe (- 18° C) gelagert, so dass die Testung zeitversetzt möglich war. Bei der Sichtbonitur wurden alle Blätter des Inokulationsbereichs als Mischprobe von 3 Pflanzen (= eine Variante) mit dem Binokular auf Konidienbildungen untersucht und in vier Befallsklassen (kein, schwacher, mittlerer und star-



ker Befall) eingeteilt. Der Befallswert wurde anhand der Gesamtblattzahl prozentual umgerechnet.

**Tab. 4:** Verwendete Proben befallener Fenchelblätter für die Inokulationsversuche im Jahr 2001 an der BAZ Aschersleben zur Ermittlung der Aggressivität unterschiedlicher Herkünfte.

Herkunft		Lagerdauer des Inokulummaterials in Monaten
Sachsen-Anhalt	Bernburg	12
	Cörmingh	22
Rheinland-Pfalz	Bretzenheim	24
	Fürfeld	24
Hessen	Alsbach-Hähnlein	11
	Babenhäusen	13
	Friedberg	13
	Groß Gerau	17
	Harreshäusen	20
	Trebur	12

Der Scannerbefallswert wurde auf zwei unterschiedliche Arten verrechnet. Zur Ermittlung des **Befallsmittelwertes der gesamten Pflanze** wurden die Befallswerte aller gepflückten Blätter (auch unbefallene) des inokulierten Abschnitts prozentual als Mischprobe von 3 Pflanzen einer Variante verrechnet. Als zweite Verrechnungsvariante wurden nur die **befallenen Blätter** an den Pflanzen ausgewählt und der Befallswert der Blattfläche mit der Formel (2) ermittelt. Bei der serologischen Untersuchung mit IgG-K und IgG-M wurden ebenfalls nur die sichtbar befallenen Blätter jeder Variante als Mischprobe getestet (siehe Methodenanhang), um den tatsächlichen Befall im Vergleich zur Scannerbonitur ermitteln zu können.

$$(2) \quad \overline{BS} = \frac{\sum_{i=1}^n BS_i * F_i}{\sum_{i=1}^n F_i}$$

—  
BS = Befallsstärke der Pflanze

BS<sub>i</sub> = Befallsstärke des i-ten Blattes

F<sub>i</sub> = Blattfläche des i-ten Blattes

n = Anzahl der befallenen Blätter

## 2.6 Molekularbiologische Untersuchung von *M. anethi*

### 2.6.1 Methodenoptimierung zur DNA-Isolierung aus Kulturen

Die DNA-Isolierung aus *M. anethi* - Kulturen wurde mit verschiedenen Methoden (PEX-Protokoll, CTAB-Protokoll, DNA-Isolierungskits) erprobt. Für die Probenaufbereitung wurden die Isolate frisch von der Platte, eingefroren oder mit flüssigem Stickstoff für die Zerkleinerung im Mörser bzw. in einer Schwingmühle (Retsch, Haan) (80 % Leistung) zerkleinert, um einen möglichst optimalen Aufschluss zu erhalten. Die eingesetzte Probemenge wurde ebenfalls variiert.

#### **PEX-Protokoll**

Die Methode zur schnellen DNA-Extraktion nach Jhingan (1992) und Ross (1995) wurde für die Extraktion von *M. anethi* - DNA aus befallenen Fenchelblättern und aus Kulturen modifiziert. Das befallene Blattmaterial wurde zunächst in 1 ml PEX-Extraktionspuffer überführt und für mindestens 24 h bei - 20 °C in 2 ml Eppendorf-Reaktionsgefäßen (Eppendorf, Hamburg) eingefroren. Die gefrorenen Proben wurden in einem bewegten Wasserbad (80 °C) für 60 min inkubiert. In dieser Phase wurden die Proben 3 - 4malig mit einem Vortex-Gerät gemischt. Anschließend wurden die Proben mit Eis gekühlt und durch Chloroform-Extraktion (Chloroform/Isoamyl 24: 1) aufgereinigt. Nach der Zugabe von 5 µl RNase A Lösung (100 mg/ml) (Roche, Mannheim) und einer Inkubationszeit von 1 h bei 37 °C wurde die DNA mit 2 Volumen Ethanol (98 %) und 1/10 Volumen NaAc (3M, pH 5.2) gefällt, getrocknet und in 50 µl H<sub>2</sub>O<sub>bidest</sub> bzw. in TE (1: 10 verdünnt) resuspendiert. Die Quantifizierung der DNA-Konzentration erfolgte mit dem „Tropfentest“ oder auf einem Gel (siehe Überprüfung der Qualität).

#### **CTAB-Protokoll**

Die Methode nach Doyle und Doyle (1987) wurde für die Extraktion von Pilz-DNA aus befallenen Fenchelblättern und *M. anethi* - Kulturen in Anlehnung an DNA-Isolierungen in anderen Pathosystemen modifiziert (Urbanietz 2002). Das befallene Blatt bzw. das Pilzmycel wurde in ein 2 ml Eppendorf-Reaktionsgefäß (Eppendorf) nach einer Kühlung in flüssigem Stickstoff in einer Schwingmühle (Retsch) (80 % Leistung) mit Hilfe von zwei Edelstahlkugeln in 5 min zu Pulver gemörsert. Anschließend wurde 1 ml heißer 2x CTAB-Extraktionspuffer (65 °C) (Zusammensetzung siehe Anhang) zugegeben, mehrfach geschüttelt und die Proben bei 65

°C für 30 min inkubiert. Nach der Aufreinigung mit Chloroform/ Isoamylalkohol (24:1) wurde die Oberphase mit eiskaltem Isopropanol gefällt und in TE-Puffer (1: 10 verdünnt) resuspendiert. Die Proben wurden nach Zugabe von 5 µl RNase A-Lösung (100 mg/ ml) (Roche) für 1 h bei 37 °C inkubiert und die DNA mit 2 Volumen Ethanol (98 %) und 1/10 Volumen NaAc (3M, pH 5.2) gefällt, getrocknet und in 50 µl H<sub>2</sub>O<sub>bidest</sub> bzw. in TE (1: 10 verdünnt) resuspendiert. Die Quantifizierung der DNA-Konzentration erfolgte ebenfalls mit dem „Tropfentest“ oder auf einem Gel (siehe Überprüfung der Qualität).

### **DNA-Isolierungs-Kits**

Es wurden die Isolierungs-Kits Invisorb Spin Plant Mini Kit (Invitrogen, Groningen), Dneasy Miniprep (Quiagen GmbH, Hilden), Nucleon PhytoPure (Amersham Bioscience, Freiburg) und der Puregene Kit (Biozym Diagnostik GmbH, Hess. Oldendorf) nach den beiliegenden Anweisungen eingesetzt.

### **Überprüfung der Qualität und Konzentration der DNA**

Die erhaltenen DNA - Mengen wurde jeweils in 50 µl H<sub>2</sub>O<sub>bidest</sub> aufgenommen. Die Qualität der DNA, d.h. den Grad der Scherung, wurde mit Gelelektrophorese auf einem 1,5 %igen Agarose-Gel (Neeo, Roth, Karlsruhe) mit 0,5 µg/ ml Ethidiumbromid in 1x TAE-Puffer überprüft. Die DNA-Konzentration wurde mit dem „Tropfentest“ ermittelt. Dazu wurden 1 µl DNA-Suspension mit 8 µl H<sub>2</sub>O<sub>bidest</sub> und 1 µl Ethidiumbromidlösung (10 µg/ ml) auf Parafilm aufgetragen und zusammen mit einer Eichreihe (λ-DNA in bekannter Konzentration) unter UV-Licht am Geldokumentations-PC (Software: Quantity One 4.2.1, Bio-Rad, München) aufgrund von Farbintensitätsunterschieden bestimmt.

### **2.6.2 Differenzierung von Isolaten mit RAPD-Primern**

Zur Amplifikation der Genomfragmente aus den Pilzisolaten von *M. anethi* wurde die random amplified polymorphic DNA polymerase chain reaction (RAPD-PCR) (Williams et al. 1990) mit Dekamerprimern eingesetzt. Von befallenem Fenchelblattmaterial aus Deutschland, Österreich, Bulgarien und Frankreich wurden Isolate (siehe Aufbau einer Erregerkollektion) angefertigt, um erste Hinweise zur Variabilität von *M. anethi* mit molekularbiologischen Methoden zu erhalten. Aus 7 sterilen Isolaten (Hannover, Aschersleben (2x), Cörmingh, Harreshausen, Trebur, Vergleichskultur *Ramularia*) wurde die DNA mittels Puregene DNA Isolation Kit

(Biozym, Hess. Oldendorf) präpariert und mit RAPD-PCR vergleichend analysiert (Testablauf siehe Ergebnisse Methodenoptimierung zur DNA-Isolierung aus Kulturen). Hierfür wurden drei von Gräbe (2000) und Kusterer (2003) selektierte Dekamerprimer (OP-C 08, 13, und 18) (Roth) zur Isolatedifferenzierung von *M. anethi* eingesetzt. Für die PCR mit RAPD-Primern in einem Gesamtvolumen von 25 µl wurden 25 ng genomischer DNA in 1x Williams-Puffer (Zusammensetzung siehe Anhang), 100 µMol dNTP`s, 0,4 µMol des ausgewählten Primers (Dekamerprimer von Roth) und eine unit Taq-Polymerase (Oncor-Appligene, Heidelberg) eingesetzt (z.B. 2,5 µl 10x Williams-Puffer, 2,5 µl dNTP`s, 2,0 µl Primer, 15,3 µl TdW, 0,2 µl Taq, 2,5 µl DNA-Probe (bei 10 ng/ µl)). Die Proben wurden in 96-well-Mikrotiterplatten (Corning, Fisher Scientific, Schwerte) pipettiert und mit 25 µl Mineralöl (Sigma-Aldrich, Deisenhofen) überschichtet. In einem Thermocycler (Hybaid, Heidelberg) wurden die Proben unter folgenden Reaktionstemperaturen amplifiziert.

39 Zyklen:	3 min	96 °C	Denaturieren
	1 min	39 °C	Annealing
	1 min	72 °C	Polymerisation

Die Proben wurden mit je 2 µl Loadingpuffer (Bromphenolblau) gemischt und in die Slots eines 1,5 %igen Agarose-Gels (Neeo, Roth, Karlsruhe) mit Ethidiumbromid (0,5 µg/ ml) in 1x TAE-Puffer bzw. 1x TBE-Puffer pipettiert. Zur Bestimmung der DNA-Fragmentgrößen lief ein Längenstandard (1 kb Ladder, Gibco BRL, Eggenstein) auf jedem Gel mit (Laufzeit 2 h bei 110 V). Die Banden wurden auf einem UV-Transilluminator sichtbar gemacht und fotografisch dokumentiert.

### 2.6.3 Herstellung und Testung spezifischer Primer

Für den Nachweis einer latenten Infektion von Pflanzenmaterial mit *M. anethi* wurden spezifische Primer hergestellt. Das unter Verwendung des Primers OP-C 08 amplifizierte Genomfragment von *M. anethi* (Harreshausener Isolat) wurde nach der Gelelektrophorese unter UV-Licht als Bande aus dem Agarosegel geschnitten (bei ca. 0,6 kbp) und mit Hilfe eines DNA-Extraktions-Kits (Invitex) im Labor von Herrn Prof. Dr. T. Kühne (BAZ Aschersleben) extrahiert. Die DNA wurde mit dem Vektor pGEM-T (Promega, Mannheim) legiert, in *E. coli* (JM 101) kloniert, mit dem Nucleo-Spin (Macherey-Nagel, Düren) isoliert und anschließend sequenziert. Die

Sequenz eines spezifischen Primers zum Nachweis von *M. anethi* wurde ermittelt und angefordert (BioTeZ Berlin-Buch GmbH, Berlin). Die PCR-Testungen des spezifischen Primers wurden mit je 2,5 µl DNA (bei 10 ng/ µl) von Isolaten, sichtbar befallenen und gesunden Fenchelpflanzenproben (identische Vorgehensweise der DNA-Isolierung wie bei Pilzmaterial mit Puregene Kit von Biozym) durchgeführt. Der Testablauf erfolgte unter vergleichbaren Reaktionsbedingungen wie bei den RAPD-Primern, unter den folgenden Temperatureinstellungen.

39 Zyklen:	3 min.	96 °C	Denaturieren
	1 min	55 °C	Annealing
	1 min	72 °C	Polymerisation

Von zwei unterschiedlichen Isolaten (*M. anethi* Herkunft Aschersleben aus dem Jahr 2000/ Vergleichskultur *R. foeniculi* (= Synonym *M. anethi*) Herkunft Rom aus dem Jahr 1932) wurden die amplifizierten Banden des spezifischen Primers zur Erregerdifferenzierung von *M. anethi* sequenziert.

## 2.7 Inokulationsversuche in der Klimakammer

### 2.7.1 Symptombildung an Pflanzenabschnitten

Für die Durchführung von Inokulationsversuchen sollte eine Testmethode entwickelt werden, mit der die Symptombildung und -ausbreitung im Pflanzengewebe unter Laborbedingungen erfasst werden konnte. Dazu wurden alle Pflanzenabschnitte und -organe von Fenchel auf ihre Lebensfähigkeit unter künstlichen Bedingungen (feuchte Kammer, Einstellung in Wasser) während der Inkubationszeit von *M. anethi* untersucht. Von Fenchelpflanzen aus der Klimakammer wurden Blätter, Stängel, Dolden, junge Fruchtanlagen, grüne Früchte und Jungpflanzen mit und ohne Wurzel abgeschnitten und mit st. LW gewaschen bzw. in Natriumhypochlorid (unverdünnt) geschwenkt. Die Pflanzenorgane (je 30 Stück) wurden in feuchten Kammern (Schalen mit feuchtem Filterpapier) bzw. in wassergefüllten Bechergläsern (100 ml) in Kulturschränken bei unterschiedlichen Temperaturen (18 und 20 °C) und in der Kühlkammer (8 °C) für 21 Tage aufgestellt. Die Inokulationen erfolgten durch Aufsprühen von Konidiensuspensionen ( $2,3 - 3,1 \cdot 10^5$  Konidien/ ml). Der Inokulationserfolg sollte anhand der gebildeten Konidienlager auf dem pflanzlichen Gewebe bonitiert werden.

## 2.7.2 Optimierung der Inokulationsmethode

Zur Durchführung von Feldversuchen sollte eine praktikable Inokulationsmethode entwickelt werden, die die behandelten Pflanzen nicht schädigte und den Befallsausbruch sicherstellte.

### ***Abdeckung mit Folien***

In der Klimakammer wurden 300 Fenchelpflanzen der Sorte 'Magnafena' in 10er Töpfen angezogen und im Keimblattstadium mit einer Konidien suspension (Konzentration  $2,1 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) inokuliert. Anschließend wurden die Pflanzen mit Folien für 0, 1, 2, 3 und 4 Tage abgedeckt. Als Kontrolle diente eine mit Wasser besprühte Variante. Nach dem Erscheinen der Befallssymptome wurden von jeder Variante je 40 Keimblätter gepflückt und der Befall mit einer Farbprofilsoftware ('BAfix') ermittelt. Die Verrechnung erfolgte über Mittelwertbildung der Befallswerte der Varianten, da die Keimblätter eine vergleichbare Größe ( $0,98 - 1,1 \text{ cm}^2$ ) aufwiesen.

### ***Lagerfähigkeit des Inokulummaterials***

In der Klimakammer wurden 600 Fenchelpflanzen der Sorte 'Magnafena' in 10er Töpfen angezogen und im Keimblattstadium mit Inokulumlösungen von frischem und gelagertem Blattmaterial inokuliert. Das befallene frische Blattmaterial wurde von befallenen Pflanzen gepflückt (Ende November), getrocknet und Konidien suspensionen in drei Verdünnungsstufen angefertigt ( $2,4 \cdot 10^5$ /  $2,4 \cdot 10^4$ /  $2,4 \cdot 10^3$  Konidien/ ml). Das gelagerte Inokulationsmaterial war über 12 Monate trocken gelagert worden und wurde ebenfalls in drei Konzentrationsabstufungen ( $5,6 \cdot 10^5$ /  $5,6 \cdot 10^4$ /  $5,6 \cdot 10^3$  Konidien/ ml) verwendet. Die eine Hälfte des Versuchs wurde mit einer Folie für 4 Tage abgedeckt. Nach einer Inkubationszeit von 21 Tagen wurde durch Sichtbonitur der Befallsbeginn festgestellt. Von jeder Variante wurden je 40 Keimblätter gepflückt und die prozentuale Befallsfläche mit einer Farbprofilsoftware ('BAfix') erfasst. Als Kontrolle dienten je 10 unbehandelte Keimblätter jeder Variante. Die Verrechnung erfolgte durch Mittelwertbildung der Befallszahlen, da die Keimblätter eine vergleichbare Größe ( $1,12 - 1,18 \text{ cm}^2$ ) aufwiesen. Von jeder Variante wurde der Kontrollwert der unbehandelten Blätter abgezogen. Zur weiteren Untersuchung der Lagerdauer des trockenen Inokulummaterials wurden Versuche mit Jungpflanzen (Sorte 'Magnafena', je 180 Stück, 6 Wdh.) in der Klimakammer in 10 cm Töpfen in Einheitserde angezogen und beim Erscheinen

des ersten Laubblattes inokuliert. Als Ausgangsmaterial für die Konidiensuspensionen diente befallenes frisches und getrocknetes Blattmaterial aus Freilandversuchen. Das getrocknete Blattmaterial war 3 Tage, 4 Wochen, 6 Monate, 1 Jahr, 2 Jahre und 3 Jahre alt. Die Inokulationen erfolgten durch Aufsprühen der Suspension auf die Blätter mit und ohne Abdeckung mit Folie oder Gaze für 1, 2 und 3 Tage.

### **Infektionswege**

Zusätzlich wurde untersucht, ob das Auflegen befallener Blätter ohne Abdeckung der Pflanzen zu Befallssymptomen an Jungpflanzen führte. Je 10 Keimlingspflanzen (5 Wdh.) (Sorte 'Magnafena') in 10er Töpfen wurden in der Klimakammer in einen Glaszylinder gestellt. Über den Behälter wurde Gaze gespannt, auf die trockenes Inokulationsmaterial aufgelegt wurde. Als Kontrolle diente unbefallenes Blattmaterial. Alle Pflanzen wurden von unten gegossen, es erfolgte keine Wasserbenetzung der Blätter durch Gießen oder Taubildung. Nach 21 Tagen wurden die Pflanzen auf Befallssymptome untersucht.

Zur Abklärung der Befallsübertragung durch direkten Pflanzenkontakt wurden in einem läusesicheren Gazeschrank im Gewächshaus 6 stark befallene getopfte Feldpflanzen zu 30 gesunden Jungpflanzen gestellt. Die Befallsbonitur erfolgte nach der Inkubationszeit von 21 Tagen und nachfolgend 5malig alle 3 Tage.

### **2.7.3 Symptomausprägung nach Inokulationen**

Zur Untersuchung der Symptomausprägung und des Schadausmaßes nach einer künstlichen Inokulation von Jungpflanzen wurden je 200 Pflanzen im Zweiblattstadium verwendet. Es handelte sich um die Sorten 'Magnafena' (zwei unterschiedliche Vermehrungen: Lehr- und Versuchsanstalt für Gartenbau Bernburg-Strenzfeld und N. L. Chrestensen, Erfurter Pflanzen- und Samenzucht GmbH), 'Berfena' (N. L. Chrestensen), 'Großfrüchtiger' (aus zwei unterschiedlichen Vermehrungen: Pharmasaat Artern GmbH und N. L. Chrestensen), 'Budakalaszi', 'Soroksari' (beide Ungarn), 'Moravskij' (Tschechien) und 'Florence' (Bolier, Niederlande), ein Knollenfenchel. Von der BAZ Quedlinburg wurden die Akzessionen 'Frankreich' und 'Bulgare' zur Verfügung gestellt. Bis auf die Akzession 'Bulgare', ein süßer Fenchel (*Foeniculum vulgare* var. *dulce*), und die Sorte 'Florence', ein Knollenfenchel, handelte es sich um bitteren Fenchel (*Foeniculum vulgare* ssp. *vulgare* var. *vulgare*).

Die Pflanzen wurden im Gewächshaus mit Konidiensuspensionen ( $2,2 - 2,4 * 10^5$  Konidien/ ml) unterschiedlicher Inokulumherkünfte (Standorte Quedlinburg, Bretzenheim, Fürfeld, Aschersleben) behandelt. Die Bonitur auf Wuchsmerkmale (Wuchshöhe, Blattanzahl, Welke, Blütenanzahl, Fruchtanzahl) und der Befallsnachweis wurden zwischen 21 und 30 Tagen nach der Inokulation durchgeführt. Zur Untersuchung des Befallsverlaufs unter Freilandbedingungen wurden je 10 Pflanzen der 10 Sorten ('Berfena', 'Budakalasz', 'Bulgare', 'Frankreich', 'Großfrüchtiger' PS und NLC, 'Magnafena' NLC, Soroksari', 'Moravskij' und 'Florence') mit einer Konidiensuspension (Konzentration  $2,3 * 10^5$  Konidien/ ml) künstlich inokuliert. Dazu wurden die Pflanzen in Töpfen ( $\varnothing$  10 cm) vorgezogen und im Keimlingsstadium in der Klimakammer inokuliert. Sieben Tage nach der Inokulation wurden die Pflanzen in den Töpfen im Frühbeet aufgestellt. Die Versuchsauswertung erfolgte nach 6 Wochen durch Einscannen der einzelnen Blätter (1. - 3. Laubblatt) und der Befallsauswertung mit der Farbprofilsoftware 'BAfix'. Die Verrechnung erfolgte mit der Formel (2) (siehe Aggressivität von Inokulumherkünften), indem die befallenen Flächen auf die Gesamtfläche des Blattes umgerechnet wurden. Zusätzlich wurde für jede Sorte die Gesamtbefallsstärke (alle Blätter) ermittelt.



### **3. Ergebnisse**

#### **3.1 Inkulturnahme von *M. anethi* (Bildanhang 1 und 2)**

##### **3.1.1 Isolierung aus befallenem Blattmaterial**

Die Kontaminationsrate der Blattisolate mit *Alternaria* ssp., *Fusarium* ssp. und/oder *Cladosporium* ssp. war trotz der starken Desinfektionsbehandlung besonders in den ersten 5 Tagen sehr hoch (50 - 70 %). Da diese Erreger sehr schnell wuchsen und sich auf dem Agar ausbreiteten, musste die Umsetzung der äußerlich sterilen Isolate täglich erfolgen. Das erste Wachstum von *M. anethi* nach der Desinfektion konnte frühestens nach 3 Tagen, meist aber erst nach 5 - 10 Tagen, beobachtet werden. Das ehemalige Konidienlager bildete eine dunkle Mycelanschwellung mit kurzen oder langen weißen Hyphen aus, welches sich schnell vergrößerte. Der gebildete neue Mycelkörper bestand überwiegend aus einer hirnförmig verschlungenen schwarzen Mycelverdichtung, die nicht eben auf der Agarplatte, sondern erhaben wuchs (Anfertigung von Isolaten und Wachstum nach Desinfektionsbehandlungen siehe auch Bildanhang 1 und 2). Das Blattmaterial (grüne, braune und eingefrorene Blätter) musste sporulierende Konidienlager aufweisen, damit *M. anethi* auswuchs. Aus latent infiziertem Pflanzengewebe war eine Isolierung nicht möglich. Große Blattfiederstücke waren eher mit Fremdpilzen kontaminiert. Für eine erfolgreiche Isolierung war eine große Anzahl von Blattfiederstücken notwendig, da der Pilz nur zu einem sehr niedrigen Prozentsatz (ca. 4 %) die Desinfektionsbehandlung überstand (siehe auch Wachstumsbeginn). Die unterschiedliche Lagerungsdauer des Blattmaterials (frisches Blattmaterial oder trockene Lagerung von 1 Monat bis 3 Jahre) spielte bei der Auswuchsrate des Mycels keine Rolle.

##### **3.1.2 Isolierung aus der Stängel­epidermis**

Die Epidermisabzüge mit Konidienlagern (frische und getrocknete Stängel­epidermisstücke) waren ebenfalls für die Anfertigung von Isolaten geeignet. Das Alter der Stängel war nicht entscheidend, auch mehrere Jahre trocken gelagertes Material war nach der Desinfektionsbehandlung mit Sublimat (0,1 %) noch wüchsig. Die Kontaminationsrate mit anderen Pilzen war nicht so hoch wie bei den Blattfiederstücken, dafür wuchs *M. anethi* zu einem niedrigeren Prozentsatz aus,

weil die Desinfektionsbehandlung (auch beim kurzen Schwenken in Sublimat) größere Schäden an dem offenliegenden Mycel verursachte. Oft waren daher die Rindenstücke völlig steril. Auch bei dieser Methode musste eine große Anzahl von Epidermisabschnitten (100 - 200 Stück) desinfiziert werden, um einige Isolate (ca. 4 - 10 Stück) zu erhalten. Bei der Auszählung von insgesamt 10 Desinfektionsterminen zeigte sich, dass je nach Termin die Isolierungsrate auch etwas niedriger oder höher ausfallen konnte (2 - 20 %), da der Grad zwischen zu geringer und zu starker Desinfektion bei den Epidermisabzügen schmal war als bei Blattfiedern.

### 3.1.3 Identifizierung von *M. anethi* - Isolaten

Bei den Inokulationsversuchen in der Klimakammer mit Konidien von Kulturisolaten von *M. anethi* zeigten sich nach Ablauf der Inkubationszeit von 21 Tagen vereinzelte Konidienlager auf den behandelten Blättern der 15 Pflanzen. Das Schadbild und das Aussehen der austretenden Konidien aus dem Blattgewebe waren identisch mit den natürlich auftretenden Symptomen. Von den befallenen Blättern in der Klimakammer konnten Isolate (*M. anethi*: 8 Stück, Isolierungsrate 3,9 %) gewonnen werden, die nach äußerlicher und mikroskopischer Ansicht identisch mit den bereits vorhandenen *M. anethi* - Kulturen waren. Die Kochschen Postulate konnten daher im Klimakammerversuch erfüllt werden.

Die zur Überprüfung der Identität versandten sporulierenden *M. anethi* - Kulturen (anamorph *Passalora punctum*) wurden von mehreren unabhängigen Institutionen bestimmt. Die DSMZ konnte eine sehr gute Übereinstimmung mit der Originalbeschreibung von S. Petzoldt (1989) feststellen und ordnete das Isolat *Ramularia foeniculi* zu.

Das Centraalbureau voor Schimmelcultures in Baarn konnte die Proben aufgrund von fehlenden Konidien nicht bestimmen, da bei den Kulturen auch nach einigen Monaten Wachstum keine Konidienneubildungen erfolgten.

Herr Prof. Dr. U. Braun, ein anerkannter Experte für die Gattung *Mycosphaerella* und *Ramularia*, konnte die Kultur aufgrund des charakteristischen Erscheinungsbildes eindeutig als *Passalora punctum* (Lacroix) S. Petzoldt identifizieren. Die Isolierung von *M. anethi* aus befallenem Fenchelmateriale war daher erfolgreich durchgeführt worden. Für die weitere wissenschaftliche Untersuchung war es außerdem vorteilhaft, dass *M. anethi* auf künstlichem Medium zu kultivieren war, wenn auch das Wachstum sehr langsam erfolgte.

### 3.2 Vergleichskultur *R. foeniculi* (Bildanhang 3)

Die Vergleichskultur *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*, zur besseren Unterscheidung wurde der ursprüngliche Name *R. foeniculi* aber beibehalten) von 1932 zeigte auf den unterschiedlichen Agararten (KDA, V8, WA) nur ein sehr geringes Wachstum. Der Mycelkörper bestand, wie bei aktuellen *M. anethi* - Kulturen, aus einer schwarzen, festen oder weicheren Hyphenanhäufung, die sich ebenfalls hirn förmig verschlungen anordnete. Die Oberfläche konnte ebenfalls mit einem leichten weißlichen kristallinen Belag bedeckt sein.

**Tab. 5:** Vermessung von Konidien (Länge und Breite) aus Sterilkulturen von *R. foeniculi* (Herkunft Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn) und *M. anethi* (Herkunft Versuchsfeld Aschersleben) (Mikroskop Axiolab, Zeiss).

Anzahl (Wdh.)	<i>R. foeniculi</i> - Kultur (Isolierung 1932)			<i>M. anethi</i> - Kultur (Isolierung 1999)		
	Konidienlänge (µm)	Konidienbreite (µm)	Septen (Anzahl)	Konidienlänge (µm)	Konidienbreite (µm)	Septen (Anzahl)
1	40,5	6,0	2,1	30,0	7,5	2,3
2	39,0	7,5	2,0	39,0	9,0	2,4
3	37,5	6,0	2,3	33,0	6,0	3,2
4	40,5	6,0	2,0	45,0	7,5	3,4
5	42,0	6,0	2,0	37,5	7,5	2,5
6	37,5	7,5	2,0	37,5	6,0	2,0
7	36,0	9,0	2,1	39,0	6,0	2,2
8	33,0	6,0	2,1	48,0	6,0	4,0
9	30,0	6,0	2,1	30,0	6,0	2,2
10	36,0	6,0	2,1	33,0	7,5	2,2

Bei der Vermessung (Tab. 5) der sehr vereinzelt gebildeten Konidien von *R. foeniculi* betrug der Längenmittelwert von 100 Konidien (10 Wdh.) 37,2 µm (Standardabweichung 3,66 µm) und der Breitenmittelwert 6,6 µm (Standardabweichung 1,05 µm). Die Konidien wiesen überwiegend zwei Septen auf (Kulturisolat *R. foeniculi* siehe auch Bildanhang 3). Die äußere Form war insgesamt schlanker und von sehr gleichmäßiger Form. Die Konidien von aktuellen *M. anethi* - Isolatn waren unregelmäßiger und eher keulenförmig, die durchschnittliche Länge in Kultur war mit 37,2 µm (Standardabweichung 5,99 µm) und einem Breitenmittelwert von 6,9 µm (Standardabweichung 1,05 µm) vergleichbar (siehe auch Bildanhang 4 der Einleitung). Es konnten keine signifikanten Unterschiede in der Konidienlänge und -breite festgestellt werden. Der erste Inokulationsversuch mit *Ramularia* - Konidien in der Klimakammer war erfolgreich. Auf den inokulierten Blättern wurden nach

einer Inkubationszeit von 23 Tagen vereinzelte Konidienlager ausgebildet. Unter dem Mikroskop (Axiolab, Zeiss) wurde der Befall untersucht, er unterschied sich nicht von *M. anethi* - Befallssymptomen. Eine Reisolierung (mit identischer Desinfektionsbehandlung wie bei *M. anethi*) war ebenfalls erfolgreich, es konnten 10 Isolate (Isolierungsrate 3,9 %) in Kultur genommen werden, die sich äußerlich nicht von der ursprünglichen Kultur bzw. von *M. anethi* - Kulturen unterschieden. Die auf den reisolierten Kulturen gebildeten Konidien erschienen ebenfalls schlanker als die Konidien des aktuellen Erregers *M. anethi*.

Die ausgebrachte zweite Konidien suspension von *R. foeniculi* erzeugte nach der Inkubationszeit von 22 Tagen auf den Keimblättern ebenfalls vereinzelte Blattsymptome, es wurden 4 Isolate in Kultur genommen (Isolierungsrate 3,4 %). Die Konidienform wirkte bei der mikroskopischen Untersuchung wieder insgesamt etwas lang gestreckter und weniger keulenförmig.

Die auf die Pflanzen ebenfalls ausgebrachte Mycelsuspension erzeugte auf den Fenchelpflanzen nach der Inkubationszeit keine Befallssymptome. Einzelne Mycelreste konnten auf den Blättern nach 6 Wochen lokalisiert und abgehoben werden, die Hyphenstruktur wirkte völlig degeneriert und zeigte keinen Neuzuwachs. Unter dem Mycelrest konnten an den Pflanzen keine Blattveränderungen festgestellt werden, ein Übergang in das pflanzliche Gewebe war nicht erfolgt. Das Mycel war daher bei *R. foeniculi* nicht infektiös.

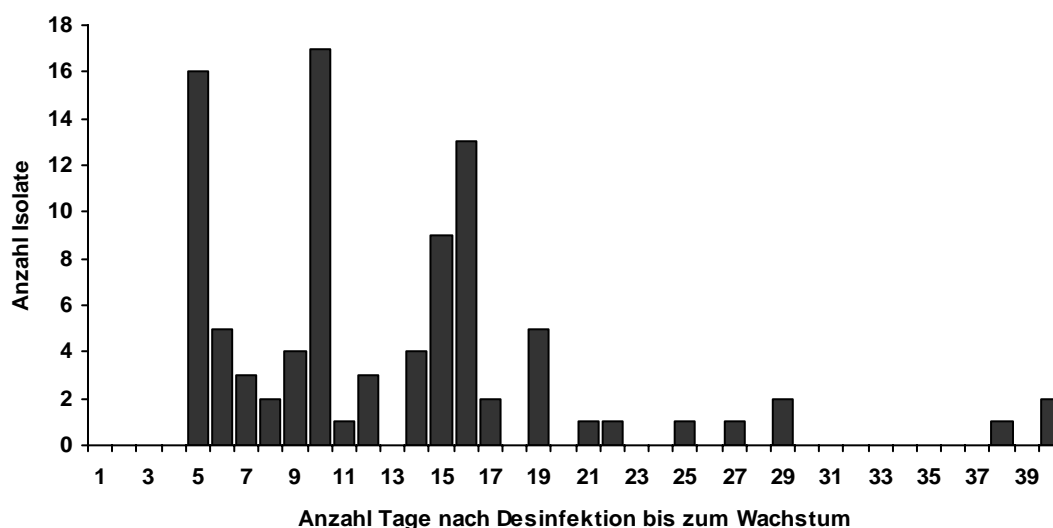
### **3.3 Kulturwachstum von *M. anethi***

#### **3.3.1 Isolatewachstum nach Desinfektionsbehandlungen**

Von 560 Blattstücken desinfizierten Blattstücken wuchs bei 47 *M. anethi* aus. Auswachsende latente Bakterienvermehrungen reduzierten die Anzahl auf 31 kontaminationsfreie Kulturisolate (Isolierungsquote ca. 6 %). Die Ausfälle durch Verunreinigungen betragen ca. 50 - 60 %, der restliche Anteil der Blattfiederabschnitte war völlig steril, auch das Mycel von *M. anethi* war abgetötet worden. Die Isolierungsquote war starken Schwankungen (Blattalter, Jahreszeit, Fremdpilzbesatz) unterworfen, da einige Chargen sehr gut wuchsen, andere dagegen sehr stark verunreinigt waren.

Von den zur exakten Erfassung des Wachstumsbeginns durchgeführten Desinfektionsbehandlungen an insgesamt 2400 Blattabschnitten zeigten nur 3,9 % einen *M. anethi* - Mycelauswuchs durch einen hohen Anteil von verbleibenden Fremd-

pilzverunreinigungen und völlig sterile Blätter. In die Untersuchung konnten daher nur 94 Isolate einbezogen werden (Abb. 1). Der Wachstumsbeginn von Isolat nach der Desinfektionsbehandlung war frühestens nach 5 Tagen zu beobachten. Die Bonitur im frühen Stadium war schwierig, weil auch *Cladosporium* ssp. zunächst ähnlich gefärbt auswuchs. Nach 19 Tagen kam es nur noch sehr vereinzelt zu Mycelauswüchsen von *M. anethi*.



**Abb. 1:** Wachstumsbeginn von 94 *M. anethi* - Isolat nach einer Desinfektionsbehandlung von 2400 Blattfiederstücken mit Sublimat (0,1 %).

Eine vereinzelte Mycelregeneration war allerdings auch noch nach 40 Tagen und bei einer Kultur sogar nach 51 Tagen möglich. Unter dem Elektronenmikroskop wurde deutlich (siehe Bildanhang 2), dass die Desinfektionsbehandlung zu sehr starken Schäden an den austretenden Konidienlagern führte, es entstand eine „Verwundung“, erkennbar am Abriss des ganzen Lagers (siehe Bildanhang 2). Das Mycel von *M. anethi* wuchs nach einigen Tagen Regeneration aus dem pflanzlichen Gewebe durch diese Öffnung erneut aus. Das Mycel war erst nach einigen Tagen unter dem Binokular erkennbar. Aus diesem Grund traten die hohen Schwankungen in der Wachstumsrate (Maximum 5, 10, 16 Tag) möglicherweise durch den Grad der Mycelschädigung auf, die ein unterschiedlich langes Mycelwachstum bis zum Sichtbarwerden des Mycels notwendig machte. Die Bonitur wurde fortlaufend durchgeführt.

### 3.3.2 Optimierung der Desinfektionsmethode

Die untersuchten Desinfektionsmethoden waren zur Anfertigung von Isolat von *M. anethi* geeignet (Tab. 6). Mit dem Haushaltsreiniger 'Danchlorix' waren mit 14 % die besten Erfolge zu erzielen. Alle Behandlungen mit Natriumhypochlorid verursachten eine starke Pflanzengewebschädigung der behandelten Blätter. Eine Desinfektion mit Sublimat war mit gutem Erfolg auch an normalen Arbeitstischen durchzuführen, es trat keine Blattgewebschädigung auf. Wichtig war bei allen Methoden die tägliche Kontrolle der Isolate auf Verunreinigungen mit Fremdpilzen und Bakterien, um rechtzeitig saubere Blattstücke umzusetzen. Insgesamt wurden für den Versuch 459 Blattstücke desinfiziert, von denen bei 20 Stücken *M. anethi* auswuchs, d. h. ein Erregerwachstum von 4,4 %.

**Tab. 6:** Desinfektionsbehandlungen zur Anfertigung von *M. anethi* - Isolat.

Variante	Desinfektionszeit	Blattstücke (Anzahl)	<i>M. anethi</i> - Isolate (Anzahl)	Isolierungsrate (%)
<b>Natriumhypochlorid</b> (unverdünnt)	kurz schwenken	10	0	0
	3 Min.	24	2	<b>8,3</b>
	15 Min.	26	0	0
<b>Natriumhypochlorid</b> (1:2 verdünnt)	3 Min.	27	2	<b>7,4</b>
	10 Min.	19	0	0
	15 Min.	24	3	<b>12,5</b>
	20 Min.	21	0	0
<b>Natriumhypochlorid</b> (1:2 verdünnt) und kurzes Spülen mit Ethanol	10 Min.	20	2	<b>10,0</b>
	15 Min.	21	1	<b>4,8</b>
<b>'Danchlorix'</b> (unverdünnt)	3 Min.	26	0	0
	10 Min.	22	3	<b>13,6</b>
	15 Min.	21	3	<b>14,3</b>
<b>Ethanol</b> (70 %)	kurz schwenken	21	0	0
	3 Min.	28	0	0
	15 Min.	17	0	0
	20 Min.	22	0	0
<b>Sublimat</b> (0,1 %)	kurz schwenken	19	0	0
	10 Min.	21	2	<b>9,5</b>
	15 Min.	27	2	<b>7,4</b>
	20 Min.	43	0	0

### 3.3.3 Testung von Medien zur Vermehrung (Bildanhang 4 + 5)

Bei der Testung von Medien (Agarzusammensetzung ist im Anhang zu finden) zur Vermehrung von *M. anethi* wurde bei der Sichtbonitur (Tab. 7) das Aussehen der

Kultur beurteilt, getrennt nach dem Hauptmycelzustand und der Beschaffenheit des Oberflächenmycels (Testung von Kulturmedien siehe auch Bildanhang 4 und 5). Das Hauptmycel zeigte den Vitalzustand der Kultur an. Bei einem festen, schwarzen, samtartigen Mycel war das Isolat in einem guten Zustand, zeigte aber nur ein geringes oberflächiges Wachstum. Bei einem stärkerem Mycelwachstum konnten weiche kugelförmige Strukturen entstehen (weiß, grau oder schwarz). Ein nasses, glänzendes Mycel wies auf einen degenerierten Mycelzustand hin, die Konsistenz war „cremig“ und strukturlos.

Die Oberflächenbeschaffenheit der Kultur ließ Rückschlüsse auf die Konidienbildung zu. Bei einer samtartigen schwarzen Oberfläche mit weißlichem kristallinem bzw. kurzem Mycel war eine Konidienbildung kaum nachweisbar. Die Bildung von langen weißen Mycelfäden zeigte eine Konidienkeimung auf der Oberfläche an. Solche Kulturen zeigten auch eine „korallenförmige“ Oberflächenstruktur unter der Konidienbildung.

Die Beurteilung der Kultur hing vom Versuchsziel ab. Bei der Vermehrung von Isolaten war ein festes schwarzes Mycel besser zur Umsetzung geeignet und wuchs schneller wieder an. Für die Herstellung von Konidien suspensionen wurden Kulturen mit bereits vorhandenen reifen Konidien ausgewählt, eine korallenförmige Struktur war ein guter Hinweis auf reife Konidien. Feucht glänzendes weiches Mycel war dagegen ein Hinweis auf eine geschädigte Kultur, die sich in den meisten Fällen auch bei einer Umsetzung auf neuen Agar (z. B. KDA) nicht mehr regenerierte.

Die Varianten Czapek-Dox-, SNA-, Malz- und Fenchelteeagar waren nach der Sichtbonitur für die Erhaltung einer Kultur nicht geeignet. Die Temperatur beeinflusste vor allem die Bildung von Kondenswasser, was bei höheren Temperaturen (hier bei 24 °C) mehrere Millimeter hoch in den PS stand und das Wachstum der Kultur behinderte, da das Mycel von *M. anethi* sehr schlecht in einem nassen Zustand wuchs.

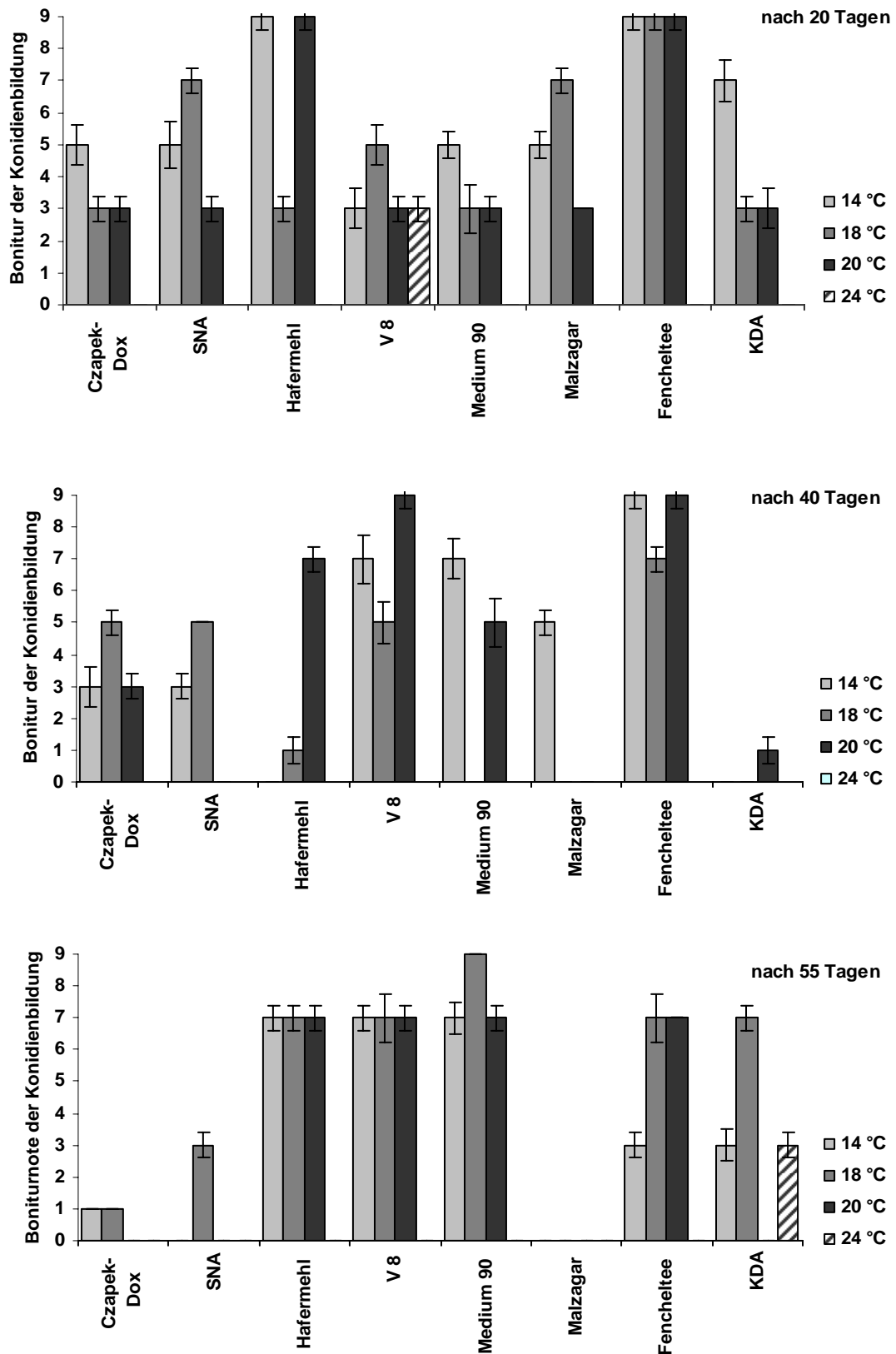
Die anderen Temperaturen waren für das Wachstum anscheinend nicht ausschlaggebend, problematischer war eher der Luftstrom in den Kulturschränken, der die Zwischenböden aus Metall so abkühlte, dass sich auch innerhalb der PS ein starkes Temperaturgefälle ergab. Eine Aufstellung der Isolate außerhalb der Kulturschränke in Fensternähe verhinderte fast vollständig die Kondenswasserbildung und ermöglichte ein deutlich besseres Mycelwachstum. Die Bonitur wurde in regelmäßigen Abständen wiederholt, um die Entwicklung der Kulturen auf den

unterschiedlichen Agararten zu verfolgen. Nach 20 Tagen (Abb. 2a) wurden bei Fenchelteeagar die meisten Konidien gebildet, gefolgt von Hafermehlagar, SNA, Malzagar, KDA, V8, Czapek-Dox und Medium 90. Bei 14 und 18 °C waren die meisten Konidien zu finden. Nach 40 Tagen Wachstum (Abb. 2b) waren bei einigen Varianten keine Konidien mehr sichtbar. Bei Fenchelteeagar und V8 waren dagegen noch sehr viele Konidien erkennbar.

**Tab. 7:** Sichtbonitur von *M. anethi* - Kulturen (Mycelstruktur und Konidienbildungen) auf verschiedenen Agararten bei Variation der Kultivierungstemperatur nach 75 Tagen Wachstum (siehe auch Bildanhang 4 und 5).

Temp.	Agarart	Binokular		Mikroskop		Bonitur
		Aussehen Mycelkörper	Mycelstruktur an der Oberfläche	Aussehen Mycel	Konidien	
14 °C	<b>Czapek-Dox</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	sehr wenig	nicht vital
18 °C	<b>Czapek-Dox</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	sehr wenig	nicht vital
20 °C	<b>Czapek-Dox</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
24 °C	<b>Czapek-Dox</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
14 °C	<b>SNA</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
18 °C	<b>SNA</b>	schwarzes Mycel	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	wenig	nicht vital
20 °C	<b>SNA</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
24 °C	<b>SNA</b>	schwarzes Mycel	weißes langes Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
14 °C	<b>Hafermehl</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes langes Mycel	feine Strukturen	viele	vital
18 °C	<b>Hafermehl</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	viele	nicht vital
20 °C	<b>Hafermehl</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	viele	vital
24 °C	<b>Hafermehl</b>	schwarzes Mycel	weißes langes Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
14 °C	<b>V 8</b>	schwarzes Mycel	weißes langes Mycel	feine Strukturen	viele	vital
18 °C	<b>V 8</b>	schwarzes Mycel	weißes kurzes Mycel	feine Strukturen	viele	vital
20 °C	<b>V 8</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	viele	vital
24 °C	<b>V 8</b>	neues Mycel (Kugeln)	neues Mycel (Kugeln)	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
14 °C	<b>Medium 90</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes langes Mycel	feine Strukturen	viele	vital
18 °C	<b>Medium 90</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes kurzes Mycel	feine Strukturen	sehr viele	vital
20 °C	<b>Medium 90</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes langes Mycel	feine Strukturen	viele	vital
24 °C	<b>Medium 90</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
14 °C	<b>Malzagar</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
18 °C	<b>Malzagar</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
20 °C	<b>Malzagar</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
24 °C	<b>Malzagar</b>	feines helles Mycel	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
14 °C	<b>Fencheltee</b>	schwarzes Mycel	nass, dunkles Mycel	schwarz strukturlos	wenig	nicht vital
18 °C	<b>Fencheltee</b>	neues Mycel (Kugeln)	weißes kurzes Mycel	feine Strukturen	viele	nicht vital
20 °C	<b>Fencheltee</b>	schwarzes Mycel	weißes kurzes Mycel	feine Strukturen	viele	nicht vital
24 °C	<b>Fencheltee</b>	feines helles Mycel	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
14 °C	<b>KDA</b>	schwarzes Mycel	weißes kurzes Mycel	feine Strukturen	wenig	vital
18 °C	<b>KDA</b>	schwarzes Mycel	weißes langes Mycel	feine Strukturen	viele	vital
20 °C	<b>KDA</b>	schwarzes Mycel	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	keine	nicht vital
24 °C	<b>KDA</b>	schwarzes Mycel	weißes kurzes Mycel	schwarz strukturlos	wenig	vital

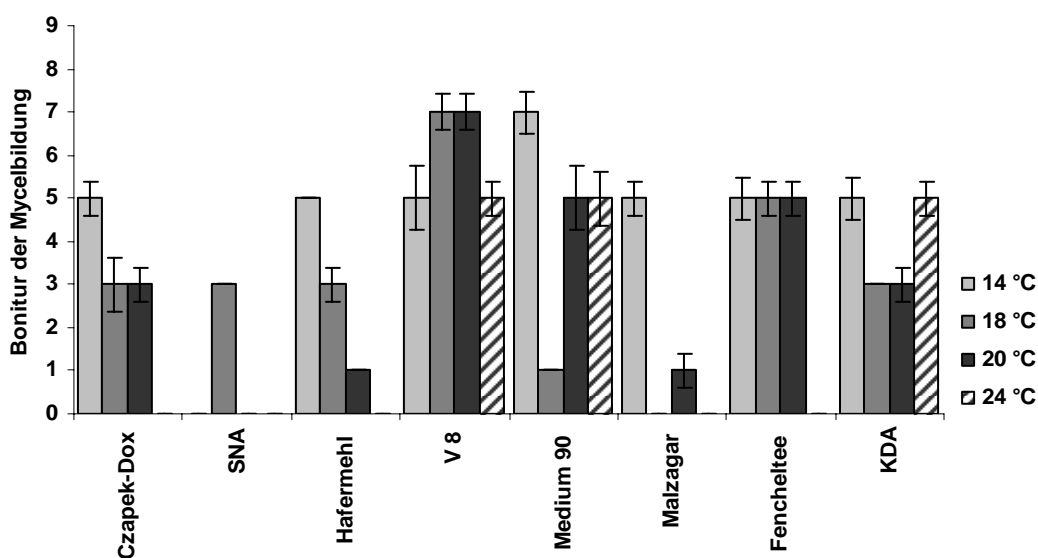




**Abb. 2:** Boniturnote (1 - 9, d. h. sehr wenige bis sehr viele Konidien) der Konidienbildung 20, 40 und 55 Tage nach dem Auftragen einer Mycelsuspension von *M. anethi* auf Agararten mit Variation der Kultivierungstemperatur.

Bei Hafermehlagar, V8, Medium 90 und Fenchelteeagar stieg die Anzahl der Konidien nach 55 Tagen (Abb. 2c) wieder an. Die Variation der Temperatur zeigte keinen Effekt bei der Konidienbildung. Czapek-Dox-, SNA- und Malzagar-Kulturen waren sehr degeneriert, weitere Konidienbildungen waren nicht mehr möglich. Bei einigen Agarvarianten (Hafermehl-, Medium 90-, Fenchelteeagar) traten während der Kulturzeit vermehrt Verunreinigungen auf, die die Bonitur verhinderten.

Bei der Beurteilung des Mycels wurde der Anteil von strukturierten Hyphen (Neubildungen) im Vergleich zu degenerierten Mycelresten untersucht (Abb. 3). Bei der Mycelneubildung spielte die Kultivierungstemperatur ebenfalls eine untergeordnete Rolle, die Agarart war entscheidender. Die Bonitur war schwierig, da sich der Ort der Probenahme stark auf die Boniturnote auswirkte. Bei V8, Medium 90, Fenchelteeagar und KDA waren deutlich mehr strukturierte Hyphen sichtbar als bei den anderen Varianten



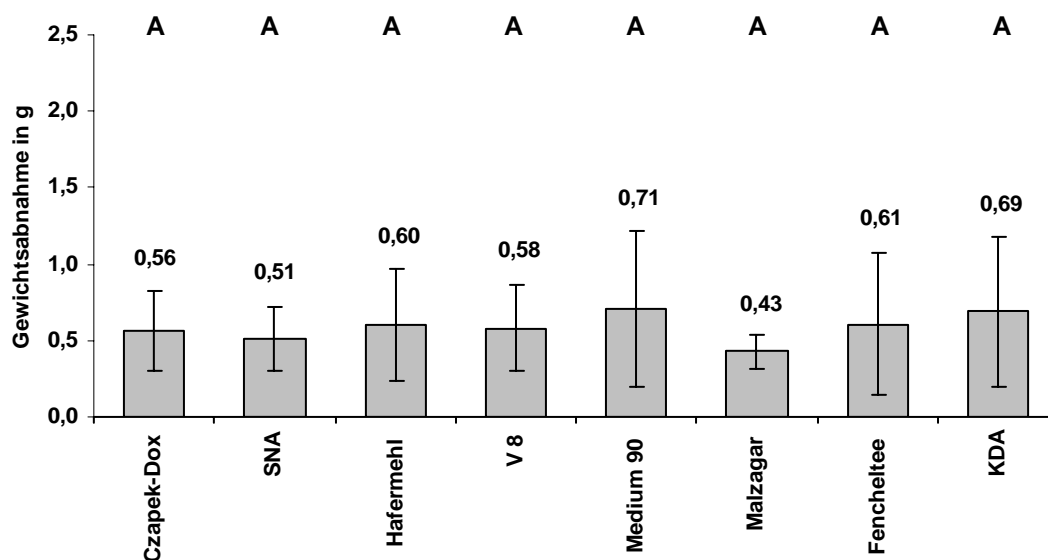
**Abb. 3:** Boniturnote (1 - 9, d. h. strukturlose bis zu sehr gut strukturierten Hyphen) der Mycelneubildung 40 Tage nach dem Auftragen einer Mycelsuspension von *M. anethi* auf Agararten mit Variation der Kultivierungstemperatur.

Die Sichtbonituren mit dem Binokular und dem Mikroskop (Tab. 7) wurden durch eine Ermittlung der Gewichtsveränderung der Schalen (d. h. Pilzwachstum und Wasserabnahme durch Verdunstung) unterstützt. Dazu wurden die Schalen bei Versuchsbeginn und nach 75 Tagen Standzeit gewogen. Bei den Untersuchungen wurde deutlich, dass bei allen Agarvarianten und Temperaturbereichen eine Gewichtsabnahme festzustellen war. Bei keiner Temperatur war eine Korrelation

zwischen dem Blindwert und den Schalen mit der Pilzsuspension nachweisbar. Zwischen den verschiedenen Agarvarianten ergaben sich bei keiner Temperatur signifikanten Gewichtsunterschiede.

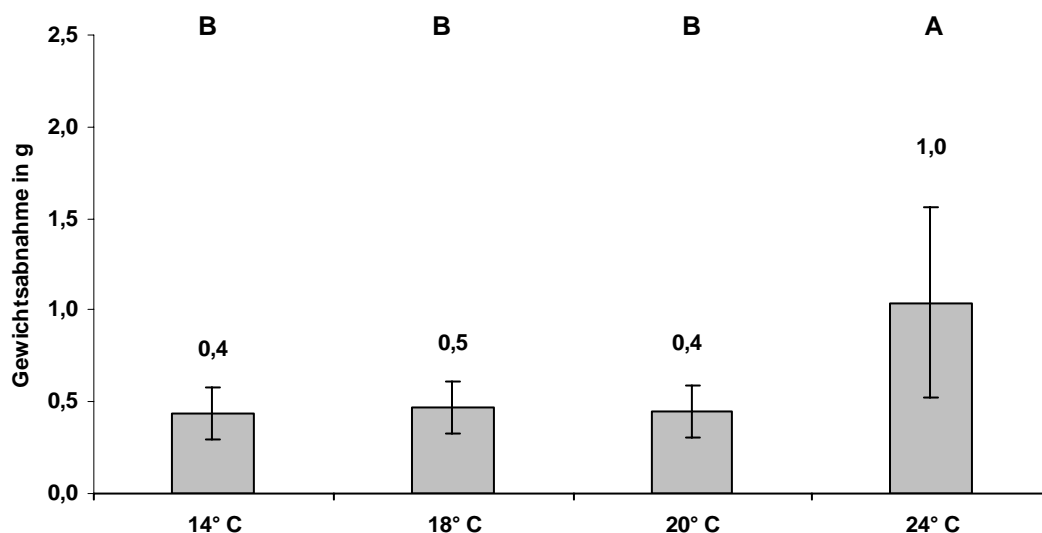
Die Gewichtsabnahme der Kulturen bei 14 °C war sehr gleichmäßig. Das beste flächige Mycelwachstum war bei Hafermehlagar, Malzagar, SNA und V8 erkennbar. Die Erhöhung der Temperatur auf 18 °C beeinflusste das Wertenniveau nicht wesentlich. Das beste Flächenwachstum wurde bei Malzagar, Czapek-Dox, Medium 90 und KDA beobachtet. Bei einer Temperatur von 20 °C waren SNA, Malzagar, Czapek-Dox und Fenchelteeagar am wüchsigsten. Das Niveau der Gewichtsabnahme war bei 24 °C am höchsten, das flächigste Wachstum zeigte Malzagar, SNA und Czapek-Dox.

Die Gewichtsabnahmen bei den vier Temperaturen (14, 18, 20 und 24 °C) waren nicht miteinander korreliert. Die erste Übersichtsgrafik (Abb. 4), ohne Berücksichtigung der Temperatur, zeigte sehr hohe Standardabweichungen, was die Problematik bei der Auswertung des Versuchs verdeutlichte. Die größte flächenmäßige Ausdehnung des Mycels wurde bei Verwendung von Malzagar, SNA und Czapek-Dox beobachtet, allerdings ergaben sich keine signifikanten Gewichtsunterschiede.



**Abb. 4:** Gewichtsabnahme nach 75 Tagen Kulturwachstum einer *M. anethi* - Mycelsuspension bei Agararten ohne Berücksichtigung der Kultivierungstemperatur. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Varianten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

Die zweite Übersichtsgrafik (Abb. 5), ohne Berücksichtigung der Agarart, zeigte den Einfluss der vier Temperaturen. Signifikante Unterschiede ergaben sich nur bei 24 °C im Vergleich zu den anderen Varianten, wo ein hoher Kondenswasser-verlust durch die Wärmeentwicklung auftrat.



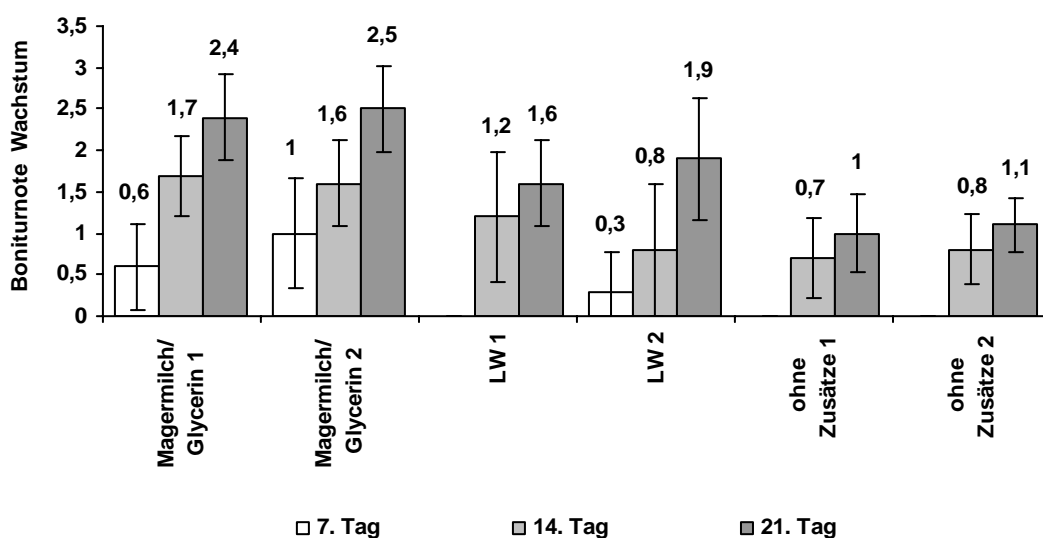
**Abb. 5:** Gewichtsabnahme nach 75 Tagen Kulturwachstum einer *M. anethi* - Mycelsuspension bei unterschiedlichen Kultivierungstemperaturen ohne Berücksichtigung der Agararten. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Varianten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

Als Gesamtergebnis konnte anhand der Sichtbonitur (siehe auch Bildanhang 4 und 5) festgestellt werden, dass das Mycelwachstum auf Hafermehl-agar, V8 und KDA am stärksten zugenommen hatte und sich deutlich von den anderen Varianten abhob. Die Temperatureinstellung zwischen 14 - 20 °C war bei der Konidienbildung und dem Mycelwachstum nicht entscheidend. Eine Erhöhung auf 24 °C verursachte aber einen signifikanten Unterschied bei der Gewichtsabnahme d. h. eine Kondenswassererhöhung mit Wuchsbehinderungen der Kulturen.

Bei wüchsigen Kulturen, z. B. auf KDA, wurden weniger Konidien gebildet, die Mycelmenge nahm vergleichsweise stark zu. Auf V8 traten mehr Konidien auf, das Wachstum war aber nicht so stark wie auf KDA, was auf eine vermehrte Konidienbildung unter suboptimalen Bedingungen hindeutete.

### 3.3.4 Konservierung von Isolaten

Das zerkleinerte, eingefrorene Mycel zeigte bei allen drei Varianten (Magermilch/ Glycerin Gemisch bei - 80 °C, in st. LW bei - 20 °C, trocken ohne Zusätze bei - 20 °C) (Abb. 6) der zwei Auftautermine (nach 10 und 50 Tagen = 60 Stück) auf KDA ein langsames Wachstum und einen leichten weißlichen Mycelzuwachs auf der Oberfläche. Die Variante im Magermilch/ Glycerin Gemisch war nach 7, 14 und 21 Tagen am wüchsigsten, das trocken eingefrorene Mycel regenerierte sich am langsamsten.



**Abb. 6:** Mikroskopische Bonitur des Mycelwachstums von *M. anethi* - Kulturen nach Konservierungsbehandlungen (10 und 50 Tage eingefroren) des Mycels an 3 Terminen (Magermilch/ Glycerin 1 bzw. 2: Magermilch/ Glycerin Gemisch am 1. bzw. 2. Auftautermin, LW 1 bzw. 2: st. LW am 1. bzw. 2. Auftautermin, ohne Zusätze 1 bzw. 2: trockenes Mycel am 1. bzw. 2. Auftautermin; Boniturnoten: 0: kein, 1: wenig, 2: mittleres, 3: starkes Mycelwachstum).

Nach einer Wachstumsdauer von 8 Wochen (Tab. 8) nach dem Auftauen (beide Termine) zeigten die Magermilch/ Glycerin Varianten die größte flächenmäßige Mycelausweitung, gefolgt von den Varianten in st. LW.

Bei den Inokulationsversuchen von Jungpflanzen in der Klimakammer (Tab. 9) mit eingefrorenen Konidiensuspensionen konnte nach 23 Tagen bei beiden Varianten (Konidiensuspension im Kühlschrank und in der Tiefkühltruhe bei - 18 °C) ein Anfangsbefall auf den behandelten Blättern festgestellt werden, der sich nach 7 Tagen zu sehr vielen Befallsstellen mit starker Konidiensporulation ausweitete. Ein Unterschied im Befall war nicht erkennbar. Die Kontrollpflanzen blieben gesund.

**Tab. 8:** Gesamtbonitur nach 8 Wochen Mycelwachstum von *M. anethi* - Kulturen nach Konservierungsbehandlungen.

Konservierungsmethode		Beurteilung des Kulturneuwachstums auf KDA nach einer Konservierungsdauer von	
Varianten	Temperatur	10 Tagen	50 Tagen
<b>Mycel in Magermilch/ Glycerin Gemisch</b>	- 80 °C	wüchsige Kulturen, starke Mycelausweitung	wüchsige Kulturen, starke Mycelausweitung
<b>Mycel in st. LW</b>	- 20 °C	geringes Wachstum, gute Mycelausweitung	wüchsige Kulturen, gute Mycelausweitung
<b>Mycel trocken ohne weitere Zusätze</b>	- 20 °C	geringes Wachstum, geringe Mycelausweitung	geringes Wachstum, geringe Mycelausweitung

Auch nach einer längeren Lagerdauer (bis zu 12 Wochen) von Konidien suspensionen bei - 18 °C konnten nach Ablauf der Inkubationszeit von je 20 - 23 Tagen vereinzelte Symptome auf den Keimpflanzenblättern nachgewiesen werden, eine exakte mengenmäßige Auswertung erfolgte nicht. Die Kontrollpflanzen zeigten keine Symptome.

**Tab. 9:** Inokulationsversuche bei Jungpflanzen mit *M. anethi* - Konidien suspensionen nach unterschiedlichen Konservierungsarten (7 °C / - 18 °C) und -zeiträumen (24 h, 2, 4, 12 Wochen).

Varianten	Anzahl Pflanzen	Konservierungsart	Konidienkonzentration	erste Befallssymptome
<b>Konidienabschwemmung von befallenem Blattmaterial</b>	60	Kühlschrank (7 °C) 24 h	$2,9 \cdot 10^5$ Konidien / ml	23. Tag
<b>Konidienabschwemmung von befallenem Blattmaterial</b>	60	Tiefkühltruhe (- 18 °C) 24 h	$2,9 \cdot 10^5$ Konidien / ml	23. Tag
<b>Konidien (trocken) von befallenen Stängeln</b>	15	Tiefkühltruhe (- 18 °C) 24 h	$2,3 \cdot 10^5$ Konidien / ml	21. Tag
<b>Konidien (trocken) von befallenen Stängeln</b>	15	Tiefkühltruhe (- 18 °C) 2 Wochen	$3,2 \cdot 10^5$ Konidien / ml	20. Tag
<b>Konidien (trocken) von befallenen Stängeln</b>	15	Tiefkühltruhe (- 18 °C) 4 Wochen	$2,0 \cdot 10^5$ Konidien / ml	23. Tag
<b>Konidien (trocken) von befallenen Stängeln</b>	15	Tiefkühltruhe (- 18 °C) 12 Wochen	$2,8 \cdot 10^5$ Konidien / ml	21. Tag

### 3.3.5 Erfassung der Wachstumsgeschwindigkeit (Bildanhang 6)

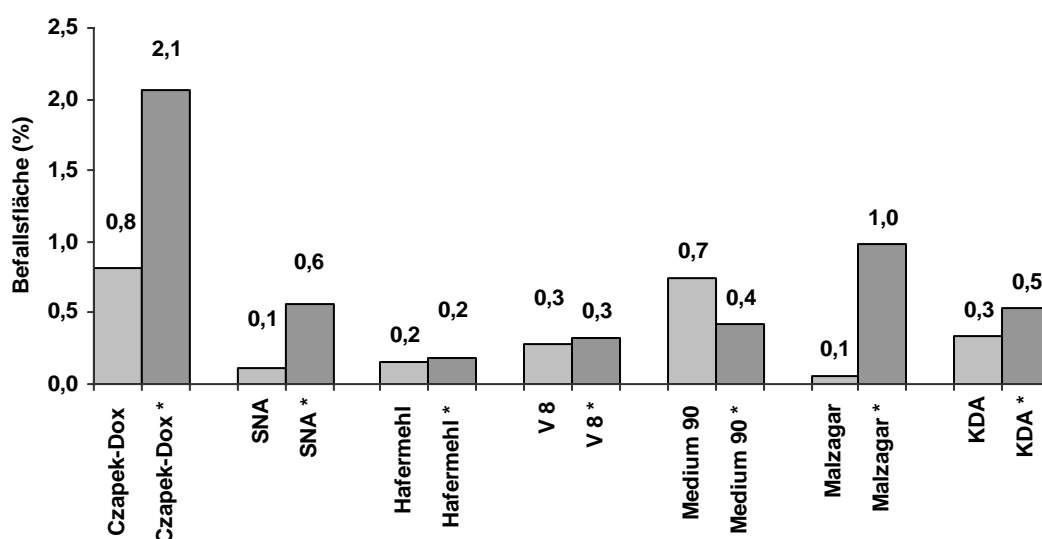
Bei der Sichtbonitur zahlreicher Isolate von *M. anethi* fiel besonders die für Pilze ungewöhnliche Wuchsart auf. Das schwarze feste Mycel wuchs nicht flächig eben auf der Agaroberfläche, sondern weitete sich nur sehr geringfügig aus. Das hauptsächlichste Wachstum fand auf dem bereits vorhandenen Mycelklumpen statt, der dadurch sehr an Höhe zunahm. Die Oberfläche konnte dabei eine hirnformig verschlungene Struktur annehmen. Die Oberfläche war entweder schwarz, samtartig mit kleineren weißen spanförmigen Strukturen oder mohairartig mit langen weißen Mycelfäden überzogen, die ein Hinweis auf das Auskeimen von Konidien waren. Das Innere des Mycelkörpers war bei älteren Kulturen mit Hohlräumen durchzogen, die nur kurze schwarze, knopfartige Mycelstrukturen aufwiesen oder ein kurzes weißes Hyphengeflecht. Eine Mikroskopbonitur zeigte nur tiefschwarze gleichmäßige Strukturen („fußballartig“) bzw. ein kleinkörniges Mycel.

Durch diese Wachstumsbesonderheit war eine Messung des Durchmessers, wie bei anderen Pilzen, nicht möglich. Durch die Zugabe einer sterilen Glasperle und der fotografischen Dokumentation an 3 Terminen (nach 3, 24 und 48 Tagen) wurde der Wachstumsfortschritt von *M. anethi* erkennbar, obwohl sich die äußere Form des Isolats sehr veränderte (Untersuchungen zum Wachstum von Isolat siehe auch Bildanhang 6). Einzelne Mycelelemente vergrößerten sich nicht sehr stark (z. B. beim neuen hellen Mycel), sondern bildeten nur sehr feine kurze Mycelelemente aus, die auch auf die Perle übergingen.

Während des Wachstums wurden sehr unterschiedliche Mycelstrukturen gebildet. Die Bildung von langem weißem Mycel als Anzeichen einer Konidienkeimung auf der Oberfläche der Isolate führte zu einer starken Wachstumszunahme. Bei einigen Schalen wurde ein kugeliges weißes Mycel sichtbar, was ebenfalls sehr wüchsig war. Das Wachstum zwischen dem ersten und dem zweiten Termin (= 21 Tage) führte zu einer Mycelvergrößerung auf ca. die 25fache Größe, zwischen dem ersten und dem dritten Termin (= 45 Tage) sogar um ca. das 45fache. Das Höhenwachstum konnte nicht gleichzeitig erfasst werden, da die Kulturschale nicht geöffnet werden sollte. Der tatsächliche Mycelzuwachs war wahrscheinlich deutlich höher.

Bei der Messung des Flächenwachstums einer *M. anethi* - Konidien suspension auf Agararten (Czapek-Dox, SNA, Hafermehl, V8, Medium 90, Malzagar, KDA) mit dem Scanner (Farbprofilsoftware 'BAfix') waren die Varianten Czapek-Dox \* und

Malzagar \* (mit Antibiotikazusatz) mit 2,1 und 1,0 % Befallsfläche der PS nach 6 Monaten am wüchsigsten (Abb. 7). Das Wachstum war insgesamt als sehr gering zu beurteilen, es wurde nur wenig schwarzes Mycel gebildet, was flächig wuchs. Einige höhere Mycelelemente waren bei jeder Variante vorhanden, mit dem Scanner wurde aber nur die Aufsichtsfläche erfasst.



**Abb. 7:** Scannerbonitur von Mycelwachstum (% befallene Fläche) von *M. anethi* – Konidien suspensionen auf Agararten mit (\*) und ohne ( ) Antibiotikazusatz nach 6 Monaten Wachstum.

### 3.3.6 Wuchsformen von Isolaten (Bildanhang 7 - 10)

Charakteristisch für die Isolate von *M. anethi* war die kugelige Wuchsform des schwarzen Mycels aus dem ursprünglich aufgelegten Blattstück bzw. Rindenstück, ohne eine flächige Ausbreitung auf der Agaroberfläche (siehe auch Bildanhang 7). Das weitere Wachstum war eher langsam, das Aussehen der Kultur veränderte sich laufend durch die Ausbildung von mehr oder weniger langen weißlichen Hyphen auf dem schwarzen älteren Myceluntergrund. Mit zunehmendem Kulturalter nahm der Anteil an schwarzen, festen, hirn förmig verschlungenem Mycel zu. Die charakteristische Mycelanhäufung, die sich leicht von dem Agar ablösen ließ, blieb erhalten. Die Kulturoberfläche wirkte unter dem Binokular bei guter Entwicklung trocken und samtartig durch das kurze schwarze bzw. weißliche Mycel.

Einige Isolate (siehe auch Bildanhang 8 - 10) zeigten eine von der Norm abweichende Wuchsform. Bei einem sehr starken Wachstumsschub wurden, besonders auf KDA, nach einer Umsetzung der Kultur, viele kugelige helle Mycelelemente



gebildet. Sie verfärbten sich nach ca. 2 Wochen schwärzlich, was zu einer deutlichen Mycelzunahme führte.

Vor einer Konidienbildung war die Myceloberfläche mit kleinen buckeligen Mycel-elementen bedeckt, die sich kurz vor der Konidienbildung mit einem weißlichen, kristallinen Belag überzogen. Dieser Belag bildete sich sternförmig weiter aus, bevor die auf den Konidienträgern aufsitzenden Konidien mit langen weißen Keimhyphen auswuchsen. Die gesamte Oberfläche der Kultur bzw. kleinere Abschnitte hatten dadurch ein wolliges, mohairartiges Aussehen. Bei einigen Kulturen wurde auch ein sehr glattes, glänzendes braunes Mycel ausdifferenziert, welches im Inneren hohl war (Blasenform).

Dieselbe Wuchsform konnte auch bei schwarzem Mycel gefunden werden, allerdings mit größeren Ausmaßen und bei älteren Kulturen (6 - 8 Monate ohne Umsetzung). Auf der Oberfläche dieses ‚Grundmycels‘ wuchsen kleine rundliche Elemente, die mit einem feinfädigen Mycel überzogen waren (siehe auch Bildanhang 10). Ob es sich dabei um Vorstufen von Asci handelte, konnte auch mikroskopisch nicht geklärt werden. Auf einigen Platten bildete sich auch nur ein feuchtes schwarzes kugeliges Mycel aus, ähnlich der Mycelansicht unter der Stängelepidermis.

Die unterschiedlichen Wuchsformen waren nicht auf einzelne Isolate oder Agararten beschränkt, sondern traten willkürlich bei einzelnen Platten aus einer Vermehrung auf. Bei einer Umsetzung der Kultur wurde das ursprüngliche Mycel überwachsen, die Kulturen waren nicht mit anderen Pilzen verunreinigt.

Bei einer sehr langen Standzeit der Platten (ca. 12 Monate) ohne eine Umsetzung wurden auch wurzelartige Auswüchse in den Agar gebildet, die anscheinend die Ernährung des Gesamtkörpers verbesserten (Wuchsformen und Mycelvariationen von Isolaten siehe auch Bildanhang 7 - 10).

### 3.3.7 Mycelwachstum

Die auf den Agar (KDA und V8) aufgesetzten Pilzmycelstücke wurden durch die Teilung zu einem leichten Wachstum angeregt. Die Oberfläche des schwarzen ursprünglichen Mycels überzog sich mit einer kurzen weißen neugebildeten Hyphenschicht. Es erfolgte generell eine sehr langsame Mycelzunahme, stellenweise war das Wachstum sehr beschleunigt durch die Ausbildung von langem weißem Mycel, was sich schnell verdichtete. Bei KDA-Platten wurden häufiger kugelförmige helle Mycelneubildungen beobachtet, die sich später schwarz verfärbten. Auf V8 wur-

den deutlich mehr Konidien auf dem ursprünglichen Mycelstück gebildet. Sie waren aber entweder nicht keimfähig (d. h. nicht voll entwickelt) oder konnten auf V8 nicht keimen. Auf KDA zeigte das aufgesetzte Mycel einen guten Neuzuwachs, die wenigen vorhandenen Konidien keimten schnell in der Umgebung auf der Agaroberfläche aus. Diese Beobachtung wurde bereits bei der Agartestung gemacht, wo auf V8 ebenfalls mehr Konidien gebildet wurden, das Mycelwachstum aber auf KDA besser war.

Ältere Mycelstücke wuchsen auch nach 6 Wochen nicht auf der Agaroberfläche an und ließen sich einfach abnehmen. Die jüngeren Mycelstücke bildeten nach 5 Tagen Hyphenverbindungen zum Agar. Die beste Mycelvermehrung konnte mit einer regelmäßigen Umsetzung der Kultur im Abstand von 4 Wochen erzielt werden, damit das Mycel noch teilungsfähig blieb. Ältere Kulturen (2 - 3 Monate) waren nach der Etablierung im Agar über eine sehr lange Zeit (bis zu 2 Jahre) wüchsig und erreichten Durchmesser von 3 cm und eine Wuchshöhe bis zu 2 cm. Die Konidienbildung, deutlich zu erkennen an den lang auswachsenden weißen Hyphen, fand besonders im Frühjahr auf der Oberfläche statt.

Nach dem Mörsern von Kulturen und dem Auftragen der Mycelsuspension auf KDA und V8 war bei KDA ein besserer Wachstumsbeginn der Kultur erkennbar, es wurde viel neues helles kugeliges Mycel gebildet. Auf V8 war nur ein sehr geringes Mycelwachstum erkennbar, Konidien waren zwar vorhanden, sie keimten aber ebenfalls nicht aus.

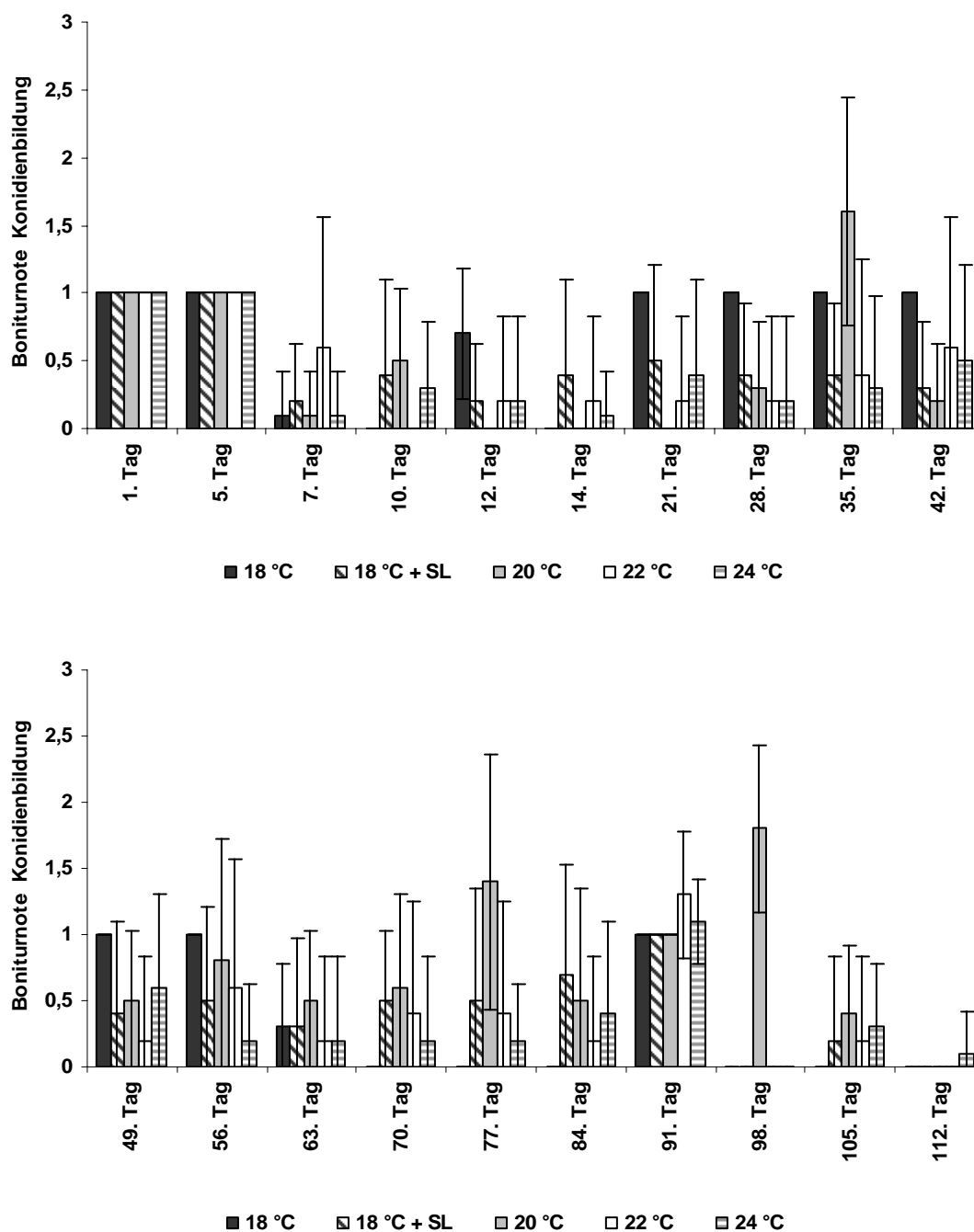
Unter Schwarzlicht bildeten die Kulturen von *M. anethi* bei beiden Agararten auch nach 4 Wochen keine Konidien. Anscheinend waren nicht die Lichtverhältnisse entscheidend, sondern die Kondenswasserbildung in den Schalen, die bei 14 °C das Kulturwachstum stark behinderten.

Beim direkten Auftragen einer Konidien suspension auf die Agaroberfläche fand die Keimung der *M. anethi* - Konidien nur auf KDA statt, WA, V8- und Sorbitolagar unterbanden während der gesamten Untersuchungszeit die Keimung zu 100 %.

### **3.4 Keimung und Vermehrung**

#### **3.4.1 Konidienbildung bei Kulturen (Bildanhang 11)**

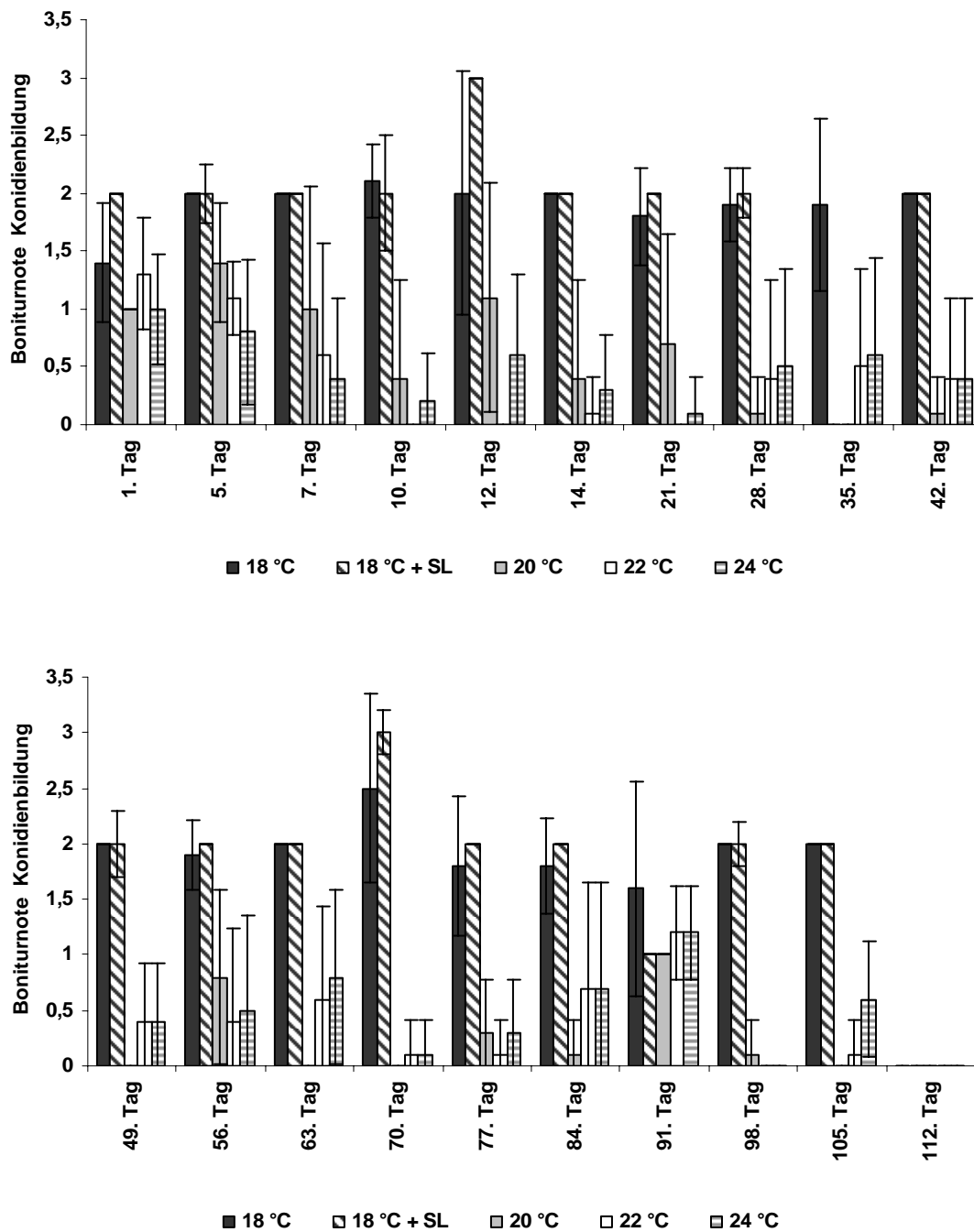
Anhand der Struktur des Mycels konnte mit einiger Erfahrung eine Vorstufe der Konidienbildung durch eine sehr kleinteilige korallenartige Anordnung auf der Oberfläche erkannt werden.



**Abb. 8:** Mikroskopische Bonitur von Konidienbildungen von *M. anethi* - Kulturen auf KDA bei unterschiedlichen Temperaturen (Boniturnote **0**: keine, **1**: wenige, **2**: mittlere, **3**: starke Konidienbildungen, **SL**: Schwarzlicht).

Während der weiteren Entwicklung wurden größere weißlich kristalline Konidien auf der Oberfläche sichtbar, die nach einigen Tage auf der Oberfläche lange weiße Hyphen bildeten, die zunächst als feines weißes Gespinst auf den anderen Konidienträgern auflagern. Im weiteren Verlauf wurde ein wolliger Überzug ausgebildet. Für die Herstellung der Konidien suspensionen wurden die Kulturen mit den

kristallinen Strukturen verwendet. Bei einer Bestimmung der Konidienkonzentrationen konnten Werte zwischen  $1,0 - 2,55 \cdot 10^5$  Konidien/ ml ausgezählt werden.



**Abb. 9:** Mikroskopische Bonitur von Konidienbildungen von *M. anethi* - Kulturen auf V8 bei unterschiedlichen Temperaturen (Boniturnote 0: keine, 1: wenige, 2: mittlere, 3: starke Konidienbildungen, SL: Schwarzlicht).

Da immer nur vereinzelte Stellen am Mycel sporulierten und die Wassermenge unterschiedlich war, konnten auch größere Schwankungen auftreten. Eine direkte

Beeinflussung der Konidienbildung durch Licht oder Temperatur war an keinem Standort (Kulturschränke mit 18, 20, 22 und 24 °C, Schwarzlicht bei 14 °C) und bei keinem Isolat nach 4, 6, 8, 10, 12, 14 oder 16 Wochen möglich (Abb. 8 und 9).

Bei einer Betrachtung der Konidienbildung über die Zeit, ohne Berücksichtigung der Temperaturen, waren die Anzahlen auf KDA am 1.- 5., 35. und am 91. Tag am höchsten (Summe der Boniturnoten 5; 3,7; 5,4). Auf V8 lagen die Boniturnotensummen insgesamt auf einem höheren Niveau. Am 5. und 12. Tag wurden vergleichsweise die meisten Konidien gebildet (7,3 und 6,7).

Anscheinend bestimmten das Alter des Isolats und der Zustand des Mycels die Konidienbildung. Bei einer frischen Umsetzung auf Agar war zunächst ein verstärktes Mycelwachstum auf dem Untergrund zu beobachten, was für die Sicherstellung der Ernährung notwendig war. Anschließend wurde auf der Oberfläche neues Mycel gebildet. Bei einer deutlichen Wachstumszunahme veränderte sich nach mehreren Wochen stellenweise die oberflächliche Struktur. Geeignete Isolate für die Herstellung von Konidien suspensionen wurden eher zufällig bei der Durchsicht von ca. 200 Platten gefunden. Je häufiger ein Isolat umgesetzt wurde, desto geringer war die Wahrscheinlichkeit, dass Konidien gebildet wurden. Im Frühjahr wurde bei der Aufstellung in Fensternähe eine deutliche Steigerung der Konidienbildung beobachtet. In diesem Zeitraum wurden die meisten Inokulationsversuche durchgeführt (Bildung von Konidien bei Kulturisolaten siehe auch Bildanhang 11).

### 3.4.2 Konidienkeimung in Wasser und auf Agar (Bildanhang 12 - 15)

Bei der Konidienkeimung in Wasser auf Objektträgern (natürlich befallenes Blattmaterial) wurden die ersten Keimungsanzeichen bei allen Temperaturvarianten nach 2 Tagen beobachtet. Es wurde eine unverzweigte Keimhype gebildet, die nach 7 Tagen bis zur 12fachen Konidienlänge ohne Verzweigung oder Verdickung auswuchs. Nach dieser Zeitspanne konnte keine Wuchszunahme mehr festgestellt werden, nach 3 Wochen Standzeit wurde der Versuch abgebrochen. Die Keimung fand nur bei ca. 10 % der untersuchten Konidien statt, immer in einiger Entfernung (ca. 0,5 cm) vom aufgelegten Blattstück und immer nur gehäuft an einer Stelle.

Durch eine Temperaturvariation konnte keine Beeinflussung der Keimrate festgestellt werden. Die Auszählung der einzelnen Keimraten war nicht durchführbar, da die Keimung nur sehr selten (maximal bei 15 % der Konidien) und sehr verstreut auf dem Objektträger stattfand. Trotz mehrfacher Wiederholung veränderte sich

das Grundprinzip nicht. Die Aufstellung unter Schwarzlicht und höheren Temperaturen veränderte die Keimrate ebenfalls nicht. Auch die Zugabe von ausgepresstem Fenchelsaft hatte keinen Einfluss auf die Konidienkeimung. Bei einigen Präparaten trat durch das unsterile Ausgangsmaterial am 4. Tag eine starke Verunreinigung mit Fremdpilzen und Bakterien auf, die zu einer völligen Konidienzerstörung von *M. anethi* führte.

**Tab. 10:** Konidienkeimung auf Agararten (KDA, V8, Mischung KDA und V8) und Sterilfiltern.

Agarvarianten		Bonitur nach 7 Tagen	Bonitur nach 14 Tagen	Bonitur nach 35 Tagen
Mycelstücke auf Agar	KDA	leichter Mycelzuwachs, wenige Konidien	mittlerer Mycelzuwachs, wenige Konidien	starker Mycelzuwachs, Ausbreitungswuchs, wenige Konidien
	V 8	kein Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien (ohne Keimung)
	KDA + V 8	kein Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien (ohne Keimung)
Konidienabschwemmung	KDA	leichter Mycelzuwachs, wenige Konidien	starker Mycelzuwachs, keine Konidien	starker Mycelzuwachs, wenige Konidien
	KDA + Sterilfilter	leichter Mycelzuwachs, wenige Konidien	starker Mycelzuwachs, keine Konidien	starker Mycelzuwachs, Ausbreitungswuchs, wenige Konidien
	V 8	kein Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien (ohne Keimung)
	V 8 + Sterilfilter	leichter Mycelzuwachs, wenige Konidien	starker Mycelzuwachs, wenige Konidien	starker Mycelzuwachs, Ausbreitungswuchs, wenige Konidien
	KDA + V 8	kein Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien	geringer Mycelzuwachs, viele Konidien (ohne Keimung)
	KDA + V 8 + Sterilfilter	geringer Mycelzuwachs, wenige Konidien	geringer Mycelzuwachs, keine Konidien	mittlerer Mycelzuwachs, keine Konidien

Nach dem Auflegen von Mycelstücken mit Konidien auf unterschiedliche Agararten (KDA, V8, Mischung KDA + V8) keimten die Konidien nur auf KDA aus und vergrößerten die Kultur durch ihr verstärktes Wachstum. Bei den anderen beiden Agararten verblieben die Konidien auf den Konidienträgern ohne zu keimen (Tab. 10).

Zur Untersuchung der sterilen Konidienkeimung (Konidienkeimung und Mycelwachstum siehe auch Bildanhang 12 - 15) war nach dem Auftragen der Suspension nur auf KDA eine leichte Formveränderung der Konidie nach 8 h erkennbar. Am 2. Tag waren alle aufgelegten Konidien auf KDA mit einer oder zwei Hyphen gekeimt und bis zur 3fachen Konidienlänge ausgewachsen. Die Keimhyphen zeigten starke Verzweigungen.

Nach 4 Tagen zeigten sich neben weiteren Verzweigungen erstmals rundliche Hyphenformen, möglicherweise Appressorien. Das Hauptmycel war auf die vierfache Länge ausgewachsen. Das gesamte Mycel wuchs direkt auf der Agaroberfläche.

Am 7. - 9. Tag wurde aus der Haupthyphe eine Mycelverdickung gebildet, die sich dunkel verfärbte. Eine weißliche zweite Mycelart zeigte ein stärkeres Längenwachstum und verzweigte sich mohairartig ohne Kontakt zum Agar.

Am 9. Tag waren mit Sichtbonitur erstmalig weißliche Gebilde auf der Agaroberfläche sichtbar. Unter dem Mikroskop hatte sich ein dunkler verdichteter Pilzkörper gebildet aus dem sich weißes feinverzweigtes Mycel bildete und weit auswuchs. Das dunkle Mycelzentrum verdichtete sich nach 18 Tagen immer weiter (Größe eines halben Stecknadelkopfes) und wuchs langsamer, während sich das weiße Mycel schnell im Umkreis von 0,5 cm ausgebreitete. Es lag allerdings kaum auf der Agaroberfläche auf sondern stand büschelartig aufrecht.

Auf KDA waren nach 3 Wochen feine weiße Mycelanhäufungen bei einer Sichtbonitur in 11 Schalen erkennbar. Bei 7 Schalen wurde bereits schwarzes Mycel gebildet (Durchmesser 3 - 5 Stecknadelköpfe) mit sehr langem weißen Mycelbesatz (Konidienbildungen) auf der Oberfläche. Bei 4 Schalen wurden größere Pilzstücke gebildet, von hellbrauner Farbe mit glatter Oberfläche und verschlungenem Wachstum.

Auf V8-Agar und der Mischung aus KDA + V8 fand keine Keimung statt (Tab. 10). Die Agaroberfläche war steril, ungekeimte Konidien wurden bis zum 35. Tag gefunden. Das Auflegen von Sterilfiltern ermöglichte eine normale Konidienkeimung bei allen Varianten. Es war eine schwarze Mycelbildung zu beobachten, die sich auf der Filteroberfläche ausbreitete.

### 3.4.3 Einfluss der Temperatur auf die Keimung

Der Temperatureinfluss (14, 18, 20 °C) bei der sterilen Konidienkeimung wurde auf KDA und V8-Agar untersucht. Die schnellste Keimung von Konidien fand nach 18 h auf KDA bei 18 °C statt, die Keimhyphe war bis zur zweifachen Konidien-

länge ausgewachsen. Auf V8-Agar konnte bei allen Temperaturen keine Keimung festgestellt werden. Am zweiten Tag waren vor allem bei 14 °C gute Wachstumsfortschritte sichtbar. Nach 14 Tagen wurden die Kulturen erneut beurteilt. Auf KDA waren keine Konidien mehr zu finden, das Mycelstück war mit einem dichten weißlichen Hyphenrasen bedeckt, ein Hinweis auf die erfolgte Auskeimung, da Kulturkonidien meist nicht von den Konidienträgern abfielen. Es hatten sich auch einige neue Einzelkolonien auf der Agaroberfläche gebildet. Auf V8-Agar war keine Auskeimung erfolgt, die gebildeten Konidien lagen unverändert auf der Oberfläche. Zwischen den Temperaturvarianten (14, 18, 20 °C) konnten keine bonitierbaren Unterschiede festgestellt werden, die Agarart war von größerer Bedeutung.

#### 3.4.4 Einsatz von Sterilfiltern (Bildanhang 16 - 18)

Auf der Oberseite der Sterilfilter waren die Kulturkonidien in der Suspension nach vier Tagen bis zur einfachen Konidienlänge ausgekeimt (Mikroskopkontrolle). Nach 8 Tagen wurde die Keimung unter dem Rasterelektronenmikroskop (Philips XL - 30 ESEM) kontrolliert. Alle Konidien waren ausgekeimt, meist nur mit einer einzelnen Keimhyphne, seltener mit 2 oder 4. Die gebildeten Hyphen lagen eng auf der Filteroberseite auf.

Bei einer zweiten Kontrolle nach 15 Tagen wurde die Filterunterseite betrachtet. Das Mycel war sehr unterschiedlich weit entwickelt. Einige Keimhyphen hatten gerade den Filter durchstoßen und bildeten einen verdickten Mycelkörper, möglicherweise ein Appressorium, von dem ein verzweigtes Mycelgeflecht weiterwuchs.

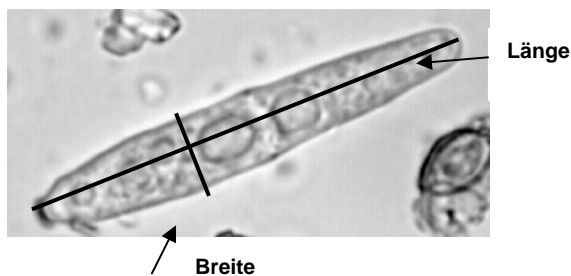
Die ursprüngliche Durchdringungsstelle wurde immer weiter durch verdicktes Mycel verdichtet, was sich später knotenförmig umstrukturierte. Ob es sich dabei um ein junges Konidienlager handelte, konnte nicht ermittelt werden. Einige Konidien hatten auf der Filterunterseite nach der Mycelverdichtung bereits ein dichtes Geflecht von feinem langgestreckten Mycel gebildet und größere Flächen überzogen. Nach 8 Wochen Entwicklungswachstum war eine dichte schwarze Mycelauflageschicht von mehreren Millimetern auf der Oberseite des Filters entstanden. Die auf der Agarschicht aufliegende Seite des Filters war nach einer Binokularkontrolle kaum sichtbar bewachsen. Das oberflächliche Pilzmycel wirkte vital, und fest mit einer trockenen, leicht weißlichen Oberflächenstruktur. Die Kontrollsuspension auf dem Objektträger hatte sich nach 3 Tagen nicht weiter entwickelt (Konidienkeimung siehe auch Bildanhang 16 - 18).



### 3.4.5 Anfertigung von Einsporisolen

Die auf KDA, V8-Agar und WA aufgetragene Konidiensuspension (Kulturisolat aus Aschersleben) war sehr gering konzentriert ( $2,0 \cdot 10^4$  Konidien/ ml). Die Keimungsrate der einzeln liegenden Konidien war nur auf KDA sehr gut (KDA ca. 90 %, V8-Agar 0 %, WA ca. 10 %) und fand mit mehreren Millimetern Abstand voneinander auf den Platten statt. Nach 14 Tagen konnten die kleinen Mycelanhäufungen auf KDA unter dem Binokular gut erkannt und einzeln auf neue PS überimpft werden. Es wurden 15 Einzelkolonien isoliert und weitervermehrt, wovon sich 5 sehr gut entwickelten und steril eingefroren für weitere molekularbiologische Untersuchungen genutzt werden konnten.

### 3.4.6 Untersuchungen zur Wasseraufnahme von Konidien



**Abb. 10:** Ausmessung einer zweizelligen Konidie von *M. anethi* zur Ermittlung der Breite und Länge.

Die durchschnittliche Größe der zweizelligen Konidien von *M. anethi* aus Freilandversuchen schwankte jahreszeitlich (Tab. 11). Sie betrug im Januar 30,21  $\mu\text{m}$  (Breite 7,58  $\mu\text{m}$ ), im März 37,26  $\mu\text{m}$  (Breite 7,99  $\mu\text{m}$ ), im Mai 41,28  $\mu\text{m}$  (Breite 9,15  $\mu\text{m}$ ) und im November 24,88  $\mu\text{m}$  (Breite 6,67  $\mu\text{m}$ ). Die Konidien aus Sterilkulturen waren mit einer Länge von 37,77  $\mu\text{m}$  und einer Breite von 6,71  $\mu\text{m}$  vergleichsweise etwas lang gestreckter als die im Pflanzengewebe gebildeten. Die Konidien waren damit im Mai signifikant am breitesten (Tab. 11), gefolgt von den etwas geringeren Abmessungen im Januar und März. Kulturkonidien waren mit denen im November im Freiland gebildeten signifikant schmaler als zu anderen Jahreszeiten. Die Längenwerte unterschieden sich ebenfalls signifikant voneinander (Tab. 11), es ergab sich eine Werteverminderung der Konidien von Mai, März, Januar bis November. Kulturkonidien waren vergleichbar mit Freilandkonidien im März.

**Tab. 11:** Mikroskopische Breiten- und Längenmessung von 30 Konidien (2 Septen) von Freilandblattmaterial zu unterschiedlichen Jahreszeiten und von Sterilkulturen. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

Messdatum	MW Konidienbreite			MW Konidienlänge		
	Messwert [ $\mu\text{m}$ ]	Standardabweichung	Tukey Grouping	Messwert [ $\mu\text{m}$ ]	Standardabweichung	Tukey Grouping
Januar	7,58	0,68	B	30,21	4,05	C
März	7,99	1,00	B	37,26	4,61	B
Mai	9,15	0,59	A	41,28	4,49	A
November	6,69	0,96	C	24,88	3,89	D
Kulturkonidien	6,71	0,68	C	37,77	5,06	B

Von den desinfizierten befallenen Blattstücken konnten zu jedem Termin Isolate in Kultur genommen werden. Die Isolierungsrate betrug 4,75 % (Januar 10 Isolate/ März 6 Isolate/ Mai 12 Isolate, November 8 Isolate).

Bei der Ausmessung von Konidien zur Erfassung der Wasseraufnahme zur Keimung (Tab.12) wurden an je 200 Konidien Breitenmessungen nach unterschiedlichen Zeiten (nach 10 min, 2, 3, 5 und 24 h) nach der Zugabe von Wasser durchgeführt. Nach den Versuchsergebnissen zeigte sich in der Breitenmessung zunächst ein signifikanter Werteanstieg von 8,54 (10 min) auf 10,04  $\mu\text{m}$  (2 h) mit anschließendem signifikantem Absinken auf 9,2 (3 h) bzw. 9,1  $\mu\text{m}$  (nach 5 und 24 h).

**Tab. 12:** Mikroskopische Breiten- (200 Stück) und Längenmessung (100 Stück) von Konidien (2 Septen) nach 10 min, 2, 3, 5 und 24 h nach der Überführung in st. LW. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

Zeitdauer (nach Überführung in LW)	MW Konidienbreite			MW Konidienlänge		
	Messwert [ $\mu\text{m}$ ]	Standardabweichung	Tukey Grouping	Messwert [ $\mu\text{m}$ ]	Standardabweichung	Tukey Grouping
10 min	8,54	1,53	C	49,91	9,48	A
2 h	10,04	1,60	A	49,40	10,85	AB
3 h	9,20	1,24	B	46,04	9,17	BC
5 h	9,06	1,40	B	45,87	8,91	BC
24 h	9,08	1,53	B	45,24	8,47	C

Die mikroskopische Längenvergleichsmessung wurde an je 100 Konidien (mit zwei Septen) ebenfalls nach 10 min, 2, 3, 5 und 24 h durchgeführt (Tab. 12). Beim Vergleich der Messwerte ergab sich eine signifikante Längenverminderung zwischen dem Messwert von 10 min (49,91  $\mu\text{m}$ ), 3 h (46,04  $\mu\text{m}$ ) und 5 h (45,87  $\mu\text{m}$ ) bzw. 24 h (45,24  $\mu\text{m}$ ).

Damit ergibt sich eine Breitenzunahme der Konidien nach 2 h in Wasser, die sich nach 3 h etwas vermindert, aber immer noch signifikant höher ist als bei Versuchsbeginn. Der Längenwert vermindert sich über die Messzeit und ist nach 24 h signifikant geringer als der Ausgangsmesswert.

### 3.5 Untersuchungen zur Variabilität von *M. anethi*

#### 3.5.1 Aufbau einer Erregerkollektion

Der Verunreinigungsgrad der aufgelegten Blatt- und Stängelstücke des Inokulummaterials aus Deutschland, Österreich, Bulgarien und Frankreich war sehr hoch, so dass immer eine sehr starke Ausfallquote von (ca. 70 %) zu verzeichnen war, die nicht durch das Alter des Ausgangsmaterial beeinflusst wurde. Von allen vorhandenen Herkünften konnten mehrere saubere Isolate zum Wachstum angeregt und weitervermehrt werden (Tab. 13), um eine ausreichende Mycelmenge für molekularbiologische Untersuchungen zur Verfügung zu haben.

**Tab. 13:** Übersicht über die vorliegenden Erregerisolate von *M. anethi* an der BAZ Aschersleben (Stand Herbst 2003).

Herkunft des Inokulationsmaterials	Isolateanzahl	Herkunft des Inokulationsmaterials	Isolateanzahl
Alsbach-Hähnlein	17	Groß Gerau	9
Alsleben	3	Hannover	4
Aschersleben	144	Harreshausen	12
Babenhausen	3	Hedersleben	2
Bernburg	19	Magdeburg	1
Bretzenheim	6	Quedlinburg	22
Cörmingh	7	Trebur	29
Erfurt	8		
Friedberg	8	Bulgarien	6
Fürfeld	2	Frankreich	20
Gatersleben	7	Österreich	8

#### 3.5.2 Aggressivität von Inokulumherkünften

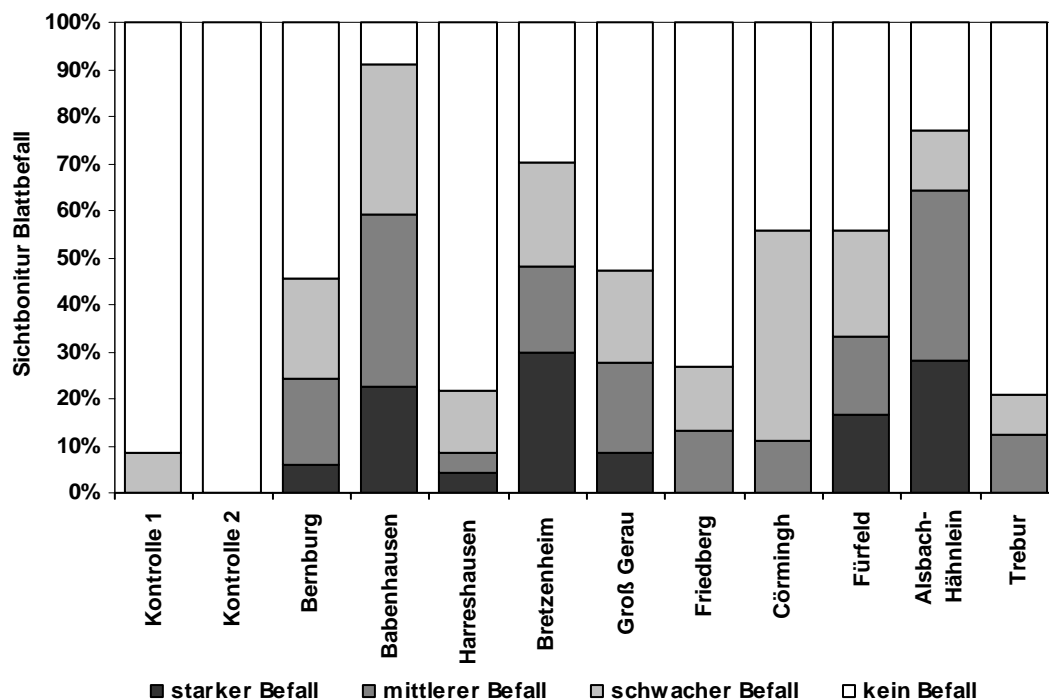
Die Aggressivität von Herkünften von *M. anethi* wurde im Jahr 2001 im Feldversuch untersucht. Von Inokulummaterial von zehn Standorten (Tab. 4) in Deutschland wurden Konidiensuspensionen angefertigt. Die Konzentrationen waren durch den differenzierten Ausgangsbefall des Inokulummaterials nach der Auszählung

mit der Thomakammer unterschiedlich hoch und schwankten zwischen  $2 - 51 \cdot 10^4$  Konidien/ ml (Tab. 14). Die aufgespritzten wässrigen Konidien suspensionen verursachten auf den Jungpflanzen der Sorte 'Magnafena' nach 21 Tagen erste Blatt-symptome. Der Erstbefall auf den unteren Blättern, der zu diesem Zeitpunkt ca. 1 m hohen Pflanzen, war zunächst noch gering, die Blattprobenahme erfolgte daher erst nach 38 Tagen, d. h. 17 Tage nach Befallsbeginn, Ende Juli. Die Kontroll-pflanzen waren befallsfrei. Die Blätter des markierten Inokulationsbereichs wurden variantenweise als Mischprobe gepflückt.

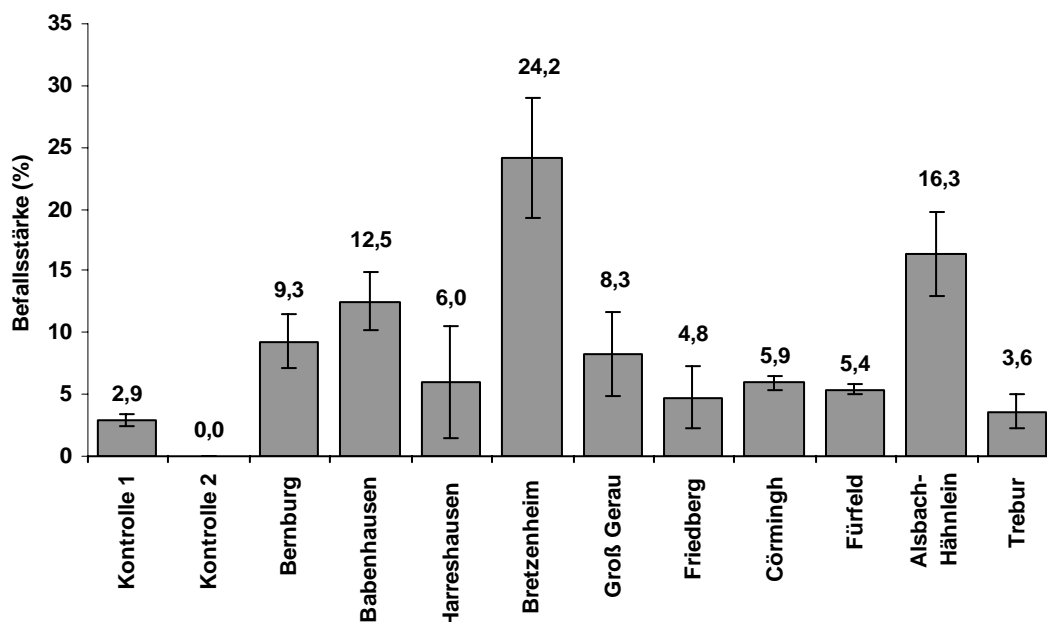
**Tab. 14:** Konzentrationen der Inokulumlösungen (Anzahl  $\cdot 10^4$  Konidien / ml). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit Leitungswasser LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ – Folienabdeckung isoliert.

Varianten (Herkunft Inokulummaterial)	Konzentration der Inokulumlösungen (Anzahl <i>M. anethi</i> – Konidien $\cdot 10^4$ / ml)
<b>Kontrolle 1 (LW, ohne Folienabdeckung)</b>	0,0
<b>Kontrolle 2 (LW, mit Folienabdeckung)</b>	0,0
<b>Bernburg</b>	2,0
<b>Babenhausen</b>	4,0
<b>Harreshausen</b>	7,0
<b>Bretzenheim</b>	7,0
<b>Groß Gerau</b>	7,5
<b>Friedberg</b>	9,0
<b>Cörmingh</b>	11,0
<b>Fürfeld</b>	13,0
<b>Alsbach-Hähnlein</b>	14,0
<b>Trebur</b>	51,0

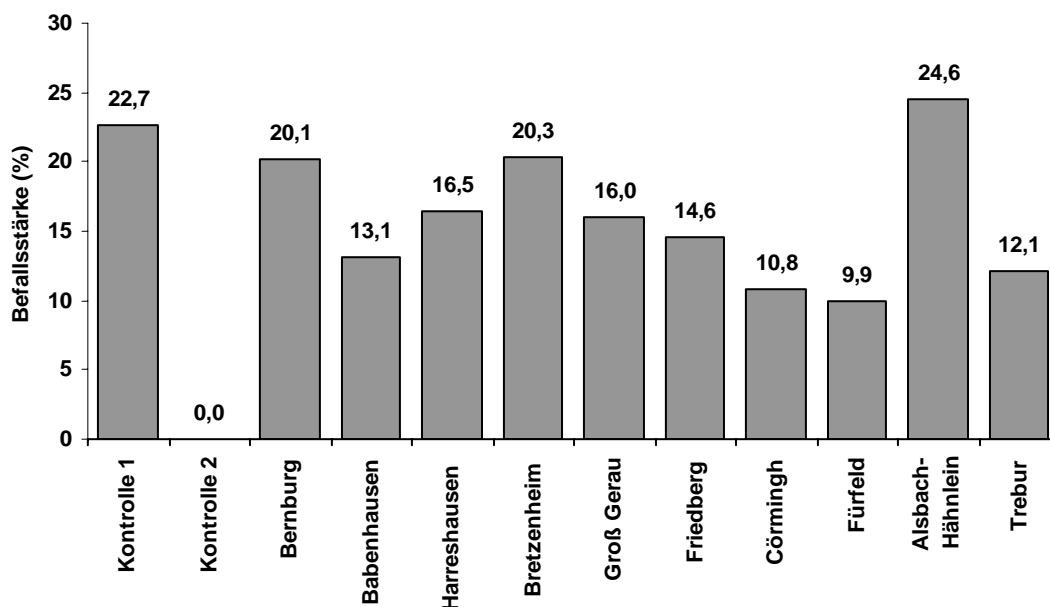
Nach Sichtbonitur der inokulierten Blätter (Abb. 11) war die Variante ‚Trebur‘ trotz der höchsten Konidienkonzentration nur sehr gering befallen, ‚Bernburg‘ zeigte dagegen einen deutlich höheren Befall. Den stärksten Befall wiesen ‚Babenhausen‘, ‚Bretzenheim‘ und ‚Alsbach-Hähnlein‘ auf. Die befallenen Blätter wurden variantenweise eingescannt und der Befall mit einer Farbprofilsoftware (‚BAfix‘, GTA-Sensorik) ermittelt. Bei einer Verrechnung unter Berücksichtigung **aller Blätter des Inokulationsbereichs** waren die Varianten ‚Bretzenheim‘ (ca. 24 %), ‚Alsbach-Hähnlein‘ (ca. 16 %) und ‚Babenhausen‘ (ca. 13 %) am stärksten befallen (Abb. 12).



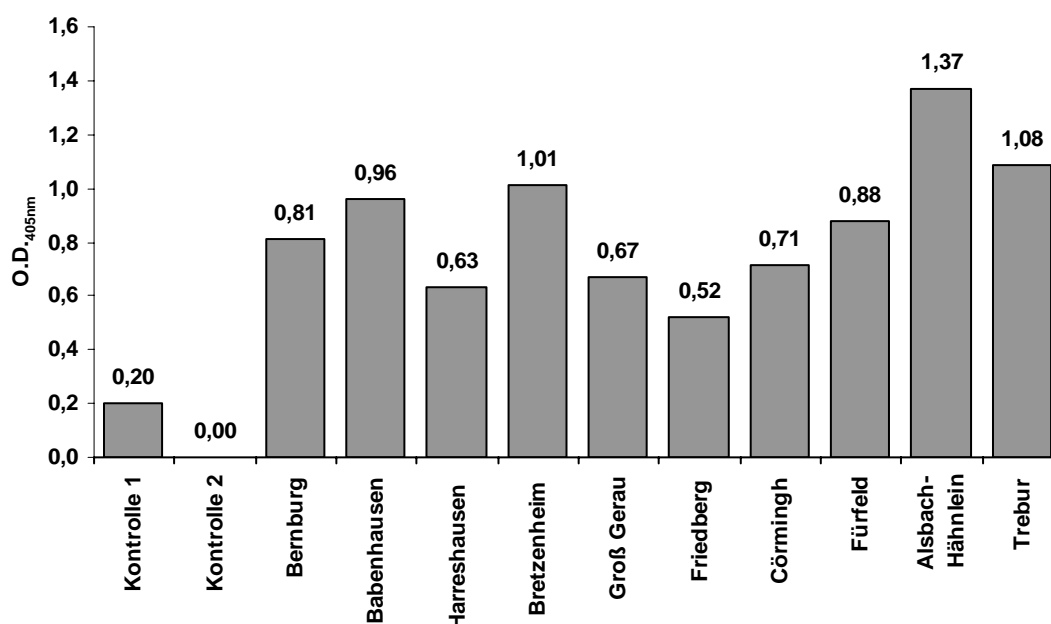
**Abb. 11:** Sichtbonitur von inokulierten Blättern (4 Befallsabstufungen) der Sorte 'Magnafena' nach Inokulation mit *M. anethi* - Konidiensuspensionen von 10 Herkünften. Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) 'Crispac' - Folien isoliert.



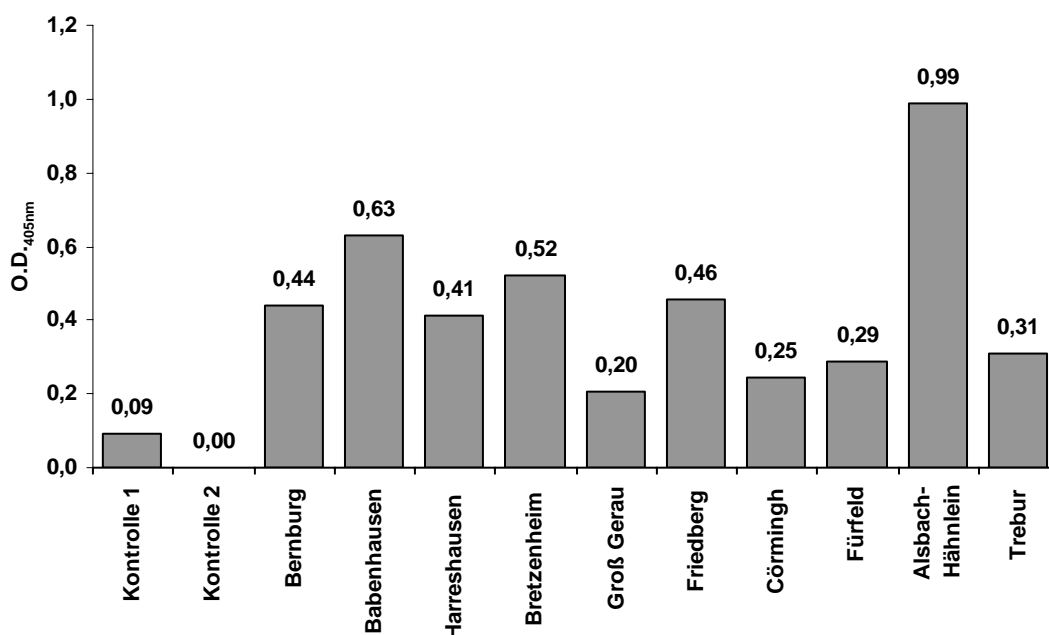
**Abb. 12:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) auf Blättern des inokulierten Pflanzenabschnitts (Mittelwertbildung des prozentualen Befalls **aller vorhandenen Blätter des Bereichs**). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) 'Crispac' - Folien isoliert.



**Abb. 13:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) der **befallenen** Blätter des inokulierten Pflanzenabschnitts (Befallsflächenberechnung mit Formel 2 als Mischprobe aller Blätter einer Variante, daher keine Variabilität). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ - Folien isoliert.



**Abb. 14:** PTA-ELISA zur Befallsstärkenermittlung (O.D. 405nm) **befallener** Blätter mit Antiserum IgG-K auf Konidienbefall von *M. anethi* (Mischprobe aller Blätter einer Variante, daher keine Variabilität). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne (1) und einmal mit (2) ‚Crispac‘ - Folien isoliert.



**Abb. 15:** PTA-ELISA zur Befallsstärkenermittlung (O.D. <sub>405nm</sub>) **befallener** Blätter mit Antiserum IgG-M auf Mycelgehalte von *M. anethi* (Mischprobe aller Blätter einer Variante, daher keine Variabilität). Kontrollpflanzen 1 und 2 (inokuliert mit LW) wurden einmal ohne und einmal mit ‚Crispac‘ - Folien isoliert.

Bei der Auswertung des **inokulierten Pflanzenabschnitts** (Abb. 12) wirkte sich der unterschiedlich hohe Befall der Einzelblätter (Werte zwischen 7 - 90 % Befall) stark auf den Mittelwert aus.

Bei einer Ermittlung des tatsächlichen Blattflächenbefalls (Abb. 13) waren die Herkünfte ‚Alsbach-Hähnlein‘, die ‚Kontrolle 1‘, ‚Bretzenheim‘ und ‚Bernburg‘ am stärksten befallen. Zur exakteren Ermittlung des Befalls wurden die befallenen Blätter zusätzlich serologisch untersucht. Der mit dem IgG-K ermittelte Konidiengehalt der befallenen Blätter (Abb. 14) war am höchsten bei ‚Alsbach-Hähnlein‘, gefolgt von ‚Trebur‘, ‚Bretzenheim‘ und ‚Babenhausen‘. Die nachgewiesenen Mycelgehalte (Abb. 15) der befallenen Blätter waren ebenfalls bei ‚Alsbach-Hähnlein‘, ‚Babenhausen‘ und ‚Bretzenheim‘ sehr hoch. Es ergaben sich zwischen den einzelnen Befallserfassungsmethoden signifikante Korrelationen (Tab. 15). Die Ermittlungsmethoden waren daher gleichermaßen zur Befallserfassung geeignet. Beide IgG`s zeigten übereinstimmende Ergebnisse.

**Tab. 15:** Korrelationen zwischen den Befallserfassungsmethoden. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Korrelationen	
Sichtbonitur (Befallshäufigkeit) zu IgG-K	0,781
Sichtbonitur (Befallshäufigkeit) zu IgG-M	0,777
IgG-K zu IgG-M	0,809
Scanner (befallene Blattfläche) zu IgG-K	0,669
Scanner (befallene Blattfläche) zu IgG-M	0,707
Sichtbonitur (Befallshäufigkeit) zu Scanner (befallene Blattfläche)	0,826

### 3.6 Molekularbiologische Untersuchung von *M. anethi*

#### 3.6.1 Methodenoptimierung zur DNA - Isolierung aus Kulturen

Die gewonnene DNA-Menge aus *M. anethi* - Isolat (ca. 2 - 4 g Mycel) war mit den eingesetzten DNA-Isolierungsmethoden (PEX-, CTAB-Protokoll) und DNA-Isolierungs-Kits (Invisorb Spin Plant Mini Kit (Invitrogen, Groningen), Dneasy Mini-prep (Quiagen GmbH, Hilden), Nucleon PhytoPure (Amersham Bioscience, Freiburg), Puregene Kit (Biozym Diagnostik GmbH, Hess. Oldendorf) geringer als 2 ng und sowohl im ‚Tropfentest‘ als auch in der Gelquantifizierung kaum nachzuweisen.

Zwischen den Isolat ergaben sich nur geringfügige Unterschiede. Bei der Anwendung des PEX- und des CTAB-Protokolls waren bei der Gelquantifizierung von jeweils ca. 50 Isolat nur bei zwei Proben Banden sichtbar. Auch eine Variation der Isolatmenge ergab keine höhere DNA-Konzentration. Die Kits von Quiagen, Invitrogen und Amersham waren bei diesem Erreger besonders problematisch, da der zu verwendende Shredder, der das Pilzmaterial von der gelösten DNA trennen sollte, durch die Pilzmycelmenge sofort verstopfte und die gelöste DNA nicht mehr abzutrennen war. Eine Erhöhung der eingesetzten Probenmenge verstärkte das Problem weiter.

#### **DNA-Isolierung bei *M. anethi***

Die DNA-Isolierung aus *M. anethi* - Kulturen war mit dem Puregene Kit (Biozym) am effektivsten. Bei dieser Methode wurde das Pilzmycel von der Oberphase, mit der gelösten DNA, abzentrifugiert. Dadurch konnte eine größere Menge an Mycel



(ca. 4 g pro Tube) als Ausgangsmaterial verwendet werden und die DNA-Menge leicht erhöht werden. Die Pilzprobe von *M. anethi* wurde direkt von der Platte oder aufgetaut feucht gemörsert und in 1,5 ml Tubes gefüllt. Da die Isolate eine unterschiedliche Gewebefestigkeit aufwiesen, wurde die Mycelmenge nicht exakt eingestellt, sondern ca. 1 cm hoch in die Tubes eingefüllt. Für eine höhere Konzentration wurde die vorgeschriebene Flüssigkeitsmenge für eine Probe verdoppelt. Bei dieser Füllmenge war eine gute Durchmischung mit der Extraktionsflüssigkeit gewährleistet, die sich auch gut von der Flüssigphase trennte. Von einer Probe wurden 2 Tubes abgefüllt, die nach der DNA-Fällung wieder zusammengeführt wurden. Durch eine Einwirkungszeit über Nacht verfärbte sich die Flüssigkeit sehr stark bräunlich, was sich auch nach dem Waschen mit 70 % Ethanol nicht änderte.

### **DNA-Isolierung bei *M. anethi* - Kulturen mit Puregene Kit (Biozym)**

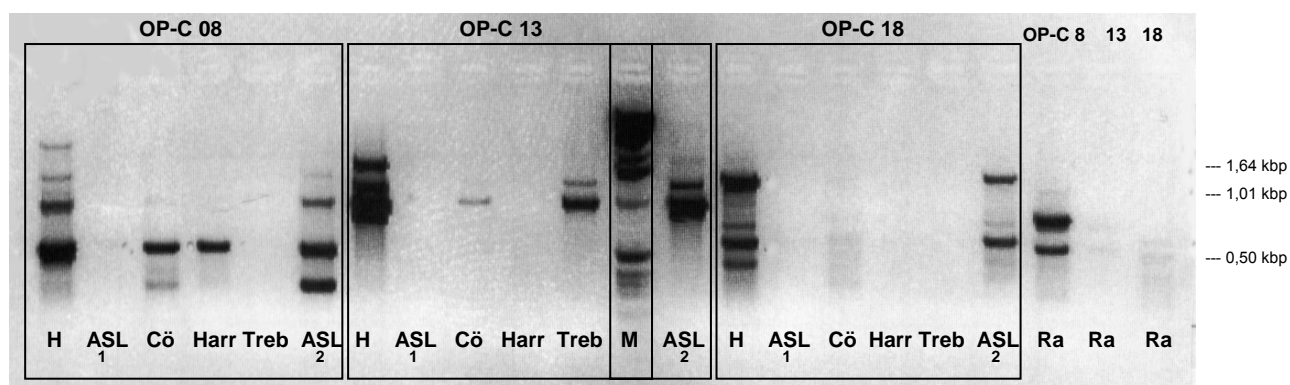
#### **Testablauf**

- \* Pilzmaterial feucht fein mörsern und in jeweils 2 Tubes abfüllen
- \* Zugabe von 600 µl *Cell Suspension Solution* und 3 µl *Lytic Enzym Solution*  
→ Vortex 2 min
- \* ca.3 - 4 h bei 37 °C inkubieren
- \* 5 min bei 12 000 U / min zentrifugieren
- \* Überstand verwerfen
- \* Zugabe von 600 µl *Cell Lysis Solution* und 200 µl *Protein Precipitation Solution*  
→ Vortex 1 min
- \* bei Raumtemperatur 30 min inkubieren
- \* 5 min bei 12 000 U/ min zentrifugieren
- \* Überstand in neues Tube
- \* 5 min bei 12 000 U/ min zentrifugieren
- \* Überstand in neues Tube
- \* Zugabe von 600 µl 100 % Isopropanol, leicht schütteln zur DNA-Fällung
- \* 5 min bei 12 000 U / min zentrifugieren
- \* Pellet mit 70 % Ethanol waschen und trocknen
- \* Aufnehmen in 50 µl *DNA Hydration Solution*

### 3.6.2 Differenzierung von Isolaten mit RAPD-Primern

Durch die Voruntersuchungen zur Primertestung (siehe auch Tab. 3) wurden bei allen drei Primern (OP-C 08, 13, 18) Banden amplifiziert (Abb. 16) (Primer 08 bei ca. 0,6 kbp / 13 bei ca. 1,0 kbp / 18 bei 0,6 und 1,6 kbp), zwischen den Isolaten ergaben sich unterschiedliche Bandenmuster. Die Konzentration der DNA schwankte leicht, da die Proben nicht exakt auf ein einheitliches Maß eingestellt wurden, beim Isolat ‚Aschersleben 1‘ (Abb. 16) war die Konzentration nicht ausreichend.

Der Primer OP-C 08 zeigte fünf Differenzierungen zwischen den Herkünften ‚Hannover‘, ‚Cörmingh‘, ‚Harreshausen‘, ‚Aschersleben 2‘ und der *Ramularia* - Vergleichskultur. Zur weiteren Differenzierung der Isolate erschien dieser Primer am geeignetsten. OP-C 13 zeigte zwischen den Herkünften ‚Hannover‘ bzw. ‚Aschersleben 2‘, ‚Cörmingh‘ und ‚Trebur‘ drei Unterschiede im Bandenmuster. Die vier Anbaustandorte befanden sich in großem räumlichem Abstand voneinander, das Saatgut für ‚Hannover‘ und ‚Aschersleben 2‘ stammte aber aus der gleichen Charge des Vorjahres. Der Primer OP-C 18 war weniger für eine Isolatedifferenzierung geeignet, es ergaben sich zwei Unterschiede zwischen ‚Hannover‘ und ‚Aschersleben 2‘.



**Abb. 16:** Amplifikationsprodukte von sieben Isolaten von *M. anethi*- und *Ramularia*-Kulturen nach PCR mit RAPD-Primern OP-C 08, 13 und 18 (**H**: Hannover, **ASL 1**: Aschersleben, **Cö**: Cörmingh, **Harr**: Harreshausen, **Treb**: Trebur, **ASL 2**: Aschersleben und **Ra**: *Ramularia*, **M**: Marker Load IV, 1 kb Ladder, Gibco).

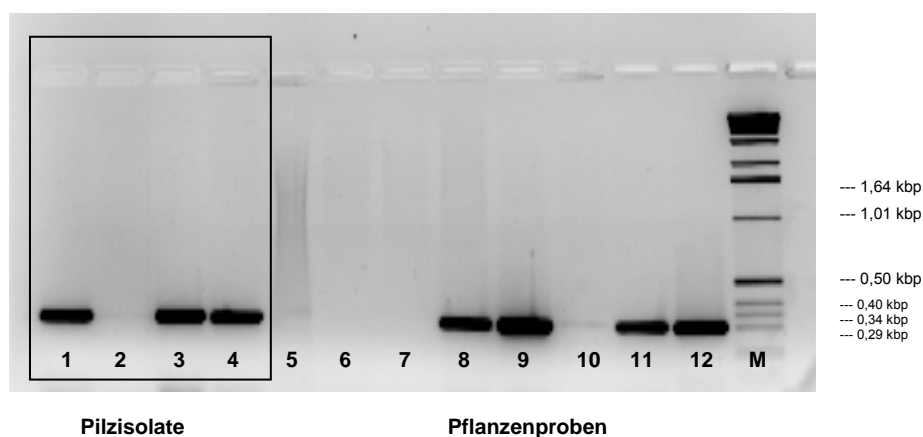
### 3.6.3 Herstellung spezifischer Primer

Das Amplicon des Isolates ‚Harreshausen‘ des RAPD-Primers OP-C 08 wurde im Labor von Herrn Prof. Dr. T. Kühne (BAZ Aschersleben) kloniert und sequenziert. Folgende Sequenz wurde abgeleitet (Abb. 17).

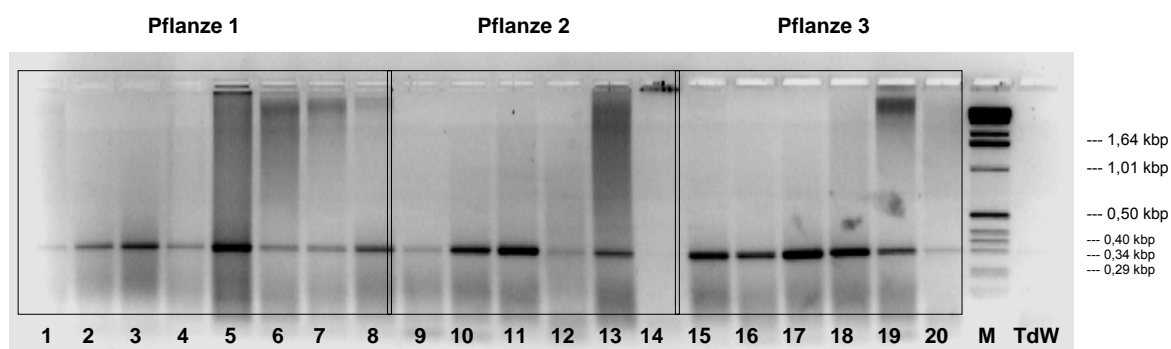
Sequenz 5' → 3'	
Punct F1	GCG TGT TTA TTG AAC GAT AGC
Punct R1	GGA AAG CGA CTA CGA AGA TG

**Abb. 17:** Sequenz der spezifischen Primer (Punct) von *M. anethi*

Zur ersten Erprobung der spezifischen Primer wurden Isolate von *M. anethi* unterschiedlicher Herkunft, sichtbar befallene Pflanzenproben und Gesundkontrollen (Abb. 18) getestet. Die PCR wurde mit je 2,5 µl DNA (bei 10 ng/ µl) durchgeführt, die präzise Konzentration wurde vorher nicht exakt eingestellt, da die Extraktionsmenge aus Pflanzen immer sehr gering war.



**Abb. 18:** Amplifikationsprodukte von vier *M. anethi* - Isolaten und acht Fenchelpflanzenproben nach PCR mit spezifischen Primern (Punct) (1: ‚Aschersleben‘, 2: ‚Quedlinburg‘, 3: ‚Harreshausen‘, 4: ‚Hannover‘, 5: Gesundkontrolle Blatt 1, 6: Gesundkontrolle Blatt 2, 7: Gesundkontrolle Blatt 3, 8: befallenes Blatt 1, 9: befallenes Blatt 2, 10: befallsfreier Stiel, 11: befallener Doldenstiel, 12: unreife befallene Frucht).



**Abb. 19:** Amplifikationsprodukte von drei symptomlosen Fenchelpflanzen nach PCR mit spezifischen Primern (Punct) (**Pflanze 1** = 1: Wurzel, 2: 1. Blatt, 3: 2. Blatt, 4: 3. Blatt, 5: 4. Blatt, 6: 5. Blatt, 7: 6. Blatt, 8: Stiel / **Pflanze 2** = 9: 1. Blatt, 10: 2. Blatt, 11: 3. Blatt, 12: 4. Blatt, 13: 5. Blatt, 14: Stiel / **Pflanze 3** = 15: 1. Blatt, 16: 2. Blatt, 17: 3. Blatt, 18: 4. Blatt, 19: 5. Blatt, 20: Stiel).

Die spezifischen Primer waren sehr gut für den Nachweis von *M. anethi* - Befall an Pflanzen einzusetzen, es wurde eine einzelne Bande (im Bereich von ca. 0,3 kbp) als Nachweis des Befalls amplifiziert. Durch die geringen DNA-Gehalte der Isolate und den Verzicht auf eine vorherige Einstellung der DNA fiel die Probe ‚Quedlinburg‘ aus. Bei einer nachträglichen Gelquantifizierung der negativen Proben wurde keine DNA nachgewiesen. Die Mycelprobe ‚Quedlinburg‘ war anscheinend nicht vital genug. Die Gesundheitskontrollen und der unbefallene Stiel der Pflanze waren nicht latent mit dem Erreger infiziert. Bei der Testung von drei nicht sichtbar infizierten Jungpflanzen (fünf Blätter ausgebildet) konnte ein latenter Erregerbefall von *M. anethi* in fast allen Pflanzenteilen mit den spezifischen Primern sicher nachgewiesen werden (Abb. 19).

Um Kreuzreaktionen der spezifischen Primer mit anderen an Fenchel vorkommenden Pilzen auszuschließen, wurden 10 unterschiedliche Pilze (*Alternaria* ssp., *Fusarium* ssp., *Cladosporium* ssp., *Botrytis* ssp., *Synchytrium aureum* sowie einige Schimmelarten und Hefen) in der PCR getestet (DNA-Isolierung wie bei *M. anethi*), die bei der Anfertigung der Isolate häufig vertreten waren. Außer bei der Probe von *M. anethi* wurden keine Banden amplifiziert. Kreuzreaktionen mit anderen Pilzen waren daher auszuschließen, der Erregernachweis mit den Primern war spezifisch für *M. anethi*.

Die Sequenzierung der Isolate von *M. anethi* aus dem Jahr 2002 Aschersleben und der Vergleichskultur *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) von 1932 war im

Labor von Herrn Prof. Dr. T. Kühne (BAZ Aschersleben) ebenfalls erfolgreich (Abb. 20). Zwischen den beiden Isolaten ergaben sich im sequenzierten DNA-Abschnitt keine Unterschiede.

10	20	30	40	50	60
GCGTGTTTAT	TGAACGATAG	CAGGAGTGGT	TGCCAATCAA	TGTTTCTGCC	CATTGCCATT
70	80	90	100	110	120
AACCTGGACA	GCTTGTTGTG	CTTCCATGGC	CAGCGATGCG	CGACGTGCTG	ACCCATTGCT
130	140	150	160	170	180
CGCTGTTCTG	CTTCAGTAAT	ACGGTGAATC	TGTCCGTTCCG	GCTTAACGAC	TTCCGTTTGT
190	200	210	220	230	240
GGTGGTGGAG	GTGGTGGAGG	TCCGTATACT	CGAGTTTGCT	CGTCCAAAGG	CTCTTCTTCG
250	260	270	280	290	300
GTATCGTCGT	CATACTCGCC	CTCGTCCTCA	TCGTA CTCTCCT	CATCATCTTC	GTAGTCGCTT
310	320	330	340	350	360
TCC					

**Abb. 20:** Sequenzierung der amplifizierten Banden (im Bereich von ca. 0,3 kbp) einer *M. anethi*- und einer *R. foeniculi*-Kultur aus der PCR mit spezifischen Primern (Punct).

### 3.7 Inokulationsversuche in der Klimakammer

#### 3.7.1 Symptombildung an Pflanzenabschnitten

Zur Untersuchung der Symptombildung und des Schadausmaßes nach künstlichen Inokulationen wurden Blätter, Stängel, Dolden, junge Fruchtanlagen, grüne Früchte und Jungpflanzen mit und ohne Wurzel auf ihre Versuchseignung getestet (Tab. 16). Die Haltbarkeit der einzelnen Pflanzenorgane in der feuchten Kammer war sehr unterschiedlich. Blätter waren nur 4 Tage haltbar, sie vergilbten sehr schnell und es traten sehr starke Fremdverunreinigungen (*Fusarium* ssp., *Alternaria* ssp., *Cladosporium* ssp., Schwärzungen, Schimmel, Bakterien, Fäulnis) auf. Stängel, Dolden, Fruchtanlagen und grüne Früchte waren maximal 10 Tage haltbar, wobei eine Aufstellung in der Kühlkammer die Verunreinigungen mit Pilzen und Bakterien stark verzögerten. Natriumhypochlorid konnte den Anteil an Fremdpilzen zwar reduzieren, griff aber das Gewebe stark an, was zu Verbräunungen führte. Die Aufstellung der Pflanzenteile in wassergefüllten Bechergläsern führte nach maximal 7 Tagen zu sehr starker Fäulnis und völliger Vergilbung.

**Tab. 16:** Eignung und Haltbarkeit von Fenchelpflanzenteilen (Blätter, Stängel, Dolden, junge Fruchtanlagen, grüne Früchte, Jungpflanzen mit und ohne Wurzel) für Inokulationsversuche mit Konidiensuspensionen von *M. anethi*.

Varianten	Anzahl	Oberflächendesinfektion und feuchte Kammer (20 °C)		Oberflächendesinfektion und feuchte Kammer (5 °C)		Aufstellung in Bechergläsern (20 °C)	
		5. Tag	10. Tag	5. Tag	10. Tag	5. Tag	10. Tag
<b>Blätter</b>	<b>90</b>	97 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	100 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	79 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	85 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	99 % Fäulnis	100 % Fäulnis
<b>Stängel abschnitte</b>	<b>150</b>	15 % Vergilbung und Fäulnis	100 % Fremdpilzbefall	10 % Vergilbung und Fäulnis	95 % Fremdpilzbefall	98 % Fäulnis	100 % Fäulnis
<b>blühende Dolden</b>	<b>150</b>	84 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	100 % Fremdpilzbefall	63 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	98 % Fremdpilzbefall	97 % Fäulnis	100 % Fäulnis
<b>junge Fruchtanlagen (grüne Früchte)</b>	<b>150</b>	58 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	100 % Fremdpilzbefall	45 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	96 % Fremdpilzbefall	89 % Fäulnis	100 % Fäulnis
<b>Jungpflanzen mit Wurzel (7 Tage nach Aufgang)</b>	<b>150</b>	74 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	100 % Fremdpilzbefall	65 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	97 % Fremdpilzbefall	100 % Fäulnis	100 % Fäulnis
<b>Jungpflanzen ohne Wurzel (7 Tage nach Aufgang)</b>	<b>150</b>	79 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	100 % Fremdpilzbefall	60 % Vergilbung und Fremdpilzbefall	89 % Fremdpilzbefall	100 % Fäulnis	100 % Fäulnis

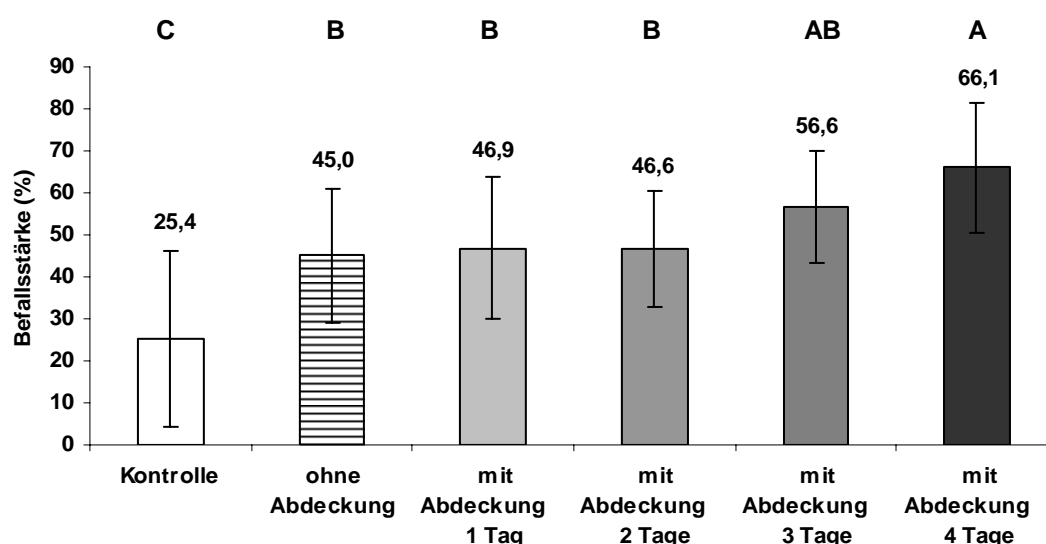
Konidienlager konnten an Pflanzenabschnitten nicht bonitiert werden, da kein Pflanzenorgan über die Latenzzeit von 21 Tagen unbeschädigtes, gesundes Gewebe aufwies. Meist führte der Auswuchs der Fremdpilze zu völliger Gewebezerrstörung.

Als Ergebnis der Versuche waren nur vollständige Pflanzen in Töpfen für Inokulationsversuche geeignet. Die Aufstellung der Töpfe in der Klimakammer war nicht optimal und führte zum vorzeitigen Schossen und frühzeitigem Absterben unterer Blätter. Für Inokulationsversuche konnte sich dies nachteilig auswirken, da die Pflanzen während der Inkubationszeit von 21 Tagen ca. 30 - 50 cm wuchsen (je nach Temperatur und Licht) und die inokulierten Blätter symptomlos absterben konnten. Es sollten daher nur Jungpflanzen mit dem ersten Laubblatt inokuliert werden und die Beleuchtungsdauer über ca. 14 Tage unterhalb von 16 h eingestellt werden, da Fenchel eine photoperiodische Reaktion zeigte.

### 3.7.2 Optimierung der Inokulationsmethode

#### **Abdeckung mit Folien**

Bei der Abdeckung der Pflanzen mit Folien (Abb. 21) ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen den Varianten. Die Variante mit der längsten Abdeckungszeit wies den höchsten Befallswert (66,1 %) auf, gefolgt von der Variante mit drei Tagen Folienbedeckung (56,6 %). Bei der Auswertung der Versuche mit der Farbprofilsoftware war es problematisch, dass die schwarzen Verfärbungen der Befallsflächen des Erregers einen ähnlichen Farbton aufwiesen, wie durch Lichtmangel abgestorbene Blätter bzw. die Blattränder. Aus diesem Grund konnten die Befallswerte nicht allein dem Erreger zugeordnet werden. Die befallsfreie Kontrolle wies daher einen signifikant niedrigen Wert auf (25 %). Die inokulierten Varianten waren nach Sichtbonitur gleich stark befallen.



**Abb. 21:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Keimblättern der Sorte 'Magnafena' nach künstlicher Inokulation (Konzentration  $2,1 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) in der Klimakammer und unterschiedlicher Folienabdeckungsdauer.

Zusätzlich schädigten die Abdeckungen mit Folie die Pflanzen durch Lichtabschluss und Feuchtigkeitsstau. Die Lichtverminderung führte zum Schossen, was ein frühzeitiges Absterben der Keimblätter zur Folge hatte. In der Klimakammer zeigten nur die direkt inokulierten Blätter Befallssymptome, später nachgewachsene Blätter wiesen keine Konidienlager auf. Die wenigen gebildeten Konidienlager führten nicht primär zu Absterben der Blätter, ursächlich war eher die

natürliche Seneszenz, die durch die Klimakammerbedingungen stark begünstigt wurde.

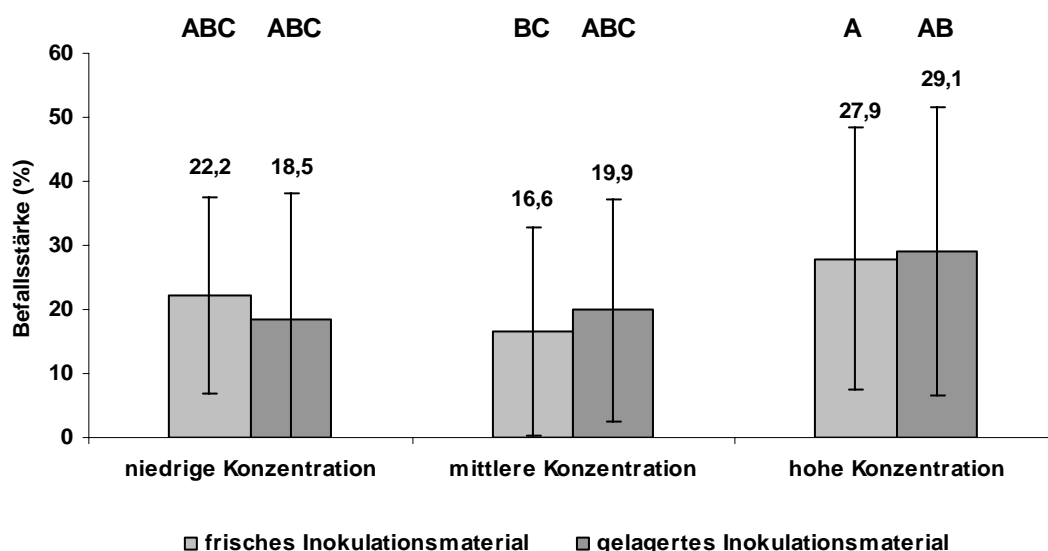
### ***Lagerfähigkeit des Inokulummaterials***

Bei den Varianten mit Folienabdeckung (Abb. 22) für 4 Tage ergaben sich signifikante Befallsunterschiede zwischen der hohen und der mittleren Konzentration des frischen Inokulationsmaterials (27,9 und 16,6 %). Die Standardabweichungen waren sehr hoch, da einige Keimblätter nur sehr wenige Konidienlager aufwiesen. Die Infektiösität der beiden Inokulumsuspensionen war vorhanden, es traten trotz der ca. doppelt so hohen Konzentration des gelagerten Inokulationsmaterials nur geringe Unterschiede im Befallsniveau auf. Ohne eine Folienabdeckung (Abb. 23) war der Befallsnachweis ebenfalls erzielt. Es ergaben sich signifikante Befallsunterschiede zwischen der niedrigen und der mittleren Konzentration beider Inokulationsmaterialien (31,2 bzw. 31,0 % und 13,8 bzw. 13,3 % Befall), die durch die Versuchsdurchführung nicht erklärt werden konnten. Bei drei Varianten (niedrige Konzentrationen und hohe Konzentration des frischen Inokulationsmaterials) war der prozentuale Befall am höchsten (32,2 bzw. 31,0 und 30,0 %).

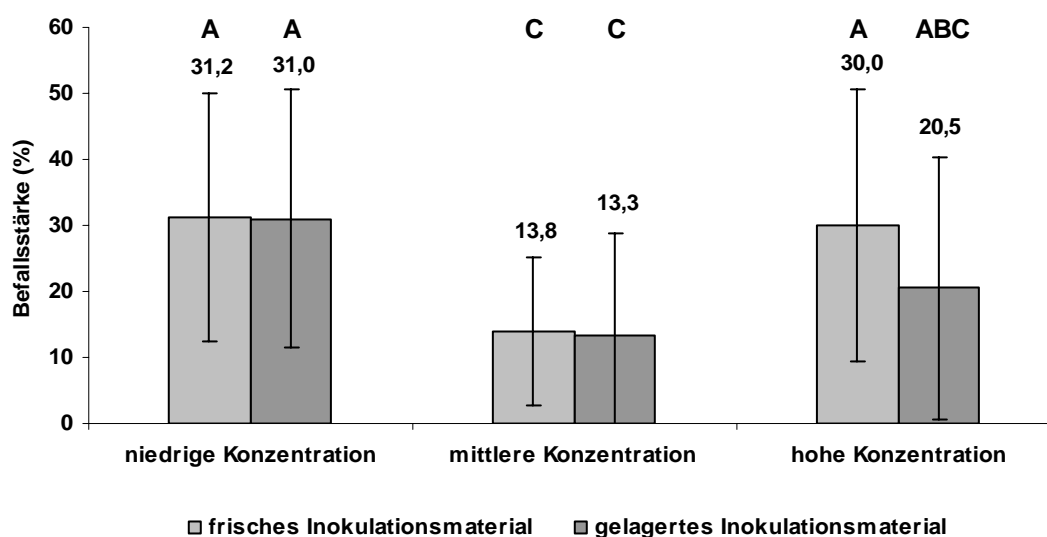
Bei beiden Varianten (mit und ohne Folienabdeckung) hatte die Lagerdauer des Inokulationsmaterials keinen Einfluss auf die Keimfähigkeit der Konidien, obwohl das eine Inokulummaterial über 12 Monate trocken gelagert und das andere frisch vom Feld geholt wurde. Bei der Untersuchung zur Wirkung einer Folienabdeckung auf das Befallsniveau waren die Werte ohne Folie etwas höher. Eine Pflanzenabdeckung mit Folien war daher für den Infektionserfolg nicht notwendig.

Die unterschiedliche Lagerungsdauer des Inokulationsmaterials (getrocknete befallene Blätter) verursachte keine sichtbare Minderung des Infektionserfolgs (Tab. 17). Auch nach 3 Jahren Lagerung konnten die hergestellten Konidien suspensionen noch Pflanzen infizieren. Die Abdeckungsarten spielten beim Auftreten der Befallssymptome keine Rolle, die Inkubationszeit lag immer zwischen 19 - 22 Tagen.





**Abb. 22:** Befallsstärke (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Keimblättern der Sorte 'Magnafena' nach künstlichen Inokulationen mit drei unterschiedlichen Konzentrationen der Konidien suspension **mit Folienabdeckung** (frisches Inokulationsmaterial (2 Wochen): niedrige Konzentration:  $2,4 \cdot 10^5$  Konidien/ ml, mittlere Konzentration:  $2,4 \cdot 10^4$  Konidien/ ml, hohe Konzentration:  $2,4 \cdot 10^3$  Konidien/ ml / gelagertes Inokulationsmaterial (12 Monate): niedrige Konzentration:  $5,6 \cdot 10^5$  Konidien/ ml, mittlere Konzentration:  $5,6 \cdot 10^4$  Konidien/ ml, hohe Konzentration:  $5,6 \cdot 10^3$  Konidien/ ml).



**Abb. 23:** Befallsstärke (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Keimblättern der Sorte 'Magnafena' nach künstlichen Inokulationen mit drei unterschiedlichen Konzentrationen der Konidien suspension **ohne Folienabdeckung**. Variantenbezeichnungen siehe Abb. 22.

**Tab. 17:** Einfluss der Lagerungsdauer des Inokulummaterials und der -bedingungen auf das Auftreten von Befallssymptomen.

Varianten	Anzahl Pflanzen	Lagerungsdauer	Konidienkonzentration	Abdeckungsart und -dauer	Auftreten von Befallssymptomen
<b>frisches befallenes Blattmaterial</b>	180	—	$2,7 \cdot 10^5$ Konidien/ ml	Folie / 1 Tag Folie / 2 Tage Folie / 3 Tage Gaze / 1 Tag Gaze / 2 Tage Gaze / 3 Tage ohne Abdeckung	21. Tag 20. Tag 22. Tag 20. Tag 21. Tag 20. Tag 21. Tag
<b>getrocknetes befallenes Blattmaterial</b>	180	3 Tage	$3,1 \cdot 10^5$ Konidien/ ml	Folie / 1 Tag Folie / 2 Tage Folie / 3 Tage Gaze / 1 Tag Gaze / 2 Tage Gaze / 3 Tage ohne Abdeckung	20. Tag 20. Tag 23. Tag 20. Tag 20. Tag 20. Tag 21. Tag
<b>getrocknetes befallenes Blattmaterial</b>	180	4 Wochen	$2,4 \cdot 10^5$ Konidien/ ml	Folie / 1 Tag Folie / 2 Tage Folie / 3 Tage Gaze / 1 Tag Gaze / 2 Tage Gaze / 3 Tage ohne Abdeckung	21. Tag 19. Tag 21. Tag 19. Tag 21. Tag 22. Tag 20. Tag
<b>getrocknetes befallenes Blattmaterial</b>	180	6 Monate	$2,9 \cdot 10^5$ Konidien/ ml	Folie / 1 Tag Folie / 2 Tage Folie / 3 Tage Gaze / 1 Tag Gaze / 2 Tage Gaze / 3 Tage ohne Abdeckung	21. Tag 21. Tag 21. Tag 22. Tag 21. Tag 20. Tag 21. Tag
<b>getrocknetes befallenes Blattmaterial</b>	180	12 Monate	$3,1 \cdot 10^5$ Konidien/ ml	Folie / 1 Tag Folie / 2 Tage Folie / 3 Tage Gaze / 1 Tag Gaze / 2 Tage Gaze / 3 Tage ohne Abdeckung	21. Tag 23. Tag 20. Tag 21. Tag 21. Tag 19. Tag 20. Tag
<b>getrocknetes befallenes Blattmaterial</b>	180	24 Monate	$3,0 \cdot 10^5$ Konidien/ ml	Folie / 1 Tag Folie / 2 Tage Folie / 3 Tage Gaze / 1 Tag Gaze / 2 Tage Gaze / 3 Tage ohne Abdeckung	20. Tag 21. Tag 20. Tag 21. Tag 20. Tag 21. Tag 21. Tag
<b>getrocknetes befallenes Blattmaterial</b>	180	36 Monate	$2,8 \cdot 10^5$ Konidien/ ml	Folie / 1 Tag Folie / 2 Tage Folie / 3 Tage Gaze / 1 Tag Gaze / 2 Tage Gaze / 3 Tage ohne Abdeckung	20. Tag 20. Tag 20. Tag 21. Tag 20. Tag 21. Tag 19. Tag

### **Infektionswege**

Nach der Auflage von befallenen Blättern auf Gaze über gesunde Keimlingspflanzen traten bei allen Versuchspflanzen Befallssymptome nach 20 Tagen auf, obwohl jede Wasserbenetzung der Blätter und Pflanzen verhindert wurde. Auch durch einen engen Kontakt von gesunden zu befallenen Pflanzen konnten Neuinfektionen verursacht werden, besonders stark an den direkten Berührungstellen der Blätter. Bei allen Varianten traten nach 19 Tagen Befallssymptome auf.

Bei allen untersuchten Inokulationsmethoden von Jungpflanzen (Abdeckung mit Folien oder Gaze, Lagerfähigkeit von Inokulationsmaterial, Auflage infizierter Blätter, Kontakt mit befallenen Pflanzen) war nach der Inkubationszeit (nach 21 - 25 Tagen) ein mehr oder weniger starker Befall auf den unteren Blättern der Jungpflanzen feststellbar. Die sicherste und praktikabelste Inokulationsmethode war die Herstellung einer Konidien suspension von getrocknetem, befallenem Blattmaterial. Frisches Blattmaterial war zwar ebenfalls geeignet, die Konidien sporulation verstärkte sich aber durch die Blatttrocknung zusätzlich, die im Hochsommer im Freiland auf Folien durchgeführt werden konnte. Eine Spitzung in voller Sonne (Mittagszeit) war ebenfalls sehr erfolgreich, obwohl die Blätter nur sehr kurzzeitig befeuchtet wurden. Die Inokulationssuspension war allerdings nur über wenige Stunden (3 - 4 h) infektiös, da sie sehr schnell in Fäulnis überging. Sie sollte daher immer direkt vor der Anwendung hergestellt werden.

Abdeckungen mit Folie oder Gaze führten nicht zu einem verbesserten Ergebnis und waren durch den höheren Arbeitsaufwand für größere Versuche weniger geeignet. Für die Durchführung von Inokulationen im Freiland konnte daher auf eine Abdeckung verzichtet werden.

### **3.7.3 Symptomausprägung nach Inokulationen**

Nach der Inkubationszeit von ca. 21 Tagen waren bei allen 10 Sorten (je 200 Pflanzen) der Inokulumherkunft (,Quedlinburg') im Gewächshaus und im Frühbeet auf den untersten Blättern Befallssymptome sichtbar, zwischen den Sorten traten keine signifikanten Unterschiede auf. Im Frühbeet traten die Symptome nach ca. 20 Tagen auf (Standardabweichung 1,04 Tage).

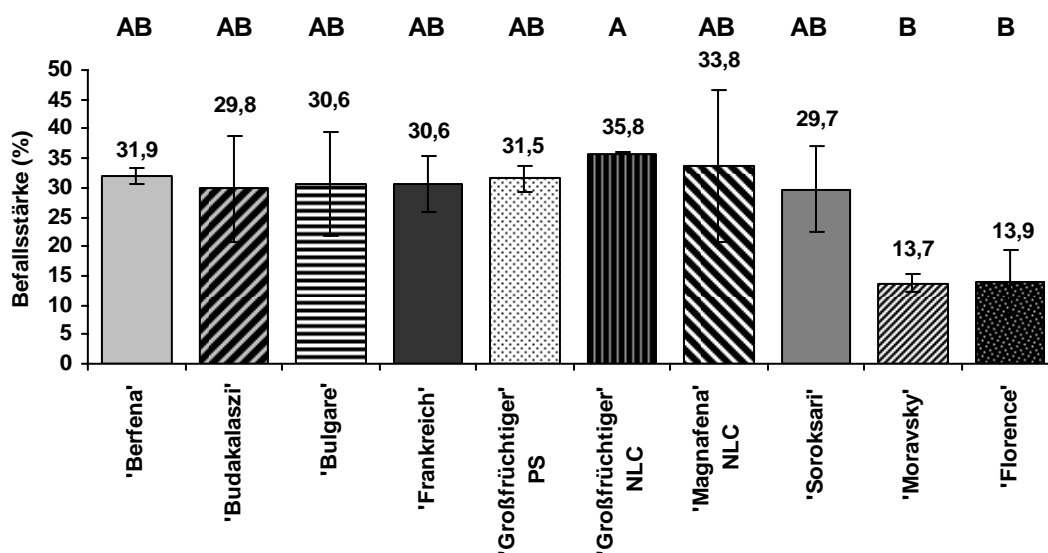
Bei den Inokulumherkünften ,Aschersleben' ( $2,2 \cdot 10^5$  Konidien/ ml), ,Bretzenheim'  $2,3 \cdot 10^5$  Konidien/ ml und ,Fürfeld' ( $2,4 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) wurde eine Inkubationszeit zwischen 19,5 - 20,9 Tagen im Gewächshaus und 18,9 - 20,6 Tagen im

Frühbeet bonitiert. Auch hier ergaben sich keine signifikanten Sortenunterschiede im Auftreten des Erstbefalls.

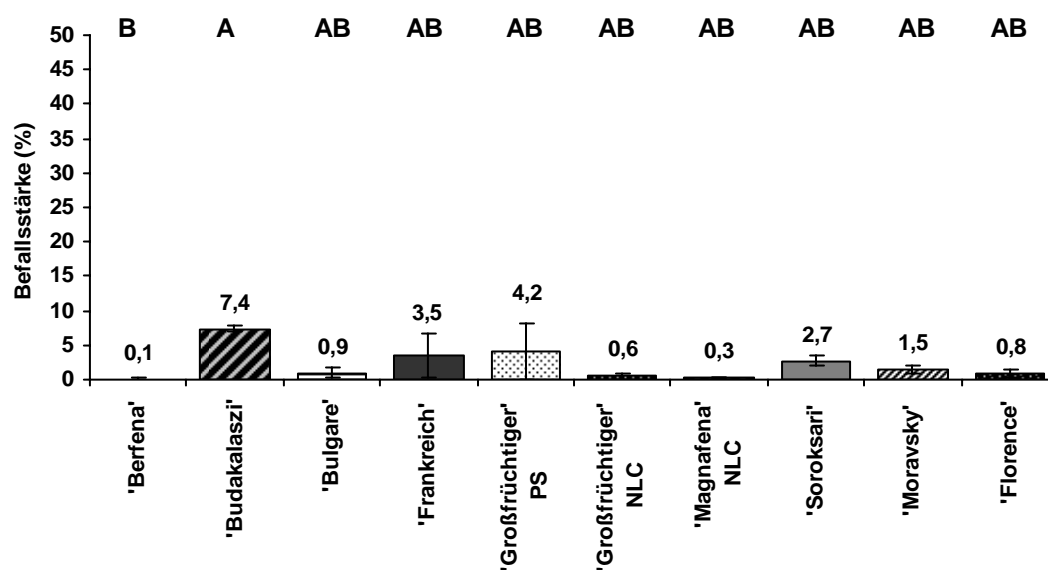
Alle künstlichen Inokulationen mit unterschiedlichen Herkünften des Inokulationsmaterials waren daher erfolgreich, einzelne Konidienlager waren deutlich erkennbar, bonitierbare Mengenunterschiede ergaben sich nicht. Die Wuchsmerkmale waren bei allen Inokulationen im Vergleich zu den unbehandelten Kontrollpflanzen nicht sichtbar verändert. Es wurden von allen Versuchspflanzen zwischen 6 - 8 kleine Blätter und 2 - 3 kleine Dolden ohne Fruchtansatz gebildet. Die Wuchshöhen betragen zwischen 64 - 79 cm. Im Gewächshausversuch waren die Pflanzen sehr hoch aufgeschossen, zeigten allgemein keinen Fruchtansatz und ein frühzeitiges Absterben der unteren Blätter. Im Frühbeet traten Probleme mit Läusen auf, die die Auswertung des Versuchs erschwerten. Der Erstbefall von *M. anethi* weitete sich nicht auf die oberen Blätter aus, nach 30 Tagen waren fast keine Symptome mehr sichtbar, da Neuinfektionen ausblieben und die inokulierten Blätter durch natürliche Seneszenz abstarben.

Um die Befallsentwicklung an Pflanzen nach künstlichen Inokulationen unter natürlichen Witterungsbedingungen untersuchen zu können, wurden Töpfe mit 10 Sorten im Frühbeet aufgestellt und nach 6 Wochen bonitiert. Auf dem ersten Laubblatt (Abb. 24) war die prozentuale Befallsstärke am höchsten. 'Großfrüchtiger' NLC wies mit 35,8 % den höchsten Wert, 'Florence' (13,9 %) und 'Moravskij' (13,7 %) erreichten die niedrigsten Werte. Das zweite Blatt (Abb. 25) war deutlich geringer befallen als das erste Blatt. 'Budakalazi' (7,4 %) zeigte den höchsten und 'Berfena' (0,1 %) den geringsten Befallswert. Die Sorten 'Großfrüchtiger' PS (4,2 %) und 'Frankreich' (3,5 %) waren tendenziell stärker befallen als die anderen Varianten. Das dritte Blatt wies fast keinen sichtbaren Befall auf (Werte zwischen 0 und 0,21 %), der Erreger hatte sich noch nicht weiter ausgebreitet. Zwischen den Werten der drei Blattetagen ergaben sich keine signifikanten Korrelationen.

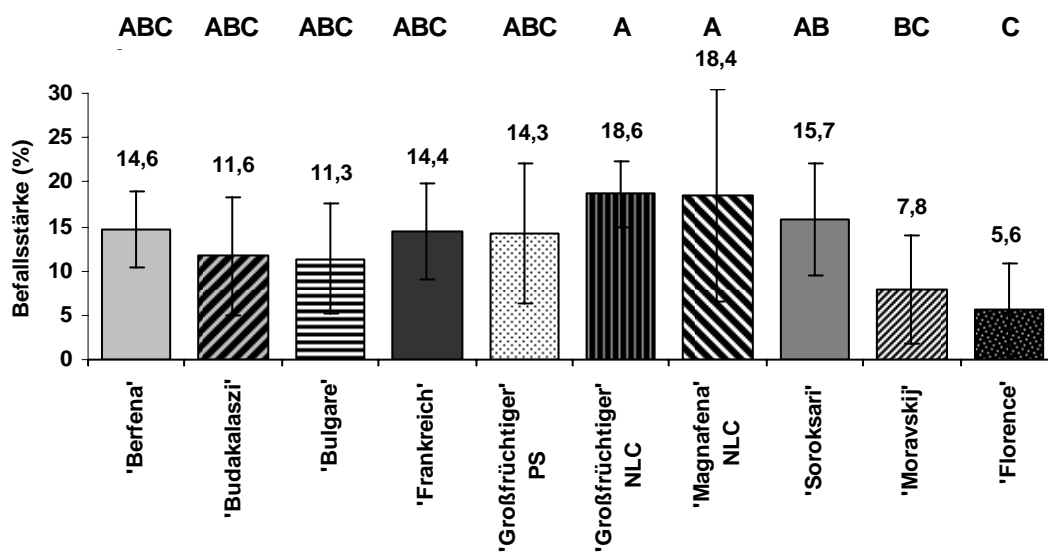
In der Gesamtbefallsübersicht aller Blätter (Abb. 26) waren 'Magnafena' NLC (18,4 %) und 'Großfrüchtiger' NLC (18,6 %) signifikant anfälliger als 'Moravskij' (7,8 %) und 'Florence' (5,6 %).



**Abb. 24:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Sortenjungpflanzen (Bonitur des 1. Laubblattes) nach künstlicher Inokulation der Keimblätter mit einer Konidien suspension ( $2,3 \times 10^5$  Konidien/ ml) und Aufstellung im Frühbeet (September 2000). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.



**Abb. 25:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Sortenjungpflanzen (Bonitur des 2. Laubblattes) nach künstlicher Inokulation der Keimblätter mit einer Konidien suspension ( $2,3 \times 10^5$  Konidien/ ml) und Aufstellung im Frühbeet (September 2000). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.



**Abb. 26:** Befallsstärke (%) (Scannerbonitur) von *M. anethi* an Sortenjungpflanzen (**Gesamtpflanzenbonitur**) nach künstlicher Inokulation der Keimblätter mit einer Konidiensuspension ( $2,3 \cdot 10^5$  Konidien/ ml) und Aufstellung im Frühbeet (September 2000). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5 \%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

## 4. Diskussion

### *Isolierung von M. anethi*

In der Literatur waren keine präzisen Angaben zum Aussehen von *M. anethi* - Kulturen zu finden. Der Erreger galt vielfach als nicht kultivierbar auf künstlichen Medien und einige Autoren (Sydow and McRae 1929, Joshi 1957, Prasad et al. 1969, Singh 1974, Bougeard und Vegh 1980, Simay 1989 und Petzoldt 1990 und persönliche Mitteilung 1999) waren bei der Isolierung des Pilzes aus infiziertem Gewebe nicht erfolgreich. Auch Killian (1923), Sibilia (1932) und Sisto (1983) erwähnen die schwierige Inkulturnahme und die zahlreichen fehlgeschlageneren Versuche. Die präzise Anwendung der beschriebenen Isolierungsmethoden dieser Autoren (siehe Einleitung) bei Projektbeginn führte nicht zum Erfolg, d. h. einer sterilen Kultur. Alle auswachsenden Pilze wurden auf Agararten überimpft, weitervermehrt und mikroskopisch untersucht. Bei den auswachsenden Pathogenen der Fenchelgewebeteile handelte sich überwiegend um *Alternaria* ssp., *Fusarium* ssp., *Cladosporium* ssp., *Botrytis* ssp., *Synchytrium aureum* sowie einige Schimmelararten und Hefen. Mit den gefundenen Pilzisolaten konnten in keinem Fall Symptome an Fenchelpflanzen im Gewächshaus erzeugt werden, die als Ursache der Ertragsausfälle beschrieben wurden.

Einzelnen überimpfte Konidien von *M. anethi* wurden bereits 2 Tage nach der Auflage auf Agar von *Alternaria* ssp. und *Cladosporium* ssp. überwachsen. Stängelmaterial mit Ascosporenbildungen konnte ebenfalls nicht erfolgreich zu einer sterilen Kultur beitragen, die anderen pilzlichen Erreger waren zu dominant. Erst nach einer sehr starken Desinfektionsbehandlung (15 min mit Sublimat (0,1%)) konnte *M. anethi* aus einem befallenen Blattabschnitt isoliert werden. Das Kulturwachstum unterschied sich deutlich von dem anderer pilzlicher Erreger. Das Anfangswachstum konnte als kopfartig schwarz mit langen weißen Hyphenaufsatz beschrieben werden. Die Kultur ähnelte den Beschreibungen von Sibilia (1932) und Sisto (1983).

Erst mit dieser starken Desinfektionsmethode konnten Isolate aus frischem und getrocknetem Blatt- und Stängelmaterial das ganze Jahr über gewonnen werden, da Fenchel nach der Ernte erneut austrieb und sich auf den Blättern, auch im Dezember und Januar, einige vereinzelte Konidienlager befanden. Auch über mehrere Jahre getrocknetes Stängelmaterial lieferte wüchsige Isolate. Die Verun-

reinigungsrate war bei trockenem Material sogar geringer als bei frischem. Die Effizienz der Isolierung war gering (ca. 4 %), es musste immer mit einer hohen Verlustrate (Verunreinigungen, sterile Isolate) gerechnet werden, die durch das Ausgangsmaterial auch zwischen den einzelnen Behandlungsterminen stark schwankte. Für die Desinfektion bei Blättern galt grundsätzlich, dass sie sehr stark sein musste, da eine Verunreinigung durch andere Pilze sehr weit verbreitet war und *M. anethi* im Gewebeinneren gut geschützt war. Bei Epidermisstücken von Stängelmaterial lag das Pilzmycel offen auf der Epidermisinnenseite, daher durfte nur sehr kurz desinfiziert werden. Ohne Desinfektion waren alle neuen Auslegungen von Fenchelmaterial auf Agar zu 100 % mit Fremdpilzen kontaminiert.

### **Kulturwachstum**

Nach der Isolierung wuchs der Erreger *M. anethi* auf künstlichem Medium. Das Wachstum war sehr langsam und nicht flächig eben auf der Agarplatte, sondern hirnformig verschlungen. Es wurden nur sehr selten Konidien in Kultur gebildet, so dass Feldinokulationen von einigen hundert Pflanzen nur mit natürlich befallenem Blattmaterial anderer Bestände durchzuführen waren. Die Vergleichskultur aus Baarn zeigte nur noch ein minimales Wachstum von 2 - 3 mm nach 4 Monaten auf Agar.

Der beste Mycelzuwachs erfolgte bei der Verwendung von KDA mit einem Zusatz von Antibiotika (Penicillin G Sodium, Oxytetracyclin HCl und Streptomycin-Sulfat), da durch die langen Standzeiten von bis zu 12 Monaten der Infektionsdruck durch Bakterien vermindert werden musste.

Auch bei anderen Autoren wurde das Wachstum von *M. anethi* (Sibilia 1932, Sisto 1983), trotz Variation der Agararten, als sehr schwach beschrieben und gelang auf Agar mit Zusätzen von Möhre, Fenchel, Gemüsesaft oder Kartoffel im Vergleich zu den synthetischen Substraten etwas besser. Bei den Untersuchungen von Sibilia (1932) wurde auf keinem der Substrate die Bildung von normalem vegetativem Mycel beobachtet. Die meisten Hyphen bildeten auch nach Beobachtungen von Sisto (1983) in Kultur überwiegend Sklerotien, aus denen zahlreiche Konidien hervorgingen. Insgesamt wurde die Sporulation aber bei allen Untersuchungen (Sibilia 1932, Sisto 1983) als sehr gering und selten eingestuft. Nach einigen Monaten Standzeit war eine erneute Konidienbildung bei älteren Kulturen aber möglich. Die *M. anethi* - Kultur wurde von Sisto (1983) in Form von im Substrat eingesunkenen schwarzen, hirnformigen Kolonien mit einem unregelmäßig gewellten Rand be-



schrieben. Der Erreger bildete nach seinen Beschreibungen zunächst helles, später dunkles Mycel mit hyphenartigen Elementen von unterschiedlicher Länge und unregelmäßigen Durchmesser. Auch Sabilia (1932) beschrieb das Wachstum als sehr gering, es bildeten sich keine weiteren Kolonien aus. Das Mycel konzentrierte sich fast ausschließlich auf der Agaroberfläche, wo Nährstoffe aus dem Substrat in Abwesenheit von Oberflächen- und Substrathyphen durch Sklerotienhyphen aufgenommen wurden (Sabilia 1932). Diese Aussagen konnten durch die eigenen Untersuchungen bestätigt werden. Das Wachstum von *M. anethi* war nicht flächig eben, sondern auf einige Stellen begrenzt und als Mycelzusammenballung erhoben. Eine Messung der Wachstumszunahme anhand des Durchmessers, wie normalerweise bei andern Pilzkulturen üblich, war völlig ausgeschlossen. Zusätzlich erschwerte die unterschiedliche Wüchsigkeit des Mycelkörpers eine vergleichbare Aussage.

Eine Agartestung konnte durch die sehr langsame Isolateentwicklung erst nach einer Wachstumszeit von 3 - 4 Monaten nach der Inkulturnahme durchgeführt werden. Die Beurteilung des Wachstums war dennoch schwierig. Einerseits verursachte die unterschiedliche Oberfläche des Agars bei einigen Varianten ein starkes Verlaufen der aufgetragenen Mycelsuspension. Andererseits bestand schon die Ausgangslösung trotz der sorgfältigen Mörserung aus einer Mischung von Mycelstückchen mit unterschiedlicher Wüchsigkeit. Auf jeder Platte ergaben sich daher unterschiedlich wüchsige Bereiche. Bei den ersten Bonituren mit dem Bino-kular und dem Mikroskop waren die Beurteilungskriterien noch nicht festzulegen. Die Auswertung der Untersuchungen erfolgte aus diesem Grund erst zu einem späteren Zeitpunkt, nachdem mehr Erfahrungen im Umgang gesammelt worden waren.

### ***Konidienbildung, -keimung und Wachstum von Kulturen***

Die Versuche mit Kulturkonidien waren durch die Anzahl der sporulierenden Kulturen sehr stark eingeschränkt. Trotz eines Bestandes von ca. 1500 Schalen und der Lagerung in Kulturschränken bei unterschiedlichen Temperaturen war die Auffindung einzelner kleiner sporulierender Stellen am Mycel eher zufällig. Daher mussten die Versuche überwiegend im Februar und März durchgeführt werden, wo eine verstärkte Konidienbildung an älterem Mycel (Standzeit 6 - 8 Monate auf KDA ohne Umsetzung in Fensternähe) einsetzte. Da die gebildeten Konidien nach 7 - 10 Tagen ausgekeimt waren und eine Mycelneubildung über mehrere Monate

stattfand, mussten die Versuche auch mit wenigen Isolaten erfolgen. Eine gezielte Steuerung der Konidienbildung (z. B. für Klimakammer- und Feldinokulationen) war nicht erfolgreich. Einfacher war eine flexible Planung der anderen Parameter, wie eine laufende Pflanzenanzucht und mehrfache Wiederholung der Versuche mit kleineren Chargen.

Die Konidienbildung der Kulturen auf den unterschiedlichen Medien war zunächst durch die Ausgangssuspension vorbestimmt. Die Agarart beeinflusste deren Keimung und das weitere Wachstum. Falls über einen längeren Zeitraum Konidien auf der Agaroberfläche zu finden waren, war dies nicht unbedingt ein positives Zeichen, sondern zeigte eher eine Keimungsbehinderung an, die das Wachstum der Kultur verzögerte oder unterband. Das untersuchte Mycel wurde erst nach einer längeren Auflagezeit vom Agar verändert bzw. degenerierte. Auf der anderen Seite war aber auch neu gebildetes Mycel sehr wenig strukturiert, was zu unterschiedlichen Aussagen bei der Bonitur führte. Es war daher notwendig, die Bonituren nur von einer Person durchführen zu lassen, um einen zusätzlichen subjektiven Faktor auszuschließen.

Die Konidienkeimung erfolgte nach den Untersuchungen von Sabilia (1932) nach 6 - 8 h sehr leicht in Aqua dest. oder in Wasser mit Glucosezusatz. Diese Aussage konnte nach den eigenen Untersuchungen nicht bestätigt werden, da immer nur ein sehr geringer Prozentsatz der Konidien aus Sterilkulturen keimte. Die Versuche zeigten, dass auf Objektträgern mit Wasser die Keimung nur bei maximal 15 % der Konidien stattfanden und die Hyphen zu 98 % unverzweigt auswuchsen. Die Länge der Keimhyphen konnte dabei nach 7 Tagen die 12fache Konidienlänge erreichen. Nach 10 Tagen fand kein Wachstum mehr statt.

Eine prozentuale Auszählung der Keimrate von Konidien aus dem Freiland war nicht durchführbar, da nur einige Konidien keimten und durch Verunreinigungen anderer Pilze und Mikroorganismen die Ergebnisse verfälscht wurden. Nach einigen Stunden trat außerdem Fäulnis auf, die durch leichten Desinfektionsmittelzusatz zwar verhindert werden konnte, die Keimung aber unterband. Aus diesem Grund konnten die Untersuchungen von Bougeard und Vegh (1980) und Lakra (1993) zur Temperaturvariation und dem Einfluss des Lichts nicht wiederholt werden. Einige Aussagen konnten aber grundsätzlich bestätigt werden. Der Beginn der Konidienkeimung war bei der Mehrzahl der Konidien erst 1 - 2 Tage nach der Auflage auf Agar oder dem Kontakt mit Wasser (siehe Bildanhang 12 + 14) erkennbar, was auch von Bougeard und Vegh (1980) ermittelt wurde, wo die über-

wiegende Anzahl ebenfalls erst nach 24 h (60,3 %) bzw. 48 h (74,6 %) gekeimt war. Die Keimrate war nach eigenen Untersuchungen auf Agarose deutlich besser als nur in Wasser, eine genaue Auszählung war aber nicht möglich.

Nach Sibilja (1932) bildete sich nach der Konidienkeimung von *R. foeniculi* erst ein kleines Sklerotium, an dessen Peripherie die Konidien auskeimten, die wiederum Sklerotien bildeten und sich zu einem Verband von ca. 1 cm Durchmesser zusammenschlossen. Das Wachstum war sehr gering, es bildeten sich keine weiteren Kolonien aus. In Kultur konnte von Sibilja (1932) keine Pyknidien- oder Perithezienbildung festgestellt werden, der Pilz bildete nur laufend Sklerotien, Konidiophoren und Konidien. Das Mycel konzentrierte sich fast ausschließlich auf der Agaroberfläche, wo Nährstoffe aus dem Substrat in Abwesenheit von Oberflächen- und Substrathyphen durch Sklerotienhyphen aufgenommen wurden. Nur ein geringer Prozentsatz der ersten Isolierungen bildete nach seinen Untersuchungen in Kultur Konidien aus, die Isolate sporulierten nach einigen Monaten in Kultur gar nicht mehr. Ein weiteres Merkmal war das völlige Fehlen von normalem vegetativem Mycel, was sonst in kleinen Mengen bei anderen Erregern immer vorhanden war.

Diese Eigenschaften von *R. foeniculi* waren nach Meinung von Sibilja (1932) sehr charakteristisch und unterschieden sich sehr stark von anderen untersuchten und beschriebenen *Ramularia* - Arten (z. B. *R. adoxae*, *R. saxifragae*, *R. geranii*, *R. variabilis*, *R. lampsanae*, *R. tulasnei*, *R. hieracii*, *R. knautiae*).

Die eigenen Untersuchungen konnten die Annahmen der Autoren überwiegend unterstützen. Der Erreger *M. anethi* unterschied sich allein schon durch seine ungewöhnliche Wuchsart von den „üblichen“ Pilzen mit flächiger Ausbreitung. Es hatte aber den Anschein, dass vegetatives Mycel nur bei einer Ausbreitung im pflanzlichen Gewebe gebildet wurde. In steriler Dualkultur mit Fenchelpflanzen wurde vermehrt die Bildung von weißlichem langfädigem Mycel beobachtet. Auf Agar bildete der Erreger nur Vorstufen von Konidienlagern aus, erkennbar an einer kugelförmigen Zusammenballung des Mycels. Bei sehr langen Standzeiten (mehrere Monate) wurden vereinzelt auch andere Strukturen gebildet, die Pseudothecien oder Spermogonien sein könnten (siehe Bildanhang 10), dazu wären weitere mykologische Untersuchungen wünschenswert.

Bei der Agartestung mit Wiegen der Kulturschalen wirkte sich der Wasserverlust des Agars durch die lange Standzeit sehr stark aus. Das Mycelwachstum war aber gewichtsmäßig so gering, dass es auf der Feinwaage nach der Entfernung vom

Agar ebenfalls nicht verglichen werden konnte. Das Ausgangsgewicht war durch die höhere zugefügte Wassermenge deutlich höher als das abgetrocknete bzw. nasse Mycel. Bei einem sehr wüchsigen Isolat, mit einem konzentrierten Wachstum auf einer begrenzten Stelle, nahm das Mycelgewicht zwar zu, die Wasserverdunstung auf der restlichen Fläche war aber deutlich höher. Problematisch wirkte sich ein degeneriertes Mycel aus, welches die Agaroberfläche sehr gut versiegelte. Die Auswahl des besten Mediums erfolgte durch Sichtbonitur der Isolate, für die weitere Vermehrung der Isolate wurde KDA verwendet.

Da die Temperatur keinen sehr hohen Einfluss auf das Wachstum ausübte, sondern eher das gebildete Kondenswasser, was in einigen Schalen bis zu 0,5 cm die Kultur überschwemmte, wurden die Schalen bei Zimmertemperatur auf Tischen in Fensternähe (Nordseite) aufgestellt. Dort war das Wachstum zwar weiterhin langsam, die Entwicklung aber sehr kontinuierlich mit einer guten Vermehrungsrate. Das schwarze feste Mycel von *M. anethi* sollte eine trockene, samtartige Oberfläche aufweisen, auf der auch längere weißliche Hyphenbildungen auftraten.

*M. anethi* geht in Deutschland in den heißen Sommermonaten Juli, August und September mit einer starken Konidienbildung in die epidemische Phase über. In dieser Zeit gibt es geringere Regenhäufigkeiten bzw. einzelne Gewitter. Eine Taubildung ist dagegen häufig zu beobachten. Von *M. fijiensis* var. *difformis* ist bekannt, dass die Konidien auch unter trockenen Bedingungen neue Infektionen auf Blättern verursachen können (Jacome et al. 1991, Jacome und Schuh 1992). Für eine erfolgreiche Ausbreitung des Befalls über Konidien war es daher wichtig abzuklären, ob geringe Wassermengen für *M. anethi* zur Keimung ausreichten. Ein wichtiger Hinweis war die Erhaltung der Konidienkeimfähigkeit über mehrere Jahre bei trockener Lagerung. Diese Robustheit ist bei anderen Pilzen eher selten zu finden. Um die notwendige Wasseraufnahme abzuklären, wurden Konidienmessungen durchgeführt. Eine deutliche Volumenzunahme nach dem Kontakt mit Wasser konnte nicht nachgewiesen werden, nur die Länge verminderte sich messbar. Es ist daher anzunehmen, dass *M. anethi* - Konidien auch mit geringen Regenmengen bzw. Taubildungen auskeimen können.

Auftretender Frost beeinflusste unter natürlichen Bedingungen im Freiland und im Versuch die Keimfähigkeit der Konidien nicht. Im Freiland wurde eine Konidienbildung auch zwischen November und Februar auf vereinzelt vorhandenen Blättern (Neuaustrieb zweijähriger Pflanzen) beobachtet. Isolate dieser Befallsstellen entwickelten sich nach den Inkulturnahmen zu wüchsigen Kulturen.

### ***Inokulumkonzentration und Aggressivität***

Der Feldversuch zur Untersuchung von Inokulumkonzentrationen und Aggressivität zeigte als Gesamtergebnis keinen Zusammenhang zwischen der aufgesprühten Konzentration der Konidien suspension und der Befallsausbildung auf den Blättern. Die Samenübertragbarkeit von *M. anethi* spielte durch die frühe Symptombildung auf den inokulierten Blättern keine Rolle. Trotzdem war die Befallsentwicklung bei einigen Herkünften deutlich höher als bei anderen, was auch durch mehrere Boniturmethode n übereinstimmend ermittelt wurde. Von deutschen Fenchelzüchtern wurde erwähnt, dass die wichtigsten kommerziellen Fenchelsorten ('Magnafena' und 'Berfena') nur an wenigen Standorte n vermehrt und das Saatgut europaweit für den Kleinanbau verschickt würde. Da sich der Befall in den Sommermonate n nur über Konidien ausbreitet und sich Ascospore n nur an zweijährigem Fenchel ausbilden können, würden Rekombinatione n überwiegend in mehrjährigen Vermehrungsbestände n stattfinden. In den letzte n Jahre n könnten sich auf diese Weise aggressivere Rasse n herausgebildet haben, die zu den hohen Ertragsausfälle n der letzte n Jahre beigetragen haben könnten. Für eine präzisere Untersuchung der Rassenbildung wäre n weiterführende molekularbiologische Untersuchunge n geeignet. Von den inokulierten Pflanze n des Versuchs wurde n Isolate gewonnen, die im Vergleich mit den Ausgangsisolate n ebenfalls weiterführende Hinweise liefern könnten.

### ***Toxinbildung***

Eine Toxinbildung bei der Gattung *Mycosphaerella* wurde bisher bei *M. rugella* an *Angelica silvestris* (Arnone et al. 1986, Arnone und Nasini 1989) und bei *Ramularia collo-cygni* (Heiser et al. 2003, Miethbauer et al. 2003) nachgewiesen. Eine Untersuchung von *M. anethi* - Kulture n auf Rubelline von Herrn Dr. B. Liebermann an der Universität Jena (Institut für Pharmazie) fiel negativ aus.

Da *M. anethi* sehr leicht in das pflanzliche Gewebe von Fenchel eindringt, führte bereits Sabilia (1932) Untersuchunge n zum Nachweis von Enzyme n von *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) durch, die das Eindringen des Erregers in den Wirt ermöglichen würde n. Nach dem Auftrage n von *M. anethi* - Mycel auf rohe Kartoffeln und Möhre n konnte der Pilz aufgrund seiner Spezialisierung das fremde Wirtsgewebe nur schwer besiedeln, er durchdrang nur die äußerste Zellschicht und verursachte eine leichte Schwellung der Membrane. Für diesen Vorgang were n mindestens zwei Enzyme notwendig, um die Oberflächenwachsschicht der

Kutikula und die Zellmembran aufzulösen. Es könnte sich nach Meinung des Autors um Chitinase zur Durchdringung von sekundären Wachsschichten und Pektinase für die Auflösung der Mittellamelle handeln (Sibilia 1932).

Eigene Untersuchungen mit einer Dualkultur von Pathogen und Pflanze konnten diese Ergebnisse nicht bestätigen. Das Mycel von *M. anethi* war nicht in der Lage steriles Fenchelgewebe (Stängel und Blätter) zu infizieren. Eine erfolgreiche Besiedlung des Gewebes war nur durch auskeimende Konidien möglich.

### **Molekularbiologische Untersuchungen**

Die DNA-Extraktion für die molekularbiologischen Untersuchungen aus dem Pilzmaterial gestaltete sich sehr schwierig. Auch durch eine Variation der Methode und der eingesetzten Pilzmengen konnte nur eine sehr geringe Konzentration gewonnen werden.

Das Mycel von *M. anethi* bestand anscheinend aus überwiegend abgestorbenem Material mit wenigen Zellkernen. Im Fluoreszenzlicht waren zwar auch im altem Mycelgewebe Zellkerne deutlich erkennbar, die enthaltene DNA - Menge war aber trotzdem gering. Aus diesem Grund erhöhte eine größere Menge Pilzmaterial die Wahrscheinlichkeit einer höheren Extraktionsmenge. Das Alter der Kulturen spielte ebenfalls eine wichtige Rolle. Aus jungem Material ließ sich eine höhere DNA-Menge isolieren als aus einer älteren Kultur. Problematisch war das langsame Wachstum des Erregers in Kultur. Für die Anzucht von ca. 1 g Mycel musste nach den Inkulturnahmen eine Zeitspanne von ungefähr 4 - 6 Monaten eingerechnet werden. Bei einer gleichzeitigen Erhaltung des Isolats wurden nochmals ca. 4 - 8 Wochen benötigt. Die erste Untersuchung von *M. anethi* - Isolaten von verschiedenen Standorten mit RAPD-Primern ergab unterschiedliche Bandenmuster. Ob diese Untersuchungsergebnisse aussagekräftig waren, müsste durch intensivere molekularbiologische Untersuchungen abgeklärt werden, die im Rahmen dieser Arbeit nicht möglich waren.

Ein bedeutsames Problem ergab sich durch den Nachweis der Samenübertragbarkeit (bis zu 80 % latent infizierte Jungpflanzen) von *M. anethi* im Verlauf der Projektarbeit. Die Sorte 'Magnafena' wird für den kommerziellen Anbau nur an wenigen Orten (u.a. LVA Bernburg-Strenzfeld) vermehrt. Aus diesem Grund stammten die befallenen Blätter, von denen die Isolate hergestellt wurden, zwar von unterschiedlichen Standorten, wahrscheinlich aber aus einer einzigen Vermehrung. Inwieweit sich die genaue Herkunft der Ausgangssaft der Feldversuche

ermitteln ließe, müsste mit den betroffenen Saatzuchten abgeklärt werden, die bisher zu einer engeren Zusammenarbeit aufgrund von Konkurrenzdruck nicht bereit waren. Daher war es auch schwierig, befallenes Blattmaterial aus dem Ausland zu erhalten, da sich die wenigen Saatguterzeuger von Arzneifenchel, die im Ausland vermehren, wenig kooperativ verhielten und keine Informationen zum Auftreten von *M. anethi* in Vermehrungsbeständen geben wollten. Nur durch das Engagement der Pflanzenschutzämter (Sachsen-Anhalt, Hessen, Rheinland-Pfalz, Nordrhein-Westfalen) und speziell von Herrn Müller (Amt für Regionalentwicklung, Landschaftspflege und Landwirtschaft in Darmstadt) konnte die Erregerkollektion überhaupt aufgebaut werden.

Für die weiteren Arbeiten wäre es zunächst sehr wichtig, eindeutig unterschiedliche Isolate (z. B. von Wildstandorten) anzuziehen, um wirklich Erregerrassen zu untersuchen. Bei den Isolaten Hannover und ASL 2 (Abb. 16) handelte es sich definitiv um das gleiche Ausgangssaatgut, es wurden aber unterschiedliche Bandenmuster mit den RAPD-Primern amplifiziert. Ein Eintrag von Inokulummaterial von anderen Flächen ist fast völlig ausgeschlossen, da im Raum Hannover Fenchel nicht kommerziell angebaut wird.

Die Herstellung spezifischer Primer ermöglichte einen sicheren Erregernachweis an sichtbar und latent befallenem Pflanzengewebe, der zur Klärung von epidemiologischen Fragestellungen (z. B. Samenübertragbarkeit, Jungpflanzenbefall, Ausbreitung im Gewebe) genutzt werden konnte. Die molekularbiologischen Untersuchungen sollten zunächst eine zusätzliche alternative Ergebnisabsicherung zum serologischen Nachweis bieten. Zur Differenzierung der Erregerkollektion von *M. anethi* aus verschiedenen Gegenden Deutschlands war dieser Primer nicht geeignet. Für weiterführende Untersuchungen zur Rassendifferenzierung müssten weitere spezifische Primer entwickelt und getestet werden.

Der Einsatz von ITS-Primern (ITS 1, 5.8S und ITS 2), die bereits bei anderen *Mycosphaerella*-Arten erfolgreich waren (Crous et al. 2001), ergab keine Amplifikation von Banden. Weiterführende Untersuchungen wären wünschenswert.

### **Klimakammerversuche**

Der Erreger *M. anethi* verursachte bei Inokulationen in der Klimakammer nur auf den direkt inokulierten Blättern Befallssymptome. Die Methode und die Konzentration der Konidien suspension waren nicht entscheidend. Problematisch war bei allen Varianten die Messung der Befallstärke auf den Blättern, die teilweise sehr

gering ausfiel. Der Erreger verursachte in der Klimakammer fast keine Folgeinfektionen an jüngeren Blättern. Aus diesem Grund waren Erregerherkünfte auch nicht auf Pflanzen zu erhalten. Am Ende der Sporulation (nach ca. 14 Tagen) der Primärläsionen zeigte die Pflanze keine weiteren Befallssymptome. Pflanzen wiesen auch nach wiederholten Inokulationen mit Konidien suspensionen keine Beeinträchtigungen in den Wuchsmerkmalen auf, die weitere Pflanzenentwicklung wurde eher durch die Klimaführung im Gewächshaus und den beengten Wurzelraum stark beeinträchtigt.

Die Samenübertragbarkeit des Erregers hatte für die Klimakammerversuche keine Auswirkung, da ein spontaner Blattbefall mit Konidienlagerausbildungen in 4 Jahren und der Anzucht von mehreren tausend Pflanzen nie auftrat. Anscheinend waren die Licht- und Temperaturverhältnisse für den Übergang in die epidemische Phase unter den künstlichen Bedingungen nicht optimal, sondern vergleichbar mit der Situation im Frühjahr und Frühsommer im Freiland, wo bis zur Blütezeit keine Befallssymptome auf Blättern zu finden waren. Probleme ergaben sich in der Klimakammer durch die starke photoperiodische Reaktion der Pflanzen.

Arzneifenchel ist, wie auch Knollenfenchel, stark photoperiodisch empfindlich und zeigte nach Untersuchungen von Peterson et al. (1993) bei einer kritischen Tageslänge von 13,5 h ein starkes Streckungswachstum und Doldenbildungen. Als wichtigster Effekt der Photoperiode war das Pflanzenhöhenwachstum unter Langtagbedingungen schnell ansteigend. Bei Kurztagsbedingungen wurde nur eine Art Rosette gebildet. Eine Anzahl von mindestens 10 induktiven photoperiodischen Zyklen war für die Primärdoldenbildung (40 % Doldenbildungen) notwendig (Peterson et al. 1993). Da in der Klimakammer immer für 16 h die Beleuchtung eingeschaltet war, wären nachträglich einige Probleme wie z. B. das sofortige Streckungswachstum nach der Saat und die geringen Blattgrößen, erklärbar.



## 5. Zusammenfassung

Der Erreger *M. anethi* konnte nach einer starken Desinfektionsbehandlung von 15 min in Sublimat (0,1 %) erfolgreich in Kultur genommen werden. Die Isolierungsrate bei Blatt- und Stängel-epidermisabschnitten betrug durchschnittlich ca. 4 - 8 %. Das weitere Wachstum des Mycels war auf Agar sehr langsam. Es wurde eine schwärzliche, hirn förmig erhabene Mycelmasse gebildet, die sich nicht flächig eben auf der Agaroberfläche ausweitete. Das Wachstum konnte durch unterschiedliche Agararten zwar etwas beeinflusst werden, die Zuwachsrate blieb aber im Vergleich zu anderen Pilzen gering. Die Vitalität der Kultur war auf KDA mit dem Zusatz von Antibiotika am besten. Die Kulturführung beeinflusste das Wachstum nur sehr wenig, am besten war eine Aufstellung unter natürlichem Licht (ohne direkte Sonneneinstrahlung) bei Zimmertemperatur, da in Kulturschränken sehr viel Kondenswasser in den Petrischalen gebildet wurde, was die Mycelausweitung nachhaltig behinderte. Eine Aufstellung auf insektizidbehandeltem Filterpapier verhinderte bei Standzeiten von bis zu 12 Monaten zuverlässig einen Milbenbefall der Kulturen.

Konidienbildung war in Kultur sehr selten und auch nicht sehr stark. Künstliche Inokulationen waren daher nur durch natürlich befallenes Blattmaterial möglich, von dem Konidien suspensionen angefertigt wurden. Eine Folienabdeckung von Pflanzen nach der Inokulation war nicht notwendig, sondern durch die Lichtverminderung für das Pflanzenwachstum sogar hinderlich. Das Inokulummaterial war auch nach mehrjähriger trockener Lagerung noch infektiös. In der Klimakammer und im Gewächshaus konnten künstliche Inokulationen zwar erfolgreich durchgeführt werden (Inkubationszeit ca. 21 Tage), der Befall breitete sich aber von den Primärinfektionen nicht auf unbehandelte Blätter aus. Eine epidemische Phase konnte in geschützter Topfkultur nie ausgelöst werden. Die Vergleichskultur *R. foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) zeigte in Kultur ähnliche Wuchsmerkmale wie heutige Isolate, die Sporulation war allerdings noch geringer. Durch erste molekularbiologische Arbeiten konnte die DNA-Extraktion aus Erregerisolaten und aus pflanzlichem Gewebe optimiert werden. Es wurden spezifische Primer zum Nachweis von latentem *M. anethi* - Befall in Pflanzen entwickelt, die keine Kreuzreaktionen mit anderen an der Pflanze vorkommenden pilzlichen Erregern zeigten. Zusammen mit der ebenfalls entwickelten serologischen Nachweismethode im PTA-

ELISA mit IgG-K gegen Konidien und IgG-M gegen Mycel konnte der Erreger in infizierten Pflanzen eindeutig nachgewiesen werden.

## **6. Summary**

The fungus *Mycosphaerella anethi* could be extracted after 15 min disinfection in mercuric chloride (0,1 %). However, the isolation rate from leaf and stem pieces was only 4 - 8 %. The further growth of the mycelium on agarose medium was extremely slow. The mycelium formed on the surface of the medium was black, brain-shaped and raised. Growth was influenced by the medium used but only slightly compared with other fungi. Adding antibiotics improved the vitality of the culture of PDA best. Growth was hardly influenced by culture conditions but the best growth occurred at room temperature in natural light (no direct sunlight).

The condensation in the petri dishes impeded growth persistently. Placing the cultures on filter papers sprayed with insecticides was a reliable protection against mites during the cultivation time of 12 months.

Conidiospores in culture were rarely observed. Consequently, artificial inoculations could only be done using naturally infected leaf material. It was not necessary to cover the plants following the inoculation. In fact, the reduced light affected the growth rate negatively. The inoculum remained infectious even after several years of storage. Neither in the culture chamber nor in the greenhouse it was ever possible to cause an epidemic despite an incubation period of 21 days after inoculation. The check isolate *R. foeniculi* (= synonym of *M. anethi*) showed similar growth characteristics like our isolates, but the sporulation was even lower.

DNA was extracted from the fungal isolates and from infected plant material. It was possible to develop a specific primer to identify *M. anethi* in latently infected plants which showed no cross reaction with other fungal diseases which were present. The presence of the fungus in infected plants could also be proven using the PTA-ELISA with IgG-K for conidia and IgG-M for mycelium.

## **7. Literaturverzeichnis**

ARNONE, A., CARMADA L., NASINI, G. und ASSANTE G. (1986): Secondary mould metabolites. Part 15. Structure elucidation of rubellins A and B, two novel anthraquinone metabolites from *Mycosphaerella rubella*. J. Chem. Soc. Perkin Trans. 255 - 260

ARNONE, A. und NASINI, G. (1989): Secondary mould metabolites. XXV. The structure of rubellins C and D, two novel anthraquinone metabolites from *Mycosphaerella rubella*. Gazzetta Chimica Italiana 119, 35 - 39

BAUR, R. und HELLER, W. (2002): Pflanzenschutzmittel für Knollenfenchel. Eidgenössische Forschungsanstalt Wädenswil (FAW). Version Dezember 2002. www.faw.ch

BEDLAN, G. (1999): Gemüsekrankheiten. 3. aktualisierte und erweiterte Auflage, Österreichischer Agrarverlag, Klosterneuburg

BOUGEARD, M. und VEGH, I. (1980): Étude préliminaire sur le *cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton - Agent de la «Cercosporidiose» du Fenouil (*Foeniculum vulgare* Mill.). Cryptogamie, Mycologie Tome 1, 205 - 221

BRANDENBURGER, W. (1985): Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York

CIRULLI, M. (1981): *Cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton su Prezzemolo in Italia. Infotore. Fitopatol. 3, 33 - 37

CROUS, P. W. (2000): An improved technique for obtaining single ascospore cultures of ascomycetes. Mycologist 14, 101 - 103

CROUS, P. W., KANG, JI-CHUAN und BRAUN, U. (2001): A phylogenetic redefinition of anamorph genera in *Mycosphaerella* based on ITS rDNA sequence and morphology. Mycologia 93, 1081 - 1101

CRÜGER, G., BACKHAUS, G. F., HOMMES, M., SMOLKA, S. und VETTEN, H.-J. (2002): Pflanzenschutz im Gemüsebau. 4. völlig überarbeitete und erweiterte Auflage. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart

DEHE, M., FROSCH, M., GROHS, B.-M., KRUSCHE, M. und REICHARDT, I. (2003): Untersuchungen zur Kontrolle akuter Doldenerkrankungen des Fenchels durch den Einsatz von Pflanzenschutzmitteln. Z. Arzn. Gew. Pfl. 8, 79 - 82

DOYLE, J. J. und DOYLE, J. L. (1987): A rapid DNA isolation procedure for small quantities of fresh leaf tissue. Phytochem. Bull. Bot. Soc. Amer. 19, 11 - 15

FURUKAWA, T. und KISHI, K. (2002): Production of perithecia of various ascomycotina on water agar medium emended with leaf pieces. Journal of Phytopathology 150, 625 - 628

- GRÄBE, A. (2000): Differenzierung von Erregerisolaten mit Hilfe der PCR-Technik am Beispiel von *Mycosphaerella anethi* Petr.. Belegarbeit im Rahmen des Projektunterrichtes der Berufsbildenden Schule Weißenfels der Fachrichtung „Biologisch - technische Assistenz“
- HEISER, I., SACHS, E., LIEBERMANN, B. (2003): Photodynamic oxygen activation by rubellin D, a phytotoxin produced by *Ramularia collo-cygni* (Sutton et Waller). *Physiological and Molecular Plant Pathology* 62, 29 - 36
- HOLLIDAY, P. (1998): *A Dictionary of Plant Pathology*. 2. Ausgabe, Cambridge University Press, London, U.K.
- ITAKURA, K., ROSSI J. J. und WALLACE, R. B. (1984): Synthesis and use of synthetic oligonucleotides. *Ann. Rev. Biochem.* 53, 323
- JACOME, L. H., SCHUH, W. und STEVENSON, R. E. (1991): Effect of temperature and relative humidity on germination and germ tube development of *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. *Phytopathology* 81, 1480 - 1485
- JACOME, L. H. und SCHUH, W. (1992): Effects of leaf wetness duration and temperature on development of black Sigatoka disease on banana infected by *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. *Phytopathology* 82, 515 - 520
- JHINGAN, A. K. (1992): A novel technology for DNA isolation. *Methods in Molecular and Cellular Biology* 3, 15 - 22
- JOHANSON, A. und JEGER, M. J. (1993): Use of PCR for detection of *Mycosphaerella fijiensis* and *M. musicola*, the causal agents of Sigatoka leaf spots in banana and plantain. *Mycol. Res.* 97, 670 - 674
- JOSHI, N. C. (1957): Studies on powdery mildew of *Foeniculum vulgare* from Ajmer. 1. Symptoms, morphology, spore germination, phenological relations and the efficacy of sulphur dust against the disease. *Agra. Univ. J. Res (Sci)* 6, 89 - 91
- KILLIAN, C. (1923): Études biologiques du genre *Ramularia*. I.<sup>e</sup> Partie. *Rev. de Pathol. vég. et d'Entom. agr.* X, 277 - 302 zitiert in SIBILIA, C. (1932): Un parasita del finocchio. *Boll Staz. Path. Veg. Roma* 12, 210 - 235
- KOCH, W., HELLER, W. und HESS, E. (2002): Erstmals Fungizid bei Fenchel zugelassen: Fenchelkrankheiten stellen Produktion vor neue Herausforderung. *Der Gemüsebau / Le Maraicher* 7, 4 - 7
- KRAUTHAUSEN, H. - J. und KREISELMAIER, J. (2002): *Cercosporidium punctum* an Fenchel. *Gemüse* 3, 8
- KUSTERER, A. (2003): Untersuchungen zu Krankheitserregern an Dill (*Anethum graveolens* L.). *Dissertationsarbeit an der Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg*. Cuvillier Verlag, Göttingen
- LAKRA, B. S. (1993): Epidemiology and management of *Ramularia* blight of fennel (*Foeniculum vulgare* L.). *Indian J. Mycol. Pl. Pathol.* 23, 70 - 77

- LINDE, C. C., ZHAN, J. und McDONALD, B. A. (2002): Population structure of *Mycosphaerella graminicola*: From lesions to continents. *Phytopathology* 92, 946 - 955
- MIETHBAUER, S., HEISER, I. und LIEBERMANN, B. (2003): The phytopathogenic fungus *Ramularia collo-cygni* produces biologically active rubellins on infected barley leaves. *Journal of Phytopathology* 151, 665 - 668
- MULDER, J. L. und HOLLIDAY, P. (1974): *Mycosphaerella musicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 414). Kluwer Academic Publishers, New York
- ONFROY, C., TIVOLI, B., CORBIÉRE, R. und BOUZNAD D. (1999): Cultural, molecular and pathogenic variability of *Mycosphaerella pinodes* an *Phoma medicaginis* var. *pinodella* isolates from dried pea (*Pisum sativum*) in France. *Pathology* 48, 218 - 229
- PETERSON, L. E., CLARK, R. J. und MENARY, R. C. (1993): Umbel initiation and stem elongation in fennel (*Foeniculum vulgare*) initiated by photoperiod. *Journal of Essential Oil Research* 5, 37
- PETZOLDT, S. (1989): Zur Biologie und Schadwirkung des Erregers der Blatt- und Stengelanthraknose (*Mycosphaerella anethi* Petr.) am Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) - 1. Mitteilung. *Drogenreport* 3, 49 - 65
- PETZOLDT, S. (1990): *Mycosphaerella anethi* - Ein Beitrag zur Entwicklungsgeschichte. *Boletus* 14, 49 - 56
- PETZOLDT, S. (1999): persönliche Mitteilung
- PRASAD, N., MATHUR, R. L. und AGNIHOTRI, J. P. (1969): Blight of fennel in Rajasthan. *Curr. Sci.* 30, 65 - 66
- PUNITHALINGAM, E. und HOLLIDAY, P. (1972): *Mycosphaerella pinodes*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 340). Kluwer Academic Publishers, New York
- ROSS, I. K. (1995): Non-grinding method of DNA isolation from human pathogenic filamentous fungi using xanthogenates. *BioTechniques* 18, 828 - 830
- SIBILIA, C. (1932): Un parassita del finocchio. *Boll. Staz. Path. Veg. Roma* 12, 210 - 235
- SIMAY, E. I. (1989): Fungi occurring on symptom-free leaves of sweet fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Novenyvedelem* 25, 435 - 437
- SINGH, R. D. (1974): Histopathology of fennel infected by *Ramularia foeniculi*. *Indian J. Mycol. and Pl. Pathol.* 4, 166 - 170
- SISTO, D. (1983): *Cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton su finocchio (*Foeniculum vulgare* Mill. var. *azoricum* Thell.) in Italia meridionale. *Informatore Fito-patologico* 7, 55 - 58

SIVANESAN, A. (1990): *Mycosphaerella graminicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 986). Kluwer Academic Publishers, New York

SYDOW, H. und McRAE, W. (1929): Hyphomycetes Indiae orientalis. Pars. I (East India Hyphomycetes Part I). Ann. Cryptog. Exot. 2, 262 - 271

URBANIETZ, A. (2002): Genetische und molekulare Charakterisierung der Resistenz des Apfels gegen den Echten Mehltau und der Virulenz des Erregers *Podosphaera leucotricha* (Ell. et Ev.) Salm.. Dissertation Universität Hannover

VARVARO, L., SANTINI, L. und BALESTRA, G. M. (1998): I principali parassiti nelle colture di finocchio. Informatore Agrario 54, 47 - 50

WILLIAMS J. G. K., KUBELIK, A. R., LIVAK, K. J., RAFALSKI, J. A. und TINGEY, S. V. (1990): DNA polymorphisms amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers. Nucleic Acids Res. 18, 6531 – 6535

## **8. Anhang**

### **Zusammensetzung verwendeter Puffer und Lösungen für molekularbiologische Untersuchungen**

#### **Loadingpuffer**

30,000 % Glycerol  
0,025 % Bromphenolblau

#### **1x TAE-Puffer**

40 mM Tris-base  
1 mM NaEDTA  
pH 8.0 mit konzentrierter Essigsäure einstellen

#### **1x TBE-Puffer**

89 mM Tris-base  
88 mM Borsäure  
2 mM Na-EDTA

#### **TE**

10 mM Tris HCL (pH 7.4)  
1mM EDTA (pH 8.0)

#### **1x Williams-Puffer**

10 mM Tris-HCL, pH 8.3  
50 mM KCl  
2 mM MgCl<sub>2</sub>  
0,001 % Gelatine

#### **2x CTAB-Puffer**

2 % Cetyltrimethylammoniumbromid  
20 mM Na-EDTA, pH 8.0  
0,1 M Tris, pH 8.0  
1,4 M NaCl  
2 % PVP

#### **PEX-Extraktionspuffer**

100 mM Tris HCL, pH 7.5  
100 mM EDTA, pH 8.0  
700 mM NaCl  
12,5 mM PEX  
0,5 % PVP

## Zusammensetzung der verwendeten Agararten

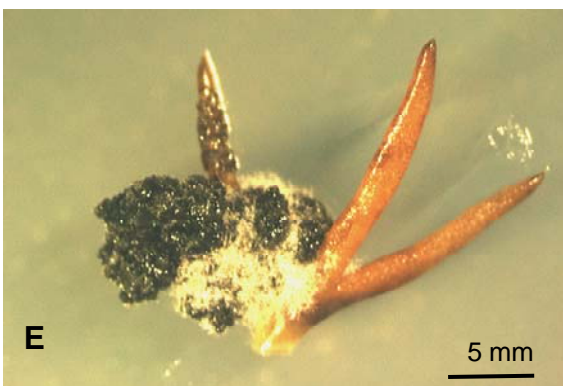
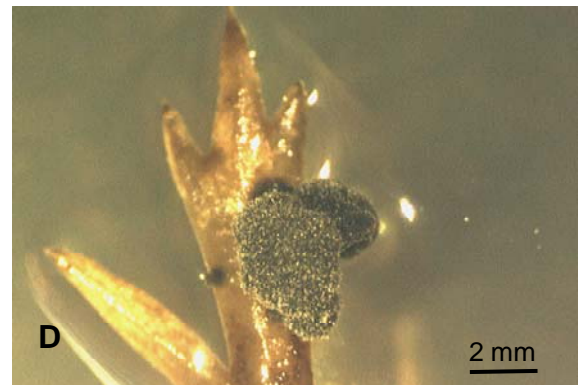
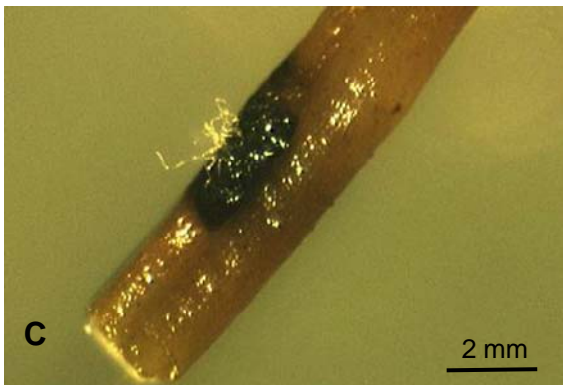
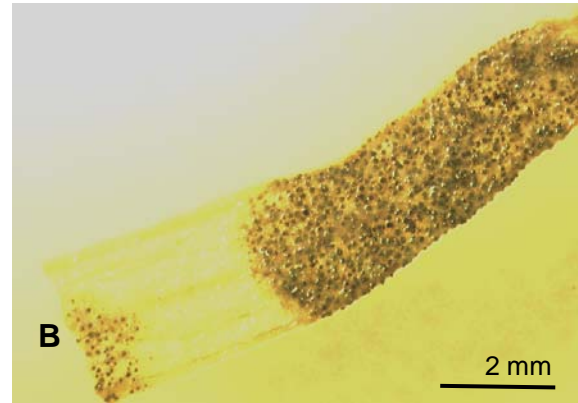
Tab. 18: Mediumsinhaltsstoffe

Medium	Zusammensetzung		pH-Wert
<b>Czapek-Dox-Agar</b>	<b>Fertigmedium:</b>	<b>48 g / l</b>	<b>7,3</b>
	Saccharose	30 g	
	Natriumnitrat	3 g	
	Magnesiumsulfat	0,5 g	
	Kaliumchlorid	0,5 g	
	Eisen (II) Sulfat	0,01 g	
	Di-Kaliumhydrogenphosphat	1,0 g	
Agar-Agar	13 g		
<b>SNA</b>	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	1,0 g / l	
	KNO <sub>3</sub>	1,0 g / l	
	MgSO <sub>4</sub> 7H <sub>2</sub> O	0,5 g / l	
	KCL	0,5 g / l	
	D(+) Glucose	0,2 g / l	
	D(+) Saccharose	0,2 g / l	
	Agar-Agar	20 g / l	
<b>Hafermehlagar</b>	Hafermehl	60 g / l	<b>6</b>
	Bactoagar	12,5 g / l	
<b>V 8 Agar</b>	<b>(nach Steffenson, Webster)</b>		<b>6,8</b>
	V 8 Gemüsesaft	160 ml	
	CaCO <sub>3</sub>	2,7 g	
	Agar-Agar	15 g / l	
<b>Medium 90-Agar</b>	A. dest.	720 ml	
	Malzextrakt	30 g / l	
	Sojapepton	3 g / l	
<b>Malzagar</b>	Agar-Agar	15 g / l	
	Malzextrakt	10 g / l	
<b>Fencheltee-Agar</b>	Agar-Agar	15 g / l	
	Fenchel Früchte für Tee	20 g	
<b>KDA</b>	<b>Fertigmedium (DIFCO)</b>	<b>39 g / l</b>	<b>5,6</b>
	Infusion von Kartoffeln	200 g	
	Bacto Dextrose	20 g	
	Bacto Agar	15 g	
<b>Sorbitolagar</b>	Sorbitol	30 g	
	Agar	70 – 80 g	
<b>Wasseragar</b>	Agar-Agar	15 g	



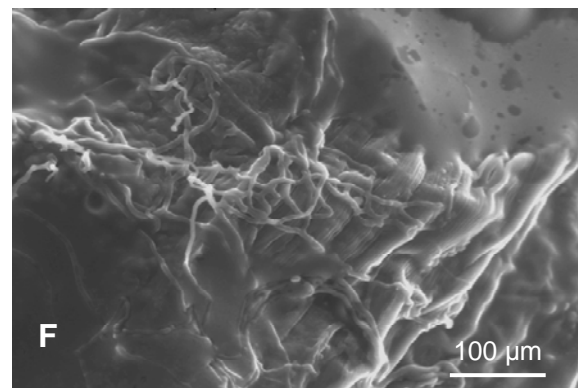
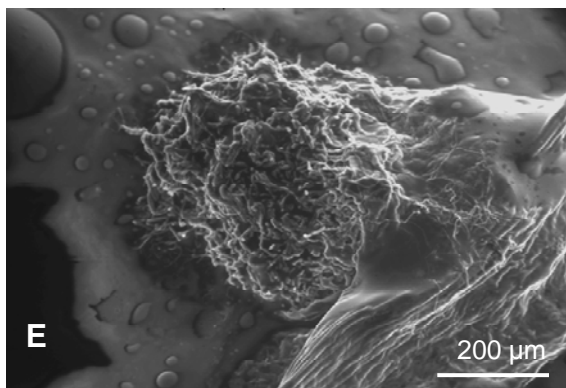
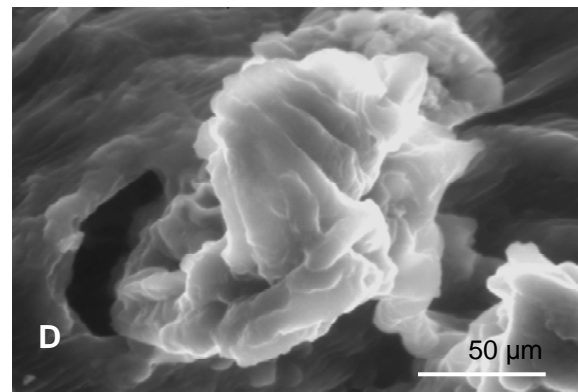
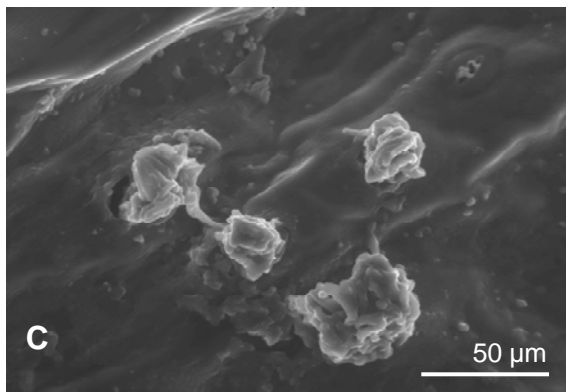
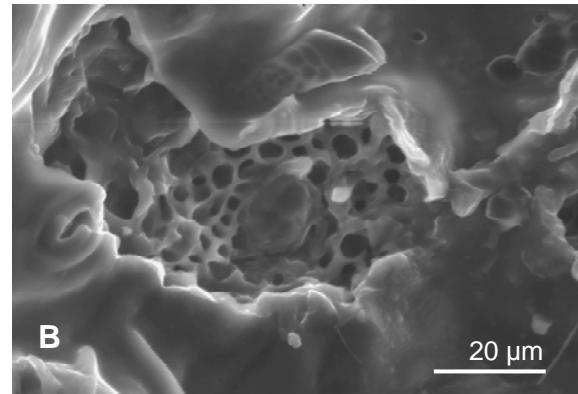
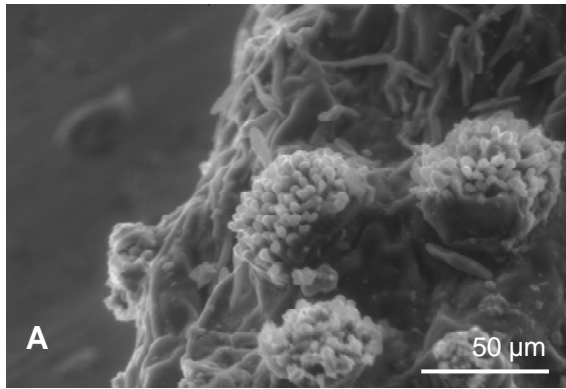
**Tab. 19:** Übersicht über die Konzentration der verwendeten Antibiotika

<b>Konzentrationen der Antibiotika</b>		
<b>1</b>	Penicillin G Natrium	60 mg / l
<b>2</b>	Oxytetracyclin HCl	50 mg / l
<b>3</b>	Streptomycin-Sulfat	80 mg / l



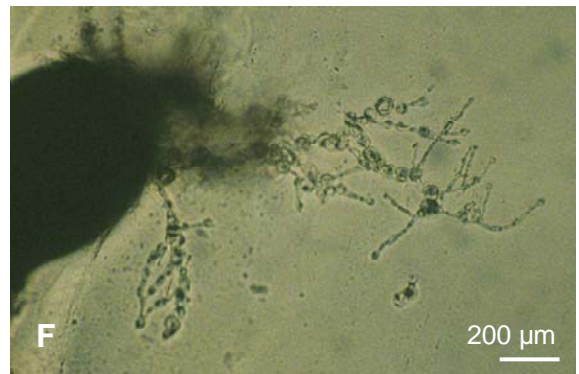
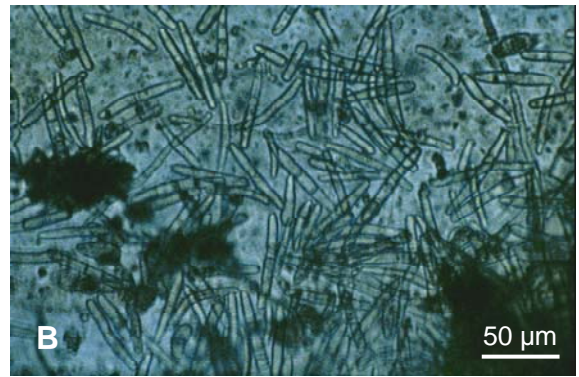
### Anfertigung von Isolaten aus befallenen Blattstücken

- A:** Fenchelblattfieder mit starker Sporulation von *M. anethi* auf der Oberfläche, erkennbar durch die weißlichen Konidien
- B:** Blattfiederstück nach der Desinfektion und Auflage auf KDA, erkennbar die braunen, punktförmigen Konidienträgereinzelkolonien
- C:** erstes Mycelwachstum auf der Oberfläche nach 7 - 10 Tagen sichtbar
- D:** typische Wuchsform eines *M. anethi* - Isolats (6 Wochen)
- E:** Isolat nach weiterem Wachstum, weiterhin konzentriert auf dem Blatt mit schwarzem älteren Mycel und weißlichen oberflächigen Konidienauskeimungen
- F:** älteres Isolat (8 Wochen) überwuchert das Blatt und geht auch leicht auf das Kulturmedium über



### Wachstum von *M. anethi* - Isolaten nach Desinfektionsbehandlung

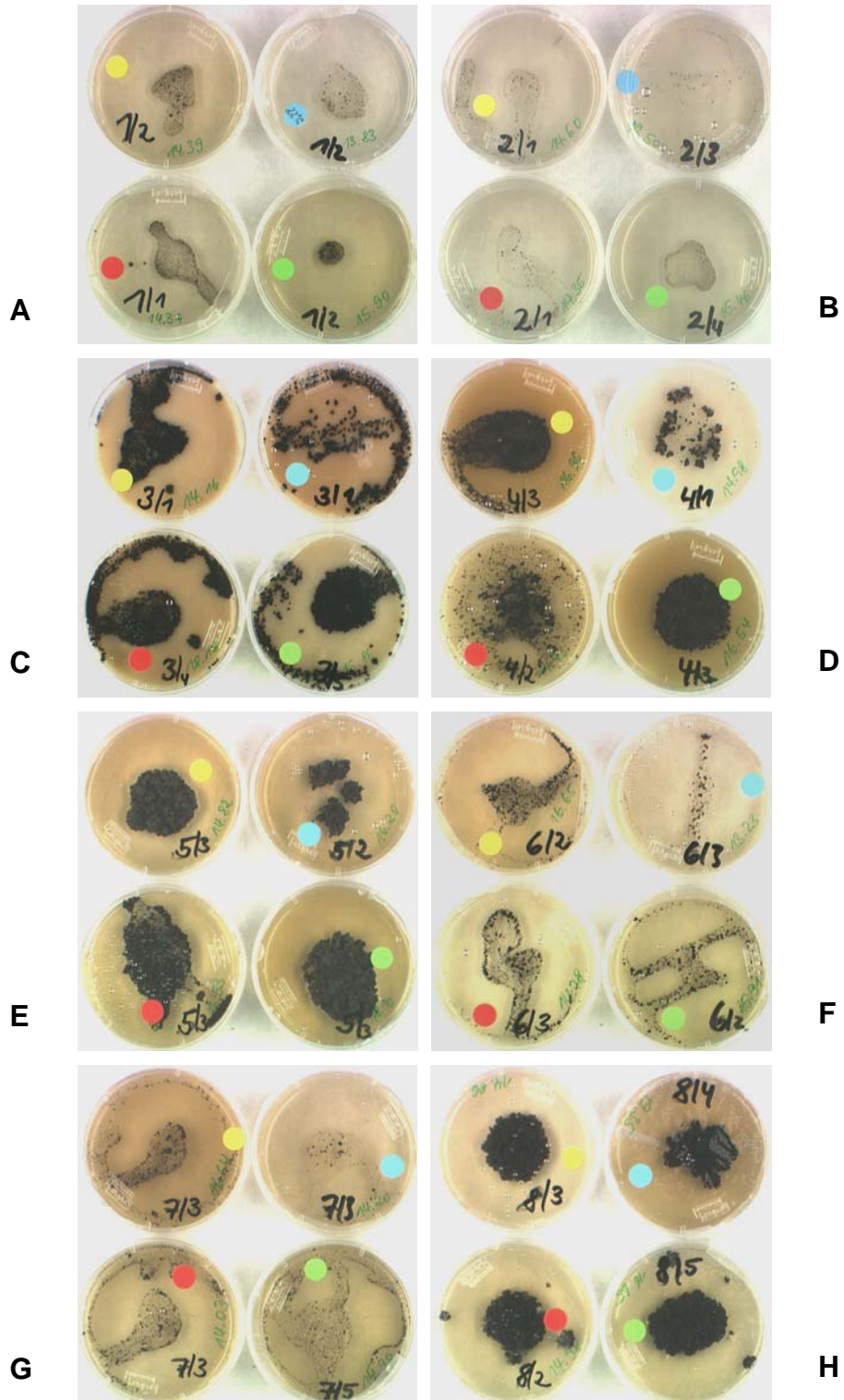
- A:** Elektronenmikroskopische Ansicht eines Fenchelblattstückes vor der Desinfektion mit durch die Epidermis ragenden Konidienträgern
- B:** Ansicht von Konidienträgern nach der Desinfektionsbehandlung (15 min mit Sublimat (0,1%))
- C:** Neuwachstum von *M. anethi* - Mycel aus dem Epidermisgewebe des Blattstückes durch die ehemaligen Austrittsöffnungen der Konidienträgerbündel
- D:** Nahaufnahme einer ehemaligen Konidienträgeröffnung mit starkem Neuzuwachs von Mycel aus den tieferen Gewebeschichten
- E:** Ansicht eines Isolats nach 2 Wochen Neuwachstum
- F:** Mycelübergang aus dem Blattgewebe zum neu gebildeten Mycelstück auf KDA



### Kulturisolate von *Ramularia foeniculi* (Vergleichskultur aus Baarn)

- A: Konidienträger von *R. foeniculi* auf einem Fenchelblatt (Inokulationsversuch Klimakammer)
- B: Konidienbildungen auf Kulturisolaten. Form gleichmäßig langgestreckt und nicht wie *M. anethi* unregelmäßig keulenförmig
- C: Nahaufnahme von keimenden Konidien auf KDA (1. Tag)
- D: Konidienkeimung nach 2 Tagen Wachstum
- E: Konidienkeimung auf KDA (3. Tag)
- F: Mycelneubildungen auf KDA bei einer 3 Monate alten Kultur

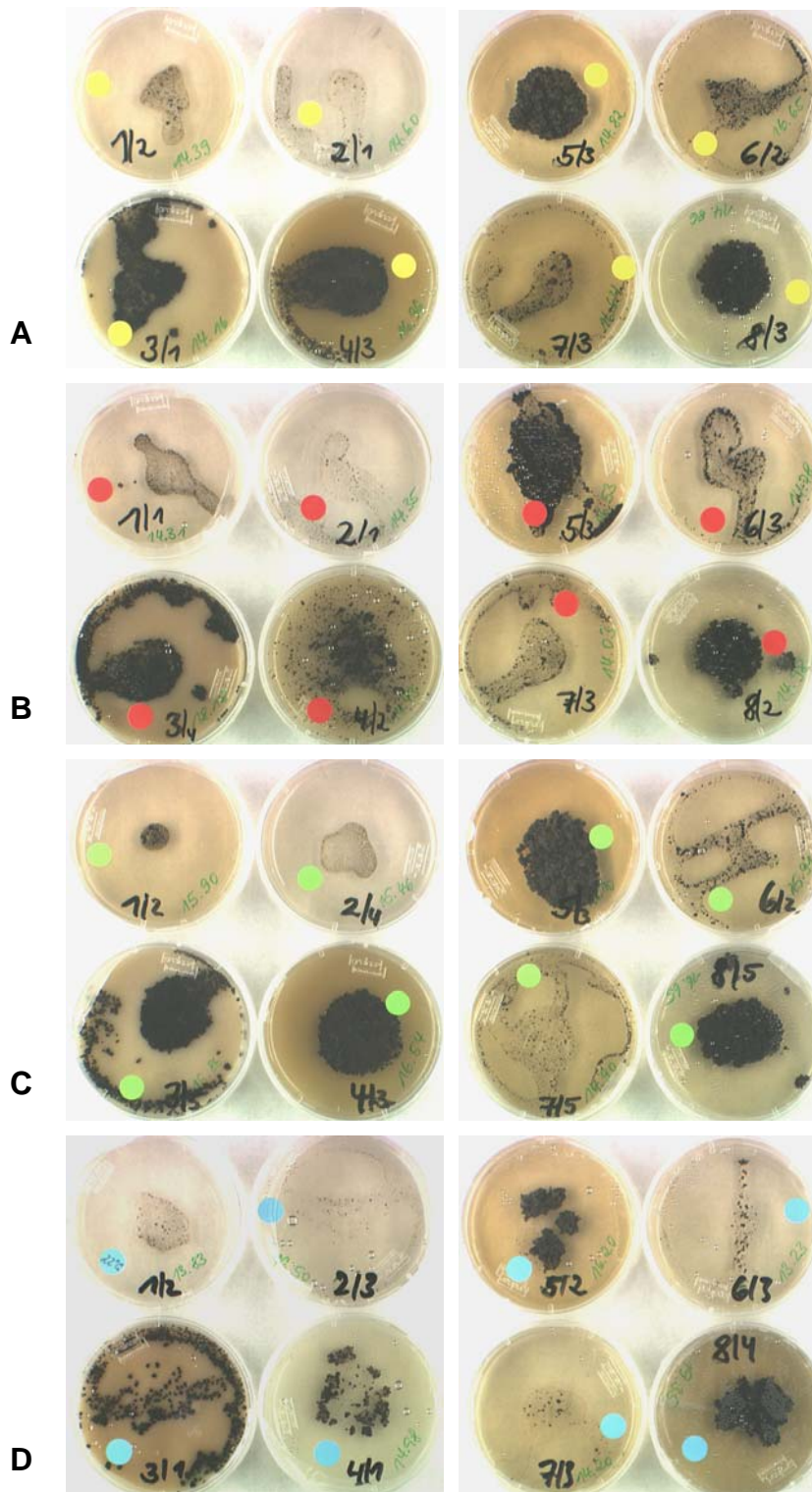




**Testung von Kulturmedien zur Vermehrung von *M. anethi* Kulturen**

A: Czapek-Dox-Agar  
 C: Hafermehl-Agar  
 E: Medium 90 Agar  
 G: Fenchelteeagar

B: SNA-Agar  
 D: V8 Agar  
 F: Malzagar  
 H: KDA-Agar



**Mediumstestungen (1- 8) unter Temperaturvariation (A,B,C,D)**

1: Czapek-Dox-Agar 2: SNA-Agar 3: Hafermehl-Agar 4: V8 Agar 5: Medium 90 Agar  
6: Malzagar 7: Fenchelteeagar 8: KDA-Agar

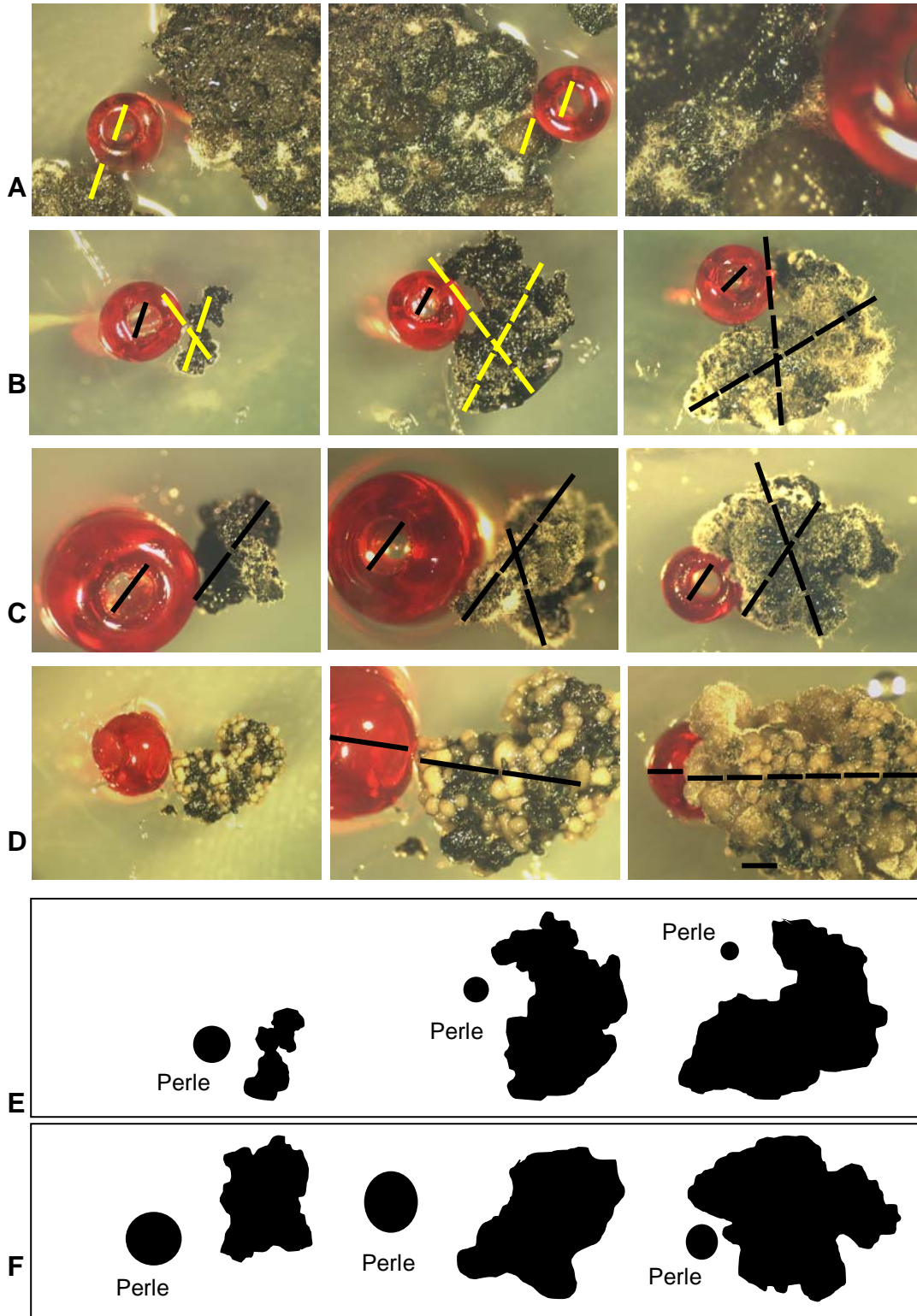
A: Aufstellung der Agarvarianten (gelbe Markierung) bei 18 °C

B: Aufstellung der Agarvarianten (rote Markierung) bei 14 °C unter Schwarzlicht

C: Aufstellung der Agarvarianten (grüne Markierung) bei 20 °C

D: Aufstellung der Agarvarianten (blaue Markierung) bei 25 °C



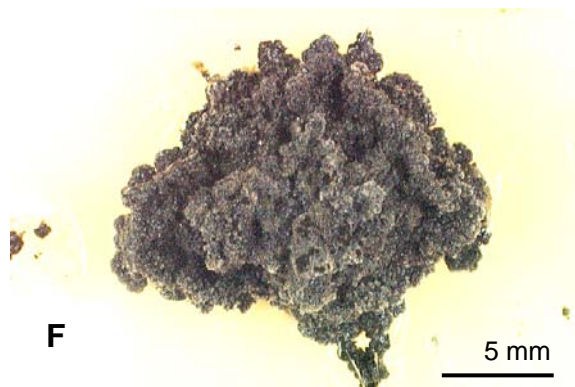
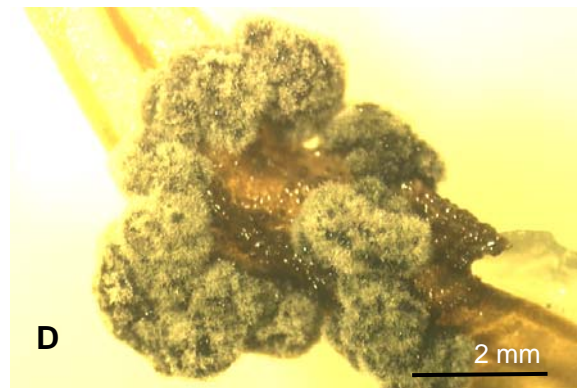
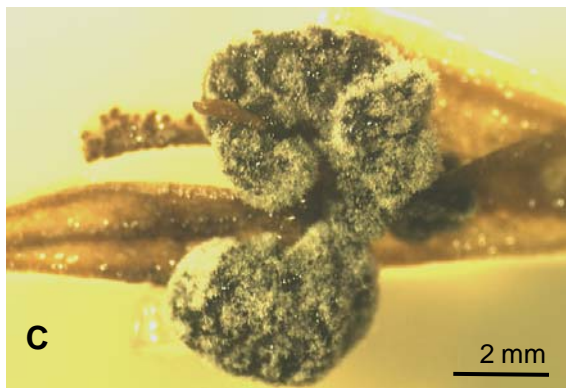
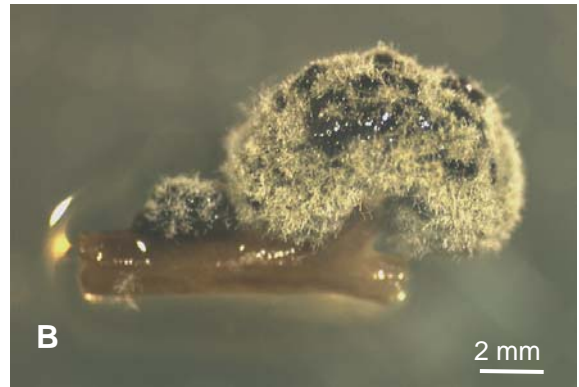


### Wachstum von *M. anethi* - Isolaten auf KDA

Auflage einer Perle mit definierter Größe (Außendurchmesser 2,8 mm) bei Versuchsbeginn als Vergleichsmaßstab zur Ermittlung des Erregerwachstums

A, B, C und D: Isolataufnahmen an 3 Terminen (nach 3, 24 und 48 Tagen)

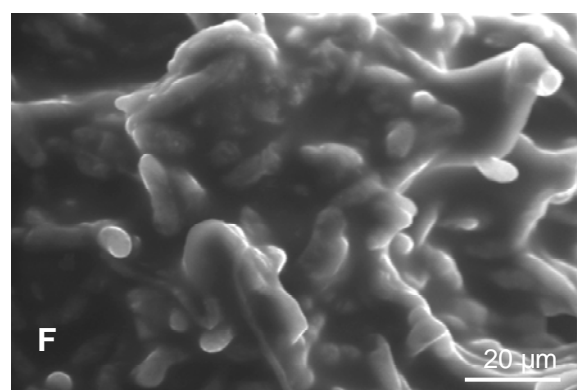
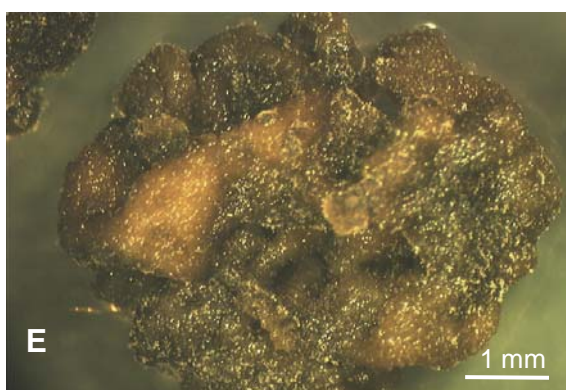
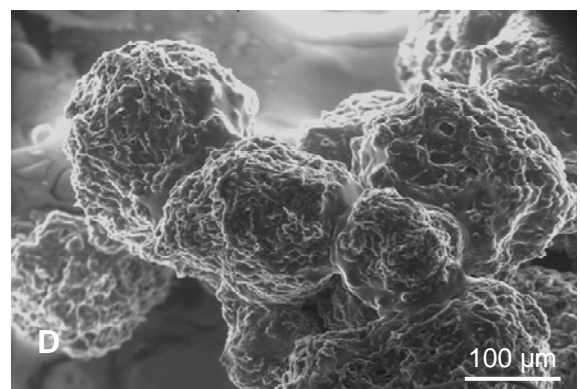
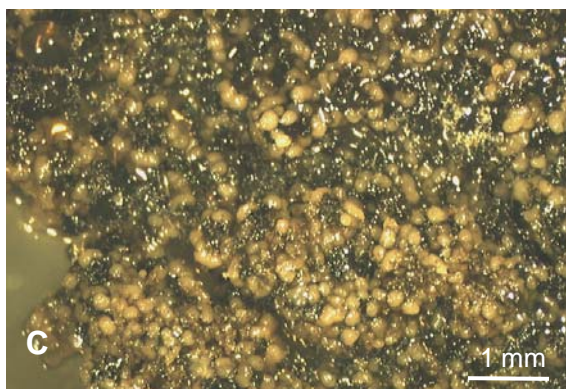
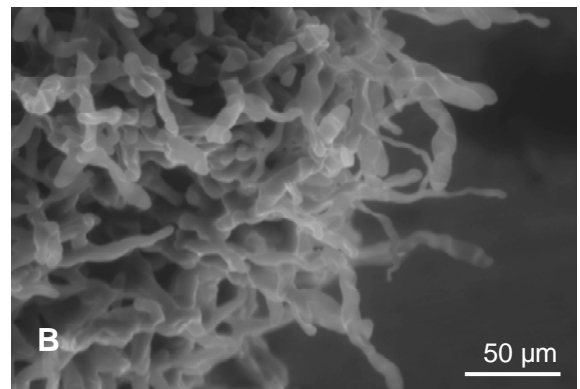
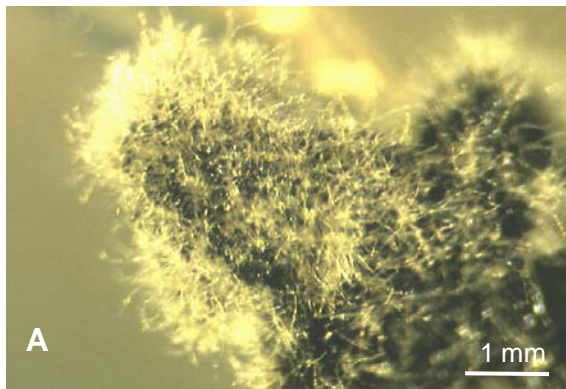
E und F: Größenvergleichsansicht von Isolat B und C als Schema an 3 Messterminen



### Wuchsformen von Isolaten

- A:** Isolat von *Ramularia foeniculi* aus einem Klimakammerreisolierungsversuch (Vergleichkultur aus Baarn)
- B:** Seitenansicht eines Isolats 10 Tage nach Wachstumsneubeginn mit kugelförmigen Mycel
- C und D:** Blattfieder mit zwei (C) oder mehreren (D) Mycelneubildungsstellen auf der Blattoberfläche
- E:** Wachstum eines Isolats mit sehr gleichmäßigem Mycelauswuchs aus mehreren ehemaligen Konidienlagern der Blattoberfläche
- F:** Isolat nach 4 Monaten Wachstum ( $\varnothing$  ca. 2 cm)



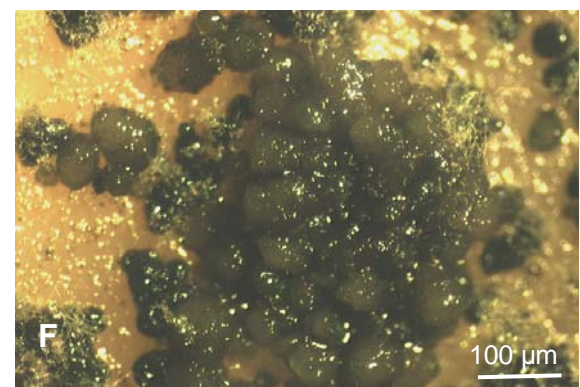
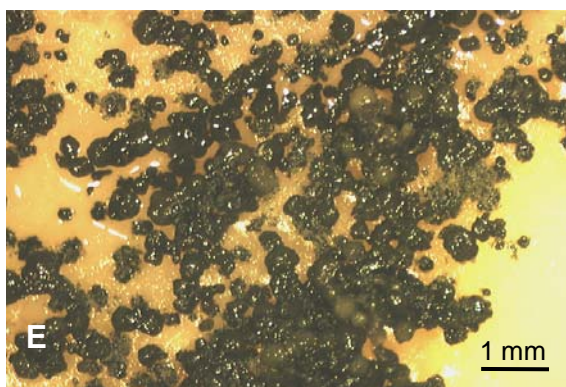
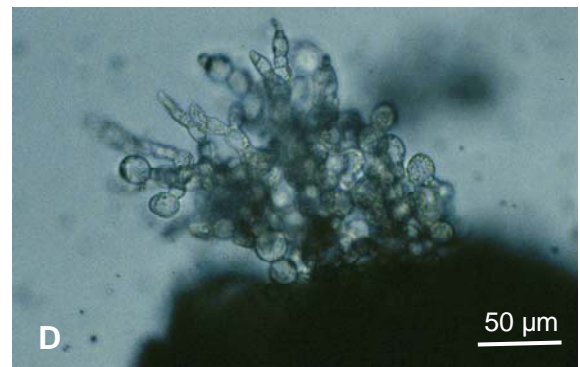
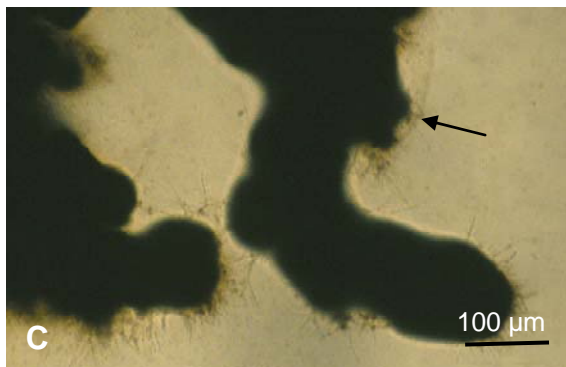
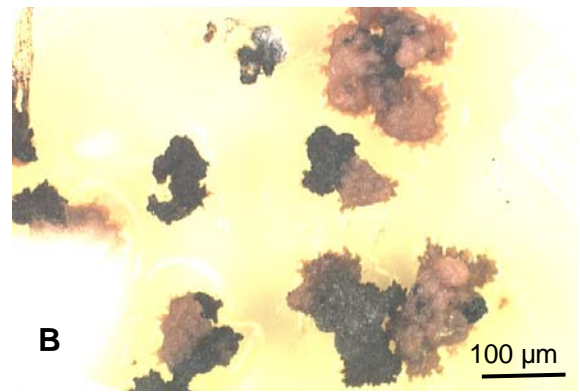
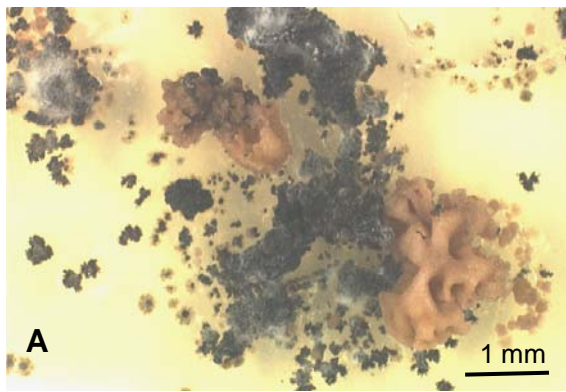


### Myzelvariationen von Isolaten von *M. anethi* auf KDA Platten

**A und B:** Myzelneubildungen durch oberflächlich auskeimenden Konidien (weißes Mycel) (A) und in der Nahaufnahme (B)

**C und D:** Myzelneubildungen mit kleinen weißen kugelförmigen Mycelzusammenballungen, die sich später schwarz verfärben in der Übersicht (C) und der Nahaufnahme (D)

**E und F:** Myzelneubildung mit einer glatten bräunlichen Oberfläche (E), die auch in der elektronenmikroskopischen Nahaufnahme erkennbar ist (F)



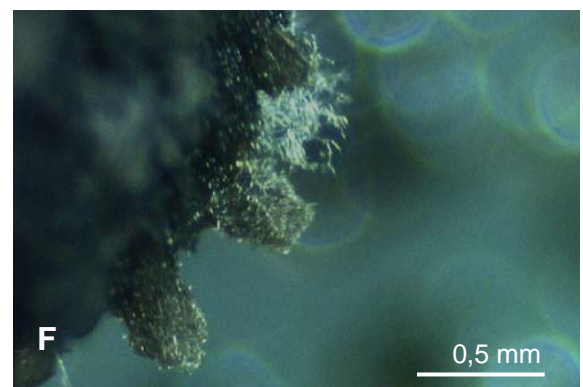
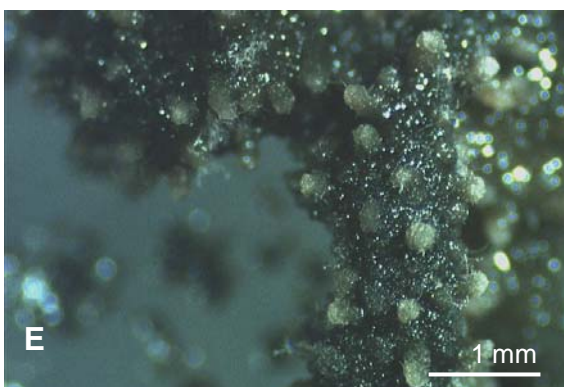
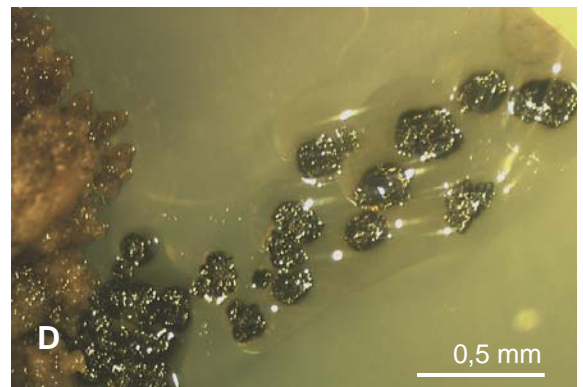
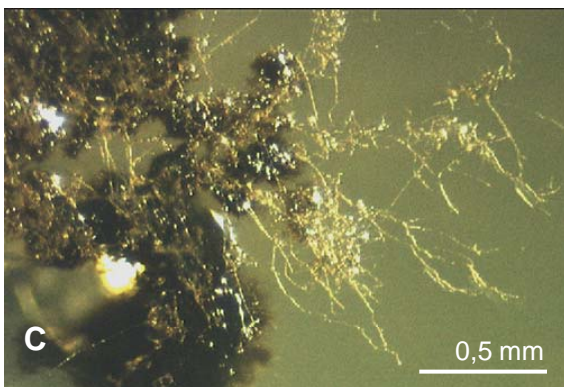
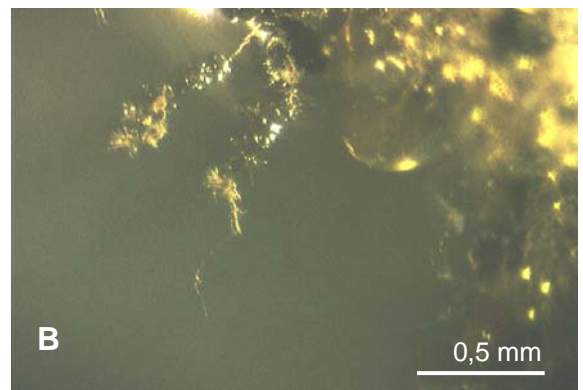
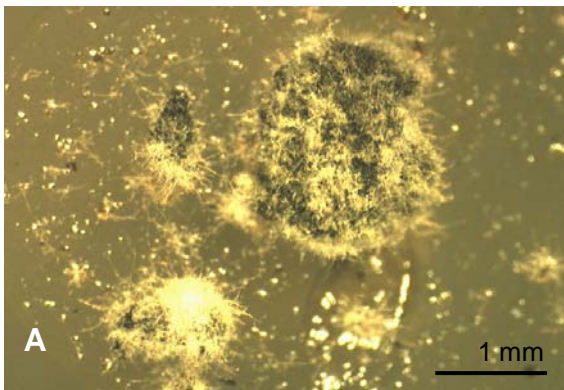
### Mycelvariationen von Isolaten von *M. anethi* auf KDA Platten

**A und B:** Mycel wächst in unterschiedlichen Färbungen und mit sehr glatter Oberfläche ('plastikartig') in einzelnen zusammenhängenden Stücken (A), die auch nicht sichtbar verbunden sind (B)

**C und D:** Mycelauswüchse älterer Kulturen (mit 2 cm Durchmesser und Höhe) in den Agar hinein ('Fußbildungen'), mit feineren kugelförmigen Mycelstrukturen (D)

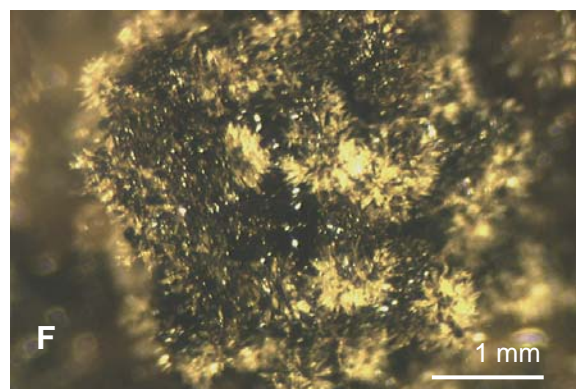
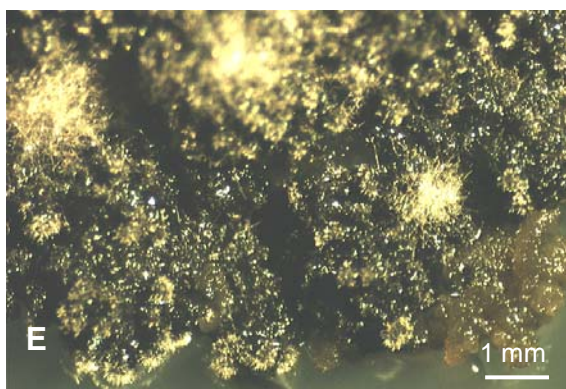
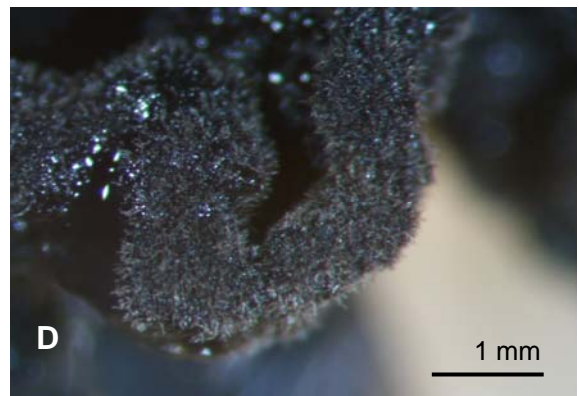
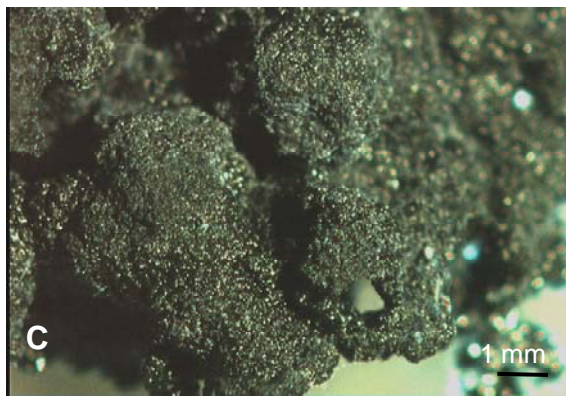
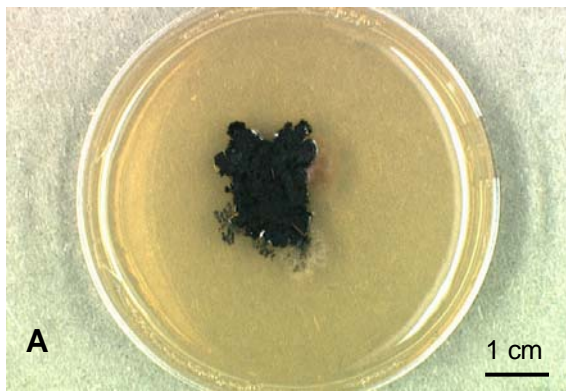
**E und F:** Mycelneubildung in Form kleiner flacher Kugeln, die über größere Flächen verteilt sind (E), Oberflächenstruktur immer feucht, geleeartig (F)





### Wachstum von Konidien und Asci auf der Myceloberfläche von Isolaten

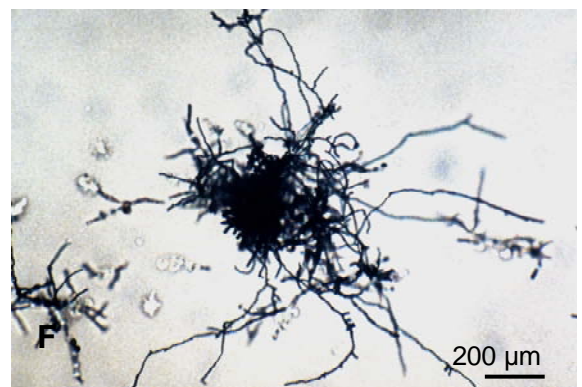
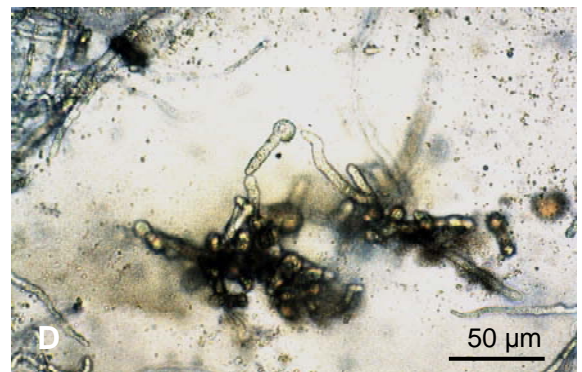
- A:** Ansicht eines stark sporulierenden Isolats auf KDA
- B:** Nahaufnahme eines Konidienträgers mit mehreren Konidien auf der Myceloberfläche
- C:** Ausweitung des Wachstums durch gekeimte Konidien auf der Agaroberfläche, sichtbar durch feine weiße Mycelausbildungen
- D:** Mycelneubildungen bei Auskeimung von abgetrennten Konidien isoliert vom Ursprungsmycel
- E:** Wachstumsveränderung von Isolaten nach längerer Standzeit (12 Monate) ohne Überimpfung: Bildung von einzelnen hohlen Elementen (möglicherweise Ascosporenlager)
- F:** Nahaufnahme von Mycelneubildungen (möglicherweise Ascosporenlager)



### Bildung von Konidien bei Kulturisolaten von *M. anethi*

- A: Isolateansicht nach 6 Monaten Wachstum mit typischer Wuchsform (Petrischale Ø 5 cm)
- B: Seitenansicht eines wüchsigen Isolats: Mycelanhäufung ist höhen- und nicht flächenkonzentriert auf KDA Platte gewachsen
- C: Nahaufnahme eines Isolats: Mycel schwarz und mit feiner samtartiger Oberflächenstruktur
- D: Oberfläche des Mycels hat eine verschlungen, hirnförmige Anordnung
- E: Ansicht eines sporulierenden Isolats mit stellenweiser Bildung von Konidien (Pfeile)
- F: Nahaufnahme eines sporulierenden Mycelabschnitts, erkennbar durch die weißlichen Konidien auf der Oberfläche





### Konidienkeimung und Mycelwachstum von *M. anethi* auf Objektträgern und KDA

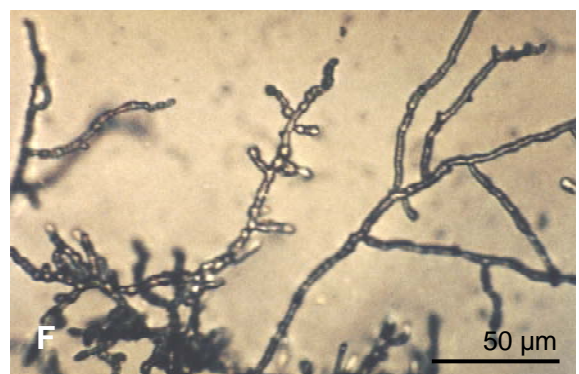
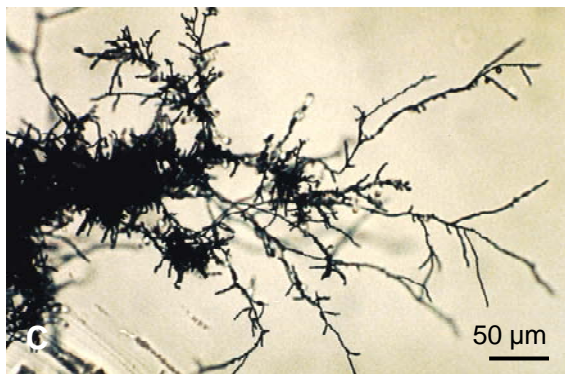
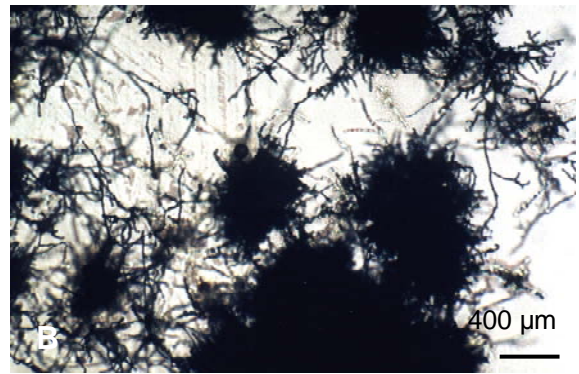
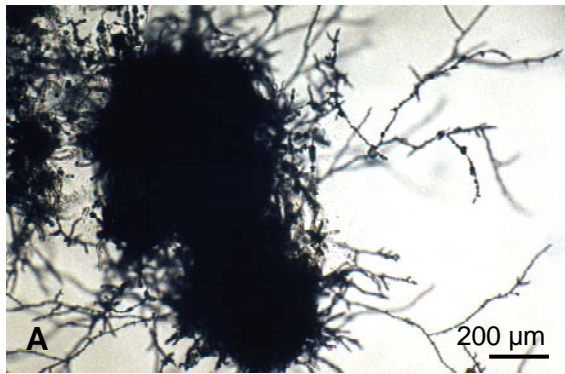
**A und B:** keimende Konidien auf Objektträger mit sterilem Leitungswasser im Überblick (A) und in der Nahaufnahme (B) nach 3 -14 Tagen Wachstum (= Entwicklungsstillstand)

**C:** keimende Konidien 4 Tage nach dem Auftragen auf KDA

**D:** Mycelverdichtung nach 7 Tagen Wachstum

**E:** weitere Mycelverdichtung nach 9 Tagen Wachstum

**F:** Mycelausweitung nach 15 Tagen mit Bildung eines schwarzen verdichteten Zentrums und feinen Mycelausläufern

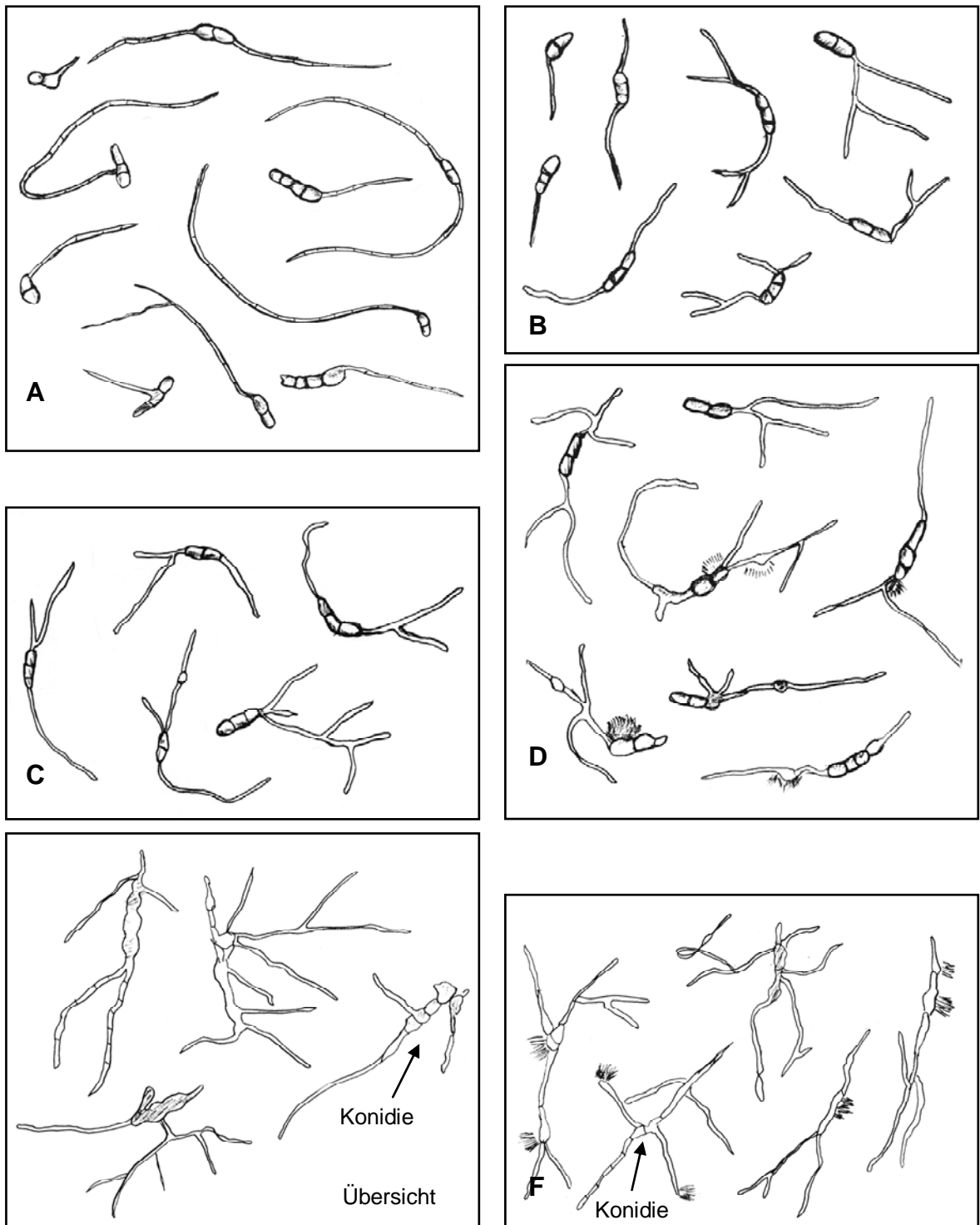


### Mycelwachstum einer *M. anethi* Kultur auf KDA

**A und B:** Nah- (A) und Übersichtsaufnahme (B) einer *M. anethi* - Kultur nach 10 Tagen Wachstum. Kultur hat dunkles festes und feines verzweigtes Mycel gebildet.

**C und D:** Überblicks- (C) und Nahaufnahme (D) von Mycel nach 14 Tagen Wachstum nach der Auflage von Konidien auf Agar

**E und F:** Nahaufnahmen des weißen feinen Mycels einer 16 Tage alten Kultur



### Schema Konidienkeimung A

**A:** Konidienkeimung auf dem Objektträger mit sterilem Wasser ohne Mycelverzweigung gewachsen (12 Tage nach dem Auftragen)

**B:** Konidienkeimung auf KDA: alle Konidien verzweigt gekeimt (2 Tage nach dem Auftragen)

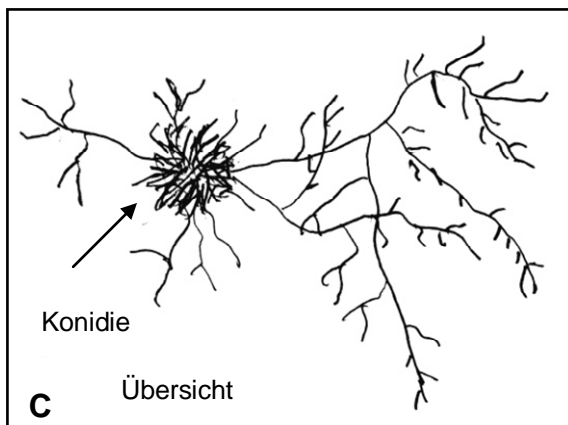
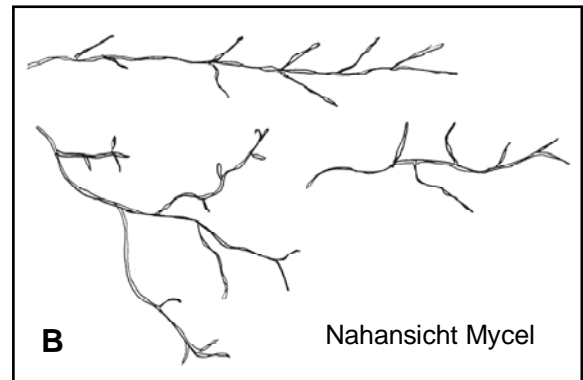
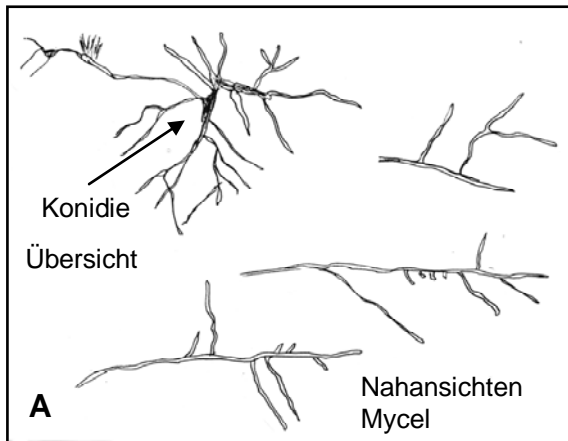
**C:** Konidienkeimung auf KDA (3 Tage nach dem Auftragen)

**D:** Konidienkeimung auf KDA (4 Tage nach dem Auftragen)

**E:** Konidienkeimung auf KDA: Übersicht über die Gesamtstruktur (7 Tage nach dem Auftragen)

**F:** Konidienkeimung auf KDA: Nahansicht (9 Tage nach dem Auftragen)

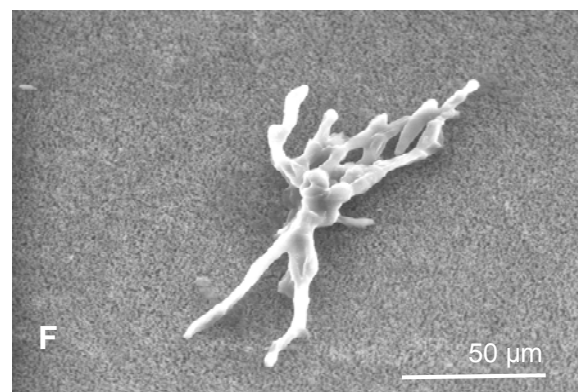
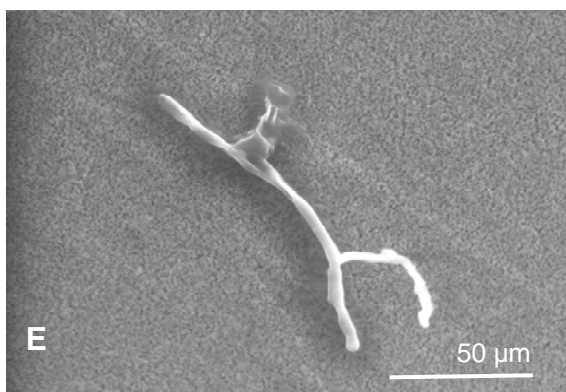
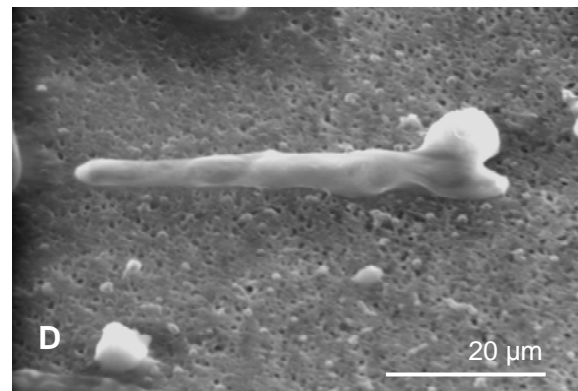
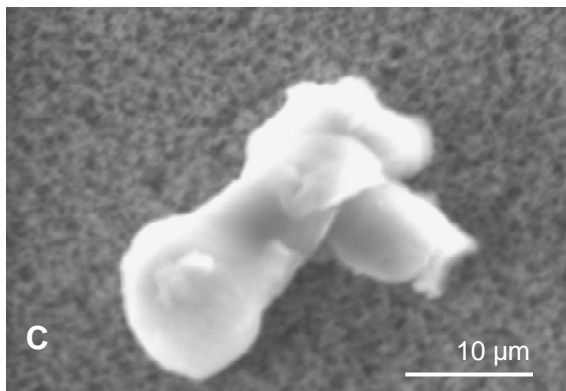
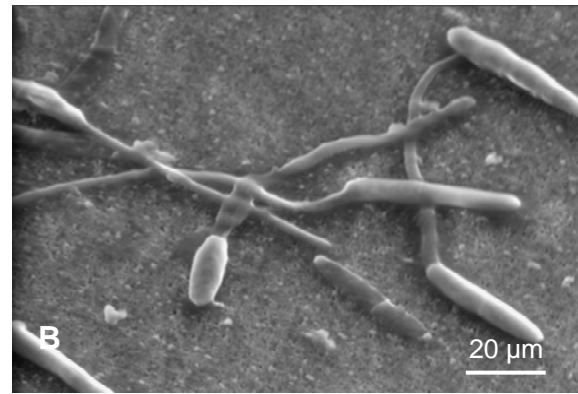
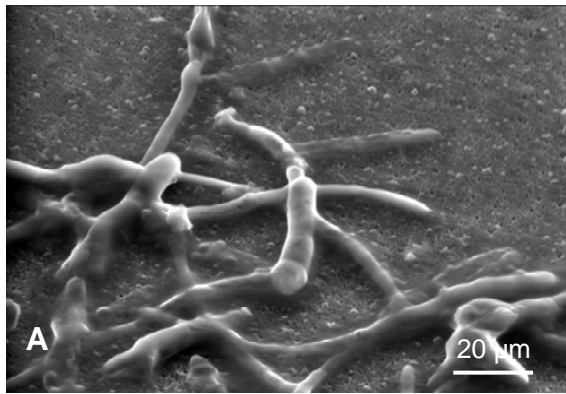




### Schema Konidienkeimung *M. anethi* (B)

- A: Konidienkeimung auf KDA (9 Tage nach dem Auftragen), Übersichtsansicht einer gekeimten Konidie und Nahansichten des weißen Mycels, nach Sichtbonitur kleine weiße Pusteln und dunkles Mycel im Zentrum erkennbar
- B: Konidienkeimung auf KDA, Nahansicht des weißen Mycels (15 Tage nach dem Auftragen), Zentrum mit ehemaliger Konidie kaum gewachsen, weißes Mycel sehr lang
- C: Konidienkeimung auf KDA, Übersichtsansicht einer gekeimten Konidie (18 Tage nach dem Auftragen), nach Sichtbonitur sehr deutliche, dichte weiße Pusteln mit dunklem Zentrum erkennbar





### Elektronenmikroskopische Untersuchung der Konidienkeimung auf Sterilfiltern (A)

Konidien aus Sterilkulturen auf der Oberfläche von Sterilfiltern, die auf KDA in Petrischalen (Ø 5 cm) aufgelegt wurden. Zur Untersuchung wurden die Filter vom Medium abgezogen.

#### Oberseite des Sterilfilters nach 8 Tagen

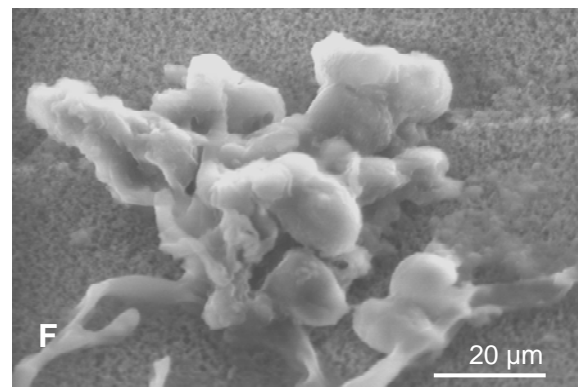
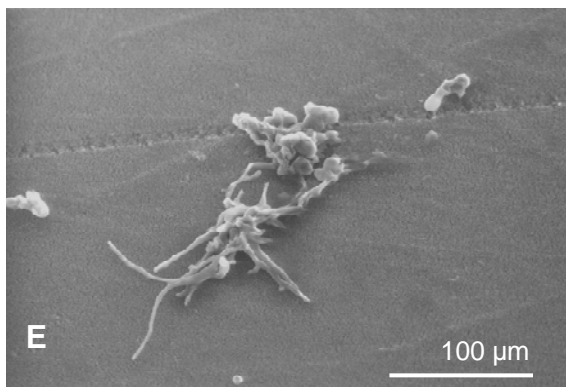
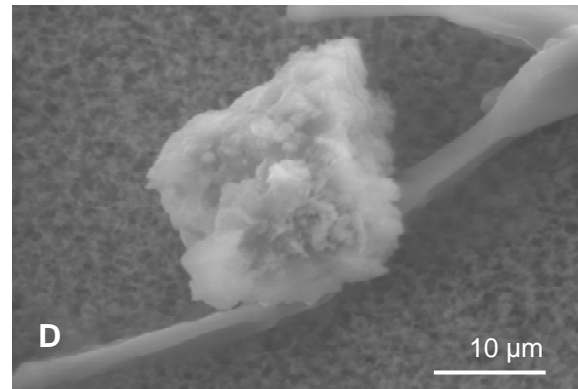
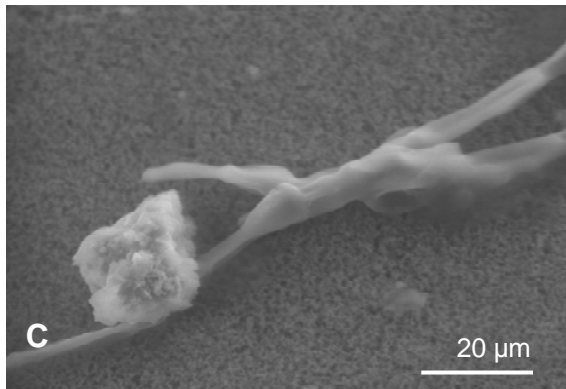
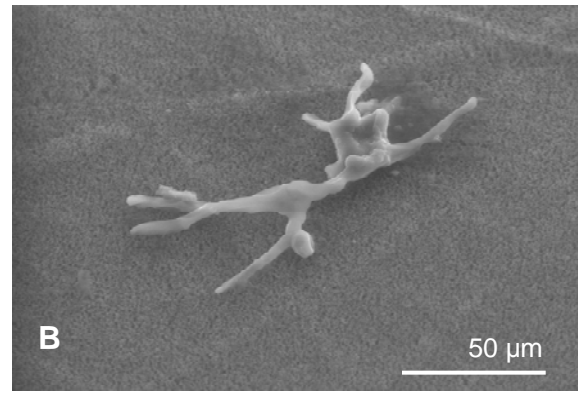
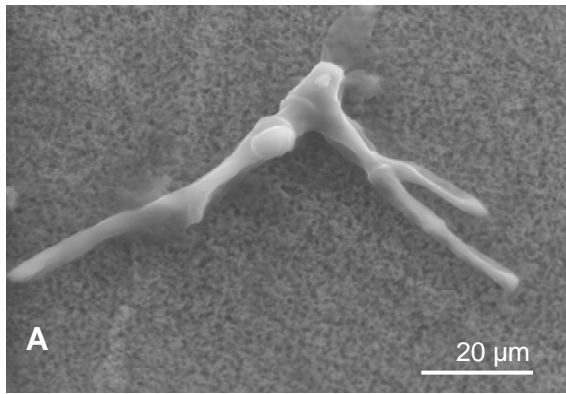
A und B: : keimende Konidien aus Sterilkultur

#### Unterseite des Sterilfilters nach 15 Tagen

C: erster Myceldurchwuchs durch den Filter (knotenförmige Struktur)

D: Mycelausweitung an der Filterunterseite anliegend

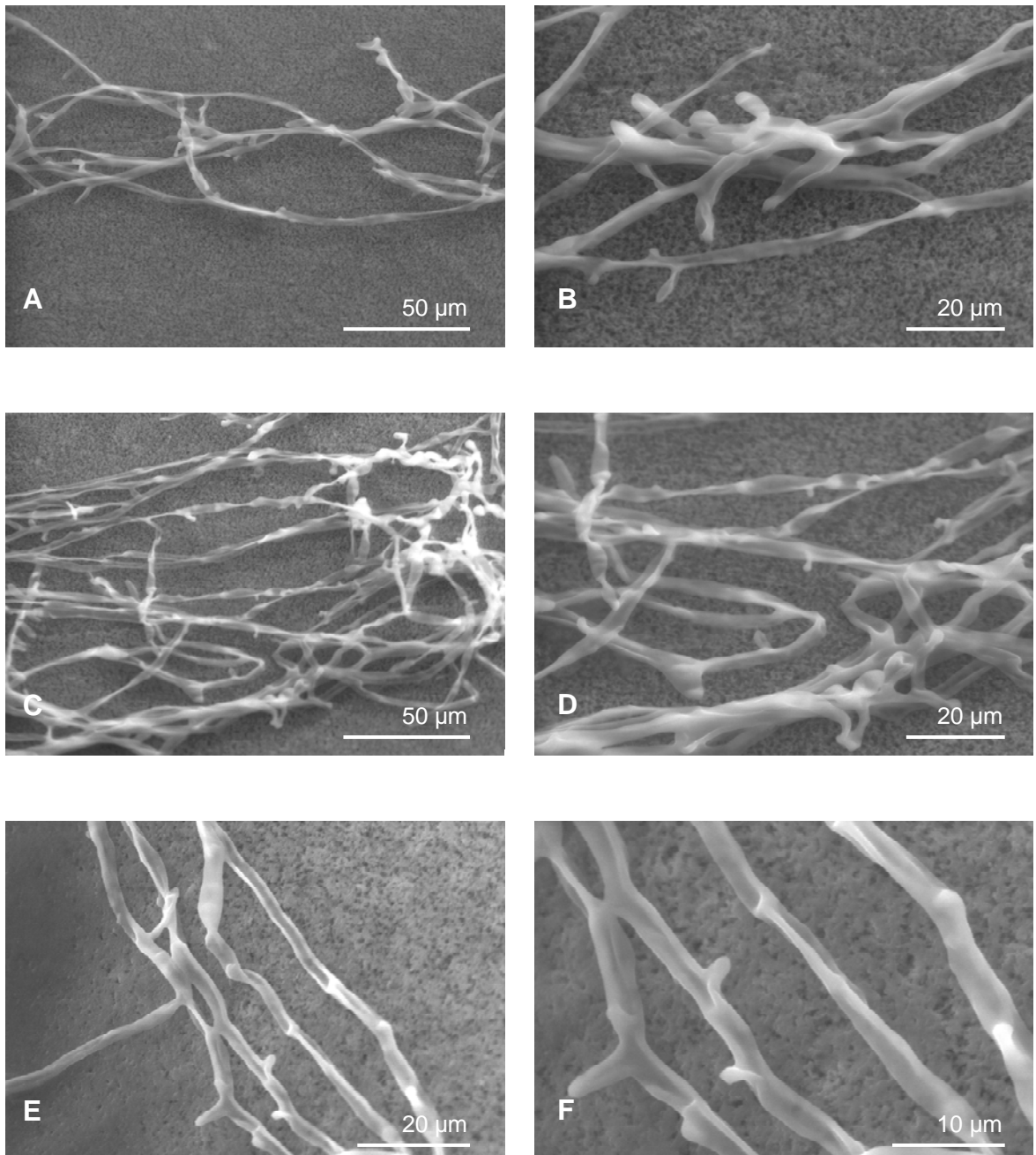
E und F: Mycelverzweigung nach dem Durchwuchs durch den Filter



### Elektronenmikroskopische Untersuchung der Konidienkeimung auf Sterilfiltern (B)

**Filterunterseite 15 Tage nach Konidienauflage auf der Oberseite**

- A:** erste Mycelbildung nach dem Durchdringen der Sterilfilter
- B:** weiteres Mycelwachstum und erste Mycelverdickungen
- C:** Wachstum einer einzelnen Konidie mit kugelförmiger Mycelneubildung (möglicherweise ein Appressorium)
- D:** Nahaufnahme einer Mycelneubildung
- E:** Erregeretablierung mit dichtem Mycelzusammenballungen in der Nähe der Durchtrittsöffnung und Ausweitungs- wachstum mit feineren Strukturen
- F:** Nahaufnahme des dichten Mycels (möglicherweise ein junges Konidienlager)



### **Elektronenmikroskopische Untersuchung der Konidienkeimung auf Sterilfiltern (C)**

**Filterunterseite 15 Tage nach Konidienauflage auf der Oberseite**

**A und B:** Ausweitungs-wachstum von feinem Mycel

**C und D:** Übersichts- und Nahaufnahme der Mycelbildung und -verdichtung

**E:** Übersichtsaufnahme des feinen Mycels (auf Kulturen an der weißen Färbung erkennbar)

**F:** Nahaufnahme des feinen Ausweitungsmycels mit Anhaftung auf die Filterunterseite

## **Kapitel 2:**

Untersuchungen zur Auswirkung des Befalls  
von *Mycosphaerella anethi* und  
des Fungizideinsatzes  
auf den Ertrag von Fenchelpflanzen

## 1. Einleitung

Im deutschen Arzneifenchelanbau wurde in den letzten Jahren eine massive Zunahme von Doldenerkrankungen mit Ertragsausfällen von 80 - 100 % beobachtet (Reichardt 1998, Niefind 2001). Bei dem Schadbild handelte es sich um eine Blatt- und Stängelanthraknose, verursacht durch einen Ascomyceten mit der jetzt gültigen Bezeichnung *Mycosphaerella anethi* Petr. (anamorph *Passalora punctum* (Delacr.) Petzoldt) (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989 und 1990, Holliday 1998). Für den Erreger existieren in der Literatur sowohl für das imperfekte oder konidiale Stadium, das im Sommer für die Verbreitung und das epidemiologische Entwicklungspotenzial verantwortlich ist, als auch für das perfekte Stadium viele historisch begründete oder zuordnungsbedingte Synonyme. Der Erreger wird häufig als *Cercosporidium punctum*, *Cercospora foeniculi* oder *Ramularia foeniculi* bezeichnet (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989, 1990). Der Erreger der Blatt- und Stängelanthraknose des Fenchels wird heute taxonomisch in die *Loculoascomycetidae*, *Dothidiales*, *Mycosphaerellaceae* eingeordnet (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989, 1990, Holliday 1998). In der vorliegenden Arbeit soll die nach Holliday (1998) gültige Bezeichnung *Mycosphaerella anethi* Petr., mit dem anamorphen Stadium *Passalora punctum* Delacr., verwendet werden. Da der Name *Passalora punctum* für das konidiale Stadium in der internationalen Literatur unbekannt ist, wurde ausschließlich der Name *M. anethi* verwendet, was botanisch nicht korrekt ist, die folgende Versuchsbeschreibungen aber leichter lesbar machen sollte.

### **Schadbild und -ausmaß**

*M. anethi* ist erst im Spätsommer zum Blühzeitpunkt des Fenchels an den untersten Blättern zu finden. In dieser Phase erscheinen an den Blättern zahlreiche Konidienlager. Der Befall führt zunächst zu einem beschleunigten etagenweisen Absterben der Blätter und geht später auf die Dolden über. Die hohen Ertragsausfälle werden durch eine Verminderung der Photosyntheseleistung aufgrund von Blattverlusten und direkten Gewebeerstörungen während der Fruchtbildung verursacht. Durch das Einwachsen des Mycel in das Gewebe erfolgt eine latente Infektion des Keimlings. Der Erreger ist samenübertragbar, bildet aber über eine Dauer von Monaten keine Symptome oder Wuchsveränderungen an latent infizierten Pflanzen. Das Mycelwachstum von *M. anethi* findet hauptsächlich in den äußeren Epidermisschichten statt, wo bei Fenchel größere natürliche Zwischen-

räume existieren. Erst die zahlreichen reifen Konidienlager durchbrechen die Epidermis. Das Wachstum im Gewebeinneren schädigt die Pflanze nicht bevor die epidemische Phase beginnt (Petzoldt 1989, 1990, Taubenrauch et al. 2001), da es sich um einen ökologisch biotrophen Erreger mit einer Latenzzeit von bis zu 4 Monaten handelt. Die Inkubationszeit beträgt bei künstlichen Inokulationen ca. 21 - 24 Tage (Petzoldt 1989, 1990, Taubenrauch et al. 2001). Sisto (1983) und Koike et al. (1992) führten erstmals Inokulationen mit wässrigen Konidien suspensionen von natürlich infizierten Blättern im Gewächshaus (20 °C, 2 Tage 95 % Luftfeuchte, dann Haltung bei 70 - 80 %) durch. Die ersten Symptome waren nach 20 bzw. 21 Tagen zu beobachten. Bougeard und Vegh (1980) inokulierten ebenfalls Pflanzen mit einer Konidien suspension im 4 - 5 Blattstadium im Gewächshaus. Nach einer Abdeckung mit Folie konnten sie nach 30 Tagen einen Befall nachweisen. Über die Durchführung von Feldinokulationen waren in der Literatur keine Hinweise zu finden.

Das Erregerauftreten und epidemische Befallsausbrüche von *M. anethi* wurden aus allen Fenchelanbaugebieten in den gemäßigten und warmgemäßigten Klimaten weltweit dokumentiert (Killian 1927, Komirnaja 1952, Deighton und Gjørnum 1969, Singh 1974, Bougeard und Vegh 1980, Talentoni et al. 1980, Plescher 1982, Sisto 1983, Chandhari und Patel 1987, Harvey et al. 1988, Petzoldt 1989, Simay 1989, Koike et al. 1992, Lakra 1993, Randhawa et al. 1995, Plescher 1997, Pandey und Dange 1998, Braun et al. 1999, Kisgeci 1999, Kusterer et al. 2002, Odstrcilova et al. 2002, Machowicz-Stefaniak und Zalewska 2004).

Aus Deutschland berichtet Mühle (1956) erstmals im Jahr 1953 über eine unbekannte pilzliche Fenchelkrankheit in einem Zuchtbestand in Bernburg (Sachsen-Anhalt), die auch 1955 in der gesamten Anbauregion verstärkt auftrat. Der Erreger schädigt neben Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) auch Knollenfenchel (*Foeniculum vulgare* ssp. *vulgare* var. *azoricum* L.) und Dill (*Anethum graveolens*). Bei Knollenfenchel wird die Krankheit als *Cercosporidium*-Blattfleckenkrankheit bezeichnet. Sie hat die in den letzten vier Jahren Schäden zwischen 10 - 100 % in Italien und der Schweiz verursacht (Sisto 1983, Varvaro et al. 1998, Koch et al. 2002, Krauthausen und Kreiselmaier 2002, Petzoldt 1989, 1990).

### **Fungizideinsatz**

Durch die weltweiten Schäden lagen zahlreiche Berichte über den Einsatz von Fungiziden vor. Die Bekämpfung des Erregers wird in der Literatur als schwierig

beschrieben (Petzoldt 1989, Taubenrauch et al. 2001, Dehe et al. 2003), da Fenchel erst kurz vor der Blüte Befallssymptome zeigt und aufgrund seiner Höhe in diesem Stadium nicht mehr mit Spritzgeräten überfahrbar ist. Eine Bekämpfung sollte deshalb frühzeitig erfolgen, möglichst beim Erscheinen erster vereinzelter Konidienlager.

Der Einsatz von Pflanzenschutzmitteln zur Bekämpfung dieser ernstzunehmenden Krankheit wurde in vielen Ländern untersucht (Desmarest 1978, Chandhari und Patel 1987, Harvey et al. 1988, Petzoldt 1989, Lakra 1993, Varvaro et al. 1998, Kumar und Kumar 2001, Odstroilova et al. 2002). Die Wirkung der Fungizide im Vergleich zur unbehandelten Variante war bei den meisten Autoren sehr deutlich zu erkennen. Die einheitliche Zusammenfassung der weltweiten Ergebnisse war schwierig, da in den Literaturquellen nur die Wirkstoffe oder nur die Fungizidnamen einzelner Hersteller verwendet wurden. Außerdem wurden überwiegend Vergleichsbonituren durchgeführt, die meist eine Wirkungsrangfolge der verwendeten Mittel ergaben. Die Erregerbezeichnung variierte ebenfalls. Bei der folgenden Darstellung wurde die ursprüngliche Bezeichnung des Erregers der Literaturquelle beibehalten, obwohl es sich um Synonyme von *M. anethi* handelt.

Harvey et al. (1988) untersuchte die Wirksamkeit von fünf Fungiziden anhand des Blattbefalls der unteren Blätter und des Ertrags. Am wirksamsten war die systemische Wirkstoffkombination Propiconazol + Mancozeb. Alle Fungizide wirkten sich im Vergleich zur Kontrolle ertragssteigernd aus. Eine Spritzung mit Benlate (0,5 %) (Wirkstoff Benomyl) Anfang Juli führte nach neun Tagen zu einer vorübergehenden Stagnation der Epidemie, eine einmalige Behandlung reichte aber für eine dauerhafte Bekämpfung nicht aus. Das Befallsniveau der Kontrollparzelle wurde sogar noch um 25,6 % übertroffen (Petzoldt 1989). Benlate wurde ebenfalls von Desmarest (1978) erfolgreich zur Krankheitsbekämpfung eingesetzt.

In Indien wurden Versuche (1980 - 81) mit Cuprasol-50, Difolatan, Dithane M-45, Delan und Bavistin durchgeführt. Die Fungizide Difolatan und Dithane M-45 waren bei Spritzintervallen von 10 - 20 Tagen am effektivsten (Chandhari und Patel 1987). Der Einfluss von Benomyl, Tridemorph, Carbendazim, Chlorothalonil, Kupferoxychlorid, Manozeb und Zineb auf die Keimrate von *Ramularia* - Konidien wurde in vitro getestet (Lakra 1993). Von befallenem Pflanzenmaterial wurden Konidien abgeschwemmt und die Keimung in Wasser bzw. in Fungizidlösung bei 22 °C Inkubationstemperatur untersucht. Die Konidien wurden nach 24 h abzentrifugiert, in Wasser gespült und die Keimrate auf Objektträgern ausgezählt. Carbendazim,

Benomyl und Tridemorph erreichten eine vollständige Keimungsunterbindung im Objektträgerversuch. Unter Feldbedingungen konnte die Krankheitsentwicklung im Vergleich zur unbehandelten Variante mit drei Spritzungen von Carbendazim, Benomyl oder Tridemorph (Abstand von 15 Tagen nach Befallsbeginn) um 71 - 85 % verringert werden. Alle Fungizide (Benomyl, Tridemorph, Carbendazim, Chlorothalonil, Kupferoxychlorid, Manozeb, Zineb) reduzierten den Befall im Vergleich zur Kontrolle signifikant, die systemischen Fungizide zeigten die beste Wirkung und die längste Persistenz (Lakra 1993). Außerdem wurden noch Maneb (Desmarest 1978), Captan, Emisan - 6 (Kumar und Kumar 2001) und Schwefel (Varvaro et al. 1998) zur Verminderung von *M. anethi* Blattschäden erfolgreich eingesetzt. Beizmittel waren zur Bekämpfung des Pilzes nicht geeignet (Dehe et al. 2003).

In Deutschland sind Pflanzenschutzmittel heute unverzichtbare Faktoren des effizienten Heil- und Gewürzpflanzenanbaus geworden (Plescher und Stodollik 1995). Bei Kulturen mit geringem Anbauumfang stellt die Indikationszulassung ein Problem dar. Die herstellende Industrie von Pflanzenschutzmitteln hat durch die hohen Kosten für die Zulassung eines Pflanzenschutzmittels (250 - 270 Mio. DM) fast kein Interesse, für Kleinkulturen eine Zulassung zu beantragen, zumal sich die Anforderungen zur Umweltverträglichkeit ständig erhöht haben. Besonders bei Fenchel und Johanniskraut gab es große phytosanitäre Probleme (Herold 1999, Hoppe 1999, Dehe et al. 2003). Einige Versuche und Forschungsprojekte bei Fenchel waren 1999 noch nicht abgeschlossen (Krusche und Mertens 2000). Im Jahr 2003 wurde 'Ortiva' (Azoxystrobin) für die Anwendung gegen *M. anethi* (Dehe et al. 2003) zugelassen. In der Schweiz wurde 2002 das Fungizid 'Amistar' (Wirkstoff Azoxystrobin) ebenfalls erstmals für die Anwendung im Knollenfenchel gegen *Ramularia foeniculi* (= Synonym von *M. anethi*) freigegeben (Koch et al. 2002).

### **Forschungsziele**

Über den Erreger *M. anethi* und dessen epidemische Ausbreitung im Freiland liegen bisher keine wissenschaftlichen Untersuchungen mit präzisen Befallsmessungen vor. Die Gründe für die Schadzunahme und das höhere Krankheitsausmaß in den letzten Jahren sind unklar. Ziel war es daher, den epidemischen Befallsverlauf von *M. anethi* auf dem Feld nach künstlichen Inokulationen und Fungizidanwendung zu erfassen und die Auswirkungen des Befalls auf den Ertrag zu ermitteln.



## 2. Material und Methoden

### 2.1 Feldanlage und Versuchsdurchführung

Für eine Untersuchung des Befallsverlaufs unter differenzierten Bedingungen wurden auf dem Versuchsfeld der BAZ Aschersleben in drei Jahren Inokulationsversuche mit unterschiedlichen Inokulumkonzentrationen und -mengen an jeweils zwei Terminen durchgeführt. Der zeitliche Behandlungsabstand entsprach mit 21 Tagen der Inkubationszeit von *M. anethi*. Bei der Versuchsanlage handelte es sich um eine Blockanlage (4 Wiederholungen mit je 25 Pflanzen pro Parzelle), wobei die Einzelparzellen jeweils mit vier Reihen Mais voneinander isoliert wurden. Die Aussaat der anfälligen Sorte 'Magnafena' erfolgte mit einem Legestock, je nach Bodenzustand, zwischen Ende März und Anfang April (siehe Tab. 1). Der Abstand betrug 0,6 m in der Reihe und zwischen den Pflanzen. Die Vereinzelnung der Pflanzstellen wurde Anfang Mai bei einer Pflanzenhöhe von ca. 5 - 10 cm durchgeführt. Die Inokulation erfolgte bei einer Wuchshöhe von ca. 25 cm Mitte Juni (Tab. 2).

**Tab. 1:** Übersicht über die Aussaat- und Erntetermine und den Boniturzeitraum des dreijährigen Inokulationsversuchs (2000 - 2002).

Varianten	Aussaattermin	Erntetermin	Boniturzeitraum
Versuch 2000	06.04.00	20.10.00	17.08.00 – 05.10.00
Versuch 2001	11.04.01	13.11.01	06.08.01 – 22.10.01
Versuch 2002	28.03.02	02.11.02	30.07.02 – 15.10.02

**Tab. 2:** Übersicht über die Inokulationszeiten, -konzentrationen und die Fungizidbehandlung der Varianten des dreijährigen Inokulationsversuchs (2000 - 2002). Codierung siehe Tab. 3.

Varianten	Inokulation 1 (KI T1 M1, KI T1 M1 + F, KI T1 M2)	Inokulation 2 (KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2)	Fungizidbehandlung (NI + F, T1 M1 + F, T2 M1 + F)
Versuch 2000	29.06.00 2,4 * 10 <sup>5</sup> Konidien/ ml	20.07.00 2,8 * 10 <sup>5</sup> Konidien/ ml	24.08.00 ‚Folicur‘
Versuch 2001	20.06.01 2,5 * 10 <sup>5</sup> Konidien/ ml	11.07.01 2,8 * 10 <sup>5</sup> Konidien/ ml	18.07.01 ‚Folicur‘
Versuch 2002	04.07.02 2,7 * 10 <sup>5</sup> Konidien/ ml	25.07.02 2,5 * 10 <sup>5</sup> Konidien/ ml	01.08.02 ‚Folicur‘

Die erste Inokulation fand zu Beginn der Schossphase des Fenchels Ende Juni statt, wenn bereits 4 - 5 große Blätter ausgebildet waren. Zu einem früheren Zeit-

punkt konnte das feinfiedrige Blattgewebe nicht ausreichend mit der Konidiensuspension benetzt werden. Zusätzlich war es notwendig, einen Zeitpunkt abzuwarten, wo im zweijährigen Fenchel der Blühbeginn absehbar war. Zu diesem Termin entwickeln sich erste Konidienlager auf den Blättern, die für die zweite Inokulation in ausreichender Menge benötigt wurden. Die erste Inokulation erfolgte immer durch Konidien, die von vorjährigem Blattmaterial, welches getrocknet in Papiersäcken gelagert wurde, abgewaschen wurden. Zur Gewinnung größerer Mengen von Inokulummaterial wurde stark infiziertes Blattmaterial aus zweijährigen Feldbeständen gepflückt, luftgetrocknet und eine wässrige Konidienabschwemmung hergestellt. Die Suspension wurde durch Aufsprühen auf die Blätter der Einzelpflanzen ausgebracht. Die Konzentration der Lösung betrug zwischen  $2,4 - 2,8 \cdot 10^5$  Konidien/ ml (Tab. 2).

Auf eine Pflanzenabdeckung mit Folie wurde verzichtet. An zwei Terminen (T1 und T2) wurden Pflanzen mit unterschiedlichen Inokulumkonzentrationen, einfache (= M1) und doppelte (= M2) Spritzlösungsmenge, inokuliert. Als Kontrolle dienten unbehandelte Pflanzen mit natürlich auftretendem Befall (NI). Als weitere Variante wurden Pflanzenparzellen jeder Inokulationsvariante mit dem systemischen Fungizid ‚Folicur‘ (Wirkstoff Tebuconazol 251,2 g/l, Firma Bayer) behandelt.

**Tab. 3:** Übersicht über die verwendeten Bezeichnungen der Varianten des dreijährigen Inokulationsversuchs (2000 – 2002).

Variantenbezeichnung		Bedeutung
1	NI	Natürlich auftretender Befall ohne Behandlung = Kontrolle
2	NI + F	Natürlich auftretender Befall mit Fungizid
3	KI T1 M1	Künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1
4	KI T1 M1 + F	Künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 und Fungizid
5	KI T1 M2	Künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2
6	KI T2 M1	Künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1
7	KI T2 M1 + F	Künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 und Fungizid
8	KI T2 M2	Künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2
9	ISO	Isolierungsparzelle ohne Behandlung

Die drei Versuchsjahre 2000 - 2002 unterschieden sich durch die Zeitpunkte der Inokulationen und der Fungizidbehandlung, die im ersten Jahr 5 Wochen nach der

2. Inokulation durchgeführt wurde, um den Befallsausbruch abzuwarten. In den nächsten zwei Jahren erfolgte die Behandlung eine Woche nach der 2. Inokulation. In den Jahren 2001 und 2002 wurden zusätzlich 4 Isolierungspartellen ohne Maisabtrennungstreifen auf einem separaten Feld (Entfernung ca. 500 m) angebaut. Eine Übersicht über die verwendeten Abkürzungen der Varianten zeigt Tabelle 3.

## 2.2 Befallserfassung

Da für die Krankheit noch keine genauen epidemiologischen Felduntersuchungen zum Befallsverlauf vorlagen, musste zunächst eine objektive Erfassungsmethode für den Pflanzenbefall entwickelt werden. Die auftretenden Blattsymptome waren mit einiger Erfahrung leicht *M. anethi* zuzuordnen. Eine visuelle Befallsabschätzung war durch die sehr feine Blatffiederung des Fenchels (Durchmesser der Einzelfiedern  $< 1$  mm) mit ungleichmäßiger Befallsverteilung, einer schwankenden Blattgröße und einer geringen Symptomausprägung kaum durchführbar. Aus diesem Grund musste zunächst eine einheitliche Boniturmethode entwickelt werden. Da Fenchelpflanzen eine Wuchshöhe zwischen 1,50 und 2,20 m mit bis zu 16 Blättern am Haupttrieb aufweisen und die Befallsentwicklung über einen Zeitraum von 12 Wochen erfasst werden sollte, konnten nicht alle vorhandenen Blätter bonitiert werden. Der Befallsverlauf von *M. anethi* an der Pflanze vollzieht sich nach einem eindeutigen Schema, in dem drei charakteristische Befallszonen existieren. Die befallenen Blätter sterben unter dem Befall von unten nach oben aufsteigend ab, verbleiben aber am Stängel und können über längere Zeit Konidien entlassen. Die untere Zone kann als 100 % abgestorben betrachtet werden. Die oberen Blattetagen sind symptomlos und können als gesund, d. h. 0 % Befall, verrechnet werden. Die eigentliche Befallserfassung konzentrierte sich auf die mittlere Zone, wo 3 - 5 Blätter unterschiedliche Absterbestadien und Befallsausprägungen aufwiesen. In dieser Zone war eine präzise wöchentliche Befallsermittlung notwendig.

### 2.2.1 Scannerbonitur

Zur Befallserfassung wurde die Bildanalysesoftware ‚BAfix‘ (GTA-Sensorik, Neubrandenburg) eingesetzt. Bei der wöchentlichen Probenahme wurden 3 - 5 Einzelblätter pro Pflanze (12 Pflanzen pro Variante und Boniturtermin) in definierten Blattetagen des Haupttriebs gepflückt und eingescannt. Die Blattgröße und die Befallsfläche wurden durch die symptomsspezifische Farbprofilauswertung erfasst.

Die Auswertung der gepflückten Einzelblätter erfolgte innerhalb von 1 - 2 Tagen, um exakte Werte zu erhalten.

### 2.2.2 PTA-ELISA

Die Blattproben wurden nach dem Scannen im plate trapped (PTA)-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren (IgG-K, IgG-M) getestet. Das IgG-M ist aus Mycel-extrakt (Agarkultur) und das IgG-K aus Konidien (Freilandmaterial) des Erregers hervorgegangen (Anfertigung im Labor von Dr. F. Rabenstein, BAZ Aschersleben). Mit Hilfe der Antiseren sollte das Mycel innerhalb des Blattgewebes sowie die gebildete Konidienmenge erfasst werden, um Hinweise auf mögliche Anfälligkeitsunterschiede zwischen den Varianten und auf das Vermehrungspotenzial des Pilzes zu erhalten. Bis zur Untersuchung wurden die Blätter in einer Kühltruhe (- 18° C) gelagert, so dass die Testung zeitversetzt möglich war. Für die Testung wurde der Pflanzensaft mit einer Walzenspresse aus dem gesamten Blatt gepresst. Pro Pflanze und Termin wurden 3 - 5 Blätter getestet (12 Pflanzen pro Variante). Der exakte Testablauf des PTA-ELISA ist im Methodenanhang zu finden. Durch die unterschiedlichen Blattgrößen waren die serologischen Untersuchungen nur bis zur Mitte der Boniturzeit möglich, da die oberen Blätter keine ausreichenden Pflanzensaftmengen lieferten, um die Testung durchführen zu können.

## **2.3 Verrechnung der Boniturdaten**

Für die Verrechnung der Boniturdaten aus der Scannerbonitur und der serologischen Untersuchung wurden zunächst die Blattanzahlen des Haupttriebs ermittelt. Aus der Anzahl wurde ein Modellpflanzenschema entwickelt, in welches die erfassten Bonitурwerte in der ursprünglichen Blatttage für jeden Boniturtermin eingetragen werden konnte (MS Excel Tabelle).

### 2.3.1 Scannerbonitur

Da bei der Scannerbonitur auch die exakte Blattgröße (in cm<sup>2</sup>) erfasst wurde, konnten nach Abschluss der Bonituren (d. h. dem Absterben aller Blätter des Haupttriebs) Modellpflanzen für jedes Jahr mit einer ursprünglichen Blattgröße je Blatttage (durch Mittelwertbildung) ermittelt werden. An jedem Boniturtermin wurden die ermittelten Befallswerte mit den Blattgrößen der Modellpflanzen ergänzt, so dass für jeden Termin 12 vollständige Pflanzen pro Variante für die Verrech-

nung zur Verfügung standen. Da durch die Scannerbonitur kein Befallswert von 100 % (sondern nur 98 %) errechnet werden konnte, wurden die anderen Werte ebenfalls angeglichen. Für jede Pflanze wurde die Befallsstärke pro Pflanze mit der Formel (1) ermittelt. Die Befallswerte wurden als Mittelwert der gesamten Pflanze für jede Variante pro Termin errechnet.

Die Gompertz- und die logistischen Funktion wurden an die beobachteten Befallskurven mit nichtlinearer Regression angepasst. Die jeweiligen Raten sind ein Maß für die Geschwindigkeit der Epidemien. Die Gompertz-Funktion (Formel 2) lieferte in den meisten Fällen eine bessere Anpassung als die logistische Funktion.

Um den Befallsverlauf über die gesamte Boniturzeit von ca. 12 Wochen vergleichen zu können, wurde aus den Einzelwerten die Flächen unter der Befallskurve (AUDPC) mit der Formel (3) errechnet.

Die Blattwerte waren durch das Einscannen aller Blätter ebenfalls erfasst worden. Der Blattflächenwert wurde als Kombination der ermittelten Daten und der ergänzten Modellwerte als Pflanzenmittelwerte verrechnet, d. h. es entstand ein gemittelter Blattflächenwert  $\overline{FP}$  über alle vorhandenen Blätter einer Pflanze an jedem Boniturtermin. Ein Vergleich der Blattflächentwicklung erfolgte mit der Formel (4) für die Fläche unter der Blattflächenkurve (AULAPC).

$$(1) \quad \overline{BS} = \frac{\sum_{i=1}^n (BS_i * F_i)}{\sum_{i=1}^n F_i}$$

$\overline{BS}$  = Befallsstärke der Pflanze

$BS_i$  = Befallsstärke des i – ten Blattes

$F_i$  = Blattfläche des i – ten Blattes

n = Blattanzahl

$$(2) \quad y(t) = 100 * \exp \left[ - \exp (-a) * \exp (-r * t) \right]$$

y (t) = Befallsintensität (0 – 100 %) zum Zeitpunkt t

exp = Exponentialfunktion

a =  $-\ln(-\ln(y_0))$  transformierte Befallsintensität  $y_0$  zur Zeit t = 0

r = Wachstumsrate der Gompertz-Funktion

t = Zeit (in Tagen)

$$(3) \quad \text{AUDPC} = \sum_{j=1}^{m-1} \left( \frac{\overline{BS}_j + \overline{BS}_{j+1}}{2} \right) (t_{j+1} - t_j)$$

$\overline{BS}_j$  = Befallsstärke der Pflanze am j – ten Termin

m = Anzahl der Boniturtermine

$t_j$  = Boniturtermine (Abstand 7 Tage)

$$(4) \quad \text{AULAPC} = \sum_{j=1}^{m-1} \left( \frac{\overline{FP}_j + \overline{FP}_{j+1}}{2} \right) (t_{j+1} - t_j)$$

$\overline{FP}_j$  = Fläche der Pflanze am j – ten Termin

m = Anzahl der Boniturtermine

$t_j$  = Boniturtermine (Abstand 7 Tage)

### 2.3.2 PTA-ELISA Datenverrechnung

Die mit dem ELISA-Reader ermittelten Extinktionswerte (O.D.  $_{405\text{nm}}$ ) wurden ebenfalls in ein identisches Modellsystem wie bei der Scannerboniturverrechnung eingetragen. Die Modellbildung war ebenfalls an die Blattanzahl gebunden und wurde mit Modellwerten ergänzt. Für den befallenen Bereich (abgestorbene Blätter) wurde für IgG-K ein Wert von O.D.  $_{405\text{nm}} = 3,0$  und für IgG-M ein Wert von O.D.  $_{405\text{nm}} = 4,0$  eingesetzt. Diese Werte waren die Höchstwerte der jeweiligen Messung, die bei Totalbefall in diesem Pathosystem gemessen wurden. Sie wurden nur erreicht, wenn die ausgetrockneten Blätter vor der Testung in Phosphat gepufferter Saline (PBS) eingeweicht wurden, um überhaupt Saft mit einer Walzenpresse gewinnen zu können. Für die oberen, unbefallenen Blätter wurde der Wert 0 ergänzt. Die Verrechnung erfolgte durch Mittelwertbildung für jede Einzelpflanze (12 Wiederholungen).

### 2.3.3 Statistische Analyse

Der Korrelationskoeffizient der Pflanzenbefallswerte der einzelnen Varianten, die Standardabweichungen und die Rangvarianzen wurden mit MS Excel berechnet.

Die Varianzanalyse erfolgte mit dem Programm SAS System Release 6.12 (siehe Methodenanhang) nach Variante, Wiederholung und Befallswert. Zur Ermittlung signifikanter Befallsunterschiede wurde der Tukey Grouping Test verwendet.

## **2.4 Erträge und Fruchtbefall**

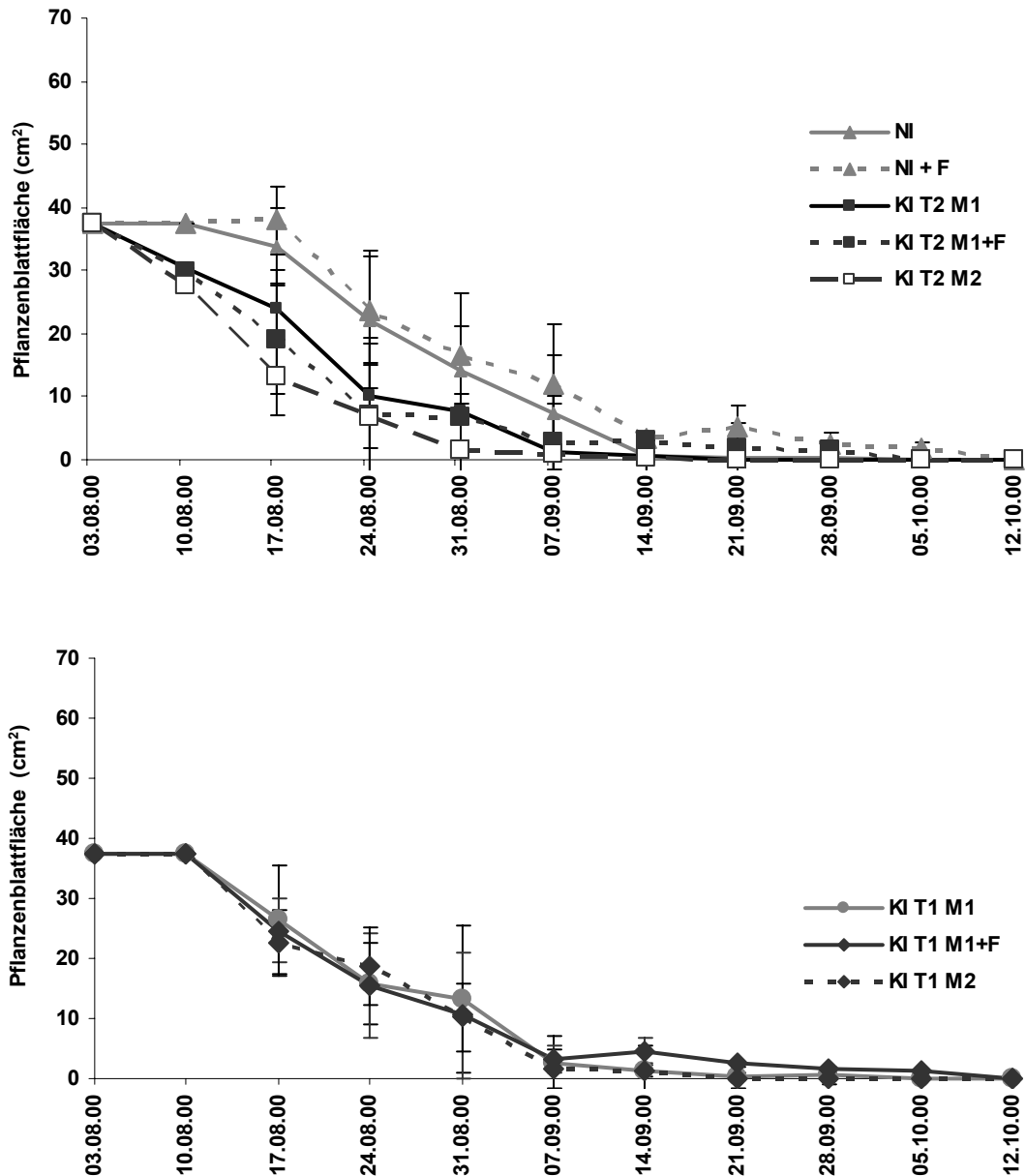
Bei Abreife der Dolden (siehe Tab. 1) wurden 9 Pflanzen je Parzelle (ohne Randpflanzen) geerntet. Die Pflanzen wurden von Hand in einer Höhe von ca. 0,4 m (Höhe des Doldenhorizonts) über dem Boden abgeschnitten und aufrecht stehend in Papiersäcken bei 20° C nachgetrocknet. Der Drusch erfolgte als Mischprobe einer Parzelle. Das Erntegut wurde gereinigt und das Tausendkorngewicht (TKG) im Labor ermittelt.

Der Fruchtbefall wurde an je 1 g Saatgut (4 Wiederholungen) im PTA-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren (IgG-K, IgG-M) getestet. Mit Hilfe der Antiseren sollten das Mycel an der Fruchtoberfläche sowie die gebildete Konidienmenge erfasst werden. Für die Testung wurden die Früchte gemörsert und in Pufferlösung vorgequollen (Testablauf im Methodenanhang).

### 3. Ergebnisse

#### 3.1 Inokulationsversuch 2000

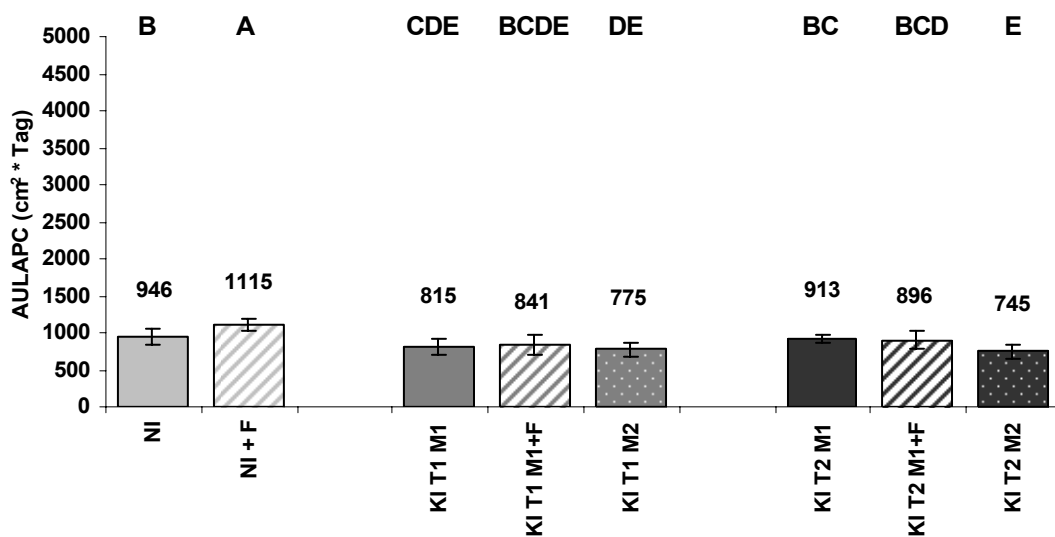
##### 3.1.1 Blattflächendynamik



**Abb. 1:** Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2.



Die Blattflächendynamik an den ausgewachsenen Pflanzen mit der Scannerbonitur ergab eine fortschreitende Reduzierung der Flächen. Zwischen dem natürlich auftretenden Befall (NI, NI + F) und den Inokulationsparzellen (KI T1 M1, KI T1 M1 + F, KI T1 M2, KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2) waren bereits bei Beginn der epidemischen Phase deutliche Unterschiede vorhanden, die sich über die gesamte Boniturzeit fortsetzten (Abb. 1). Die Fungizidbehandlungen (KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) konnten die vorherigen Befallsunterschiede nur sehr leicht beeinflussen und wirkten ab Mitte September blatterhaltend (Abb. 1).

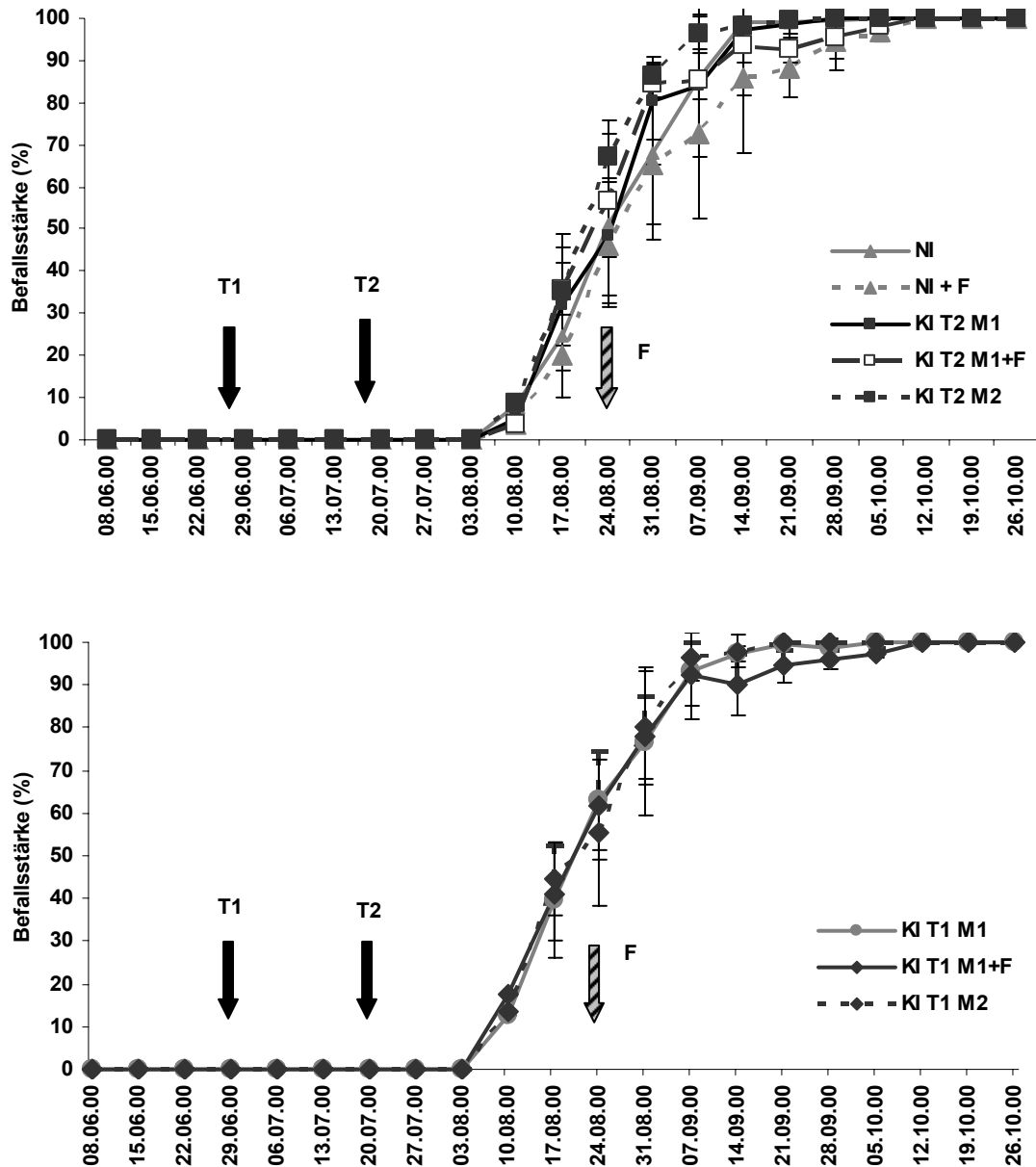


**Abb. 2:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.

Bei der NI (946 cm<sup>2</sup> \* Tag) war der AULAPC-Wert (Abb. 2) signifikant höher als bei der KI T1 M1 und KI T1 M2 (815 und 775 cm<sup>2</sup> \* Tag). Beim Vergleich von NI mit KI T2 M1 und KI T2 M2 (913 und 745 cm<sup>2</sup> \* Tag) ergaben sich signifikante Unterschiede nur bei der höheren Konzentration des Inokulums (M2). Beim Vergleich der Fungizidwirkungen der gleichen Befallsstufen (NI und NI + F ; KI T1 M1 mit KI T1 M1 + F ; KI T2 M1 mit KI T2 M1 + F) ergaben sich nur bei NI (946 und 1115 cm<sup>2</sup> \* Tag) signifikante Unterschiede, bei den künstlichen Inokulationen waren die Abstände zu gering (KI T1 M1 mit KI T1 M1 + F: 815 und 841 cm<sup>2</sup> \* Tag; KI T2 M1 mit KI T2 M1 + F: 913 und 896 cm<sup>2</sup> \* Tag). Eine Erhaltung der Blattfläche war aber

sowohl bei NI und NI + F als auch bei KI T1 M1 und KI T1 M1 + F durch Sichtbonitur deutlich erkennbar.

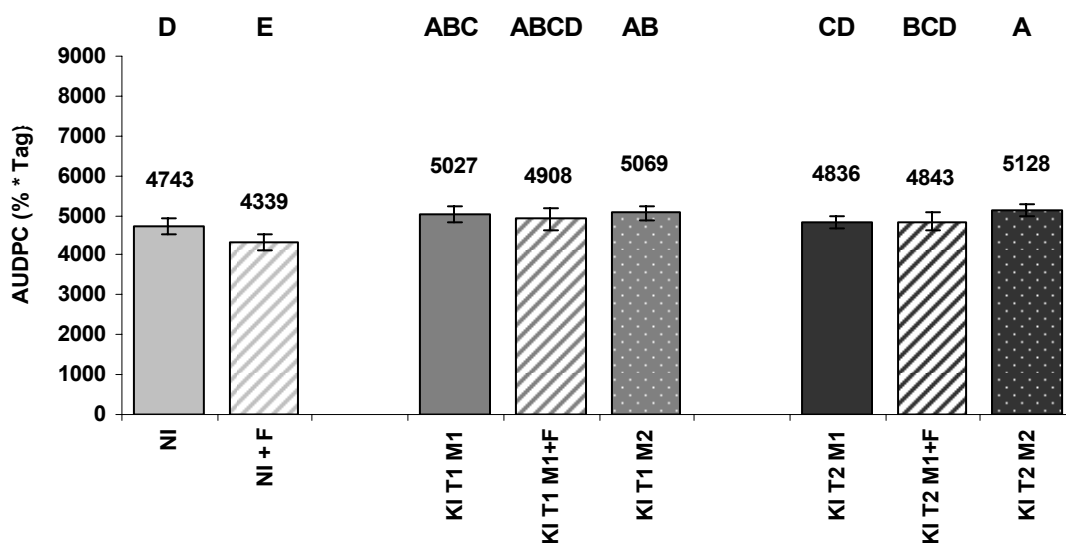
### 3.1.2 Befallsentwicklung



**Abb. 3:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Künstliche Inokulation an zwei Terminen: **T1** und **T2**, Fungizidbehandlung: **F**. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.

Die Befallskurven lagen bei den künstlichen Inokulationen eng zusammen (Abb. 3). Zunächst waren die Befallswerte bei KI T1 M1 und KI T1 M2 höher, sie wurden aber nach 1 bzw. 2 Wochen von KI T2 M1 und KI T2 M2 übertroffen.

Die Konzentrationserhöhung bei KI T2 M2 im Vergleich zur KI T2 M1 steigerte den Befall und führte damit zu einer Spreizung der Kurven von Mitte August bis Mitte September (Abb. 3). Der Befall an NI war über die Boniturzeit deutlich schwächer als in den künstlich inokulierten Varianten. Die Fungizidwirkung war erkennbar (NI + F ab Ende August; KI T1 M1 + F ab der zweiten Septemberwoche), führte aber nur zu einer geringen Befallsverminderung. Im Jahr 2000 wurde die Fungizidbehandlung nach Beginn der Befallsbonituren durchgeführt, als die größten Blätter bereits durch den Befall abgestorben waren. Aus diesem Grund wurde das Fungizid in den folgenden Jahren früher eingesetzt.



**Abb. 4:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.

Die Unterschiede zeigten sich auch im Vergleich der AUDPC-Werte (Fläche unter der Befallskurve) (Abb. 4). Der natürliche Befall (NI) war signifikant geringer als die Befallswerte nach Inokulation am ersten Termin (KI T1 M1, KI T1 M2). Die AUDPC-Werte von KI T2 M1 (4836 % \* Tag) und KI T2 M2 (5126 % \* Tag) unterschieden sich nur bei der höheren Inokulumkonzentration (M2) signifikant von NI. Bei der Betrachtung der Fungizidwirkung auf den Befall zeigte sich bei NI und NI + F eine signifikante Reduzierung des AUDPC - Wertes von 4743 auf 4339 % \* Tag. In den Varianten mit künstlichen Inokulationen gab es keine signifikante Veränderung des Befallswertes durch das Fungizid.

**Tab. 4:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und der Erreichung eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.

Varianten	Zeit (Tage nach Erstsymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25 % Befall	> 50 % Befall	> 75 % Befall	100 % Befall
NI	15	21	31	63
NI + F	16	23	37	70
KI T1 M1	11	18	28	63
KI T1 M1 + F	10	18	27	70
KI T1 M2	10	18	27	63
KI T2 M1	13	22	27	56
KI T2 M1 + F	12	19	26	70
KI T2 M2	12	18	24	56

Die Befallsentwicklung konnte auch über einen Vergleich der Anzahl der Tage verfolgt werden, die nötig waren, um ein prozentuales Befallsniveau an der Pflanze zu erzeugen (Tab. 4). Bei NI wurde ein Befallswert von 25 % 15 Tage nach dem Auftreten erster Symptome erreicht, weitere 6 Tage später 50 % und nach 31 Tagen ein Niveau von 75 % Gesamtpflanzenbefall. Vom Beginn erster Symptome bis zu einem Befall von 100 %, d. h. blattlose Pflanzen, vergingen 63 Tage.

**Tab. 5:** Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

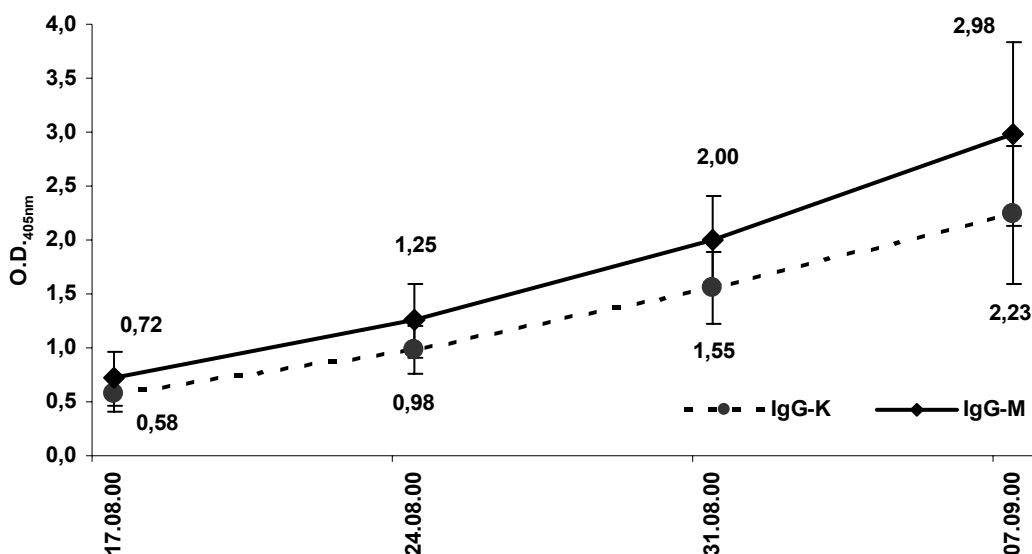
Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
17.08.00	0,849	-0,863	-0,877	0,896	-0,989	-0,993
24.08.00	0,782	-0,816	-0,749	0,797	-0,991	
31.08.00	0,781	-0,776	-0,694	0,696	-0,963	
07.09.00	0,964	-0,979	-0,951	0,974	-0,991	
14.09.00	0,712	-0,647	-0,374	0,309	-0,871	
21.09.00	0,786	-0,741	-0,784	0,738	-0,999	
28.09.00	0,656	-0,608	-0,696	0,651	-0,996	
05.10.00	0,668	-0,603	-0,677	0,622	-0,983	

Im direkten Vergleich, ohne Berücksichtigung der Inkubationszeit, wurde ein Niveau von 75 % bei KI T1 M1 und KI T1 M2 nach 28 bzw. 27 Tagen erreicht, beim KI T2 M1 und KI T2 M2 nach 27 bzw. 24 Tagen. Die Fungizidbehandlung zeigte erst in der letzten Befallsphase (bis 100 % Befall) eine Wirkung, beim KI T1 M1 +

F nach 7 Tagen, bei KI T2 M1 + F nach 14 Tagen Differenz zur nicht behandelten Variante (KI T1 M1 bzw. KI T2 M1). Durch die Scannerbonitur ergaben sich bereits ab Mitte August aussagefähige Befallsunterschiede, die mit der Gesamtverrechnung AUDPC korrelierten. Ein enger Zusammenhang bestand auch zwischen dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert ( $r = -0,993$ ) (Tab. 5).

### 3.1.3 Serologische Untersuchung des Befalls

Die serologischen Untersuchungen der Blätter erfolgten an vier Terminen (Abb. 5). Die Werte von IgG-K und IgG-M waren an den Terminen eng korreliert (Tab. 6). IgG-K wies ein deutlich niedrigeres Wertenniveau auf als IgG-M. Nachfolgend wurden die Ergebnisse von IgG-M grafisch dargestellt, die Einzelergebnisse sind im Anhang zu finden. Die Werte stiegen, bedingt durch die Modellumrechnung auf das Gesamtpflanzenniveau, von Termin zu Termin an, weil die Anzahl der Blätter, die bereits durch den Befall abgestorben waren, zunahm.

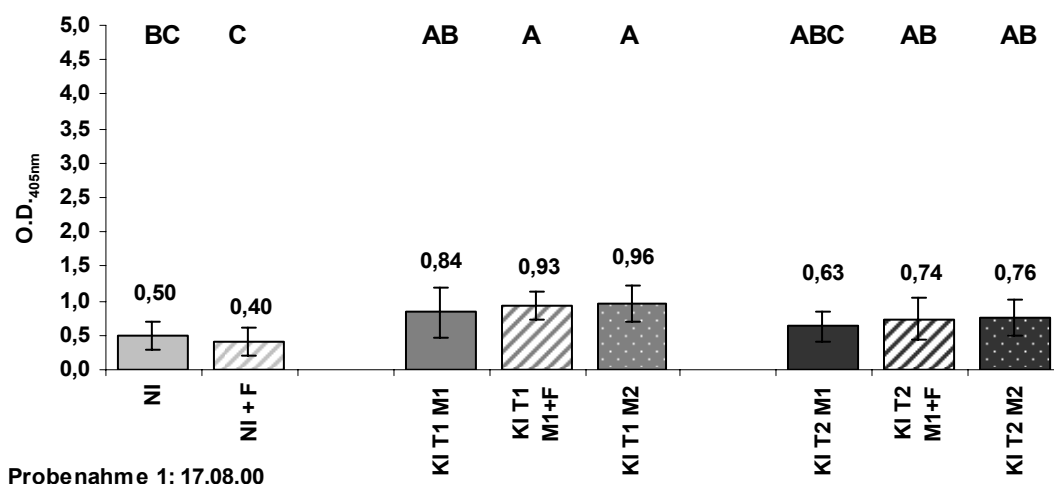


**Abb. 5:** PTA-ELISA-Werte (Mittelwertbildung über 8 Varianten des Feldversuchs 2000) an 4 Boniturterminen mit IgG-K (O.D. 405nm) und IgG-M (O.D. 405nm) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern.

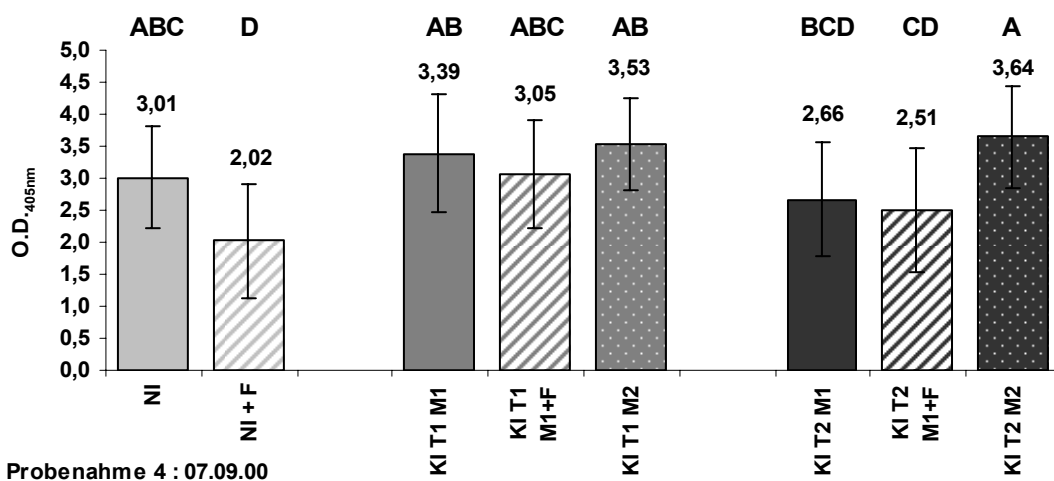
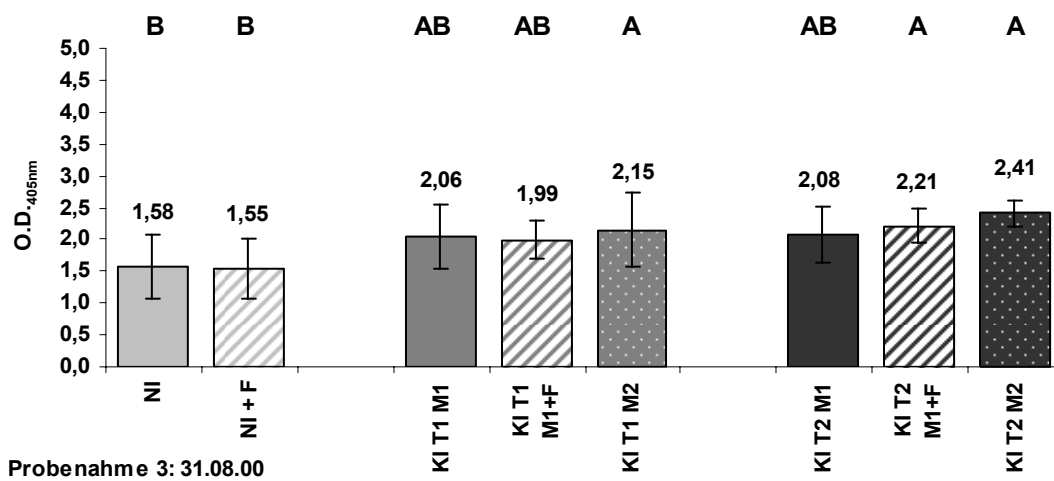
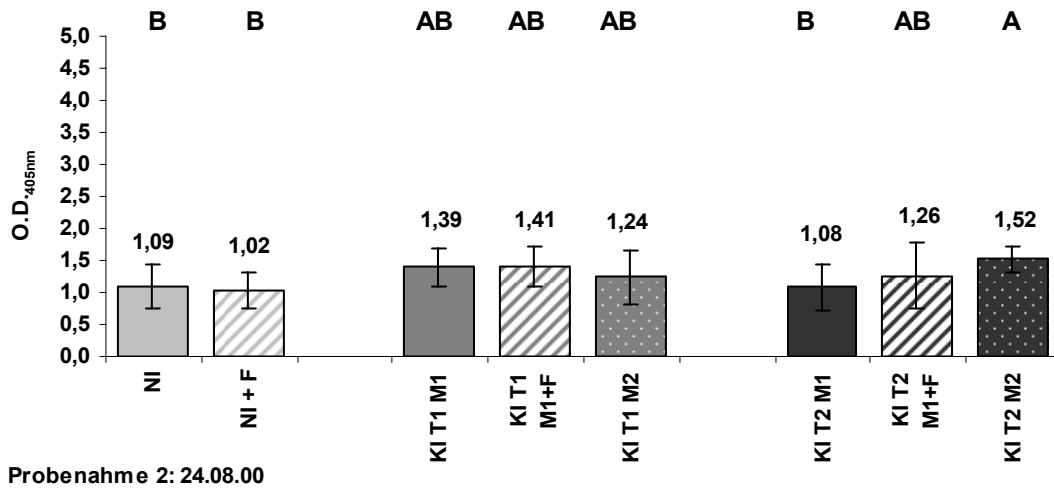
Am ersten Boniturtermin (17.08.00) (Abb. 6a) waren die Unterschiede zwischen den Varianten deutlich erkennbar. Bei NI und NI + F waren die O.D. - Werte deutlich niedriger als bei den Varianten mit künstlichen Inokulationen (KI T1 M1, KI T1 M1 + F, KI T1 M2, KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2). Die höchsten Werte zeigten die Varianten (KI T1 M1, KI T1 M1 + F und KI T1 M2) des ersten Inokulationster-

mins (29.06.00). Die Varianten des zweiten Termins (20.07.00: KI T2 M1, KI T2 M1 + F und KI T2 M2) wiesen zu diesem Zeitpunkt ebenfalls höhere Mycelwerte auf als NI und NI + F. Die Fungizidbehandlung war noch nicht erfolgt, da im ersten Versuchsjahr ein Abstand von 21 Tagen zum zweiten Termin eingehalten werden sollte. Am Termin 2 (24.08.00) (Abb. 6b) waren die O.D. - Werte des ersten Inokulationstermins (KI T1 M1, KI T1 M1 + F, KI T1 M2) immer noch höher als bei NI und NI + F. Der zweite Inokulationstermin zeigte besonders bei KI T2 M2 einen Werteanstieg, der sich von NI und NI+ F signifikant unterschied.

Am dritten Boniturtermin (31.08.00) (Abb. 6b) wiesen die künstlichen Inokulationen (KI T1 M1, KI T1 M1 + F, KI T1 M2, KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2) sehr ähnliche Mycelgehalte auf. Die Fungizidbehandlung (eine Woche zuvor) war anhand der Mycelgehalte nicht erkennbar. Die Varianten NI und NI + F unterschieden sich signifikant von KI T1 M2, KI T2 M1 + F und KI T2 M2. Die Mycelgehalte von NI und NI + F waren immer noch niedriger als die künstlichen Inokulationen. Bei Termin 4 (07.09.00) (Abb. 6b) war die Wirkung des Fungizids erkennbar. Bei dem natürlichen Befall ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen NI (O.D.  $_{405nm}$  = 3,01) und NI + F (O.D.  $_{405nm}$  = 2,02), bei den anderen zwei Inokulationsterminen war eine Verminderung des Mycelgehaltes erkennbar, wenn auch nicht signifikant. Die Werte waren bei den höheren Konzentrationen KI T1 M2 und KI T2 M2 (O.D.  $_{405nm}$  = 3,53 und 3,64) am höchsten.



**Abb. 6a:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.



**Abb. 6b:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. 405nm) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.

### 3.1.4 Korrelation der Befallsdaten

Zwischen den Datenermittlungsmethoden bestanden an allen vier Terminen, die auch serologisch untersucht wurden, enge Zusammenhänge (Tab. 6). Sowohl mit der Scannerbonitur als auch mit den serologischen Untersuchungen an den Einzelterminen konnte bereits zu Befallsbeginn ein enger Zusammenhang mit dem AUDPC-Wert ermittelt werden. Beide IgG's waren eng miteinander korreliert (siehe auch Abb. 6). Die Übersicht über die IgG-K Werte befinden sich im Anhang.

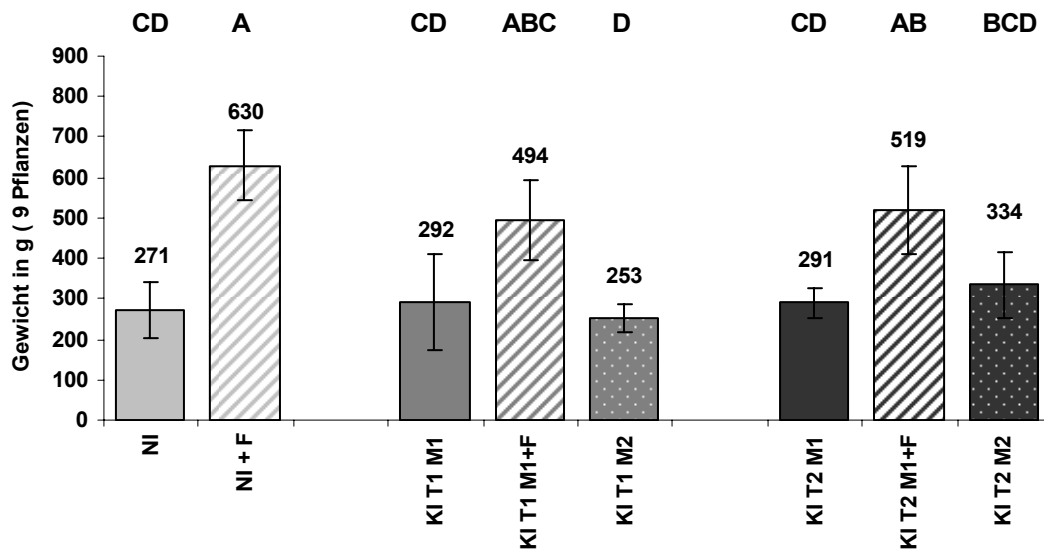
**Tab. 6:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC- Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ).

Korrelationen	Boniturtermine			
	Termin 1 17.08.00	Termin 2 24.08.00	Termin 3 31.08.00	Termin 4 07.09.00
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AUDPC	0,849	0,782	0,781	0,964
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AULAPC	-0,863	-0,816	-0,776	-0,979
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,822	0,701	0,842	0,905
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,845	-0,746	-0,838	-0,916
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,826	0,775	0,824	0,907
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,852	-0,815	-0,824	-0,918
<b>Methodenvergleich</b>				
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-K	0,990	0,988	0,910	0,954
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-M	0,992	0,994	0,982	0,957
Einzeltermin IgG-K zu IgG-M	0,997	0,993	0,929	0,999

### 3.1.5 Erträge und Fruchtbefall

Der Ertrag von NI (Abb. 7) betrug 271 g (Mittelwert von 9 Pflanzen einer Parzelle). Bei KI T1 M1 und KI T1 M2 wurden 292 g bzw. 253 g und bei KI T2 M1 und KI T2 M2 291 g bzw. 334 g erzielt. Durch den Fungizideinsatz wurde der Ertrag in allen Varianten wesentlich gesteigert: bei NI und NI + F von 271 g auf 630 g, bei KI T1 M1 und KI T1 M1 + F von 292 g auf 494 g, bei KI T2 M1 und KI T2 M1 + F von 291 g auf 519 g. Zwischen dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert sowie an den Einzelboniturterminen ab Mitte September bestand eine signifikante negative Korrelation (Tab. 7). Als Befallserfassungsmethoden waren nur die Varianten IgG-K und IgG-M am 4. Boniturtermin mit den Ertragswerten korreliert (Tab. 8).





**Abb. 7:** Erträge der 8 Varianten des Feldversuchs 2000 (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.

Der Konidien- und der Mycelbefall der Früchte war zwischen den Varianten und ihren zugehörigen Fungizidbehandlungen unterschiedlich hoch. Bei den Fungizidvarianten (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) lagen die Werte von IgG-K (Abb. 8) unterhalb bzw. sehr nahe an der Nachweisgrenze ( $O.D._{405nm} = 0,1$ ) des PTA-ELISA. Die Früchte konnten daher als unbelastet bezeichnet werden.

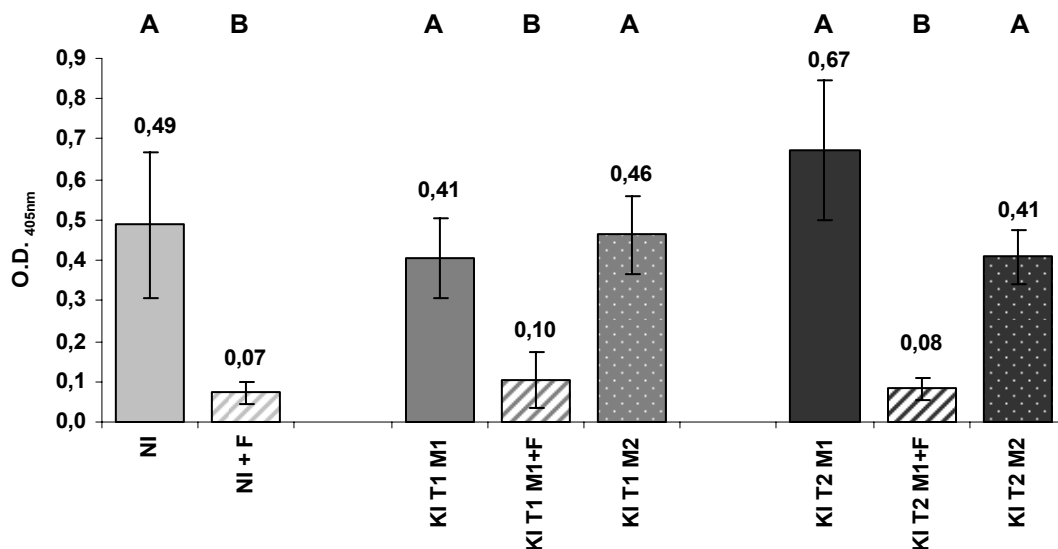
**Tab. 7:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Termine	Befallsstärke zu Ertrag	Blattflächenwert zu Ertrag	AUDPC zu Ertrag	AULAPC zu Ertrag	AUDPC zu AULAPC
17.08.00	-0,391	0,460	-0,673	0,617	-0,993
24.08.00	-0,205	0,144			
31.08.00	-0,261	0,176			
07.09.00	-0,633	0,560			
14.09.00	-0,946	0,828			
21.09.00	-0,980	0,980			
28.09.00	-0,962	0,953			
05.10.00	-0,968	0,984			

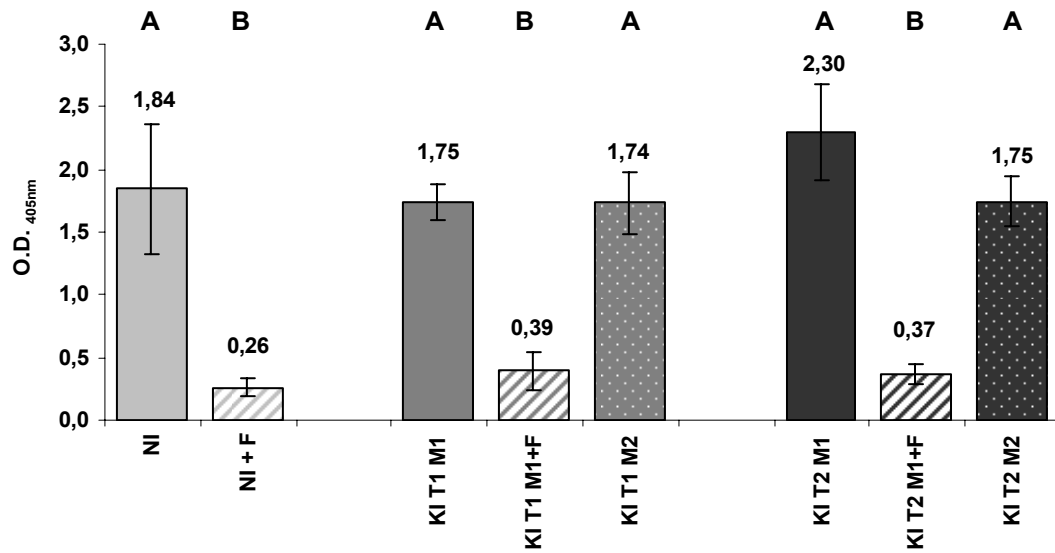
**Tab. 8:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2000. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Korrelationen	Boniturtermine			
	Termin 1 17.08.00	Termin 2 24.08.00	Termin 3 31.08.00	Termin 4 07.09.00
Einzeltermin Scannerboniturwert zu Ertrag	-0,391	-0,205	-0,261	-0,633
Einzeltermin IgG-K zu Ertrag	-0,353	-0,073	-0,391	-0,738
Einzeltermin IgG-M zu Ertrag	-0,329	-0,157	-0,299	-0,741

Die höchsten Befallswerte lieferte bei beiden ELISA-Testungen KI T2 M1. Die Mycelgehalte (Abb. 9) der Varianten lagen dicht zusammen, NI lieferte auch bei den Fruchtbelastungen überraschend hohe Ergebnisse ( $O.D._{405nm} = 1,8$ ) im Vergleich zu KI T1 M1 und KI T2 M1 ( $O.D._{405nm} = 1,7$  bzw.  $2,3$ ). Die drei Fungizidvarianten unterschieden sich signifikant von den anderen Varianten.



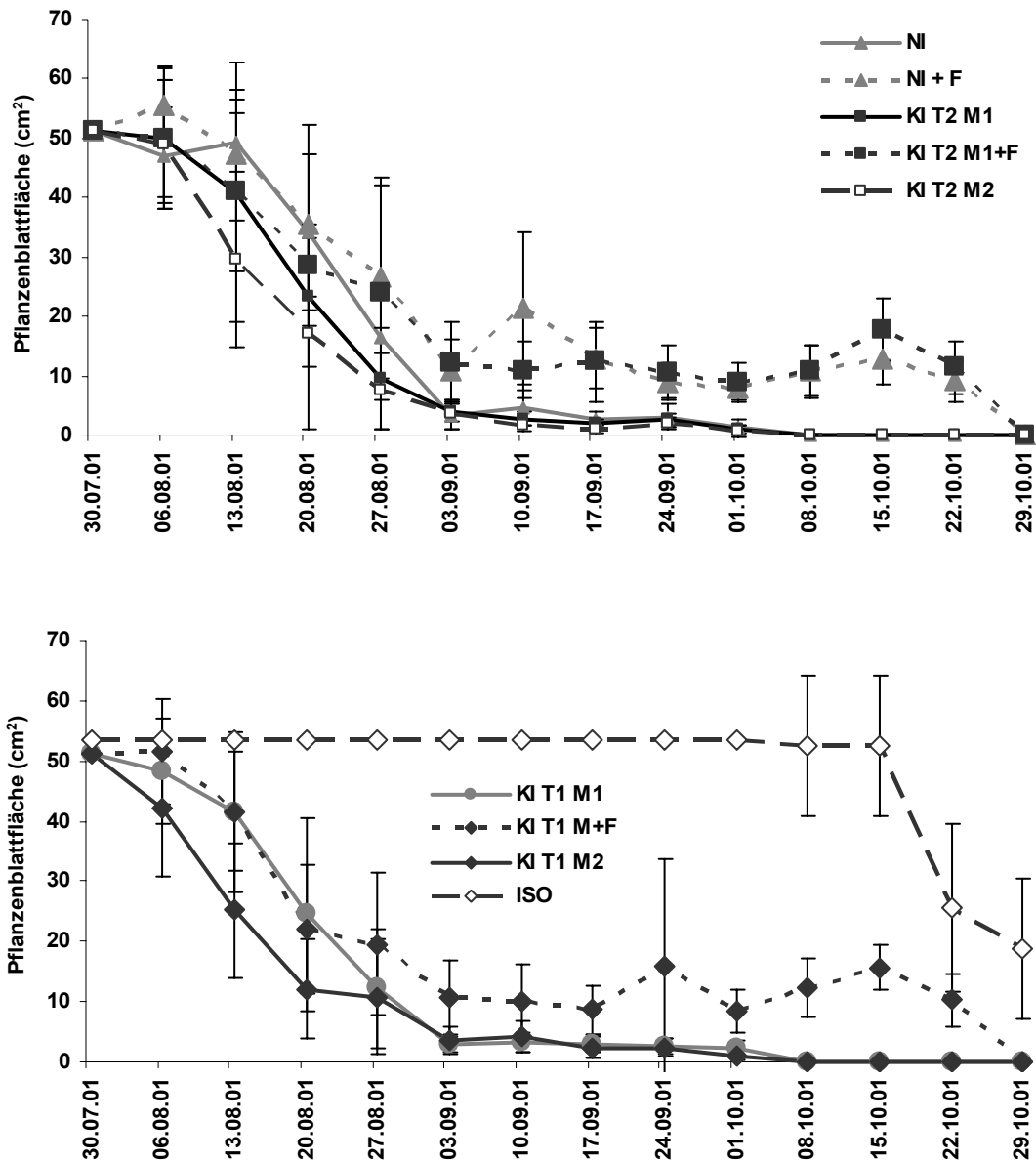
**Abb. 8:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten von 8 Varianten des Feldversuchs 2000 durch PTA-ELISA mit IgG-K ( $O.D._{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.



**Abb. 9:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten von 8 Varianten des Feldversuchs 2000 durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 1.

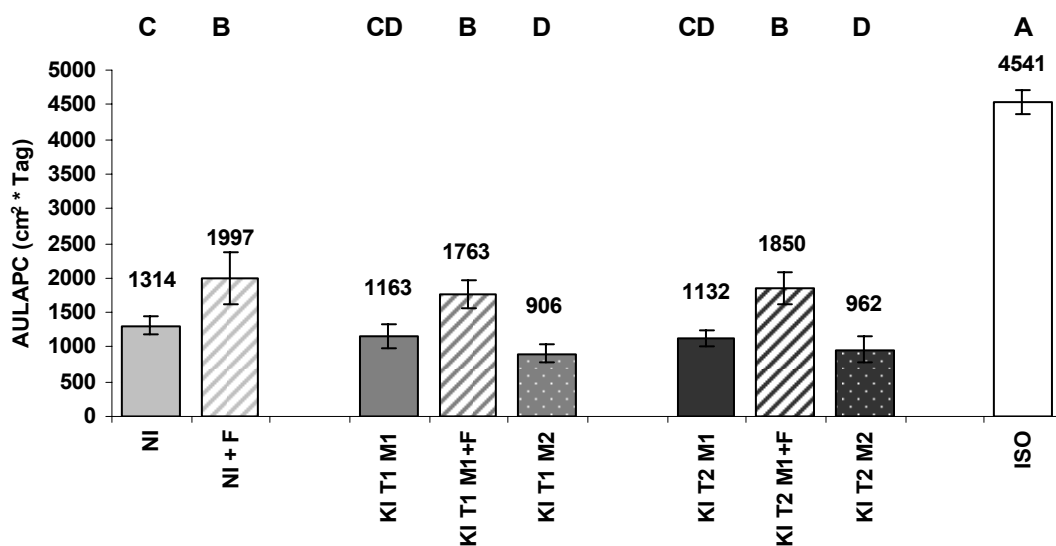
## 3.2 Inokulationsversuch 2001

### 3.2.1 Blattflächendynamik



**Abb. 10:** Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 9 Varianten des Feldversuchs 2001. **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, **ISO** = Isolierungspartellen.

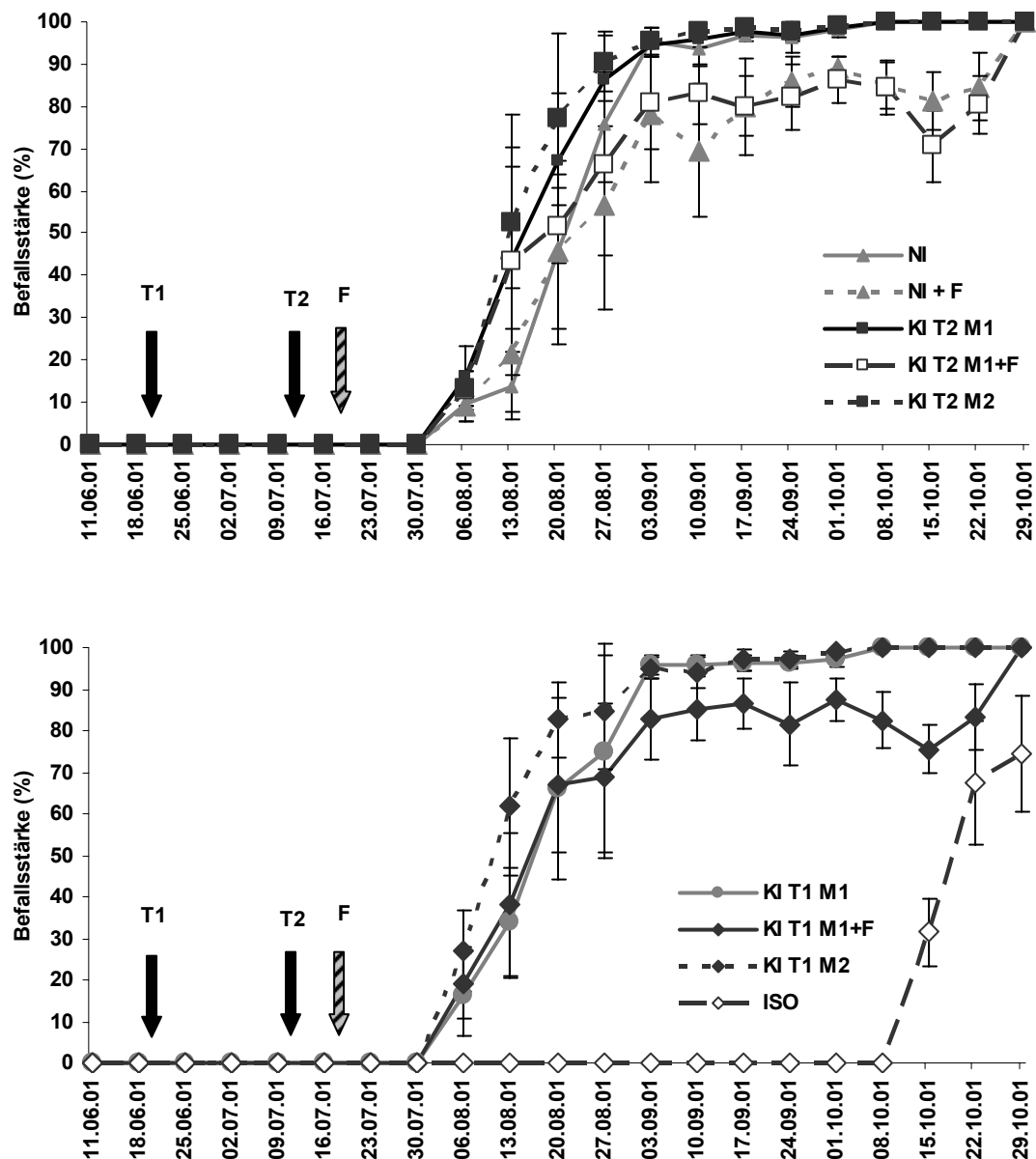
Im Jahr 2001 unterschied sich die Pflanzenblattflächendynamik bei der Isolierungspazelle (ISO) deutlich von allen anderen Varianten (Abb. 10). Der von den anderen Parzellen abgegrenzte Standort fiel durch einen sehr geringen Befall auf, der zu sehr geringen Blattschäden führte. Die Blätter starben durch die vereinzelt sichtbaren Konidienlagerbildungen nicht ab, sondern verblieben weiterhin grün bis zur Abreife im Herbst am Stängel. Die Fungizidbehandlungen (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) unterschieden sich signifikant von den zugehörigen Varianten (NI, KI T1 M1, KI T2 M1). An den Fungizidvarianten waren aber stärkere Konidienbildungen zu beobachten als bei der Isolierungspazelle.



**Abb. 11:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

Der AULAPC - Wertevergleich (Abb. 11) war durch den hohen Blattwert der ISO (ca. 345 % mehr als NI) sehr auffällig, da die Differenz den tatsächlichen Blattschaden eines Befalls mit *M. anethi* verdeutlicht. NI unterschied sich von ISO nur durch eine Parzellenbegrenzung mit einem Maisstreifen zur Windabweisung. Das schnelle Absterben der Blätter wurde durch die sehr starke Konidienbildung verursacht, die nach Sichtbonitur vergleichbar stark bei den künstlichen Inokulationen auf den Einzelblättern auftrat. Bei einer künstlichen Inokulation waren zeitgleich mehr Blätter betroffen als bei einem natürlichen Befallsverlauf.

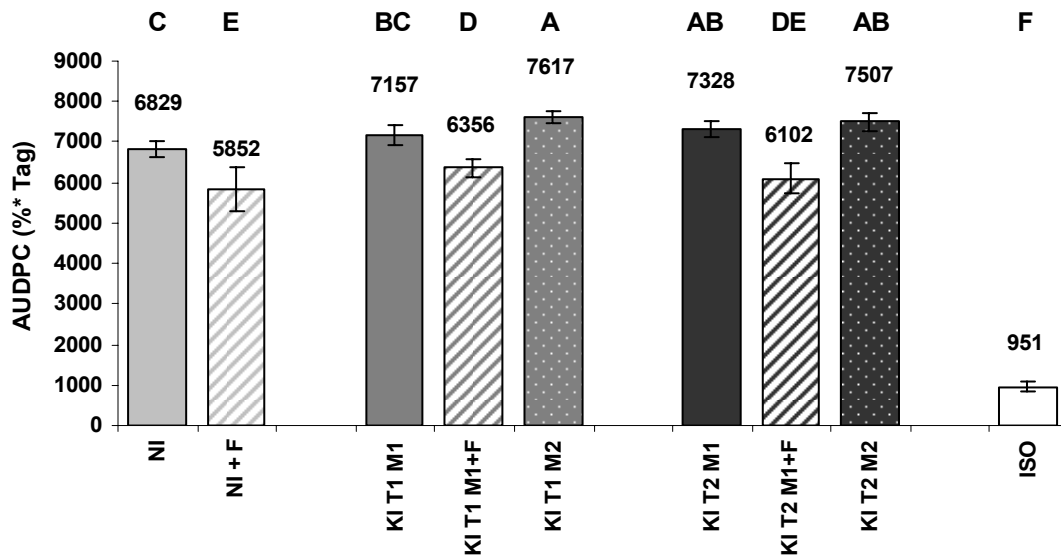
### 3.2.2 Befallsentwicklung



**Abb. 12:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 9 Varianten des Feldversuchs 2001. Künstliche Inokulation an zwei Terminen: **T1** und **T2**, Fungizidbehandlung: **F**. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

Der Befallsverlauf (Abb. 12) zeigte bei NI einen sehr raschen Befallsanstieg ab Mitte August, der den Vorsprung der künstlichen Inokulationen schnell verringerte. Der Befall von ISO war bis Anfang Oktober flächenmäßig nicht zu erfassen, da *M. anethi* nur sehr wenige Pusteln auf den Blättern bildete und der Wert unter der Nachweisgrenze der Scannerbonitur lag. Eine Befallszunahme war erst bei Abreifebeginn erkennbar und bei ISO nicht vollständig von dem natürlichen Absterbeprozess zu trennen. In diesem Jahr war die Fungizidwirkung deutlicher zu sehen

als im Vorjahr. Sie trat verzögert auf, da der Pilz bereits Konidienlager geschützt im Blattgewebe ausgebildet hatte, die auch nach der Behandlung noch sporulieren konnten. Durch die milde Herbstwitterung musste die Boniturzeit bis zum 22.10.01 (= 12 Wochen) ausgedehnt werden.



**Abb. 13:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

Bei den AUDPC-Werten (Abb. 13) ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen den Behandlungen. Das Fungizid reduzierte den Befall in drei Fällen im Vergleich zur jeweiligen unbehandelten Variante signifikant (NI zu NI + F: 6829 bzw. 5852 % \* Tag; KI T1 M1 zu KI T1 M1 + F: 7157 bzw. 6356 % \* Tag; KI T2 M1 zu KI T2 M1 + F: 7328 bzw. 6102 % \* Tag).

**Tab. 9:** AUDPC - Werte der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 nach Abzug des Wertes der Isolierungspartzele (= natürlichen Seneszenz). Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

Varianten	NI	NI + F	KI T1 M1	KI T1 M1 + F	KI T1 M2	KI T2 M1	KI T2 M1 + F	KI T2 M2
AUDPC	5878	4900	6206	5405	6665	6377	5151	6556

Die AUDPC-Werte von NI waren im Vergleich zur identischen Behandlung von ISO sehr hoch. ISO hatte den signifikant niedrigsten Befallswert (951 % \* Tag),

den höchsten erreichte KI T1 M2 (7617 % \* Tag), gefolgt von KI T2 M2 (7507 % \* Tag). Mit ISO war eine erste direkte Schadabschätzung von *M. anethi* möglich, die von der natürlichen Seneszenz der Blätter getrennt erfasst werden konnte (Tab. 9). Dazu wurde der AUDPC-Wert von ISO von den Werten der anderen Varianten abgezogen.

Die unterschiedliche Befallsentwicklung zeigte sich ebenfalls in der Anzahl der Tage bis zum Erreichen eines bestimmten Befallsniveaus (Tab. 10). Die ISO benötigte 69 Tage bis zu einem Pflanzenbefall von 25 %, die NI nur 17 Tage (52 Tage Unterschied). Bei den anderen Terminen betrug der Unterschied etwa 50 Tage. Es bestand eine negative Korrelation zwischen der Befallsstärke (AUDPC) und der Blattflächendynamik (AULAPC). Die Scannerbonitur ermöglichte an 10 von 12 Einzelterminen eine Aussage über das Gesamtergebnis der Befallsbonitur (AUDPC) (Tab. 11).

**Tab. 10:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und der Erreichung eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

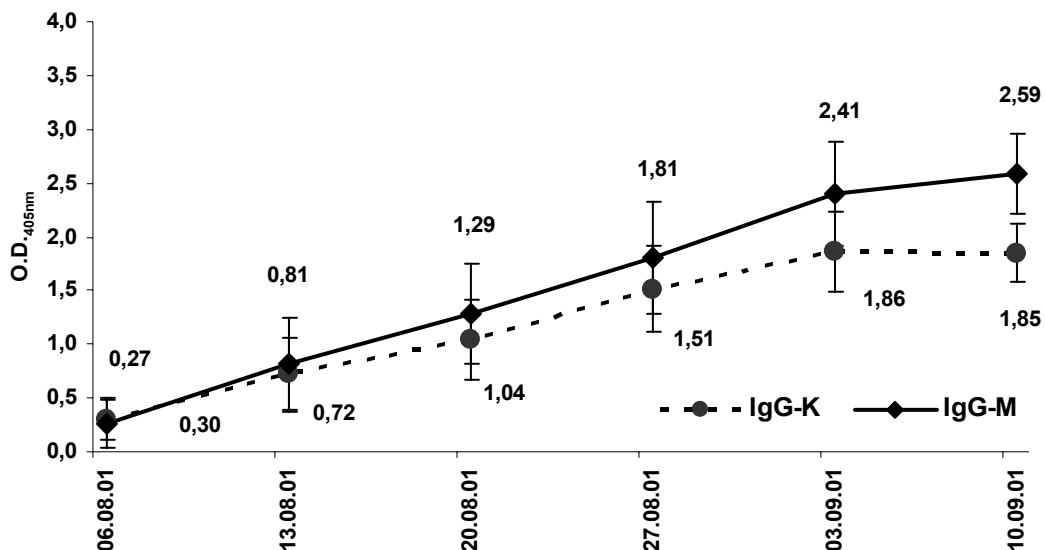
Varianten	Zeit (Tage nach Erstsymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25 % Befall	> 50 % Befall	> 75 % Befall	100 % Befall
NI	17	23	28	70
NI + F	16	24	34	91
KI T1 M1	11	18	37	70
KI T1 M1+F	10	17	32	91
KI T1 M2	7	12	19	70
KI T2 M1	10	16	24	70
KI T2 M1+F	10	20	33	91
KI T2 M2	10	14	21	70
ISO	69	74	79	84



**Tab. 11:** Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten (ohne ISO) des Feldversuchs 2001. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
06.08.01	0,547	-0,490	-0,753	0,773	-0,661	-0,994
13.08.01	0,578	-0,518	-0,678	0,642	-0,938	
20.08.01	0,786	-0,730	-0,744	0,689	-0,987	
27.08.01	0,950	-0,936	-0,977	0,963	-0,962	
03.09.01	0,929	-0,953	-0,901	0,931	-0,983	
10.09.01	0,904	-0,906	-0,893	0,893	-0,999	
17.09.01	0,938	-0,949	-0,946	0,955	-0,999	
24.09.01	0,882	-0,917	-0,793	0,840	-0,965	
01.10.01	0,914	-0,941	-0,928	0,953	-0,999	
08.10.01	0,897	-0,931	-0,899	0,933	-0,999	
15.10.01	0,868	-0,899	-0,883	0,914	-0,998	
22.10.01	0,899	-0,928	-0,898	0,928	-0,999	

### 3.2.3 Serologische Untersuchung des Befalls



**Abb. 14:** PTA-ELISA-Werte (Mittelwertbildung über 8 Varianten (ohne ISO) des Feldversuchs 2001) an 6 Boniturterminen mit IgG-K (O.D. 405nm) und IgG-M (O.D. 405nm) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern.

Im Jahr 2001 konnte eine serologische Untersuchung an 6 Terminen durchgeführt werden (Abb. 14). Die Isolierungsvariante (ISO) wurde nicht einbezogen, da der Befall nach Sichtbonitur zu gering war. Stichproben an Einzelblättern ergaben

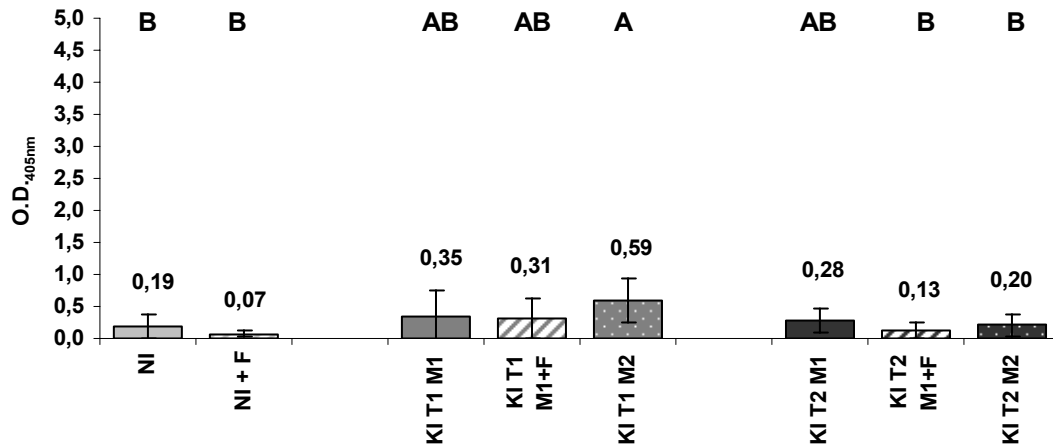
aber geringe Befallswerte, eng an der Nachweisgrenze des PTA-ELISA von  $O.D._{405nm} = 0,1$ . In der Übersicht (Mittelwertbildung über 8 Varianten) (Abb. 14 und siehe auch Tab. 12) wurde ein enger Zusammenhang zwischen dem IgG-K und dem IgG-M deutlich. Im Folgenden werden die Ergebnisse des IgG-M an den Einzelterminen grafisch dargestellt. Die Werte des IgG-K sind im Anhang zu finden.

Am ersten Termin (06.08.01) (Abb. 15a) waren die Werte von KI T1 M1, KI T1 M1 + F und KI T1 M2 (Inokulation am 20.06.01) am höchsten, gefolgt von KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2 (Inokulation am 11.07.01) und NI. Signifikante Unterschiede ergaben sich nur zwischen KI T1 M2 und NI, NI + F, KI T2 M1+ F und KI T2 M2. Die Behandlung mit dem Fungizid (18.07.01) wirkte sich nicht signifikant auf den Befall aus, die Standardabweichungen waren zu hoch.

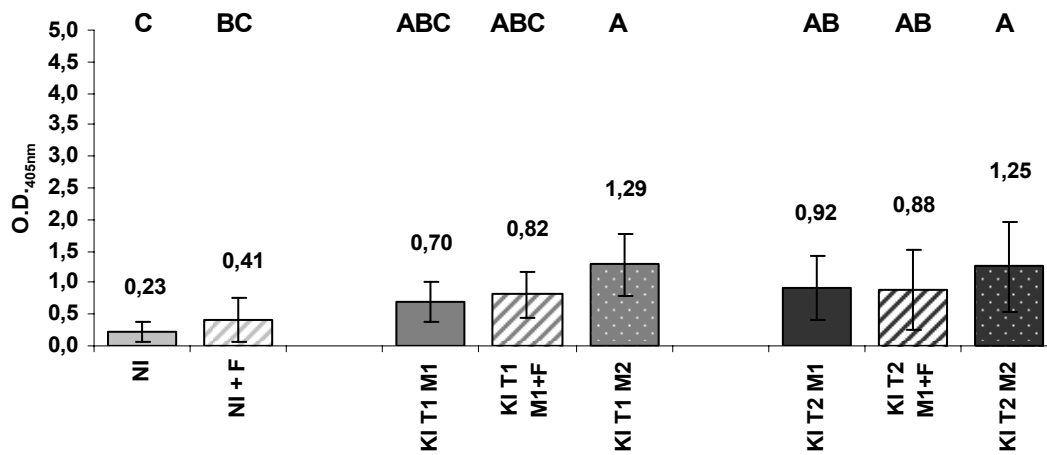
Am Termin 2 (13.08.01) stiegen die Werte durch die Befallsausweitung auf die höheren Blattetagen an. Eine signifikante Fungizidwirkung war nicht nachweisbar. Bei NI + F und KI T1 M1 + F überstiegen die Mycelgehalte sogar die Werte von NI bzw. KI T1 M1 (Abb. 15a). Eine höhere Inokulummenge (KI T1 M2 und KI T2 M2) führte an beiden Terminen zu höheren serologischen Werten.

Am dritten Termin (20.08.01) (Abb. 15a) wirkte sich das Fungizid ebenfalls nicht signifikant vermindern auf den Befall aus. Signifikante Unterschiede bestanden nur zwischen NI, NI + F, KI T2 M1 + F und KI T1 M2, KI T2 M2. In der folgenden Woche (27.08.01) war das Befallsniveau von dem zweiten Inokulationstermin (KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2) am höchsten und die Fungizidwirkung am deutlichsten nachweisbar (Abb. 15b), aber nicht signifikant. Die Werte von NI stiegen im Vergleich zu KI T1 M1 und KI T2 M1 an.

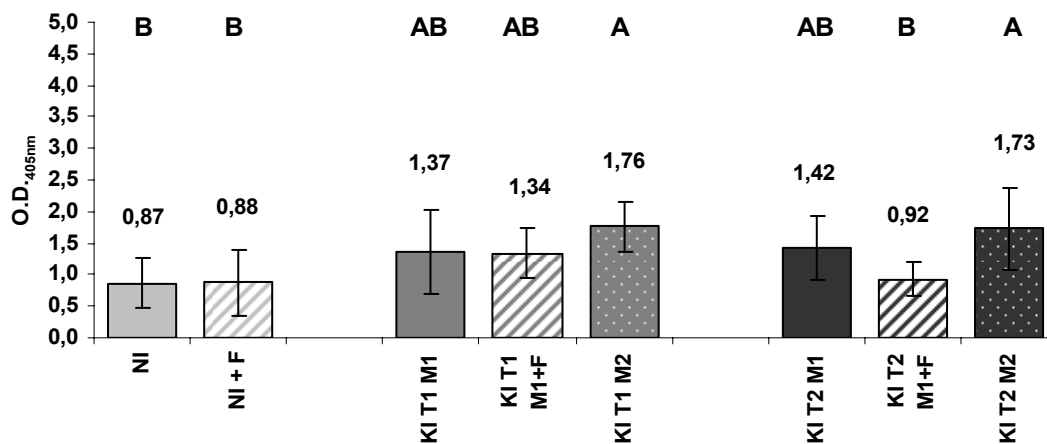
Bei der Probenahme 5 (03.09.01) ergaben sich signifikante Unterschiede bei der Fungizidwirkung bei allen drei Behandlungsvarianten (NI zu NI + F; KI T1 M1 zu KI T1 M1 + F; KI T2 M1 zu KI T2 M1 + F) (Abb. 15b). Die Werte von NI erreichten ein ähnlich hohes Niveau wie die der künstlichen Inokulationen. Termin 6 (10.09.01) ergab ein vergleichbares Ergebnis wie eine Woche vorher. Bei NI, KI T1 M1 und KI T2 M1 traten signifikante Unterschiede zur jeweiligen Fungizidvariante (NI + F, KI T1 M1 + F und KI T2 M1 + F) auf (Abb. 15b).



Probenahme 1: 06.08.01

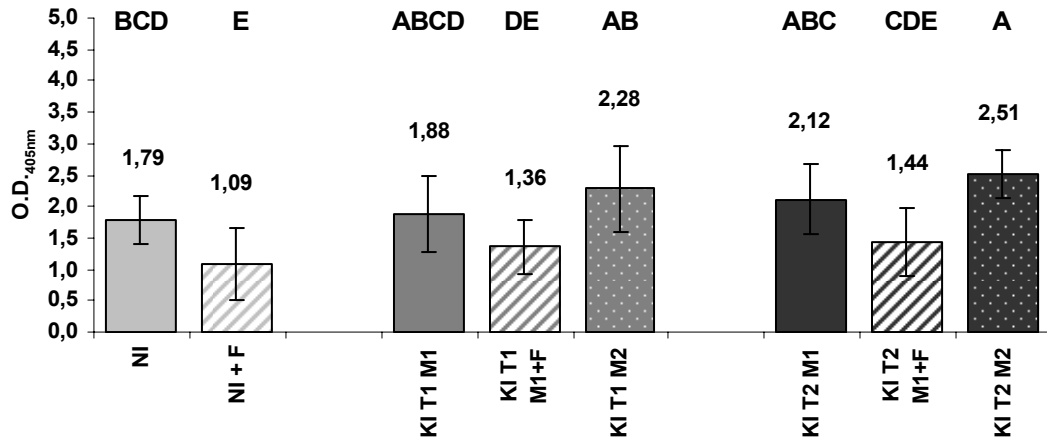


Probenahme 2: 13.08.01

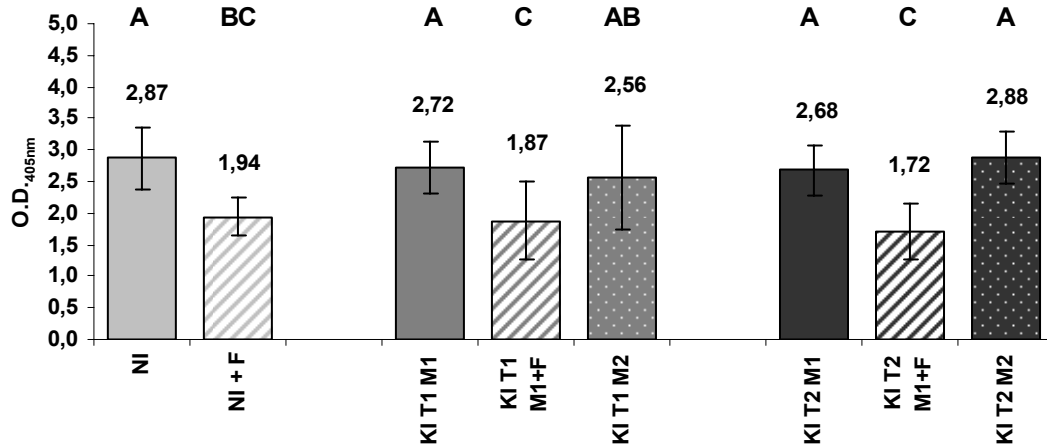


Probenahme 3: 20.08.01

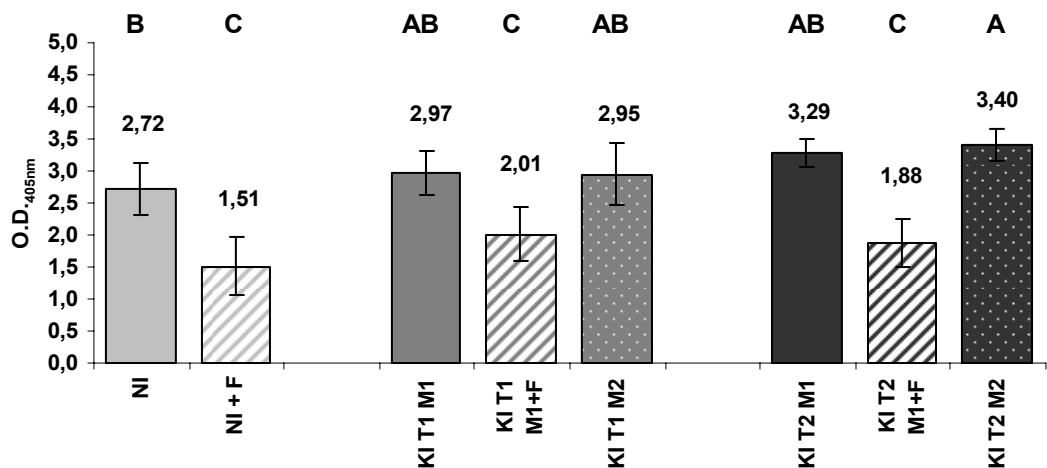
**Abb. 15a:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO) anhand von PTA-ELISA- Werten mit IgG-M (O.D. 405nm) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.



Probenahme 4: 27.08.01



Probenahme 5: 03.09.01



Probenahme 6: 10.09.01

**Abb. 15b:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO) anhand von PTA-ELISA- Werten mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

### 3.2.4 Korrelation der Befallsdaten

Zwischen den einzelnen Datenermittlungsmethoden (Scanner, IgG-K und IgG-M) ergaben sich an allen 6 Untersuchungsterminen signifikante Zusammenhänge (Tab. 12). In der Befallsermittlung der Einzeltermine waren alle drei Untersuchungsmethoden ab dem 20.08.01 gleichermaßen aussagekräftig in Bezug auf den AULAPC- und AUDPC-Wert. Die Befallsverteilung der Varianten stand demnach zu diesem Termin, ca. 4 Wochen nach Epidemiebeginn, bereits fest.

**Tab.12:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

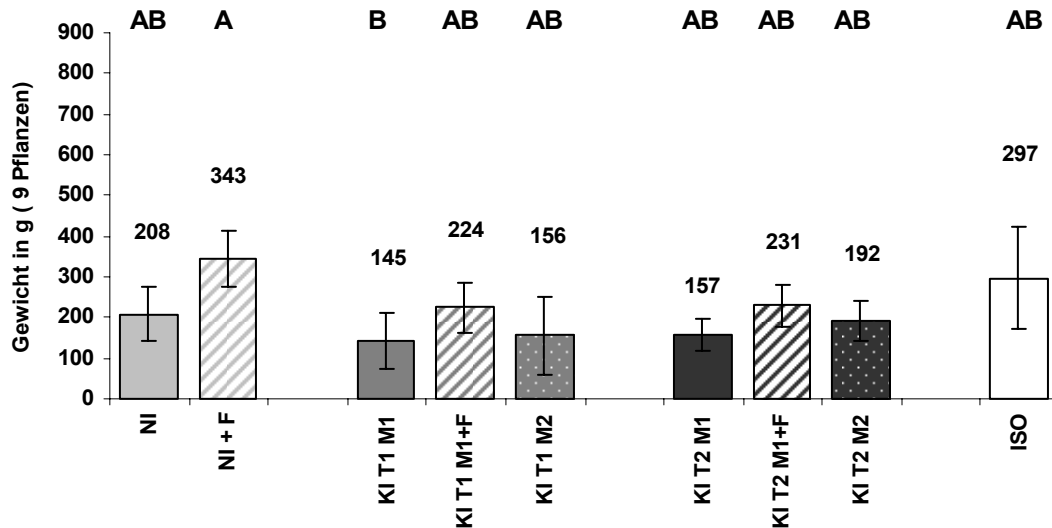
Korrelationen	Boniturtermine					
	Termin 1 06.08.01	Termin 2 13.08.01	Termin 3 20.08.01	Termin 4 27.08.01	Termin 5 03.09.01	Termin 6 10.09.01
Einzeltermin Scannerbonitur zu AUDPC	0,547	0,578	0,786	0,950	0,929	0,904
Einzeltermin Scannerbonitur zu AULAPC	-0,490	-0,518	-0,730	-0,936	-0,953	-0,906
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,670	0,532	0,865	0,977	0,841	0,955
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,601	-0,466	-0,819	-0,978	-0,880	-0,956
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,689	0,595	0,827	0,964	0,841	0,959
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,658	-0,535	-0,777	-0,963	-0,880	-0,958
<b>Methodenvergleich</b>						
Scannerboniturwert zu IgG-K	0,935	0,979	0,986	0,981	0,957	0,951
Scannerboniturwert zu IgG-M	0,948	0,991	0,989	0,978	0,952	0,941
IgG-K zu IgG-M	0,897	0,989	0,997	0,992	0,999	0,999

### 3.2.5 Erträge und Fruchtbefall

Der Ertrag war bei den Fungizidvarianten (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) im Vergleich zu den identischen Inokulationsstufen (NI, KI T1 M1, KI T2 M1) tendenziell erhöht. ISO (297 g) wies einen etwas geringeren Ertragswert auf als NI + F (343 g) (Abb. 16), obwohl der AUDPC-Wert sehr viel geringer war (951 bzw. 5852 % \* Tag) (siehe Abb. 13). Es ergaben sich nur zwischen NI + F und KI T1 M1 signifikante Unterschiede im Ertragswert (Abb. 16).

Zwischen der Gesamtverrechnung AUDPC, AULAPC und dem Ertrag bestanden signifikante Zusammenhänge (Tab. 13), der Ertrag wurde vom Befall und der Biomasse beeinflusst. Eine Ertragsvoraussage war anhand des Befalls oder der Blatt-

masse an den Einzelterminen nicht sicher zu treffen. Die Blattfläche war an 7 von 12 Terminen signifikant mit dem Ertrag korreliert, der Befallswert nur an 5 Terminen.



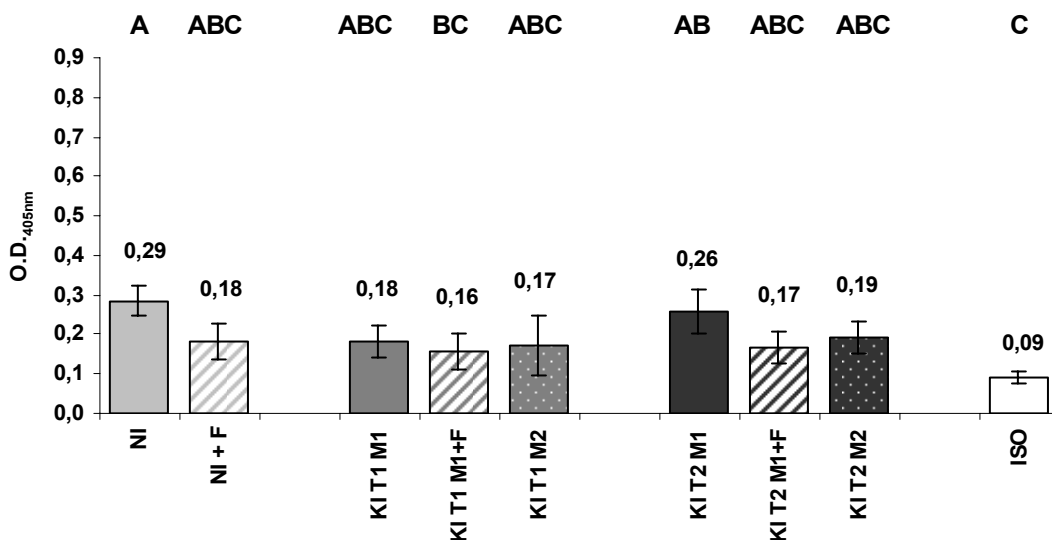
**Abb. 16:** Erträge der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

**Tab. 13:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Termine	Befallsstärke zu Ertrag	Blattflächenwert zu Ertrag	AUDPC zu Ertrag	AULAPC zu Ertrag	AUDPC zu AULAPC
06.08.01	-0,598	0,758	-0,848	0,832	-0,994
13.08.01	-0,516	0,489			
20.08.01	-0,672	0,657			
27.08.01	-0,803	0,840			
03.09.01	-0,836	0,743			
10.09.01	-0,931	0,938			
17.09.01	-0,795	0,812			
24.09.01	-0,649	0,565			
01.10.01	-0,689	0,713			
08.10.01	-0,732	0,740			
15.10.01	-0,638	0,671			
22.10.01	-0,707	0,706			

**Tab. 14:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2001 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

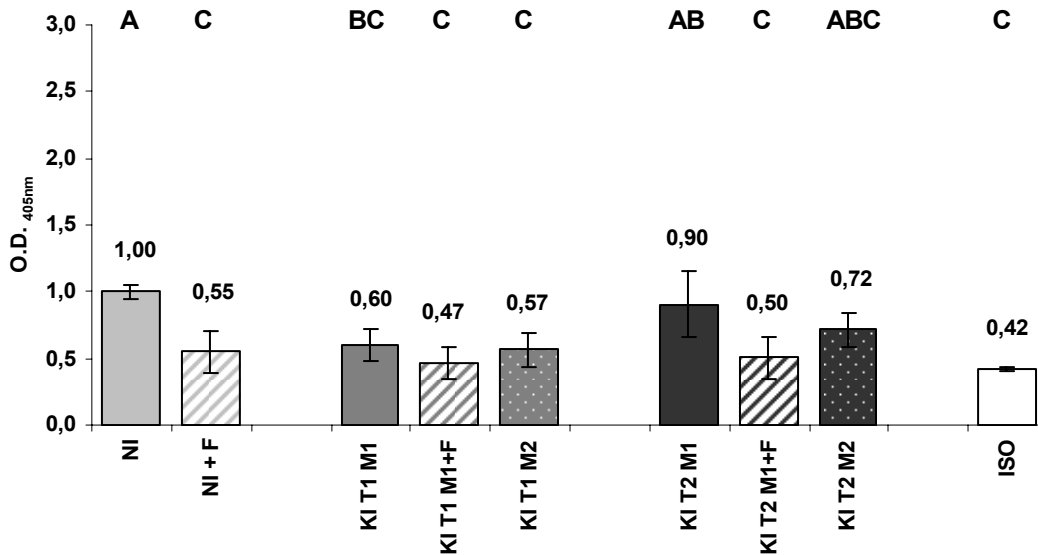
Korrelationen	Boniturtermine					
	Termin 1	Termin 2	Termin 3	Termin 4	Termin 5	Termin 6
	06.08.01	13.08.01	20.08.01	27.08.01	03.09.01	10.09.01
Einzeltermin Scannerbonitur zu Ertrag	-0,598	-0,516	-0,672	-0,803	-0,836	-0,931
Einzeltermin IgG-K zu Ertrag	-0,726	-0,495	-0,702	-0,805	-0,652	-0,841
Einzeltermin IgG-M zu Ertrag	-0,710	-0,503	-0,657	-0,774	-0,638	-0,838



**Abb. 17:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D.  $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.

Nach der serologischen Untersuchung mit IgG-K wiesen die Früchte der Varianten einen geringeren Konidienbesatz auf als im Jahr 2000 (2000: O.D.  $_{405nm} = 0,07 - 0,67$ ; 2001: O.D.  $_{405nm} = 0,09 - 0,29$ ). Bei NI und KI T2 M1 (O.D. $_{405nm} = 0,29$  bzw.  $0,26$ ) waren die Werte vergleichsweise hoch. ISO lag unter der Nachweisgrenze des PTA-ELISA und unterschied sich damit signifikant von NI und KI T2 M1. Alle anderen Varianten waren sehr gleichmäßig mit Konidien bedeckt, die Standardabweichungen waren hoch (Abb. 17).

Der Mycelbesatz der Früchte (Abb. 18) war ebenfalls bei NI und KI T2 M1 am höchsten (O.D.  $_{405nm}$  = 1,0 bzw. 0,9), ISO erreichte mit O.D.  $_{405nm}$  = 0,42 einen mittleren Wert, vergleichbar mit den Fungizidparzellen NI + F, KI T1 M1 + F und KI T2 M1 + F.

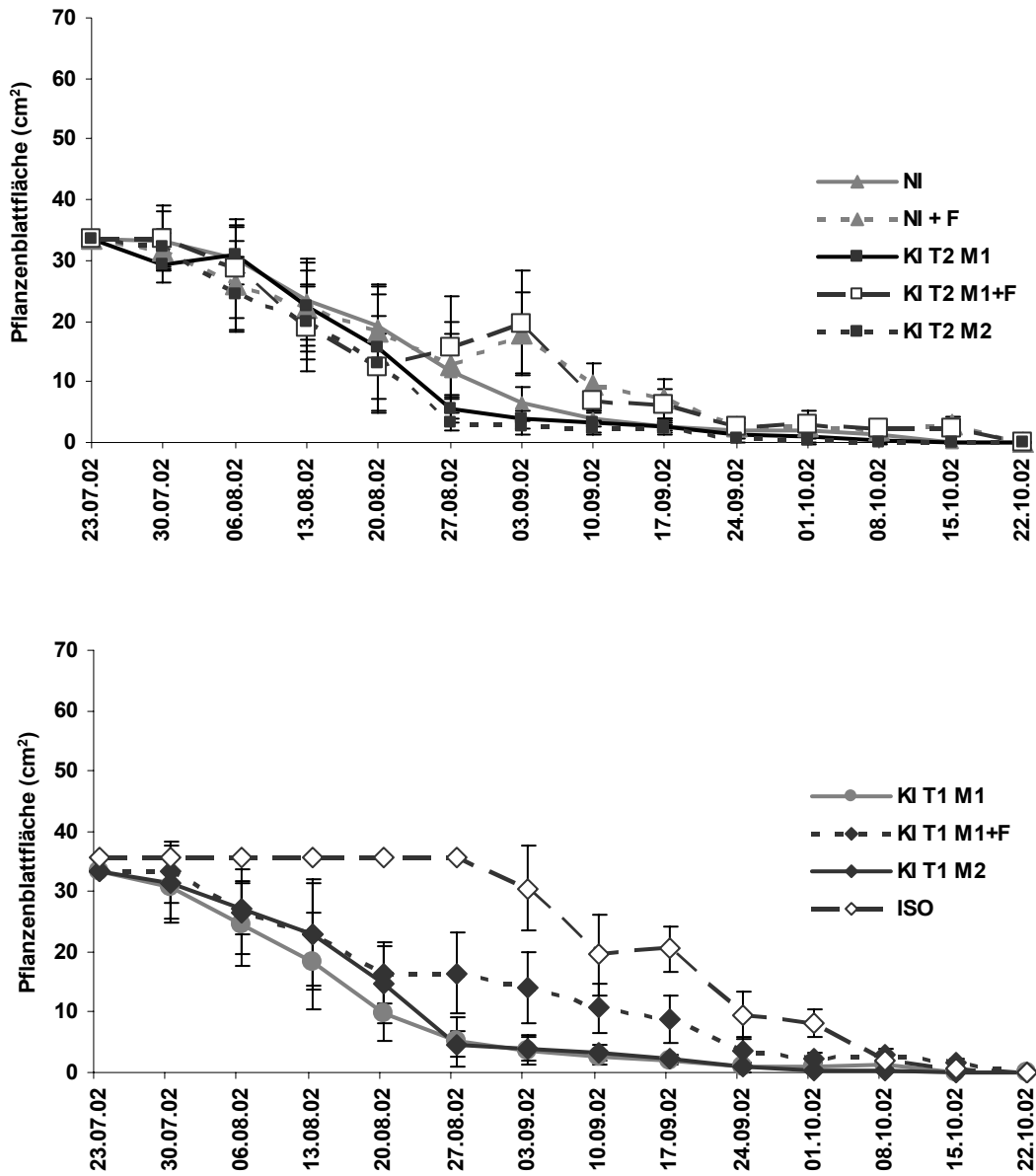


**Abb. 18:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 9 Varianten des Feldversuchs 2001 durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D.  $_{405nm}$ ) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 10.



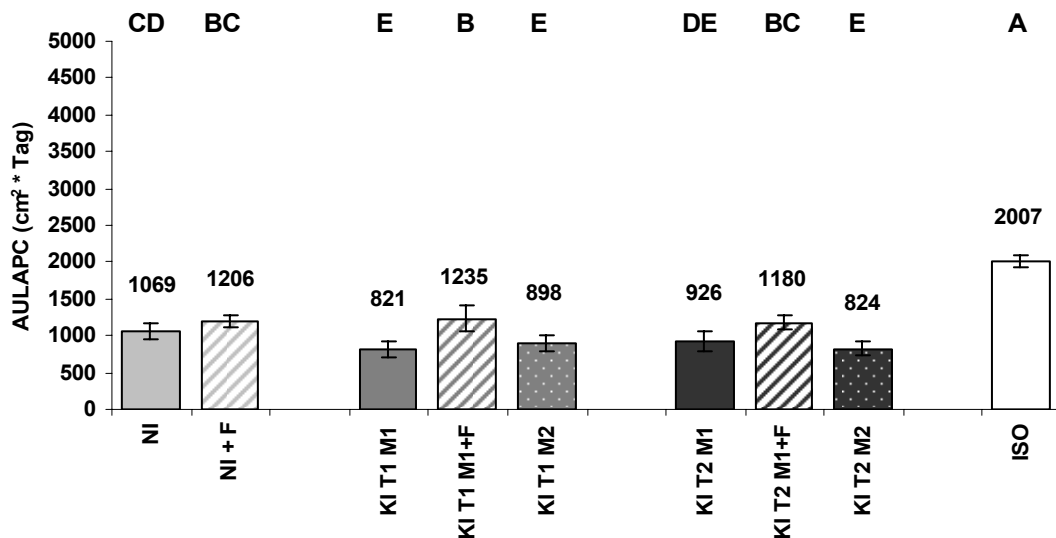
### 3.3 Inokulationsversuch 2002

#### 3.3.1 Blattflächendynamik



**Abb. 19:** Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 9 Varianten des Feldversuchs 2002. **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, **ISO** = Isolierungspartellen.

Die Blattflächenentwicklung verlief in diesem Jahr von Beginn an sehr einheitlich. Ende August führte eine dunkelgrüne Farbveränderung der Blätter bei den Fungizidvarianten NI + F und KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F (Spritzung am 01.08.02) zu einer Werterhöhung. Die Pflanzen der ISO waren an den unteren Blättern stärker befallen als im Jahr 2001, was sich in einer Blattflächenreduktion ab Anfang September zeigte (Abb. 19).



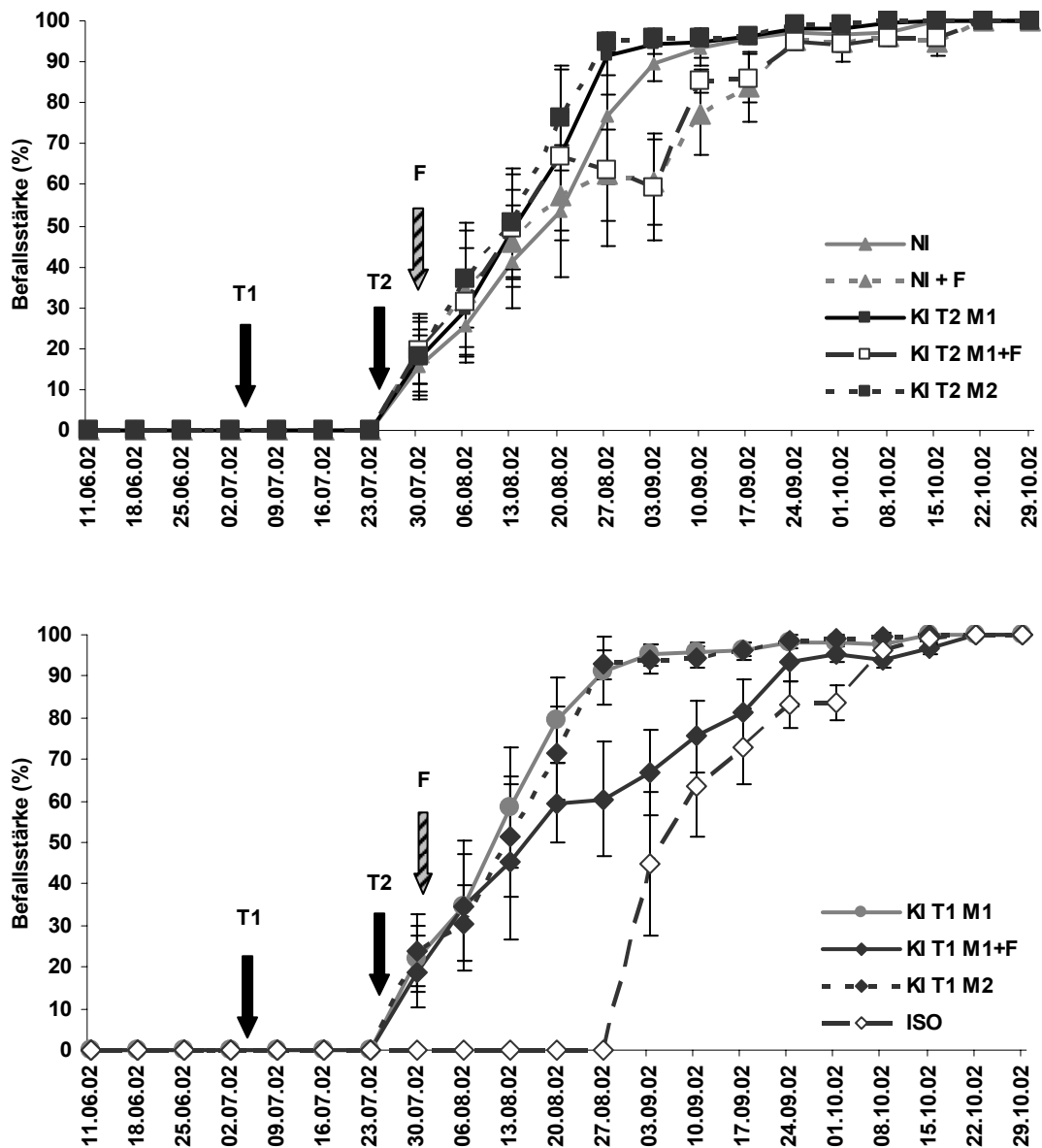
**Abb. 20:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC) durch *M. anethi* Befall. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19.

Der AULAPC-Wert (Abb. 20) war bei ISO im Vergleich zur NI deutlich erhöht. Die Fungizidvarianten (NI + F und KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) wiesen in drei Behandlungsstufen höhere Blattwerte auf, bei KI T1 M1 + F und KI T2 M1 + F sogar signifikant höhere als die unbehandelten.

### 3.3.2 Befallsentwicklung

Die künstlichen Inokulationen zeigten von Beginn der Bonituren bis Mitte September eine schnellere Befallsentwicklung als NI und NI + F (Abb. 21). Zu diesem Zeitpunkt war der Befall auch fast auf 100 % angestiegen. Ab Mitte August war die Wirkung der Fungizidbehandlung (NI + F und KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) durch eine Befallsverzögerung eindeutig zu erkennen. ISO hob sich wieder sehr stark von NI ab, der epidemische Befallsausbruch mit vereinzelt Konidienlagern trat

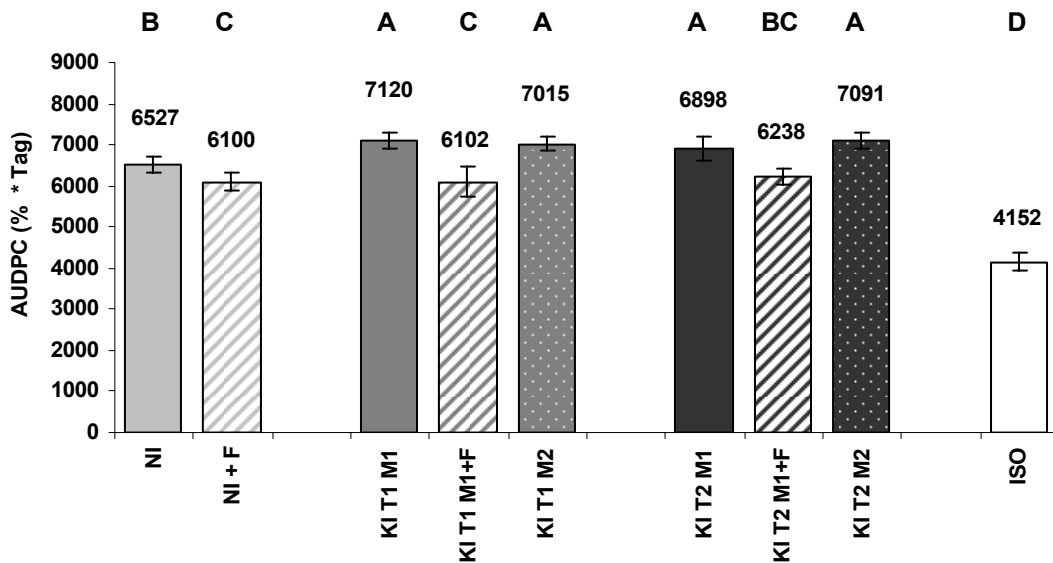
hier Anfang September auf. Die Blätter starben aber erst nach der Fruchtreife im Oktober ab. Im Jahr 2002 wurde bis zum 29.10.02 (= 14 Wochen) bonitiert.



**Abb. 21:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 9 Varianten des Feldversuchs 2002. Künstliche Inokulation an zwei Terminen: T1 und T2, Fungizidbehandlung: F. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19.

Der Variantenvergleich anhand der AUDPC-Werte (Abb. 22) zeigte signifikante Fungizidwirkungen bei NI zu NI + F, KI T1 M1 zu KI T1 M1 + F und KI T2 M1 zu KI T2 M1 + F. Die höheren Konzentrationen des Inokulums (KI T1 M2 und KI T2 M2) führten nicht zu signifikanten AUDPC-Unterschieden im Vergleich zu den niedri-

geren Konzentrationen (KI T1 M1 und KI T2 M1). Den niedrigsten Befallswert über die Boniturzeit hatte ISO.



**Abb. 22:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19.

Durch ISO konnte auch in diesem Jahr der tatsächliche Befallsschaden von *M. anethi* durch Differenz ermittelt werden (Tab. 15). Durch die höheren Messergebnisse in diesem Jahr (durch Absterben unterer Blätter durch Lichtmangel bedingt durch sehr dichtes Wachstum) war das Niveau deutlich niedriger als im vorangegangenen Jahr (Isolierung 2001: 951 % \* Tag; 2002: 4152 \* Tag).

**Tab. 15:** AUDPC-Werte der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 nach Abzug des Wertes der Isolierungspartzele (= natürlichen Seneszenz). Variantenbezeichnung siehe Abb. 19.

Variante	NI	NI + F	KI T1 M1	KI T1 M1 + F	KI T1 M2	KI T2 M1	KI T2 M1 + F	KI T2 M2
AUDPC	2376	1948	2968	1950	2746	2940	2086	2939

Diese Unterschiede im Befallsverlauf (Abb. 21) wurden durch die Übersicht der Befallsentwicklung (Tab. 16) über die Zeit bestätigt. Der Befallswert der Einzeltermine spiegelte ab Mitte August das Gesamtergebnis wider, es bestand eine signifikante Korrelation zwischen AUDPC- und AULAPC-Wert (Tab. 17).

**Tab. 16:** Vergleich der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und der Erreichung eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19.

Variante	Zeit (Tage nach Erstsymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25% Befall	> 50% Befall	> 75% Befall	100 % Befall
NI	14	27	35	84
NI + F	10	24	49	91
KI T1 M1	9	19	27	84
KI T1 M1 + F	10	24	49	91
KI T1 M2	9	21	30	84
KI T2 M1	12	22	31	84
KI T2 M1 + F	11	22	47	91
KI T2 M2	10	21	28	77
ISO	39	44	58	91

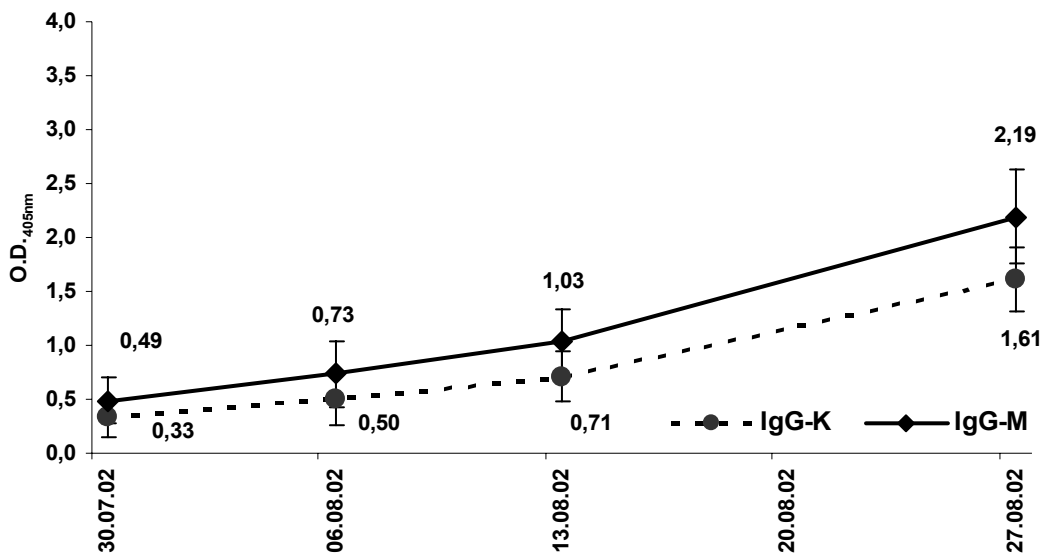
**Tab. 17:** Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
30.07.02	0,346	-0,324	-0,609	0,613	-0,261	<b>-0,996</b>
06.08.02	0,076	-0,133	-0,206	0,261	-0,879	
13.08.02	0,660	-0,675	-0,261	0,303	-0,720	
20.08.02	0,794	-0,806	-0,547	0,558	-0,914	
27.08.02	0,988	-0,981	-0,959	0,965	-0,975	
03.09.02	0,930	-0,916	-0,918	0,906	-0,994	
10.09.02	0,922	-0,908	-0,935	0,926	-0,998	
17.09.02	0,912	-0,899	-0,915	0,907	-0,996	
24.09.02	0,943	-0,947	-0,955	0,957	-0,991	
01.10.02	0,944	-0,935	-0,592	0,565	-0,766	
08.10.02	0,890	-0,887	-0,502	0,470	-0,465	
15.10.02	0,889	-0,865	-0,651	0,616	-0,853	

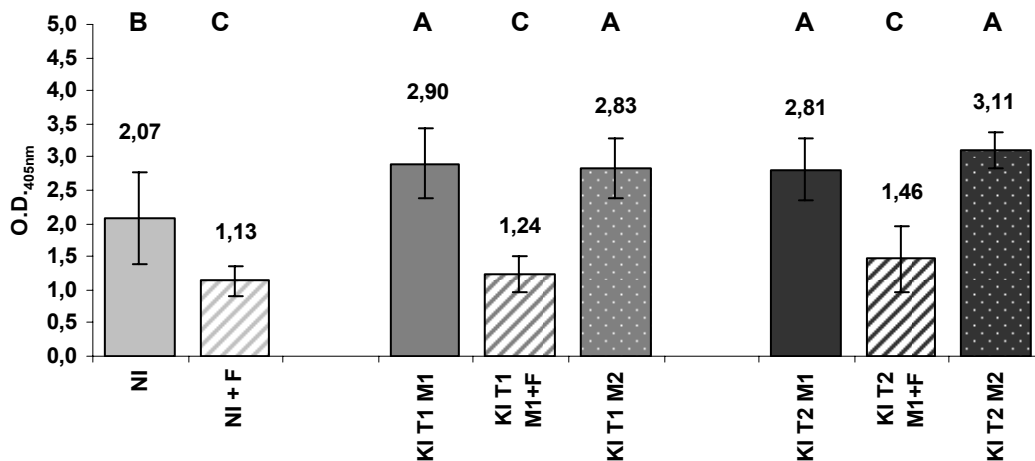
### 3.3.3 Serologische Untersuchung des Befalls

Die serologische Untersuchung der Blätter wurde an vier Terminen (30.07.02; 6.8.02; 13.08.02; 27.08.02) durchgeführt. Eine weitere Probe vom 20.08.02 konnte durch ein technisches Problem nicht untersucht werden. In der Übersicht (Mittelwertbildung über alle Varianten) (Abb. 23 und siehe auch Tab. 18) wird eine signi-

fikante Korrelation zwischen dem IgG-K und dem IgG-M deutlich. Die Ergebnisse von IgG-M wurden grafisch dargestellt.



**Abb. 23:** PTA-ELISA-Werte (Mittelwertbildung über 8 Varianten (ohne ISO) des Feldversuchs 2002) an 4 Boniturterminen mit IgG-K (O.D. 405nm) und IgG-M (O.D. 405nm) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern.



**Abb. 24:** Vergleich der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (Termin 4: 27.08.02) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. 405nm) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19.

Bei den Untersuchungen ergaben sich an den ersten 3 Terminen keine signifikanten Unterschiede, so dass auf eine grafische Darstellung verzichtet wurde.

Die Messwerte sind im Anhang zu finden. Die erste Inokulation erfolgte in diesem Jahr bei ungeeigneten Witterungsbedingungen erst am 04.07.02, die zweite am 25.07.02 und die Fungizidbehandlung am 01.08.02. Möglicherweise ergaben sich daher anfangs keine klaren Unterschiede. Am vierten Boniturtermin (27.08.02) zeigten sich erstmals signifikante Befallsunterschiede zwischen den Varianten (Abb. 24). NI unterschied sich signifikant von KI T1 M1, KI T1 M2, KI T2 M1 und KI T2 M2. Die Fungizidwirkung war ebenfalls durch signifikante Unterschiede erkennbar (NI im Vergleich zu NI + F; KI T1 M1 im Vergleich zu KI T1 M1 + F; KI T2 M1 im Vergleich zu KI T2 M1 + F).

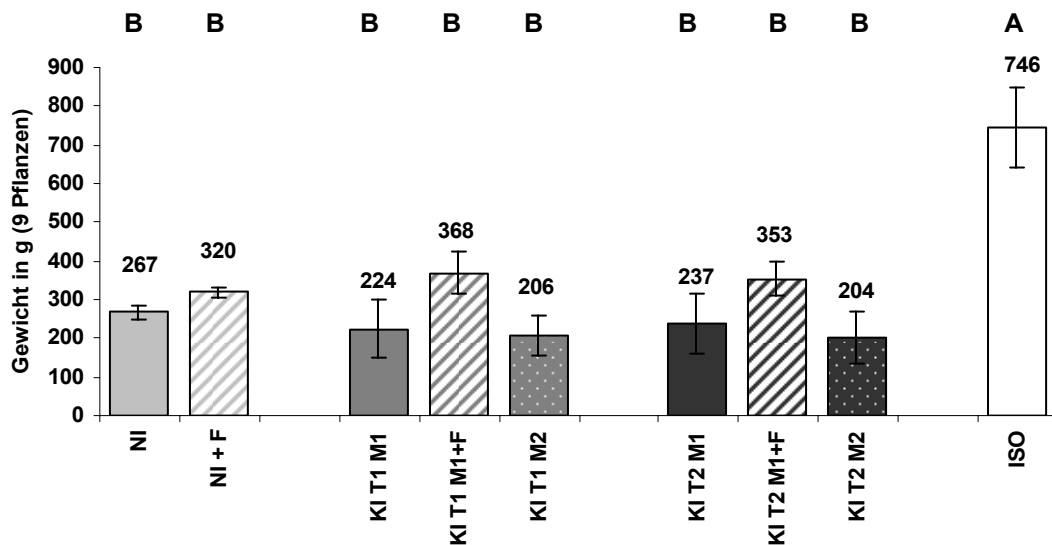
### 3.3.4 Korrelation der Befallsdaten

Zwischen den Datenermittlungsmethoden bestand an fast allen Terminen ein signifikanter Zusammenhang (nur an Termin 1 bei IgG-M zu Scanner nicht). Die serologischen Methoden zeigten an 2 von 4 Terminen eine Übereinstimmung mit dem Gesamtergebnis von AULAPC und AUDPC. Die Scannerbonitur lieferte nur am 4. Termin ein aussagekräftiges Ergebnis (Tab. 18).

**Tab. 18:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Korrelationen	Boniturtermine			
	Termin 1 30.07.02	Termin 2 06.08.02	Termin 3 13.08.02	Termin 5 27.08.02
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AUDPC	0,346	0,076	0,660	0,988
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AULAPC	-0,324	-0,133	-0,675	-0,981
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,487	0,306	0,899	0,992
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,477	-0,331	-0,889	-0,984
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,404	0,434	0,896	0,992
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,397	-0,488	-0,879	-0,986
Methodenvergleich				
Scannerboniturwert zu IgG-K	0,731	0,826	0,859	0,994
Scannerboniturwert zu IgG-M	0,616	0,824	0,833	0,994
IgG-K zu IgG-M	0,974	0,792	0,987	0,999

### 3.3.5 Erträge und Fruchtbefall



**Abb. 25:** Erträge der 9 Varianten des Feldversuchs 2002 (9 Pflanzen/ Parzelle) Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet. Variantenbezeichnung siehe Abb. 19.

**Tab. 19:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 8 Varianten im Feldversuch 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Termine	Befallsstärke zu Ertrag	Blattflächenwert zu Ertrag	AUDPC zu Ertrag	AULAPC zu Ertrag	AUDPC zu AULAPC
30.07.02	-0,267	0,619	-0,954	0,953	-0,996
06.08.02	0,022	0,167			
13.08.02	-0,491	0,066			
20.08.02	-0,627	0,311			
27.08.02	-0,974	0,972			
03.09.02	-0,933	0,921			
10.09.02	-0,897	0,916			
17.09.02	-0,939	0,942			
24.09.02	-0,987	0,977			
01.10.02	-0,946	0,526			
08.10.02	-0,944	0,456			
15.10.02	-0,876	0,575			

Der Ertrag war bei allen Varianten durch hohe Standardabweichungen gekennzeichnet (Abb. 25). Tendenziell erzielten die Fungizidvarianten höhere Erträge im Vergleich zu den gleichen Befallsstufen (NI zu NI + F; KI T1 M1 zu KI T1 M1 + F;



KI T2 M1 zu KI T2 M1 + F). ISO erreichte signifikant den höchsten Wert (746 g). Alle anderen Varianten hatten einen deutlich geringeren Ertrag (z. B. NI: 267 g; KI T1 M1: 224 g). Auch in diesem Jahr wurde der Ertrag durch den Befallswert und die vorhandene Blattmenge signifikant beeinflusst (Tab. 19). Mit der serologischen Erfassung konnte bereits Mitte August eine signifikante Korrelation mit den Ertragswerten erzielt werden, mit der Scannerbonitur erst Ende August (Tab. 20).

**Tab. 20:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 8 Varianten des Feldversuchs 2002 (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Korrelationen	Boniturtermine			
	Termin 1 30.07.02	Termin 2 06.08.02	Termin 3 13.08.02	Termin 5 27.08.02
Einzeltermin Scannerbonitur zu Ertrag	-0,267	0,022	-0,491	-0,974
Einzeltermin IgG-K zu Ertrag	-0,473	-0,192	-0,800	-0,949
Einzeltermin IgG-M zu Ertrag	-0,372	-0,376	-0,800	-0,951

Die serologischen Untersuchungen der Früchte wiesen hohe Standardabweichungen bei den Mycel- und Konidienmesswerten auf, es ergaben sich keine signifikanten Unterschiede zwischen den Varianten. Tendenziell reduzierten die Fungizidbehandlungen die Werte im Vergleich zur jeweiligen unbehandelten Variante. ISO wies ebenfalls höhere Werte bei den Mycelgehalten ( $O.D._{405nm} = 0,80$ ) auf. Sie lag damit höher als die Fungizidparzellen NI + F ( $O.D._{405nm} = 0,71$ ), KI T1 M1 ( $O.D._{405nm} = 0,72$ ) und KI M1 T2 ( $O.D._{405nm} = 0,51$ ).

### 3.4 Vergleich der Anbaujahre

#### 3.4.1 Vergleich von AULAPC \*- , AUDPC \*- und Ertragswerten

Für die Zusammenstellung der Ergebnisse von 3 Jahren wurden die AULAPC- und die AUDPC-Werte durch die Anzahl der Boniturtage geteilt und die Rangfolge tabellarisch dargestellt (Tab. 21). Die Isolierung (ISO) wurde durch die nur zweimalige Erfassung nicht mit in die Rangfolge einbezogen, zu Vergleichszwecken aber aufgeführt. Die Anzahl der Blätter eines Haupttriebs der Sorte 'Magna-fena' war mit durchschnittlich 14 Blättern jedes Jahr konstant. Die gebildete Ausgangsblattmasse (Blattflächensumme) des Haupttriebes bei Boniturbeginn (Ende Juli) war unterschiedlich. Im Jahr 2000 betrug sie 524 cm<sup>2</sup>, im Jahr 2001 717 cm<sup>2</sup> und im Jahr 2002 468 cm<sup>2</sup>. Durch diese höhere Ausgangsblattfläche unterschied sich das Jahr 2001 durch höhere AULAPC-Werte, die besonders bei den Fungizidbehandlungen (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T1 M1 + F) erkennbar gesteigert wurden. Die Rangfolge blieb bei keiner Variante über drei Jahre konstant, Veränderungen von 1 (KI T2 M2) bis 5 (KI T2 M1) Rängen waren möglich.

Die Fungizidvarianten (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) und NI wiesen überwiegend höhere AULAPC \* - Werte (Rang 1 - 4) auf als die künstlichen Inokulationen (KI T1 M1, KI T1 M2, KI T2 M1, KI T2 M2), bei denen sich besonders die höheren Konzentrationen (M2) der Inokulumlösung blattverringern auswirkten (Rang 6 - 8). In allen drei Jahren wurden die Inokulationen erfolgreich durchgeführt, erkennbar an der Blattmassenreduzierung. Die Standardabweichung zeigte im Jahr 2001 deutlich größere Spannweiten als in den anderen beiden Jahren (2000: 1,6 cm<sup>2</sup>; 2001: 4,4 cm<sup>2</sup>; 2002: 1,8 cm<sup>2</sup>).

Auch die AUDPC-Rangwerte der Varianten zeigten unterschiedliche Anordnungen, nur NI + F war immer auf Rang 8. NI und alle Fungizidvarianten (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F), waren in allen Jahren zwischen Rang 4 - 8. Im Jahr 2000 erfolgte die Fungizidbehandlung spät (3 Wochen nach der Inokulation), daher war die befallsmindernde Wirkung etwas geringer als im Jahr 2001 (KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F Rang 4 und 5 statt 6 und 7). Die Standardabweichung zeigte größere Unterschiede im Jahr 2001 im Vergleich mit den anderen beiden Jahren (2000: 3,3 %; 2001: 6,9 %; 2002: 4,6 %).

**Tab. 21:** Übersicht über die standardisierten AULAPC- und AUDPC-Werte der drei Versuchsjahre unter Berücksichtigung der Boniturtage im Vergleich mit den Ertragswerten (ISO wurde nicht in die Rangermittlung einbezogen, da nur für 2 Jahre Werte ermittelt wurden). **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, **ISO** = Isolierungspartellen.

Varianten	AULAPC * (cm <sup>2</sup> )					
	2000	Rang	2001	Rang	2002	Rang
<b>NI</b>	13,51	<b>2</b>	14,44	<b>4</b>	11,75	<b>4</b>
<b>NI + F</b>	15,93	<b>1</b>	21,94	<b>1</b>	13,26	<b>2</b>
<b>KI T1 M1</b>	11,64	<b>6</b>	12,78	<b>5</b>	9,02	<b>8</b>
<b>KI T1 M1+F</b>	12,01	<b>5</b>	19,38	<b>3</b>	13,57	<b>1</b>
<b>KI T1 M2</b>	11,08	<b>7</b>	9,95	<b>8</b>	9,87	<b>6</b>
<b>KI T2 M1</b>	13,04	<b>3</b>	12,44	<b>6</b>	10,18	<b>5</b>
<b>KI T2 M1+F</b>	12,80	<b>4</b>	20,33	<b>2</b>	12,97	<b>3</b>
<b>KI T2 M2</b>	10,65	<b>8</b>	10,57	<b>7</b>	9,05	<b>7</b>
<b>ISO</b>			49,90		22,06	

Varianten	AUDPC * (%)					
	2000	Rang	2001	Rang	2002	Rang
<b>NI</b>	67,76	<b>7</b>	75,04	<b>5</b>	71,73	<b>5</b>
<b>NI + F</b>	61,98	<b>8</b>	64,30	<b>8</b>	67,03	<b>8</b>
<b>KI T1 M1</b>	71,81	<b>3</b>	78,65	<b>4</b>	78,24	<b>1</b>
<b>KI T1 M1+F</b>	70,12	<b>4</b>	69,85	<b>6</b>	67,05	<b>7</b>
<b>KI T1 M2</b>	72,42	<b>2</b>	83,70	<b>1</b>	77,09	<b>3</b>
<b>KI T2 M1</b>	69,08	<b>6</b>	80,53	<b>3</b>	75,80	<b>4</b>
<b>KI T2 M1+F</b>	69,18	<b>5</b>	67,06	<b>7</b>	68,55	<b>6</b>
<b>KI T2 M2</b>	73,26	<b>1</b>	82,50	<b>2</b>	77,93	<b>2</b>
<b>ISO</b>			10,46		45,62	

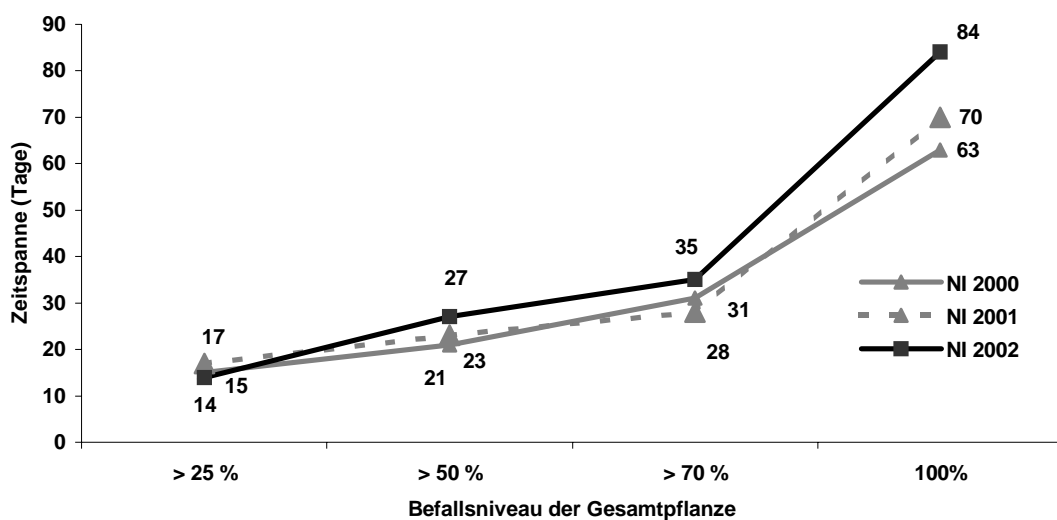
Varianten	Ertrag (g / 9 Pflanzen)					
	2000	Rang	2001	Rang	2002	Rang
<b>NI</b>	271	<b>7</b>	208	<b>4</b>	267	<b>4</b>
<b>NI + F</b>	630	<b>1</b>	343	<b>1</b>	320	<b>3</b>
<b>KI T1 M1</b>	292	<b>5</b>	145	<b>8</b>	224	<b>6</b>
<b>KI T1 M1+F</b>	494	<b>3</b>	224	<b>3</b>	368	<b>1</b>
<b>KI T1 M2</b>	253	<b>8</b>	156	<b>7</b>	206	<b>7</b>
<b>KI T2 M1</b>	291	<b>6</b>	157	<b>6</b>	237	<b>5</b>
<b>KI T2 M1+F</b>	519	<b>2</b>	231	<b>2</b>	353	<b>2</b>
<b>KI T2 M2</b>	334	<b>4</b>	192	<b>5</b>	204	<b>8</b>
<b>ISO</b>			297		746	

Bei den Ertragswerten befanden sich die Fungizidbehandlungen (NI + F, KI T2 M1 + F, KI T1 M1 + F) auf den ersten drei Rängen mit den höchsten Erntegewichten. NI erzielte besonders im ersten Jahr (2000) niedrige Erntemengen (7. Rang) im Vergleich zu den anderen Varianten, obwohl der Ertrag vergleichbar hoch war wie im Jahr 2002 (Rang 4). Die Standardabweichungen der Ertragswerte betragen 132,5 g (2000), 59,8 g (2001) und 61,9 g (2002).

**Tab. 22:** Korrelationen der Rangfolge der Varianten zwischen den Versuchsjahren bei den standardisierten AULAPC \*- , AUDPC \*- und Ertragswerten (ohne ISO). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Korrelationen der Rangfolge	AULAPC * (cm <sup>2</sup> )	AUDPC * (%)	Ertrag (g / 9 Pflanzen)
2000 zu 2001	0,714	0,714	0,762
2001 zu 2002	0,762	0,810	0,738
2002 zu 2000	0,619	0,714	0,571

Bei einem Vergleich der Korrelationskoeffizienten der Ränge zwischen den Versuchsjahren (Tab. 22) ergaben sich überwiegend signifikante Beziehungen, nur Ränge der Jahre 2000 und 2002 waren bei AULAPC \*- und den Ertragswerten nicht signifikant miteinander korreliert.



**Abb. 26:** Übersicht über die Befallsverläufe der Variante NI in den Versuchsjahren 2000 - 2002 anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome von *M. anethi* und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus der Gesamtpflanze (linear interpoliert). Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.

Bei einer Betrachtung der Zeitspanne der Befallsentwicklung bei NI (Abb. 27) vergingen im Jahr 2002 14 Tage mehr als 2001 und 21 Tage mehr als 2000 bis zu einem Niveau von 100 % Gesamtpflanzenbefall. Das Jahr 2002 zeigte damit einen verlangsamten Befallsverlauf im Vergleich zu 2000 und 2001.

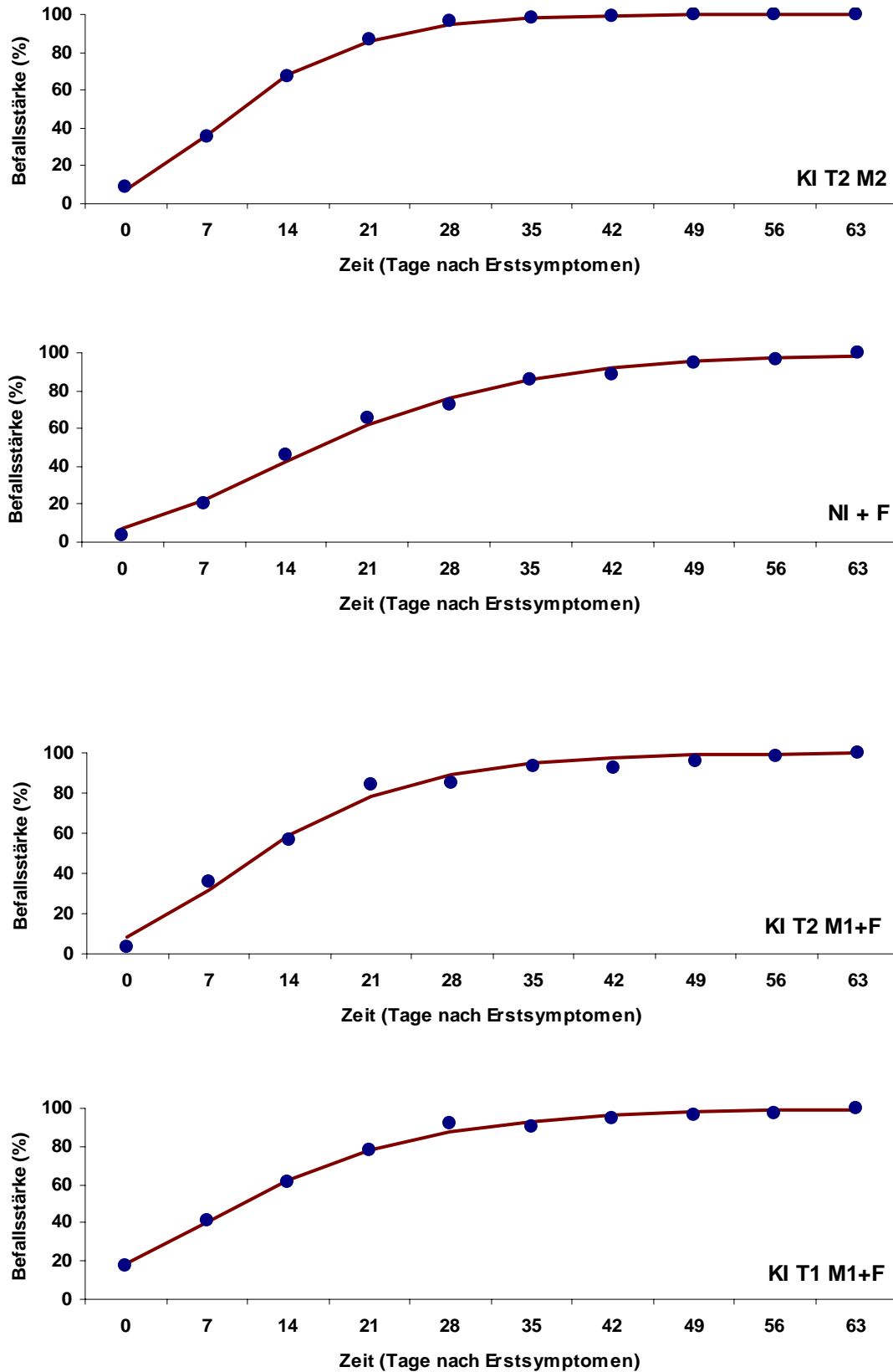
### 3.4.2 Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit

Zur Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit von *M. anethi* an Fenchel wurden die Gompertz- und die logistische Funktion an die Befallskurven der Inokulationsvarianten angepasst. Mit  $R^2$ -Werten zwischen 0,782 und 0,999 (Minimum und Maximum 2000 - 2002) lieferte die Gompertz-Funktion eine bessere Beschreibung der gemessenen Befallswerte als die logistische Funktion. Die Ergebnisse des Jahres 2000 für vier ausgewählte Varianten sind in Abb. 28 dargestellt.

Die geschätzten Werte für die Wachstumsrate  $r$  der Gompertz-Funktion, die als Maß für die Geschwindigkeit der Epidemien dienen, waren im Jahr 2000 (Tab. 23) bei KI T2 M2 und KI T2 M1 + F ( $r = 0,137$  und  $0,111$  / Tag) am höchsten. Die Varianten NI, KI T1 M1 + F und NI + F erreichten die Ränge 6, 7 und 8 ( $r = 0,105$ ,  $0,092$ ,  $0,082$  / Tag) und zeigten damit eine verlangsamte Befallsentwicklung.

Im Jahr 2001 (Tab. 23) belegten KI T2 M2 und NI die Ränge 1 und 2 ( $r = 0,145$  und  $0,141$  / Tag). NI + F ( $r = 0,051$  / Tag) lag auf Rang 6 gefolgt von KI T1 M1 + F und KI T2 M1 + F ( $r = 0,046$  bzw.  $0,041$  / Tag), die drei Fungizidvarianten zeigten damit deutlich niedrige Werte als die vergleichbaren Inokulationsstufen (NI, KI T1 M1, KI T2 M1).

Im folgenden Jahr zeigten KI T2 M2 und KI T1 M1 ( $r = 0,094$  bzw.  $0,092$ ) die höchsten Wachstumsraten. Die niedrigsten Werte wiesen KI T2 M1 + F, NI + F und KI T1 M1 + F ( $r = 0,048$ ,  $0,045$ ,  $0,045$  / Tag) und NI + F ( $r = 0,045$  / Tag) auf. Der Wertebereich von  $r$  war im Jahr 2001 mit Werten zwischen  $r = 0,041$  -  $0,145$  / Tag im Vergleich zu den anderen beiden Jahren am höchsten (2000:  $r = 0,082$  -  $0,137$  / Tag; 2002:  $r = 0,045$  -  $0,094$  / Tag).



**Abb. 27:** Beobachtete Befallskurven (Punkte) und die angepassten Gompertz-Funktionen (durchgezogene Linien) für die Varianten KI T2 M2, NI+F, KI T2 M1 + F und KI T1 M1 + F im Jahr 2000. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.

**Tab. 23:** Geschätzte Werte für die Parameter  $a$  und  $r$  der Gompertz-Funktion, die Rangfolge der Raten sowie das Bestimmtheitsmaß  $R^2$  nach der Anpassung an die Befallswerte des Inokulationsversuchs (2000 - 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.

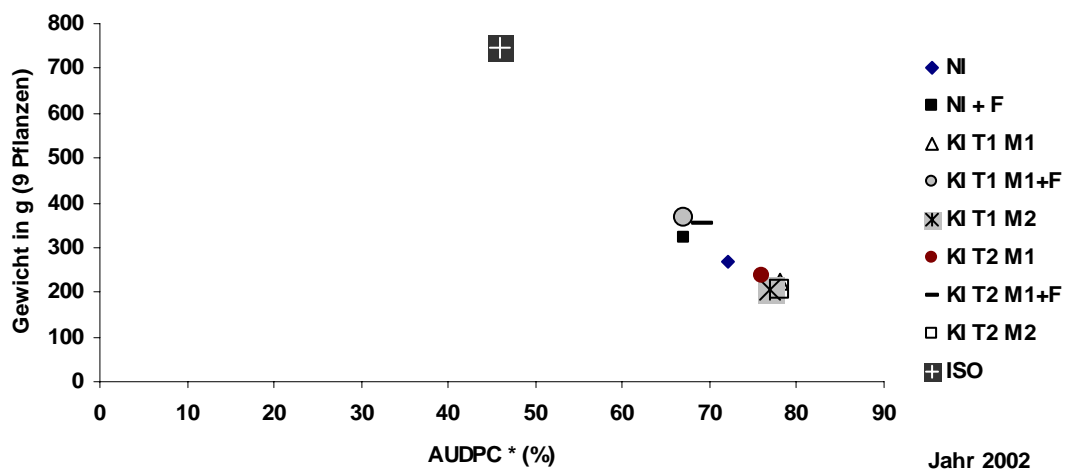
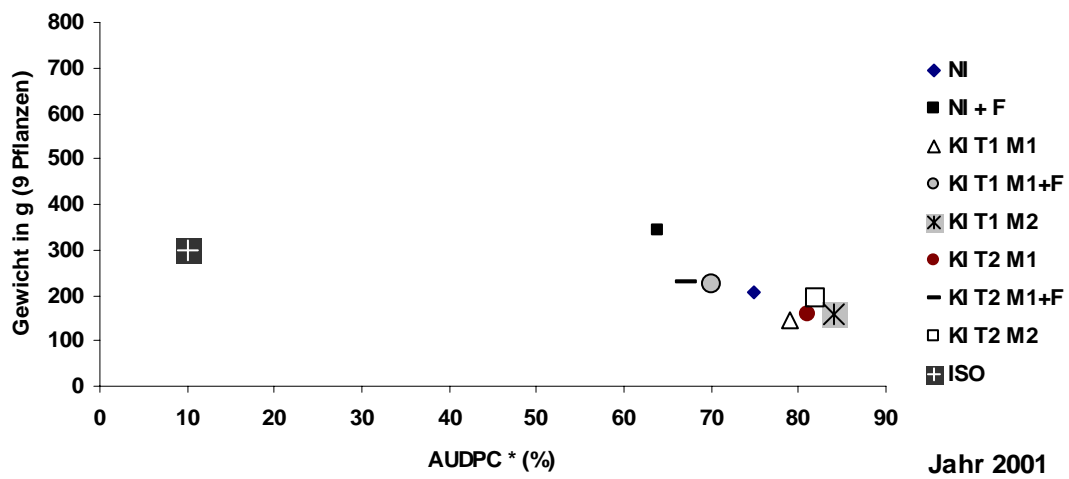
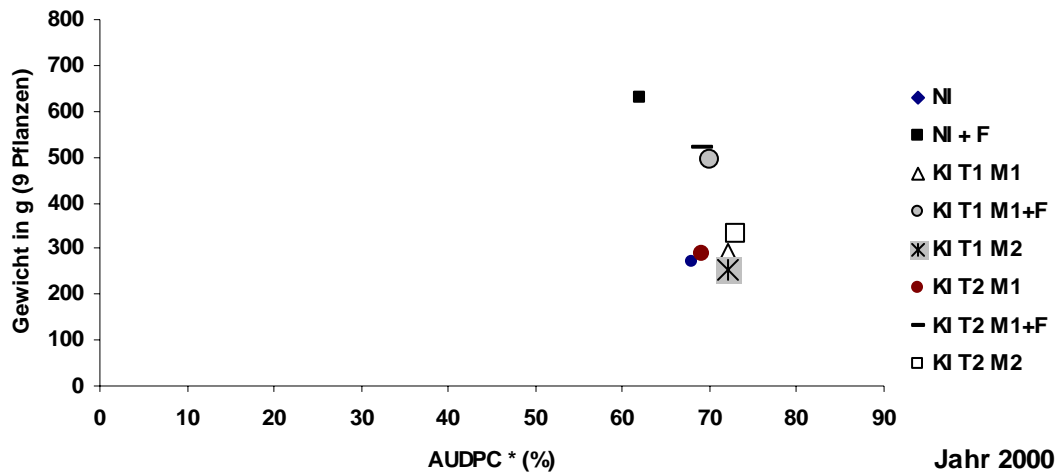
Varianten 2000	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
NI	-1,068	0,105	6	0,993
NI + F	-0,989	0,082	8	0,993
KI T1 M1	-0,710	0,107	4	0,996
KI T1 M1+F	-0,537	0,092	7	0,994
KI T1 M2	-0,674	0,106	5	0,982
KI T2 M1	-1,007	0,108	3	0,989
KI T2 M1+F	-0,911	0,111	2	0,986
KI T2 M2	-0,974	0,137	1	0,999

Varianten 2001	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
NI	-1,683	0,141	2	0,990
NI + F	-0,601	0,051	6	0,920
KI T1 M1	-0,697	0,104	5	0,988
KI T1 M1+F	-0,153	0,046	7	0,782
KI T1 M2	-0,201	0,118	3	0,984
KI T2 M1	-0,611	0,114	4	0,998
KI T2 M1+F	-0,212	0,041	8	0,784
KI T2 M2	-0,638	0,145	1	0,998

Varianten 2002	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
NI	-0,847	0,074	5	0,987
NI + F	-0,453	0,045	7	0,970
KI T1 M1	-0,581	0,092	2	0,989
KI T1 M1+F	-0,435	0,045	8	0,980
KI T1 M2	-0,621	0,085	4	0,977
KI T2 M1	-0,768	0,088	3	0,985
KI T2 M1+F	-0,432	0,048	6	0,950
KI T2 M2	-0,670	0,094	1	0,983

Die Varianten wiesen in den drei Versuchsjahren sehr unterschiedliche Rangordnungen auf. Sprünge um 1 bzw. 2 Ränge zeigten KI T1 M1 + F, KI T2 M1, NI + F, KI T1 M2. Die Varianten KI T1 M1 und NI veränderten sich um 3 bzw. 4 Ränge, KI T2 M1 + F sogar um 6 Ränge (von 2 auf 8). KI T2 M2 lag in allen drei Jahren konstant auf Rang 1 und zeigte damit mit Abstand die höchsten Wachstumsraten der Varianten. Bei der Betrachtung der Rangsummen lagen KI T2 M1, KI T1 M1, KI T1 M2 und NI (Rangsummen von  $r = 10, 11, 12, 13$ ) im mittleren Bereich. Niedrigere Wachstumsraten wiesen KI T2 M1 + F, NI + F und KI T1 M1 + F (Rangsummen von  $r = 16, 21, 22$ ) auf. Die Fungizidwirkung war hier deutlich erkennbar.

### 3.4.3 Vergleich von Befalls- und Ertragsdaten



**Abb. 28:** Übersicht über die Beziehung von standardisierten AUDPC\* - und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2000 – 2002. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.

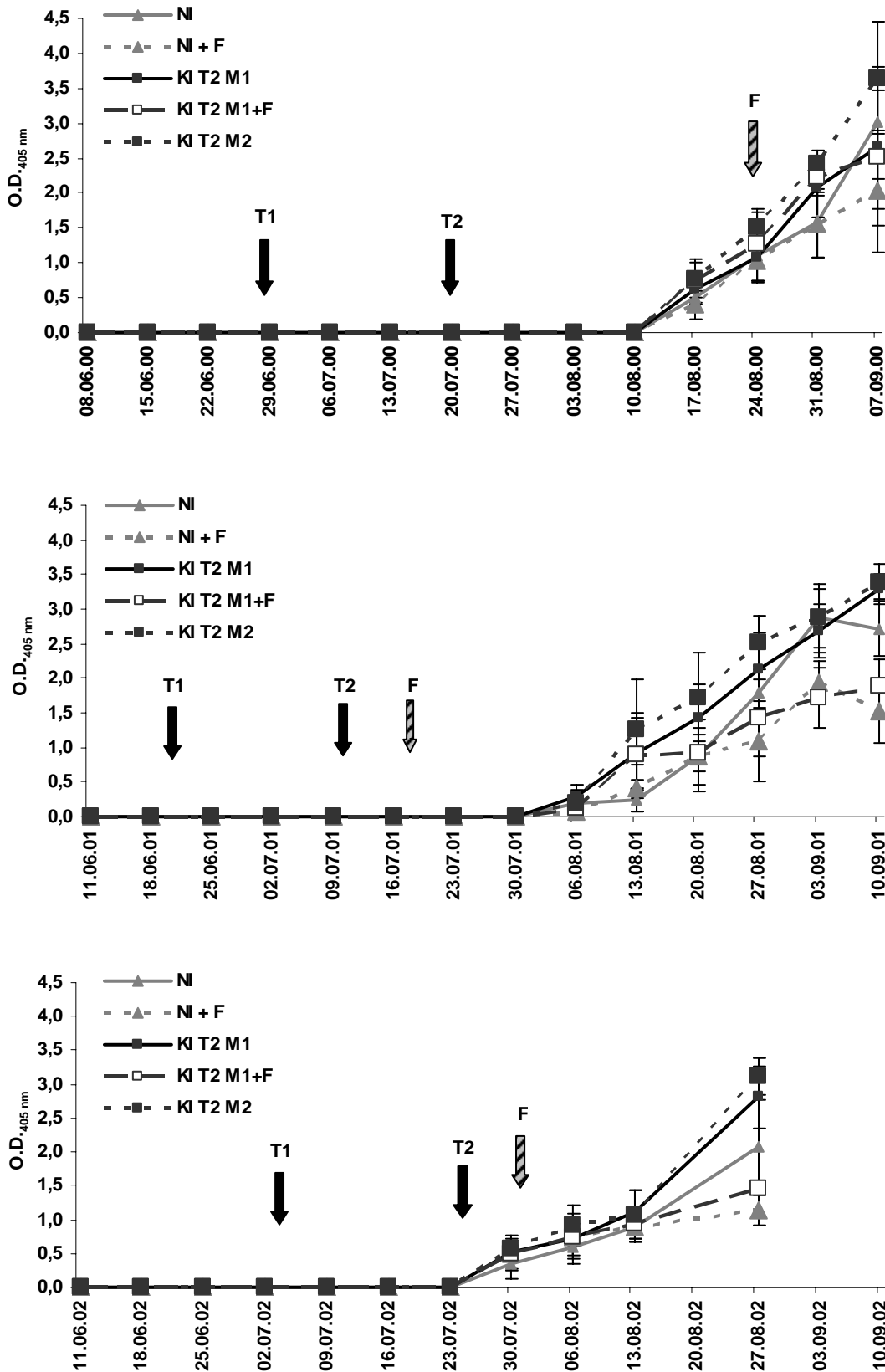


Die Beziehung zwischen AUDPC \*- und Ertragswerten in den drei Jahren zeigt Abb. 29. Die Anordnungen der Varianten in den Versuchsjahren schwankten stark und spiegelten damit das Ergebnis der vorangegangenen Tabellen (21 und 22) wider. Eine Aufteilung der Varianten in drei Gruppen war in jedem Jahr erkennbar, höhere Erträge wurden durch die Fungizidanwendungen (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) erzielt. Die künstlichen Inokulationen (KI T1 M1, KI T1 M2, KI T2 M1, KI T2 M2) mit hohen Befallswerten lagen immer im unteren Ertragsbereich, die NI war immer im Mittelfeld platziert, in den Jahren 2001 und 2002 sogar deutlich abgegrenzt zu den anderen Varianten.

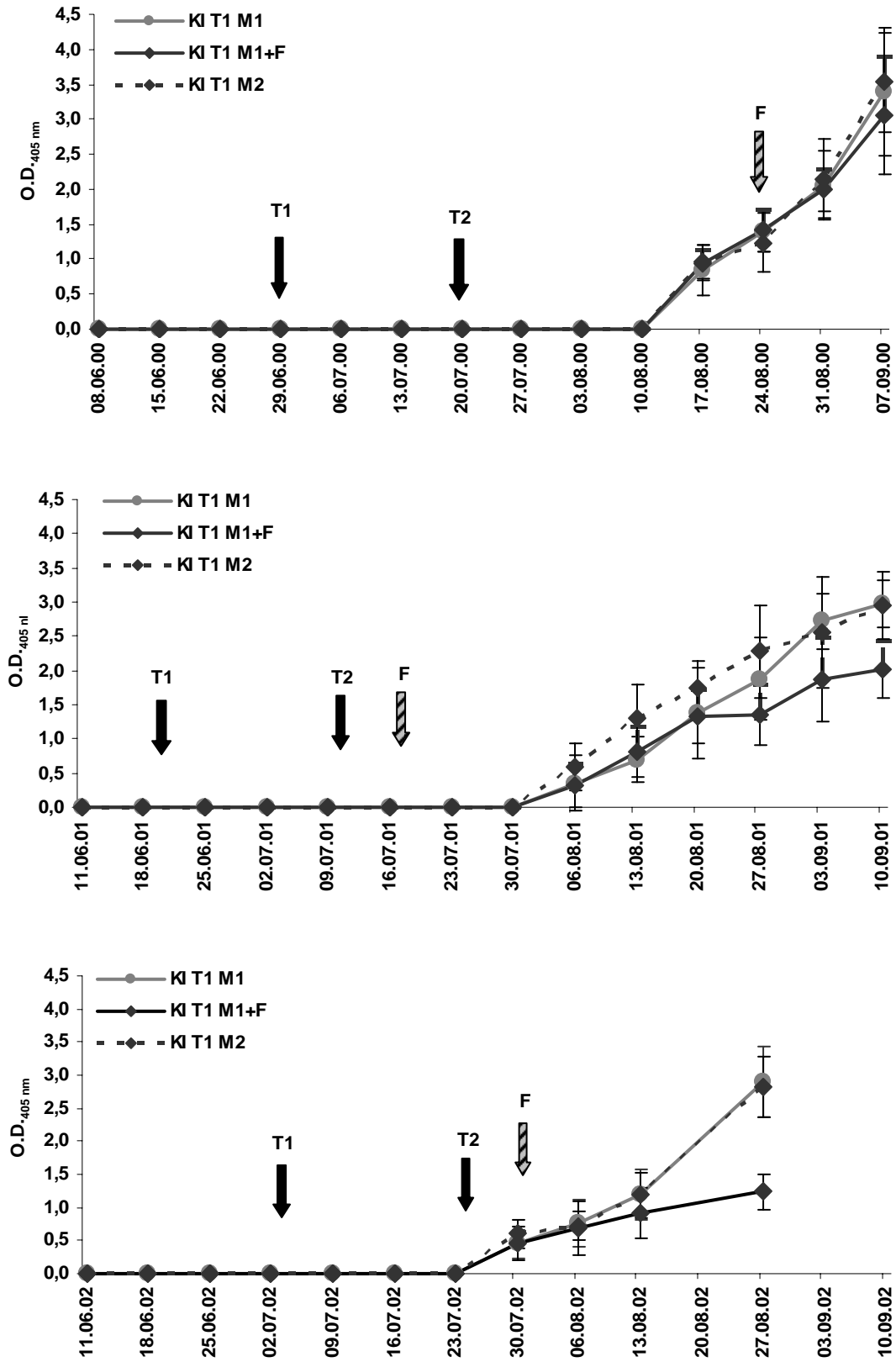
Die erzielten Erträge von ISO waren in den zwei erfassten Versuchsjahren völlig unterschiedlich und nicht durch niedrigen Befall zu erklären (AUDPC \* - Wert: 10,46 und 45,62 %; Ertragswert 297 und 746 g), im Jahr 2001 wäre ein sehr viel höherer Ertrag zu erwarten gewesen als im Jahr 2002. NI lag in den drei Jahren auf etwa gleichem Niveau des AUDPC \* - Wertes (67,76, 75,04, 71,73 %) und führte zu korrespondierenden Erträgen (271, 208, 267 g), d. h. ein geringer Befall führte zu hohen Erträgen. Die Korrelationskoeffizienten zwischen den Rangzahlen der AUDPC \*- und den Ertragswerten ergaben in den Jahren 2001 ( $r = - 0,833$ ) und 2002 ( $r = - 0,857$ ) eine signifikante negative Korrelation. Die Befalls- und Ertragsergebnisse des Jahres 2000 waren nicht miteinander korreliert.

#### 3.4.4 Mycelentwicklung im Blattgewebe

Die Ergebnisse der serologischen Untersuchungen der Blätter im PTA-ELISA auf Mycel- und Konidiengehalte waren in allen drei Versuchsjahren eng korreliert. Aus diesem Grund wurde nur die Mycelentwicklung bei den unterschiedlichen Varianten dargestellt. Die Inokulationen und Fungizidanwendungen erfolgten in den drei Versuchsjahren zeitlich differenziert (Abb. 30). Die erste Inokulation fand im Jahr 2000 bereits Ende Juni (6 Wochen vor Boniturbeginn) statt, der zweite Termin lag drei Wochen später. Das Fungizid 'Folicur' wurde erst bei sichtbarer epidemischer Ausbreitung eingesetzt. Im folgenden Jahr wurde Mitte Juni und nach Ablauf von 3 Wochen das zweite Mal inokuliert. Nur eine Woche später wurde das Fungizid eingesetzt, bevor die starke Befallszunahme einsetzte. Im Jahr 2002 wurde die zweite Inokulation die Fungizidanwendung bereits in die Boniturzeit durchgeführt. Durch diese zeitlichen Unterschiede ergaben sich einige Veränderungen in der Wirksamkeit der Fungizides (siehe Tab. 24), die sich besonders im Jahr 2000 bemerkbar machten.



**Abb. 29a:** Befallsverlaufsvergleich 2000 - 2002 anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.<sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.



**Abb. 29b:** Befallsverlaufsvergleich 2000 - 2002 anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.

**Tab. 24:** Rangfolge der drei Versuchsjahre (2000 - 2002) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.

Varianten 2000	17.08.00	Rang	24.08.00	Rang	31.08.00	Rang	07.09.00	Rang
NI	0,50	7	1,09	6	1,58	7	3,01	5
NI + F	0,40	8	1,02	8	1,55	8	2,02	8
KI T1 M1	0,84	3	1,39	3	2,06	5	3,39	3
KI T1 M1+F	0,93	2	1,41	2	1,99	6	3,05	4
KI T1 M2	0,96	1	1,24	5	2,15	3	3,53	2
KI T2 M1	0,63	6	1,08	7	2,08	4	2,66	6
KI T2 M1+F	0,74	5	1,26	4	2,21	2	2,51	7
KI T2 M2	0,76	4	1,52	1	2,41	1	3,64	1

Varianten 2001	06.08.01	Rang	13.08.01	Rang	20.08.01	Rang	27.08.01	Rang	03.09.01	Rang	10.09.01	Rang
NI	0,19	6	0,23	8	0,87	8	1,79	5	2,87	2	2,72	5
NI + F	0,07	8	0,41	7	0,88	7	1,09	8	1,94	6	1,51	8
KI T1 M1	0,35	2	0,70	6	1,37	4	1,88	4	2,72	3	2,97	3
KI T1 M1+F	0,31	3	0,82	5	1,34	5	1,36	7	1,87	7	2,01	6
KI T1 M2	0,59	1	1,29	1	1,76	1	2,28	2	2,56	5	2,95	4
KI T2 M1	0,28	4	0,92	3	1,42	3	2,12	3	2,68	4	3,29	2
KI T2 M1+F	0,13	7	0,88	4	0,92	6	1,44	6	1,72	8	1,88	7
KI T2 M2	0,20	5	1,25	2	1,73	2	2,51	1	2,88	1	3,40	1

Varianten 2002	06.08.02	Rang	13.08.02	Rang	27.08.02	Rang
NI	0,59	8	0,90	8	2,07	5
NI + F	0,75	3	0,90	7	1,13	8
KI T1 M1	0,77	2	1,20	1	2,90	2
KI T1 M1+F	0,69	7	0,92	6	1,24	7
KI T1 M2	0,72	5	1,19	2	2,83	3
KI T2 M1	0,71	6	1,11	3	2,81	4
KI T2 M1+F	0,73	4	0,94	5	1,46	6
KI T2 M2	0,91	1	1,07	4	3,11	1

NI erreichte im Jahr 2000 Mycelrangzahlen zwischen 5 und 7 (Tab. 24), was zu einem Ertragsrang von 7 führte (Tab. 21). NI + F wies an allen vier Boniturterminen den niedrigsten Gehalt an pilzlichen Mycel auf, was zum höchsten Ertrag im Vergleich zu den anderen Varianten führte (siehe auch Tab. 21). Eine Reduzierung des Mycelgehaltes durch die Fungizidbehandlung konnte bei beiden

künstlichen Inokulationen (KI T1 M1 zu KI T1 M1 + F und KI T2 M1 zu KI T2 M1 + F) am letzten Termin gemessen werden. Beim ersten Inokulationstermin (KI T1 M1, KI T1 M1 + F, KI T1 M2) ergaben sich starke Schwankungen besonders bei der Variante KI T1 M1 + F, die von Rang 2 am 24.08.00 auf Rang 6 nach 7 Tagen abstieg und am letzten Termin auf 4 eingestuft wurde. Als Ergebnis konnte ein Ertragsrang von 3 erzielt werden, was eine gute Anfangswirkung von 'Folicur' deutlich machte. Auch beim zweiten Inokulationstermin (KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2) zeigte die Fungizidvariante diese starke Veränderung des Mycelgehaltes. Von Rang 5 bei Boniturbeginn war zunächst ein rascher Anstieg innerhalb von 14 Tagen auf 2 messbar, anschließend sank der Wert innerhalb von 7 Tagen auf Rang 7 ab. Der Ertrag fiel mit Rang 2 relativ hoch aus. Die Varianten KI T1 M2 und KI T2 M2 erreichten Rang 2 und 1 am Ende der Boniturzeit und beim Ertrag Rang 8 bzw. Rang 4. Eine Korrelation von Mycelgehalt und Ertrag war nicht vorhanden.

Im Jahr 2001 war bei NI eine schnelle Mycelvermehrung innerhalb von 14 Tagen (20.08 – 03.09.) von Rang 8 auf 2 mit erneutem Absinken auf 5 erkennbar. Das Fungizid hielt bei NI +F die Werte zwischen Rang 7 und 8, Anfang September war aber auch hier ein Anstieg auf 6 messbar. Die Erträge waren bei dieser Variante entsprechend hoch (Rang 1). Die künstliche Inokulation (KI T1 M1, KI T1 M1 + F, KI T1 M2) führte bei KI T1 M2 an drei Terminen zu Rang 1, die Fungizidwirkung war bei KI T1 M1 + F auch in diesem Jahr von Beginn an bemerkbar (an sechs Terminen niedrigere Ränge als KI T1 M1). Bei der zweiten Inokulation (KI T2 M1, KI T2 M1 + F, KI T2 M2) zeigte sich ebenfalls die Fungizidwirkung (an sechs Terminen niedrigere Ränge als KI T2 M1). KI T2 M2 erreichte an fünf Terminen die Ränge 1 und 2. Die Korrelation mit den Ertragsrangzahlen war bei Boniturende signifikant ( $r = - 0,786$ ).

Das Jahr 2002 bestätigte die Ergebnisse der vorangegangenen Jahre, der Fungizideinsatz reduzierte den Befall bei NI, KI T1 M1 + F und KI T2 M1 + F erkennbar im Vergleich zu den unbehandelten Varianten. Die höheren Konzentrationen der Inokulumlösungen führten bei KI T1 M2 und KI T2 M2 zu ansteigenden Mycelgehalten, Die Korrelation der Mycelgehalte mit den Ertragsrangfolgen war signifikant ( $r = - 0,905$ ).

Zusammenfassend wurde auch anhand der serologischen Mycelwerte der Blätter deutlich, dass das systemische Fungizid 'Folicur' das Mycel nur vorübergehend reduzieren konnte, eine völlige Befallsfreiheit der Pflanzen wurde in keinem der drei

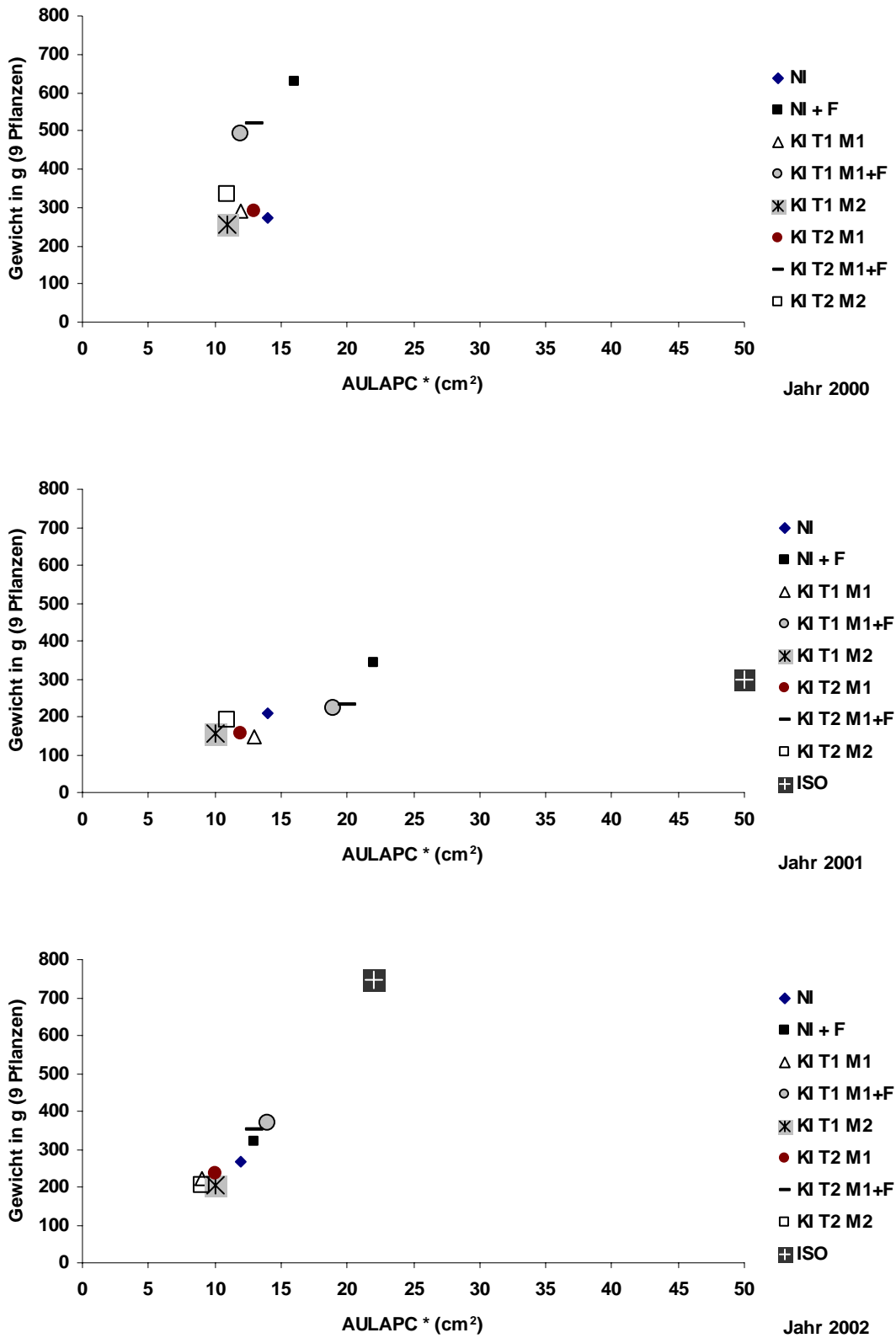
Versuchsjahre erreicht. 'Folicur' konnte die Mycel- oder Konidienbildungen nicht vollständig unterbinden. Je früher die Fungizidbehandlung erfolgte, desto stärker wirkte sich der Befallsunterschied zur unbehandelten Variante aus.

In NI entwickelte sich der Befall zunächst langsam, erreichte aber bereits einige Wochen (Anfang September) nach dem epidemischen Befallsbeginn dasselbe Niveau wie bei einer künstlichen Inokulation. Die Befallswerte von KI T1 M2 und KI T2 M2 waren zunächst höher, wurden aber von KI T1 M1 und KI T2 M1 nach wenigen Wochen (Anfang September) eingeholt bzw. übertroffen. Das Übergreifen des *M. anethi* - Befalls auf die Früchte war bei allen Varianten in allen drei Versuchsjahren zu beobachten, auch nach den Fungizidbehandlungen.

### 3.4.5 Vergleich von Biomasse und Ertragsdaten

Die Beziehung zwischen AULAPC \* - und den Ertragswerten zeigt Abbildung 31 (siehe auch Tab. 21). Die ISO erreichte 2001 und 2002 (49,9 und 22,1 cm<sup>2</sup>) mit Abstand die höchsten AULAPC \* - Werte der Varianten. Im Vergleich zur NI (14,4 und 11,8 cm<sup>2</sup>) wurde die Standortbedeutung für die Biomassendynamik deutlich. Der Ertragsunterschied von ISO und NI betrug im Jahr 2001 nur 89 g, im folgenden Jahr sogar 479 g, obwohl der AULAPC \* - Wert der ISO in diesem Jahr geringer war als 2001.

Die Fungizidbehandlungen der Varianten (NI + F, KI T1 M1 + F, KI T2 M1 + F) erhöhten in allen Anbaujahren die AULAPC \* - Werte und die Erträge. Höhere Inokulumkonzentrationen verursachten 2000 und 2001 niedrigere AULAPC \* - Werte als geringere Inokulummengen (2000: 0,6 cm<sup>2</sup> Unterschied zwischen KI T1 M1 und KI T1 M2; 2,4 cm<sup>2</sup> Unterschied zwischen KI T2 M1 und KI T2 M2 // 2001: 2,8 cm<sup>2</sup> Unterschied zwischen KI T1 M1 und KI T1 M2; 1,9 cm<sup>2</sup> Unterschied zwischen KI T2 M1 und KI T2 M2). Der Ertrag war bei KI T2 M2 (334 g bzw. 192 g) größer als bei KI T1 M2 (253 g bzw. 156 g), weil dort 3 Wochen später inokuliert wurde.



**Abb. 30:** Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC\* - und Ertragswerten in den drei Versuchsjahren (2000 - 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. 21.

## 4. Diskussion

### ***Inokulationsversuche***

Die signifikanten Befallsunterschiede der Inokulationsversuche zeigten, dass künstliche Inokulationen in diesem Pathosystem auch bei größeren Feldbeständen möglich waren und den weiteren Befallsverlauf beschleunigten. Der erfolgreiche Einsatz einer Konidiensuspension, der in der Literatur (Bougeard und Vegh 1980, Sisto 1983, Koike et al. 1992) beschrieben wurde, kann daher bestätigt werden.

Die Herstellung einer *M. anethi* - Konidiensuspension war nur mit infiziertem Blattmaterial möglich, da der Pilz in Kultur sehr langsam wuchs und auch über eine Dauer von mehreren Monaten fast keine Konidien bildete (siehe mykologische Untersuchungen), was auch von anderen Autoren (u. a. Sabilia 1932, Sisto 1983) festgestellt wurde. Aus diesem Grund war die Durchführung nur möglich, wenn auf bereits infiziertes Blattmaterial eines zwei- oder dreijährigen Bestandes zurückgegriffen werden konnte.

Der überwinterte Altbestand erreichte ca. 4 Wochen vor dem Erscheinen erster Symptome an der Neuaussaat ein hohes Befallsniveau (3 - 4 Blätter mit starken Symptomausprägungen). Ab Anfang Juli nahm der Befall im Altbestand epidemieartig zu, nach ca. 3 Wochen war 50 % der Blattfläche der Pflanzen stark infiziert bzw. abgestorben. Bereits 4 Wochen nach Befallsbeginn, nach Beendigung der Hauptblütezeit, konnte der Bestand zu 100 % befallen sein. Der Erreger sporulierte bei Temperaturen über 25 °C auf der Oberfläche und die Konidien konnten leicht abgewaschen werden. Diese Inokulumlösung musste am selben Tag für die Inokulation verwendet werden, da sie sehr schnell durch die enthaltenen Schmutzpartikel in Fäulnis überging. Getrocknetes Blattmaterial mit Pilzbesatz war dagegen mehrere Jahre (3 Jahre erprobt) infektiös und ließ sich sehr gut lagern.

Insgesamt betrachtet verlief die Krankheit bei Beginn der epidemischen Phase (Anfang August) sehr rasch. Vorher wurde eine sehr lange Inkubationszeit benötigt, bis die Konidienbildung einsetzte. In den 'Kontrollparzellen' trat zum selben Zeitpunkt ein starker natürlicher Befall auf. Die ISO zeigte zum gleichen Zeitpunkt nur wenige vereinzelte Blattsymptome. Der zeitgleiche Befallsausbruch wies auf eine Samenübertragbarkeit des Erregers hin, was die starken Ertragsausfälle auf weit voneinander entfernt liegenden Feldern erklären könnte. In der Literatur ist die Samenübertragbarkeit umstritten. Sie wurde von einigen Autoren als sehr



wahrscheinlich eingeschätzt (Deighton 1967, Anahosur et al. 1972, Harvey et al. 1988, Jain and Jain 1995). Andere Autoren halten den Erreger für nicht samenübertragbar (Shulga und Zhurbenko 1984, Petzold 1989, Lakra 1993) oder vermeiden eine eindeutige Aussage (Bougeard und Vegh 1980). Der zeitgleiche geringe Befallsausbruch an den in 500 m Abstand stehenden Isolierungspartellen in zwei Jahren kann aber als deutlicher Hinweis auf die Samenübertragbarkeit des Erregers angesehen werden und war ein wesentliches Ergebnis der vorliegenden Untersuchungen.

### **Fungizidwirkung**

Das systemische Fungizid 'Folicur' (Wirkstoff Tebuconazol) wurde ausgewählt, weil es sich nach den Ergebnissen eines Lückenindikationsversuchs des Landes-pflanzenschutzamtes Magdeburg (1998 - 2001) als besser wirksam zur Bekämpfung von *M. anethi* gezeigt hatte als andere Fungizide. Eine völlige Befallsfreiheit der Pflanzen konnte aber auch durch mehrmalige Spritzungen nicht erreicht werden, es wurde nur eine vorübergehende Stagnation der Epidemie beobachtet (Krusche und Mertens 2000, Dehe et al. 2003).

In den dreijährigen Versuchen konnte nachgewiesen werden, dass das Fungizid den Befall von *M. anethi* zwar verringerte, das Übergreifen auf die Früchte aber nicht verhindern konnte. Bei den serologischen Untersuchungen war bei den behandelten Varianten nach einigen Wochen ein erneuter Anstieg des Konidien- und Mycelwertes festzustellen (2001), die Epidemie wurde aber deutlich vermindert.

Diese unzureichende Fungizidwirkung war nicht nur bei 'Folicur' zu beobachten, sondern trat auch bei anderen Mitteln ('Bardos' (Wirkstoff Difenoconazol), 'Sportak' (Wirkstoff Prochloraz), 'Ortiva' (Azoxystrobin), 'Ridomil Gold Kombi' (Wirkstoffe Mancozeb und Metalaxyl), 'Derosal flüssig' (Wirkstoff Carbendazim)) auf (Bonitur im Lückenindikationsversuch des Landes-pflanzenschutzamtes Magdeburg in Bernburg im Jahr 2000).

Die Fungizidvarianten auf dem Versuchsfeld LVA Bernburg unterschieden sich nach der Sichtbonitur wenig und die Wirkung war überraschend niedrig. Das beste Ergebnis (nach eigenen Befallsmessungen Ende August 2000) erzielte 'Folicur' (Wirkstoff Tebuconazole), ein Spritzmittel gegen pilzliche Krankheiten in Getreide, Raps und Spargel. Es ist ein breit wirkendes Fungizid mit systemischen Eigenschaften und wirkt protektiv und kurativ bzw. eradikativ mit einer Wirkungsdauer von mehreren Wochen.

Es ist im Fenchelanbau bisher nicht zugelassen (www.mlu.sachsen-anhalt.de 2006), da die Finanzierung für die Rückstandsuntersuchungen noch nicht geklärt werden konnte (Dehe et al. 2003). Bei allen Spritzmittelvarianten des Inokulationsversuchs wurde die Wirkung auf die Blatterhaltung sehr deutlich, wobei eine frühzeitige Anwendung die Schäden verringerte. Eine vereinzelte Konidienbildung trat zwar immer noch auf, sie führte aber nur zu sehr geringen Zellschäden. Der Befall nahm bis zum Erntebeginn langsam zu und die gebildeten Konidien waren nach Laboruntersuchungen auch keimfähig. Anscheinend wurden nur die Neuinfektionen während der epidemischen Phase durch die Spritzung unterbunden. Insgesamt konnte die 'Folicur' - Anwendung ein Übergreifen von *M. anethi* auf die Früchte aber nicht verhindern, erkennbar durch Konidienlager auf der Fruchtschale. Stärkere Schäden blieben zwar aus, das Überleben von *M. anethi* war aber gesichert.

Eine Erklärung für die geringere Wirkung der Fungizide könnte sein, dass der Erreger nicht direkt an den Stoffkreislauf angebunden, sondern überwiegend in den äußeren Epidermisschichten lokalisiert ist. Die in der Literatur beschriebene gute Wirkung der eingesetzten Fungizide, die im Vergleich zur unbehandelten Variante bei den meisten Autoren sehr deutlich zu erkennen war und zu Ertragssteigerungen führte (Desmarest 1978, Chandhari und Patel 1987, Harvey et al. 1988, Petzoldt 1989, Lakra 1993, Varvaro et al. 1998, Kumar und Kumar 2001), konnte daher zwar bestätigt werden, der Fruchtbefall war aber nicht zu verhindern. Bei den Versuchen von Petzoldt (1989) und Lakra (1993) war eine einmalige Spritzung ebenfalls nicht ausreichend, sondern musste mehrmalig wiederholt werden, um erfolgreich die Krankheit zu vermindern.

### ***Einfluss der Inokulumkonzentration***

Bei den Inokulationen trug die höhere Konidienkonzentration zu einer verstärkten Symptombildung und zu einem rascheren Absterben der betroffenen Blätter bei. Dadurch starben mehrere Blätter fast zeitgleich ab, was den weiteren sichtbaren Befallsverlauf zunächst verzögerte. Die produzierte Konidienmenge war höher, sie wirkte sich aber erst ca. 3 Wochen später, nach Ablauf der Inkubationszeit, auf die Anzahl der neuen Läsionen aus. Bei den Blattuntersuchungen war aus diesem Grund meist nur ein vorübergehender Anstieg des Befalls zu beobachten, der mit der Untersuchung der betroffenen Blättertage des inokulierten Pflanzenabschnitts zusammenhing. Andere stärkere Pflanzenschäden traten erst an den Dolden auf,

die deutlich stärker infiziert waren, möglicherweise durch eine systemische Ausbreitung des Erregers.

Eine geringere Konzentration der Inokulumlösung verstärkte den Befall ebenfalls sichtbar im Vergleich zum natürlich auftretenden Befall. Durch die langsamere Symptombildung war das Absterben der Blätter über einen längeren Zeitabschnitt zu erkennen und führte zu einer kontinuierlicheren Konidienfreisetzung, bei der der Witterungseinfluss für Sekundärinfektionen nicht so entscheidend war. Möglicherweise waren aus diesen Gründen die Unterschiede der AUDPC-Werte zwischen den beiden Konzentrationen nicht so groß wie erwartet. Eine geringere Konzentration wäre daher bei erneuten Versuchen zu empfehlen, um die Epidemie kontinuierlich über eine längere Zeitspanne zu aktivieren. In der Literatur sind keine wissenschaftlichen Untersuchungen zu den äußeren vorherrschenden Witterungs- und Kulturbedingungen zu finden, die eine epidemische Ausbreitung von *M. anethi* begünstigen und beschleunigen. Von einigen Autoren werden aber Vermutungen geäußert, dass eine feuchte, warme Witterung die Konidienkeimung und damit die Befallstärke beeinflussen kann (Sisto 1983, Shulga und Zhurbenko 1984, Petzoldt 1989, Lakra 1993, Pandey und Dange 1998, Varvaro et al. 1998, Krauthausen und Kreiselmaier 2002, Dehe et al. 2003).

### ***Befallsverlauf und Befallserfassung (Bildanhang 1 - 3)***

Bei der Befallsentwicklung von *M. anethi* an den Pflanzen war der aufsteigende Befall charakteristisch und verlief in den drei Versuchsjahren identisch, was bereits Petzoldt (1989) in seinem Boniturschema deutlich gemacht hatte. Die befallenen Blätter starben von unten nach oben aufsteigend ab, verblieben aber am Stängel und entließen über längere Zeit Konidien. Die untere Blattzone konnte als zu 100 % abgestorben betrachtet werden. Die oberen Blattetagen waren vor der Konidienentwicklung symptomlos und konnten als gesund, d. h. mit 0 % Befall, bei der Scannerbonitur verrechnet werden. Nach künstlichen Inokulationen bildeten sich nach einer Inkubationszeit von 3 Wochen zahlreiche Pusteln an den inokulierten Blättern. Die Anzahl vermehrte sich stark und führte zum vorzeitigen Absterben des inokulierten Blattes. Zusätzlich wuchsen die Fenchelpflanzen durch ein starkes Streckungswachstum zwischen Ende Juni bis Anfang August um ca. 1 m, was die Bonitur zusätzliche erschwerte.

Der epidemische Befallsausbruch setzte in den drei Versuchsjahren immer mit Beginn der Hauptblüte ein, der bei einjährigem Fenchelanbau auf Ende Juli/ Anfang

August zu datieren war. Die Scannerbonitur wurde aus diesen Gründen erst Anfang August begonnen.

Bei den Feldversuchen in Aschersleben wurden in den drei Versuchsjahren durch natürliche Infektionen **alle** Pflanzen befallen. Auf andern Versuchsflächen, z. B. in Quedlinburg, Bernburg oder auf großen Anbauflächen in Rheinland-Pfalz und Hessen, war der Befall im Bestand entweder gering oder trat an allen Pflanzen zeitgleich massiv auf. Resistenzen wurden nicht beobachtet. Für eine genauere Schadabschätzung wurden Isolierungsparzellen in die Untersuchungen einbezogen, in denen die natürliche Blattreduktion bei Abreife an der Pflanze erfasst werden konnte. Die Isolierungspflanzen (5 x 5 Pflanzen) in 4 Wiederholungen waren dem Wind und der Sonne stärker ausgesetzt als die anderen Parzellen, die durch Maisstreifen geschützt standen. Anhand dieser Parzellen konnte das natürliche Abreifeverhalten erfasst werden (siehe Bildanhang). Im unteren Bereich starben vereinzelte Blätter durch das Dickenwachstum und die Schattenwirkung des Bestandes ab, die eigentliche Abreife setzte aber mit der Doldenabreife ein. Die Blätter starben durch die Braunfärbung des Stängels ausgehend von der Dolde von oben nach unten ab.

Vereinzelte Konidienbildungen waren auch auf Blättern in der Isolierungsparzelle zu beobachten, der Zellschaden war aber so gering, dass durch den Erreger keine Absterbeerscheinungen auftraten. Die abgestorbenen fast unbefallenen Blätter zeigten eine helle Braunverfärbung. Im Vergleich dazu waren die stark befallenen Blätter dunkelbraun bis schwarz und mit Konidienlagern verkrustet.

Bei der Scannerbonitur wurde prinzipiell nur das flächenmäßige Absterbeverhalten des Blattes durch die Farbveränderung von grünen auf gelbe oder braune Flächen erfasst. Aus diesem Grund wurden nur befallene Blätter gescannt, nicht die durch natürliche Abreife verbräunten Blätter.

Die Pflanze wurde, da der Erreger keine Schädigungen des Stängels verursachte, nicht ausschließlich durch die Konidienlager geschädigt, sondern auch indirekt durch die Zerstörung des photosynthetisch aktiven Gewebes der Blätter. Bei der natürlichen Abreife wird das Blattgewebe letztendlich genauso reduziert wie durch den Befall, der allerdings zu einem anderen Zeitpunkt stattfand. Die Erfassung des Pflanzenblattschadens, egal welcher Ursache, ergab Hinweise auf den möglichen Ertrag dieser Sorte am Versuchsstandort und eine realistische Schadabschätzung von *M. anethi*.

### ***Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit***

Die Gompertz-Funktion (Campbell und Madden 1990, Kranz 1996) konnte die Befallskurven von *M. anethi* an Fenchel besser wiedergeben als die logistische Funktion ( $R^2$  - Werte zwischen 0,782 und 0,999). Die schnelle Befallsentwicklung scheint für den Erreger charakteristisch zu sein. Die Varianten zeigten in den drei Versuchsjahren unterschiedliche Ranganordnungen, die Fungizidwirkung war aber bei allen drei Varianten NI + F, KI T1 M1 + F und KI T2 M1 + F anhand der Rangsummen und der niedrigeren Ränge deutlich nachzuweisen (NI + F verglichen mit NI 2000 um 2, 2001 um 4, 2002 um 2 Ränge; KI T1 M1 + F verglichen mit KI T1 M1 2000 um 3, 2001 um 2, 2002 um 6 Ränge; KI T2 M1 + F verglichen mit KI T2 M1 2001 um 4, 2002 um 3 Ränge).

'Folicur' wirkte sich befallsreduzierend aus und verzögerte die weitere Epidemiegeschwindigkeit. Eine schnelle Behandlung nach dem Befallsausbruch ist daher zu empfehlen. Die konstant höchste Wachstumsgeschwindigkeit wies KI T2 M2 auf, was aufgrund der Inokulumkonzentration und dem späten Anwendungszeitpunkt zu erwarten war.

Der natürlich auftretende Befall (NI) war im Jahr 2001 besonders stark und breitete sich vergleichsweise rasch aus, was durch die hohe Rate von NI ( $r = 0,141 / \text{Tag} = \text{Rang } 2$ ) deutlich wurde. Möglicherweise waren die Witterungsbedingungen für die weitere Krankheitsausbreitung in diesem Jahr günstiger als in den anderen beiden Jahren.

Durch die ausgebrachten Konidiensuspensionen an zwei Terminen konnten keine zeitlich getrennten Schübe des Befalles bei den Inokulationsvarianten verursacht werden. Bei den erfassten Befallskurven von *M. anethi* handelte es sich um monolaterale Kurven, d. h. S-förmige Kurven mit einem wenig ausgeprägten Plateau. Die klare Reihenfolge der Befallsausbreitung auf den Blättern änderte sich auch durch die ausgebrachte Konidiensuspension nicht wesentlich, sie verstärkten nur die Befallsstärke. So führten die höheren Konzentrationen der Inokulumsuspension zwischen KI T1 M1 und KI T1 M2 nur im Jahr 2001 zu einer Erhöhung um 2 Ränge. Im Vergleich von KI T2 M1 und KI T2 M2 wurde dagegen in allen drei Jahren eine höhere Wachstumsgeschwindigkeit der Epidemie verursacht (M1: Rang 3, 4, 3 und M2 dreimalig auf Rang 1).

Die starken Konidienbildungen werden als typisches Merkmal des *M. anethi* - Befalls und der starken epidemischen Verbreitung angesehen, daher wird angenommen, dass sich die Bekämpfung der Krankheit auf die Unterbindung der Sporenbildung

tion und der Konidienkeimung konzentrieren sollte, um neue Infektionen an anderen Wirtspflanzen zu verhindern. Die Bedeutung der Folgeinfektionen durch Konidien wurde im Vergleich der Varianten NI und ISO deutlich und stützte die Einordnung von *M. anethi* als polyzyklische Krankheit in der epidemischen Phase. Hier wurde die Biomasse der Fenchelpflanze im Befallsverlauf so stark verringert, bis kaum noch Blätter für Neuinfektionen vorhanden waren.

Nach den Ergebnissen der dreijährigen Feldversuche schien die eigentliche Befallsausbreitung aber durch latente Sameninfektionen und die weitere Verbreitung des Mycels im Pflanzengewebe auslöst worden zu sein und nicht allein auf Folgeinfektionen durch Konidienflug. Die eigentliche Bekämpfung der Krankheit müsste sich demnach auf die Erzeugung von unbefallenem Saatgut konzentrieren.

### ***Bedeutung der Ergebnisse für den Fenchelanbau***

Bei den Feldversuchen wurde deutlich, dass der epidemische Verlauf der Krankheit von zusätzlichen Faktoren beeinflusst wurde, die wesentlich die Interaktion von Pilz und Pflanze steuerten. Entscheidende Faktoren waren die genetischen Voraussetzungen der Pflanze, Standortfaktoren und die Witterung während der Epidemie. Da sie bei den Inokulationsversuchen eine vorher nicht abzusehende Rolle spielten, sollen sie hier erwähnt werden.

Arzneifenchel ist stark photoperiodisch empfindlich und zeigte erst bei einer kritischen Tageslänge von 13,5 h ein starkes Streckungswachstum und Doldenbildungen (Peterson et al. 1993). Der höchste Ertragsanteil wurde von den primären (54,5 %), gefolgt von den sekundären (32,7 %), der Hauptdolde und den tertiären Dolden (< 10 %) erzielt (Yadav und Khurana 2000). Die niedrigeren Sorten (z. B. 'Magnafena') waren daher besonders durch Fruchtausfälle gefährdet, da die primären und sekundären Dolden zuerst von *M. anethi* befallen wurden.

Der Ertrag von Fenchel wurde außerdem von der vegetativen Blattmasse der Pflanzen beeinflusst (Wagner 1993, Bernath et al. 1996). Gesäter Fenchel benötigte ca. 127 - 145 Tage vom Aufgang bis zur Blüte. In dieser Zeit war ein ungestörtes Wachstum wesentlich für die Fruchtbildung (Wagner 1993, Yadav und Khurana 2001, Singh und Mittal 2003), die sehr stark von äußeren Faktoren wie Düngung und Bewässerung (Buntain und Chung 1994, Sharma und Prasad 1998, Amin 1999, Patel et al. 2000) beeinflusst wurde. Eine optimale Pflanzenentwicklung wurde von *M. anethi* durch die starken Blattschädigungen verhindert, was sich negativ auf den Ertrag auswirkte.

Als Ursachen für die Befallszunahme von *M. anethi* werden von Plescher (1997) die Veränderungen des deutschen Fenchelanbaus, d. h. der jetzt überwiegend einjährige Anbau, die Bevorzugung der Sorten 'Berfena' und 'Magnafena' und der späte Erntetermin, angesehen.

Aus eigener Beobachtung schädigte der wahrscheinlich samenübertragbare Erreger *M. anethi* während der gesamten Pflanzenentwicklung von Ende März bis zur Ausbildung von Blüten das Pflanzenwachstum nicht erkennbar. Nach den Ergebnissen der dreijährigen Untersuchungen trat die epidemische Phase, in der die zahlreichen Konidienlager auf den untersten Blättern gebildet wurden, im einjährigen Anbau immer Anfang August auf. Im zweijährigen Anbau begann diese Phase ca. 4 Wochen früher ebenfalls mit dem Blühbeginn der Pflanzen. Bei den künstlichen Inokulationsparzellen wurden nach der Inkubationszeit zwar Konidienlager gebildet, die epidemische Befallsausbreitung begann aber ebenfalls erst mit Beginn der Blütezeit, erfolgte dann aber stark beschleunigt und führte zum gleichzeitigen Absterben mehrerer Blätter unter massiver Konidienbildung. Der zeitgleiche epidemische Befallsausbruch bei Blühbeginn lässt auf stoffliche Veränderungen, z. B. Verlagerungen von Assimilatprodukten von unteren Blättern in die Fruchtbildung, schließen. Versuche von Haddad und Mazzafera (1999) haben gezeigt, dass bei Fenchel höhere Salzgehalte die Blattalterung stark beschleunigen. Durch diese stofflichen Veränderungen könnte *M. anethi* zur maximalen Konidienproduktion angeregt werden, da der Pilz durch seine Spezialisierung auf Fenchel- und Dillpflanzen angewiesen ist.

Bei dem untersuchten Pathosystem handelte es sich um ein empfindliches System, das von vielen Faktoren beeinflusst und mit neuen Hochleistungssorten wie 'Berfena' und 'Magnafena' mit geringerer Wuchshöhe und Frühreife aus dem Gleichgewicht gebracht werden konnte. In den Kontrollparzellen wurde die „übliche“ Befallsausbreitung bei dem natürlich auftretenden Befall deutlich, sowie die starke Ertragsverminderung, die bei einer künstlichen Inokulation ausgelöst werden konnte. Ein großflächiger Fenchelproduktionsanbau mit hohen Pflanzenanzahlen pro Fläche begünstigte die epidemische Ausbreitung des Pilzes und erhöhte den Schädigungsgrad der Pflanzen. Bei wenigen Pflanzen pro Fläche (siehe Isolierungsparzellen) traten dagegen nur geringe Befallsschäden auf. Beim kommerziellen Anbau wäre demnach unbedingt auf befallsfreies Saatgut zu achten. Vorbeugende Fungizidspritzungen kurz vor der Blüte könnten die epidemische Ausbreitung und damit die Gefahr von hohen Ertragsausfällen vermindern.

## 5. Zusammenfassung

Zur Untersuchung der Auswirkung des Befalls von *M. anethi* und des Fungizideinsatzes auf den Ertrag von Fenchelpflanzen wurden dreijährige Feldversuche durchgeführt, in denen an zwei Terminen und mit zwei unterschiedlichen Inokulumkonzentrationen inokuliert wurde. Als Kontrollen dienten unbehandelte Parzellen und Isolierungen. Bei den Kontrollen (mit natürlich auftretendem Befall) und dem ersten und zweiten Inokulationstermin (Abstand von 3 Wochen) wurden jeweils die Einflüsse des Fungizideinsatzes ('Folicur') auf den Ertrag untersucht. Der zunehmende Befall auf den Blättern wurde in der epidemischen Phase wöchentlich mit einer spezifischen Farbprofilsoftware erfasst und zusätzlich im PTA-ELISA mit IgG-K gegen Konidien und IgG-M gegen Mycel von *M. anethi* untersucht. Der Ertrag wurde bei Abreife im Herbst parzellenweise ermittelt. Die Blattmasse (Summen aller Blattflächen gemittelt) eines Haupttriebs der Sorte 'Magnafena' betrug im Jahr 2000 bei Boniturbeginn 524 cm<sup>2</sup>, im Jahr 2001 717 cm<sup>2</sup> und im Jahr 2002 468 cm<sup>2</sup>. Die Anzahl der Blattetagen blieb immer bei durchschnittlich 14 Blättern. Der Befallswert (AUDPC \*) war in den drei Boniturjahren ungefähr auf gleichem Niveau (2000: 61,98 - 73,26 %, 2001: 64,30 - 82,50 %, 2002: 67,03 - 78,24 %).

In den Parzellen zeigten sich nach Ablauf der Inkubationszeit erste sporulierende Konidienlager an den inokulierten Blättern, es war aber nicht möglich vor Anfang August die epidemische Phase des Erregers künstlich auszulösen, die sich in den drei Versuchsjahren über eine Zeitspanne von 10 - 13 Wochen von Ende Juli bis zum ersten Frost im Oktober erstreckte. Nach der Inokulation mit der Konidiensuspension trat in keinem Fall eine sofortige sichtbare Schädigung der Pflanzen auf und die Varianten waren äußerlich bis zum Ablauf der Inkubationszeit (ca. 21 Tage) nicht zu unterscheiden. In den Kontrollparzellen trat in jedem Jahr ein starker natürlicher Befall auf, der sich zunächst langsam entwickelte, aber bereits Anfang September das Niveau der künstlichen inokulierten Parzellen erreichte. Dieser Effekt wurde auch bei den beiden unterschiedlichen Inokulummengen sichtbar. Der Befall in den Parzellen, die mit höheren Konzentrationen an beiden Behandlungsterminen inokuliert wurden, entwickelte sich zunächst schneller. Nach ca. 4 Wochen erreichten die Parzellen mit der niedrigeren Inokulumdosierung aber ein vergleichbar hohes Befallsniveau wie die höheren Konzentrationen.



Die Fungizidbehandlungen erwiesen sich in allen drei Jahren als verlustreduzierende Maßnahmen, die stärkere Blattschäden verhinderten. Je früher die Fungizidbehandlung erfolgte, desto größer war der Ertragsunterschied zur unbehandelten Variante, da die Blattmasse bei Fenchel die wesentliche Voraussetzung für die Fruchtausbildung bildete. In den Isolierungspartellen, die das tatsächliche Abreifeverhalten des Fenchels zeigten, wurden nur vereinzelte Konidienlager gebildet und die Blätter starben erst im Oktober nach der Fruchtreife ab. Der Fruchtbefall war bei allen Varianten in drei Versuchsjahren zu beobachten, auch bei den Fungizid- und den Isolierungspartellen. Die Werte des PTA-ELISA auf Mycel- und Konidienkonzentrationen waren signifikant miteinander korreliert und unterstützten die Ergebnisse der Bildanalysesoftware. Anhand der serologischen Blattwerte wurde deutlich, dass das systemische Fungizid 'Folicur' das Erregermycel nur reduzieren konnte, eine völlige Befallsfreiheit wurde in keinem der drei Versuchsjahre erreicht. Ascosporen spielten bei einjährigem Fenchelanbau bei der epidemischen Befallsausbreitung keine Rolle, da sie nur in anhaftendem Mycel von Stängeln im Herbst vorgebildet wurden und im Frühjahr (Zeit der Kastanienblüte) in Deutschland nur sehr vereinzelt zu finden waren.

## **6. Summary**

Field experiments with fennel plants (*Foeniculum vulgare* Mill.) were carried out over three years. In each year, the trial period was 10 - 13 weeks from the end of July to the first frost in October. The effects of *Mycosphaerella anethi* infections on yield and of the fungicide 'Folicur' on the epidemics were observed. Plants were artificially inoculated with two different concentrations of inoculum at two different times (3 weeks apart). An untreated plot and an isolation plot, which were naturally infected, were used as controls. During the epidemic the infected leaves were examined weekly using a specific colour scanner score program ('BAfix', GTA-Sensorik, Neubrandenburg) and later using the PTA-ELISA with IgG-K for conidia and IgG-M for mycelium. In the autumn the yield was measured for each plot. The average leaf area of the main stem of the variety 'Magnafena' was 524 cm<sup>2</sup> at the beginning of the epidemic in 2000, in 2001 717 cm<sup>2</sup> and 2002 468 cm<sup>2</sup>. The number of leaves per stem was on average 14.

The disease level (measured as standardized AUDPC) was approximately the same in all three years (2000: 61,98 - 73,26 %; 2001: 64,30 - 82,50 %; 2002: 67,03 - 78,24 %). In the experimental fields, disease symptoms were observed

after an incubation period of 21 days, however it was not possible to cause an epidemic phase artificially. Inoculation with conidia did obviously not damage the plants. The natural infections in the control plots occurred later, but reached the same level as the inoculated plots at the beginning of September. The epidemic in the plot, which was twice inoculated with the higher concentration, was initially faster but within four weeks the disease level was similar to that of the other plots. In all three years, the treatment with fungicide led to less leaf damage and consequently higher yields. The earlier the fungicide was introduced, the greater the yield difference was compared to the untreated plot, as leaf mass determines the seed production in fennel.

In the isolated plots, where the fennel ripened naturally, there was little conidia formation and the leaves died in October after the seeds had ripened. In all three years, the seeds were infected in all varieties, also in the isolation plots and the plots treated with fungicides. The results of all three methods of measuring the disease (specific scanner scoring and PTA-ELISA with IgG-K, IgG-M) were significantly correlated and the serological leaf mass data showed that the systemic fungicide 'Folicur' can reduce but not eradicate the fungal disease.

As ascospores only develop on the remaining stems from the previous autumn, they are not a contributing factor to the epidemic when fennel is sown in spring.

## **7. Literaturverzeichnis**

AMIN, A. U. (1999): Response of Rabi fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) to irrigation under varying levels of nitrogen and phosphorus. Gujarat Agricultural University Research Journal 25, 118

ANAHOSUR, K. H., FAZALNOOR, K. und NARAYANASWAMY, B. C. (1972): Control of seed mycoflora of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Indian J. agric. Sci. 42, 990 - 992

BERNATH, J., NEMETH, E., KATTAA, A. und HETHELYI, E. (1996): Morphological and chemical evaluation of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) populations of different origin. Journal of Essential Oil Research 8, 247 - 253

BOUGEARD, M. und VEGH, I. (1980): Étude préliminaire sur le *cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton - Agent de la «Cercosporidiose» du Fenouil (*Foeniculum vulgare* Mill.). Cryptogamie, Mycologie 1, 205 - 221

BRANDENBURGER, W. (1985): Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. Gustav Fischer Verlag Stuttgart, New York

BRAUN, U., MOUCHACCA, J. und MCKENZIE, E. H. C. (1999): Cercosporid hyphomycetes from New Caledonia and some other South Pacific islands. New Zealand Journal of Botany 37, 297 - 327

BUNTAIN, M. und CHUNG, B. (1994): Effects of irrigation and nitrogen on the yield components of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Australian Journal of Experimental Agriculture 34, 845 - 849

CAMPBELL, C. L. und MADDEN, L. V. (1990): Introduction to Plant Disease Epidemiology. Wiley - Interscience Publication, New York, Chichester, Brisbane, Toronto, Singapore

CHANDHARI, S. M. und PATEL, A. J. (1987): Chemical control of *Alternaria* Blight and *Ramularia* Blight of Fennel (*Foeniculum vulgare*). Indian Journal of Mycology and Plant Pathology 17, 348 - 350

DEHE, M., FROSCH, M., GROHS, B.-M., KRUSCHE, M. und REICHARDT, I. (2003): Untersuchungen zur Kontrolle akuter Doldenerkrankungen des Fenchels durch den Einsatz von Pflanzenschutzmitteln. Z. Arzn. Gew. Pfl. 8, 79 - 82

DEIGHTON, F. C. (1967): Studies on cercospora and allied genera. II Mycol. Pap. 112, 80

DEIGHTON, F. C. und GJÆRUM, H. B. (1969): *Cercosporidium depressum* und *C. angelicae* in Norway and Iceland, and a note on *C. punctum* on *Foeniculum* in the Canary Islands. Nytt. Mag. Bot. 16, 225 - 229

DESMAREST, P. (1978): New aspects of fennel cultivation in France. Acta Horticulturae 73, 289 - 295

- HADDAD, C. R. B. und MAZZAFERA, P. (1999): Sodium chloride-induced leaf senescence in *Hydrocotyle bonariensis* Lam. and *Foeniculum vulgare* L. Braz. Arch. Biol. Techn. 42, 161 - 167
- HARVEY, I. C., WELSH, R., PORTER, N. G. und HAMBLIN, H. (1988): Essential oil yields from blighted fennel. New Zealand Weed and Pest Control Conference 41, 96 - 98
- HEROLD, H. (1999): Lückenindikation in Arznei- und Gewürzpflanzen - spezielles Problem? Gemüse 3, 183 - 184
- HOLLIDAY, P. (1998): A Dictionary of Plant Pathology. 2. Ausgabe Cambridge University Press. U.K.
- HOPPE, B. (1999): Einheimischer Arznei- und Gewürzpflanzenanbau weiter im Aufwind. Gemüse 5, 315 - 316
- JAIN, M. P. und JAIN, S. C. (1995): Seed borne fungi of seed spices. Journal of spices & Aromatic Crops 4, 78 - 79.
- KILLIAN, C. (1927): Le cycle évolutif du *Fusicladium depressum* BERK. et BR. Bull. Soc. Myc. Fr. XLIII
- KISGECI, L. (1999): Anbau von Arzneipflanzen im ehemaligen Jugoslawien. Z. Arzn. Gew. Pfl. 4, 97 - 102
- KOCH, W., HELLER, W. und HESS, E. (2002): Erstmals Fungizid bei Fenchel zugelassen. Fenchelkrankheiten stellen Produktion vor neue Herausforderung. Der Gemüsebau / Le Maraicher 7, 4 - 7
- KOIKE, S. T., BUTLER, E. E. und GREATHEAD, A. S. (1992): Occurrence of *Cercosporidium punctum* on fennel in California. Plant Disease 76, 539
- KOMIRNAJA, O. N. (1952): Istorija razvitia *Cercospora depressa* (BERK. et BR.) VASSIL. na fenele. Uchjonye zapiski saratovskogo gos. Un-ta vyp. Botanicheski 35, 129 - 138
- KRANZ, J. (1996): Epidemiologie der Pflanzenkrankheiten - Eine Einführung in Grundlagen, Methoden und praktische Anwendung. Ulmer Verlag Stuttgart
- KRAUTHAUSEN, H. - J. und KREISELMAIER, J. (2002): *Cercosporidium punctum* an Fenchel. Gemüse 3, 8
- KRUSCHE, M. und MERTENS, K. (2000): Stand der Arbeiten und Ergebnisse der Tätigkeit des Unterarbeitskreises Lückenindikation Arznei- und Gewürzpflanzen im Frühjahr 2000. Z. Arzn. Gew. Pfl. 5, 165 - 167
- KUMAR, B. und KUMAR, S. (2001): Seed mycoflora of fennel their effect and control. Annals of Biology 17, 83 - 86
- KUSTERER, A., TAUBENRAUCH, K., GABLER, J. und KÜHNE, T. (2002): Krankheitsauftreten an Kümmel (*Carum carvi* L.), Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) und Dill (*Anethum graveolens* L.) am Standort Aschersleben. Arzn. Gew. Pfl. 7, 387 - 391

LAKRA, B. S. (1993): Epidemiology and management of *Ramularia* blight of fennel (*Foeniculum vulgare* L.). Indian J. Mycol. Pl. Pathol. 23, 70 - 77

MACHOWICZ-STEFANIAK, Z. und ZALEWSKA, E. (2004): Grzyby zagrazajace uprawie wybranych gatunkow ziol z rodziny Apiaceae w poludniowo-wschodniej Polsce. Folia Universitatis Agriculturae Stetinensis, Agricultura 95, 223 - 227

MÜHLE, E. (1956): Die Krankheiten und Schädlinge der Arznei-, Gewürz- und Duftpflanzen. Akademie Verlag, Berlin

NIEFIND, B. (2001): Umfrage: Vielfach Anbaurückgang bei Arznei- und Gewürzpflanzen. Gemüse 4, 25 - 26

ODSTRCILOVA, L., ONDREJ, M., KOCOURKOVA, B., RUZICKOVA, G., TABORSKY, V., POLAK, J., LEBEDA, A. und KUDELA, V. (2002): Monitoring of incidence and determination of fungi on caraway, fennel, coriander and anise, consideration of disease importance and possibility of chemical protection. Plant Protection Science 38, 340 - 343

PANDEY, R. N. und DANGE, S. R. S. (1998): Diseases of coriander and fennel – a review. Agric. Rev. 19, 120 - 125

PATEL, B. S., PATEL K. P., PATEL, I. D. und PATEL, M. I. (2000): Response of fennel (*Foeniculum vulgare*) to irrigation, nitrogen and phosphorus. Indian J. Agron 45, 429 - 432

PETERSON, L. E., CLARK, R. J. und MENARY, R. C. (1993): Umbel initiation and stem elongation in fennel (*Foeniculum vulgare*) initiated by photoperiod. Journal of Essential Oil Research 5, 37

PETZOLDT, S. (1989): Zur Biologie und Schadwirkung des Erregers der Blatt- und Stengelanthraknose (*Mycosphaerella anethi* Petr.) am Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) - 1. Mitteilung; Drogenreport 3, 49 - 65

PETZOLDT, S. (1990): *Mycosphaerella anethi* - Ein Beitrag zur Entwicklungsgeschichte. Boletus 14, 49 - 56

PLESCHER, A. (1982): Untersuchungen zur Ursache und Bekämpfungsmöglichkeit des Doldenbrandes bei Kümmel (*Carum carvi* L.) und anderer kultivierten Arznei- und Gewürzpflanzen der Familie *Umbelliferae*. Dissertation Humboldt Universität zu Berlin

PLESCHER, A. (1997): Die phytosanitäre Situation im Anbau von Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Drogenreport 10, 31 - 33

PLESCHER, A. und STODOLLIK, A. (1995): Tendenzen im Pflanzenschutz bei nachwachsenden, pharmazeutisch genutzten Rohstoffen. Drogenreport 8, 28 - 31

RANDHAWA H. S., JINDLA L. N. und AULAKH, K. S. (1995): Seed mycoflora of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Plant Disease Research 10, 132 - 135

REICHARDT, I. (1998): LVA Bernburg: Feldtag 1998. Z. Arzn. Gew. Pfl. 3, 102

- SHARMA R. N. und PRASAD, R. (1998): Nitrogen and irrigation requirement of fennel. *Indian Journal of Agronomy* 35, 449 - 451
- SHULGA, E. B. und ZHURBENKO, M. M. (1984): Ocenka ustojchivosti selekcionnogo materiala fenhelja k cercosporozy na iskusstvennom infekcionnom fone – UDK 633. 819. 631. 52. 632.4
- SIBILIA, C. (1932): Un parassita del finocchio. *Boll. Staz. Path. Veg. Roma* 12, 210 - 235
- SIMAY, E. I. (1989): Fungi occurring on symptom-free leaves of sweet fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Novenyvedelem* 25, 435 - 437
- SINGH, R. D. (1974): Histopathology of fennel infected by *Ramularia foeniculi*. *Indian J. Mycol. and Pl. Pathol.* 4, 166 - 170
- SINGH, Y. und MITTAL, P. (2003): Correlation and path-coefficient analysis in fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Crop Research - Hisar* 25, 111 - 115
- SISTO, D. (1983): *Cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton su finocchio (*Foeniculum vulgare* Mill. var. *azoricum* Thell.) in Italia meridionale. *Informatore Fito-patologico* 7, 55 - 58
- TALENTONI, G., VINCIGUERRA, A. und CATALDO, G. T. (1980): Fennel and celery: Two important vegetables. *Lotta Antiparassitar* 32, 188 - 121
- TAUBENRAUCH, K., GABLER, J., RABENSTEIN, F., PANK, F. und HAU, B. (2001): Erste Ergebnisse zur Sortenanfälligkeit von Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) gegenüber *Mycosphaerella anethi* Petr.. *Z. Arzn. Gew. Pfl.* 6, 120 - 124
- VARVARO, L., SANTINI, L. und BALESTRA, G. M. (1998): I principali parassiti nelle colture di finocchio L.. *Informatore Agrario* 54, 47 - 50
- WAGNER, H. (1993): Maximizing the yield of seeds and the yield of petroselinic acid and essential oils of fennel (*Foeniculum vulgare* M.). I. *Fat Science Technology* 95, 114 - 117
- www.mlu.sachsen-anhalt.de (2006): Aktueller Pflanzenschutz bei Arznei- und Gewürzpflanzen. Genehmigungen und Zulassungen: Fungizide
- YADAV, B. D. und KHURANA, S. C. (2000): Effect of plant population and row spacing on quality of seed produced by different order umbels in transplanted fennel. *Haryana Journal of Horticultural Sciences* 29, 233 - 234
- YADAV, B. D. und KHURANA, S. C. (2001): Correlation studies for morpho-physiological characters with yield in fennel (*Foeniculum vulgare* Miller). *Haryana Journal of Horticultural Sciences* 30, 265 – 270

## 8. Anhang

### Versuchsfeld 2000

**Tab. 25:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel / *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld 2000). **NI** = natürlich auftretender Befall (= Kontrolle), **NI + F** = natürlich auftretender Befall mit Fungizid, **KI T1 M1** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1, **KI T1 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 1 mit Fungizid, **KI T1 M2** = künstliche Inokulation am Termin 1 mit Konzentration 2, **KI T2 M1** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1, **KI T2 M1 + F** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 1 mit Fungizid **KI T2 M2** = künstliche Inokulation am Termin 2 mit Konzentration 2, **ISO** = Isolierungspartellen.

Datum	Varianten	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattwert Scanner	Rang	Tukey Grouping
17.08.00	NI	24,83	7	BC	33,88	2	AB
	NI + F	20,01	8	C	37,93	1	A
	KI T1 M1	39,66	3	A	26,34	6	BC
	KI T1 M1+F	41,04	2	A	24,60	7	C
	KI T1 M2	44,60	1	A	22,60	8	C
	KI T2 M1	32,11	6	ABC	30,25	3	ABC
	KI T2 M1+F	35,57	4	AB	29,64	4	ABC
	KI T2 M2	35,35	5	AB	27,67	5	BC
24.08.00	NI	50,98	6	AB	22,21	3	AB
	NI + F	46,31	8	B	23,78	2	AB
	KI T1 M1	63,09	2	AB	15,72	6	AB
	KI T1 M1+F	61,73	3	AB	15,48	7	AB
	KI T1 M2	55,31	5	AB	18,83	5	AB
	KI T2 M1	48,27	7	B	24,09	1	A
	KI T2 M1+F	56,56	4	AB	19,10	4	AB
	KI T2 M2	67,31	1	A	13,09	8	B
31.08.00	NI	67,96	7	BC	14,12	2	A
	NI + F	65,38	8	C	16,52	1	A
	KI T1 M1	76,41	6	ABC	13,20	3	A
	KI T1 M1+F	77,82	5	ABC	10,58	4	A
	KI T1 M2	80,37	4	ABC	10,27	5	A
	KI T2 M1	80,48	3	ABC	10,18	6	A
	KI T2 M1+F	84,47	2	ABC	6,95	7	A
	KI T2 M2	86,30	1	A	6,64	8	A

07.09.00	NI	85,98	5	AB	7,48	3	AB
	NI + F	72,62	8	B	11,99	1	A
	KI T1 M1	93,38	3	A	2,66	6	B
	KI T1 M1+F	92,47	4	A	3,27	5	B
	KI T1 M2	96,41	1	A	1,51	8	B
	KI T2 M1	83,80	7	AB	7,77	2	AB
	KI T2 M1+F	85,26	6	AB	6,78	4	AB
	KI T2 M2	96,22	2	A	1,54	7	B
14.09.00	NI	99,11	1	A	0,48	8	B
	NI + F	85,86	8	B	3,32	2	AB
	KI T1 M1	97,44	4	A	1,40	4	B
	KI T1 M1+F	90,13	7	AB	4,64	1	A
	KI T1 M2	97,83	3	A	1,20	6	B
	KI T2 M1	97,43	5	A	1,32	5	B
	KI T2 M1+F	93,55	6	AB	2,78	3	A
	KI T2 M2	98,08	2	A	0,97	7	B
21.09.00	NI	99,23	4	AB	0,31	7	C
	NI + F	88,26	8	D	5,17	1	A
	KI T1 M1	99,40	2	AB	0,35	6	C
	KI T1 M1+F	94,41	6	BC	2,42	3	BC
	KI T1 M2	99,87	1	A	0,10	8	C
	KI T2 M1	98,72	5	AB	0,61	4	C
	KI T2 M1+F	92,61	7	CD	3,22	2	AB
	KI T2 M2	99,36	3	AB	0,38	5	C
28.09.00	NI	99,54	4	A	0,45	5	BC
	NI + F	94,53	8	C	2,50	1	A
	KI T1 M1	98,69	5	AB	0,59	4	BC
	KI T1 M1+F	96,13	6	BC	1,68	3	AB
	KI T1 M2	99,80	3	A	0,09	6	C
	KI T2 M1	100,00	1	A	0,00	7	C
	KI T2 M1+F	95,63	7	C	1,99	2	A
	KI T2 M2	100,00	1	A	0,00	7	C
05.10.00	NI	100,00	1	A	0,00	4	B
	NI + F	96,87	8	C	1,86	1	A
	KI T1 M1	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T1 M1+F	97,47	7	BC	1,27	3	A
	KI T1 M2	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T2 M1	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T2 M1+F	98,18	6	B	1,40	2	A
	KI T2 M2	100,00	1	A	0,00	4	B



**Tab. 26:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405 nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld 2000). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
17.08.00	NI	24,83	7	BC	0,46	7	BC	0,50	7	BC
	NI + F	20,01	8	C	0,37	8	C	0,40	8	C
	KI T1 M1	39,66	3	A	0,64	3	AB	0,84	3	AB
	KI T1 M1+F	41,04	2	A	0,71	2	A	0,93	2	A
	KI T1 M2	44,60	1	A	0,72	1	A	0,96	1	A
	KI T2 M1	32,11	6	ABC	0,53	6	ABC	0,63	6	ABC
	KI T2 M1+F	35,57	4	AB	0,59	4	ABC	0,74	5	AB
KI T2 M2	35,35	5	AB	0,59	5	ABC	0,76	4	AB	
24.08.00	NI	50,98	6	AB	0,89	6	AB	1,09	6	B
	NI + F	46,31	8	B	0,86	7	B	1,02	8	B
	KI T1 M1	63,09	2	AB	1,08	3	AB	1,39	3	AB
	KI T1 M1+F	61,73	3	AB	1,09	2	AB	1,41	2	AB
	KI T1 M2	55,31	5	AB	0,96	5	AB	1,24	5	AB
	KI T2 M1	48,27	7	B	0,86	8	B	1,08	7	B
	KI T2 M1+F	56,56	4	AB	0,99	4	AB	1,26	4	AB
KI T2 M2	67,31	1	A	1,15	1	A	1,52	1	A	
31.08.00	NI	67,96	7	BC	1,41	7	AB	1,58	7	B
	NI + F	65,38	8	C	1,25	8	B	1,55	8	B
	KI T1 M1	76,41	6	ABC	1,59	4	AB	2,06	5	AB
	KI T1 M1+F	77,82	5	ABC	1,46	6	AB	1,99	6	AB
	KI T1 M2	80,37	4	ABC	1,67	3	AB	2,15	3	A
	KI T2 M1	80,48	3	ABC	1,50	5	AB	2,08	4	AB
	KI T2 M1+F	84,47	2	AB	1,72	2	AB	2,21	2	A
KI T2 M2	86,30	1	A	1,82	1	A	2,41	1	A	
07.09.00	NI	85,98	5	AB	2,26	5	ABC	3,01	5	ABC
	NI + F	72,62	8	B	1,54	8	D	2,02	8	D
	KI T1 M1	93,38	3	A	2,53	3	AB	3,39	3	AB
	KI T1 M1+F	92,47	4	A	2,29	4	ABC	3,05	4	ABC
	KI T1 M2	96,41	1	A	2,62	2	AB	3,53	2	AB
	KI T2 M1	83,80	7	AB	2,01	6	BCD	2,66	6	BCD
	KI T2 M1+F	85,26	6	AB	1,88	7	CD	2,51	7	CD
KI T2 M2	96,22	2	A	2,73	1	A	3,64	1	A	

## Versuchsfeld 2001

**Tab. 27:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld 2001). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattwert Scanner	Rang	Tukey Grouping
06.08.01	NI	9,80	7	C	47,06	7	AB
	NI + F	8,91	8	C	55,60	1	A
	KI T1 M1	16,42	3	BC	48,37	6	AB
	KI T1 M1+F	19,19	2	AB	51,55	2	AB
	KI T1 M2	26,81	1	A	42,28	8	B
	KI T2 M1	16,20	4	BC	50,10	3	AB
	KI T2 M1+F	12,80	6	BC	49,97	4	AB
	KI T2 M2	13,31	5	BC	48,87	5	AB
13.08.01	NI	13,70	8	D	49,37	1	A
	NI + F	21,49	7	CD	47,17	2	AB
	KI T1 M1	33,85	6	BCD	41,64	3	ABC
	KI T1 M1+F	38,03	5	ABCD	41,43	4	ABC
	KI T1 M2	61,71	1	A	25,12	8	C
	KI T2 M1	43,80	3	ABC	40,87	6	ABC
	KI T2 M1+F	43,17	4	ABC	41,00	5	ABC
	KI T2 M2	52,62	2	AB	29,59	7	BC
20.08.01	NI	45,51	8	B	34,15	2	A
	NI + F	45,55	7	B	35,36	1	A
	KI T1 M1	66,00	5	AB	24,48	4	ABC
	KI T1 M1+F	66,86	4	AB	21,95	6	ABC
	KI T1 M2	82,71	1	A	12,04	8	C
	KI T2 M1	66,90	3	AB	23,39	5	ABC
	KI T2 M1+F	51,74	6	B	28,71	3	AB
	KI T2 M2	77,05	2	A	17,12	7	BC
27.08.01	NI	75,84	4	ABC	16,53	4	ABC
	NI + F	56,59	8	C	26,46	1	A
	KI T1 M1	74,95	5	ABC	12,16	5	ABC
	KI T1 M1+F	68,75	6	ABC	19,59	3	ABC
	KI T1 M2	84,59	3	AB	10,85	6	ABC
	KI T2 M1	86,08	2	AB	9,51	7	BC
	KI T2 M1+F	66,41	7	BC	24,02	2	AB
	KI T2 M2	90,61	1	A	7,42	8	C
03.09.01	NI	95,32	3	A	3,37	7	B
	NI + F	78,23	8	B	10,94	2	A
	KI T1 M1	95,98	1	A	2,94	8	B
	KI T1 M1+F	82,79	6	B	10,54	3	A
	KI T1 M2	95,02	4	A	3,71	5	B
	KI T2 M1	94,61	5	A	3,98	4	B
	KI T2 M1+F	80,89	7	B	12,15	1	A
	KI T2 M2	95,46	2	A	3,48	6	B

10.09.01	NI	93,80	5	AB	4,59	4	BCD
	NI + F	69,50	8	D	21,44	1	A
	KI T1 M1	95,58	3	A	3,19	6	CD
	KI T1 M1+F	85,33	6	BC	10,20	3	BC
	KI T1 M2	94,15	4	AB	4,11	5	BCD
	KI T2 M1	96,07	2	A	2,78	7	D
17.09.01	NI	97,00	3	A	2,56	5	B
	NI + F	80,12	7	B	12,98	1	A
	KI T1 M1	96,10	5	A	3,01	4	B
	KI T1 M1+F	86,65	6	B	8,64	3	A
	KI T1 M2	97,00	4	A	2,42	6	B
	KI T2 M1	97,65	2	A	1,83	7	B
24.09.01	NI	96,44	4	A	3,02	4	B
	NI + F	85,90	6	B	9,00	3	AB
	KI T1 M1	96,31	5	A	2,57	6	B
	KI T1 M1+F	81,53	8	B	15,81	1	A
	KI T1 M2	97,08	2	A	2,39	7	B
	KI T2 M1	96,79	3	A	2,61	5	B
01.10.01	NI	98,16	4	A	1,45	5	B
	NI + F	88,90	6	B	7,96	3	A
	KI T1 M1	97,28	5	A	2,16	4	B
	KI T1 M1+F	87,58	7	B	8,34	2	A
	KI T1 M2	99,03	2	A	0,84	7	B
	KI T2 M1	98,76	3	A	1,04	6	B
08.10.01	NI	100,00	1	A	0,00	4	B
	NI + F	84,78	6	B	10,89	2	A
	KI T1 M1	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T1 M1+F	82,44	8	B	12,34	1	A
	KI T1 M2	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T2 M1	100,00	1	A	0,00	4	B
15.10.01	NI	100,00	1	A	0,00	4	C
	NI + F	81,26	6	B	12,73	3	B
	KI T1 M1	100,00	1	A	0,00	4	C
	KI T1 M1+F	75,51	7	BC	15,66	2	AB
	KI T1 M2	100,00	1	A	0,00	4	C
	KI T2 M1	100,00	1	A	0,00	4	C
15.10.01	KI T2 M1+F	70,57	8	C	17,73	1	A
	KI T2 M2	100,00	1	A	0,00	4	C

22.10.01	NI	100,00	1	A	0,00	4	B
	NI + F	84,70	6	B	9,13	3	A
	KI T1 M1	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T1 M1+F	83,40	7	B	10,23	2	A
	KI T1 M2	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T2 M1	100,00	1	A	0,00	4	B
	KI T2 M1+F	80,45	8	B	11,40	1	A
	KI T2 M2	100,00	1	A	0,00	4	B

**Tab. 28:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D.  $_{405\text{ nm}}$ ) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld 2001). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
06.08.01	NI	9,798	7	C	0,152	7	CD	0,194	6	B
	NI + F	8,906	8	C	0,066	8	D	0,065	8	B
	KI T1 M1	16,421	3	BC	0,340	4	ABCD	0,353	2	AB
	KI T1 M1+F	19,190	2	AB	0,442	2	AB	0,313	3	AB
	KI T1 M2	26,815	1	A	0,540	1	A	0,589	1	A
	KI T2 M1	16,197	4	BC	0,403	3	ABC	0,279	4	AB
	KI T2 M1+F	12,801	6	BC	0,175	6	BCD	0,127	7	B
KI T2 M2	13,312	5	BC	0,303	5	ABCD	0,204	5	B	
13.08.01	NI	13,698	8	D	0,242	8	CD	0,230	8	C
	NI + F	21,490	7	CD	0,366	7	BC	0,406	7	BC
	KI T1 M1	33,853	6	BCD	0,641	6	ABC	0,696	6	ABC
	KI T1 M1+F	38,026	5	ABCD	0,819	3	AB	0,818	5	ABC
	KI T1 M2	61,706	1	A	1,080	1	A	1,293	1	A
	KI T2 M1	43,805	3	ABC	0,767	5	AB	0,916	3	AB
	KI T2 M1+F	43,169	4	ABC	0,807	4	AB	0,884	4	AB
KI T2 M2	52,622	2	AB	1,050	2	A	1,251	2	A	
20.08.01	NI	45,509	8	B	0,756	7	B	0,869	8	B
	NI + F	45,554	7	B	0,700	8	B	0,881	7	B
	KI T1 M1	66,002	5	AB	1,120	4	AB	1,371	4	AB
	KI T1 M1+F	66,857	4	AB	1,056	5	AB	1,336	5	AB
	KI T1 M2	82,712	1	A	1,421	1	A	1,757	1	A
	KI T2 M1	66,901	3	AB	1,152	3	AB	1,423	3	AB
	KI T2 M1+F	51,740	6	B	0,758	6	B	0,922	6	B
KI T2 M2	77,046	2	A	1,370	2	A	1,725	2	A	
27.08.01	NI	75,843	4	ABC	1,577	5	AB	1,787	5	BCD
	NI + F	56,593	8	C	0,891	8	C	1,086	8	E
	KI T1 M1	74,946	5	ABC	1,591	4	AB	1,880	4	ABCD
	KI T1 M1+F	68,750	6	ABC	1,210	6	BC	1,357	7	DE
	KI T1 M2	84,586	3	AB	1,882	2	A	2,277	2	AB
	KI T2 M1	86,080	2	AB	1,746	3	A	2,118	3	ABC
	KI T2 M1+F	66,410	7	BC	1,151	7	BC	1,436	6	CDE
KI T2 M2	90,607	1	A	2,033	1	A	2,508	1	A	

03.09.01	NI	95,317	3	A	2,260	1	A	2,868	2	A
	NI + F	78,234	8	B	1,466	6	B	1,940	6	BC
	KI T1 M1	95,983	1	A	2,133	3	A	2,723	3	A
	KI T1 M1+F	82,789	6	B	1,416	7	B	1,874	7	C
	KI T1 M2	95,025	4	A	2,003	5	A	2,562	5	AB
	KI T2 M1	94,611	5	A	2,118	4	A	2,681	4	A
10.09.01	NI	93,797	5	AB	1,964	5	B	2,717	5	B
	NI + F	69,504	8	D	1,120	8	C	1,515	8	C
	KI T1 M1	95,582	3	A	2,103	3	AB	2,973	3	AB
	KI T1 M1+F	85,328	6	BC	1,493	6	C	2,013	6	C
	KI T1 M2	94,147	4	AB	2,073	4	AB	2,952	4	AB
	KI T2 M1	96,069	2	A	2,284	2	AB	3,291	2	AB
	KIT2 M1+F	83,017	7	C	1,377	7	C	1,875	7	C
	KI T2 M2	97,923	1	A	2,389	1	A	3,395	1	A

## Versuchsfeld 2002

**Tab. 29:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattwert Scanner	Rang	Tukey Grouping
30.07.02	NI	15,44	8	A	33,22	3	A
	NI + F	19,01	4	A	31,68	5	A
	KI T1 M1	21,97	2	A	30,72	7	A
	KI T1 M1+F	18,89	5	A	33,27	2	A
	KI T1 M2	23,90	1	A	31,36	6	A
	KI T2 M1	17,54	7	A	29,33	8	A
	KI T2 M1+F	19,27	3	A	33,68	1	A
06.08.02	NI	25,53	8	A	30,20	2	A
	NI + F	33,84	4	A	25,92	6	A
	KI T1 M1	34,43	3	A	24,68	7	A
	KI T1 M +F	34,63	2	A	26,64	5	A
	KI T1 M2	30,57	6	A	27,06	4	A
	KI T2 M1	29,50	7	A	30,78	1	A
13.08.02	NI	41,15	8	A	23,52	1	A
	NI + F	46,11	6	A	22,15	5	A
	KI T1 M1	58,39	1	A	18,45	8	A
	KI T1 M +F	45,28	7	A	22,85	3	A
	KI T1 M2	51,39	2	A	22,87	2	A
	KI T2 M1	48,87	5	A	22,36	4	A
	KI T2 M1+F	49,16	4	A	18,74	7	A
	KI T2 M2	50,59	3	A	19,91	6	A

20.08.02	NI	53,71	8	D	19,22	1	A
	NI + F	57,32	7	CD	18,31	2	AB
	KI T1 M1	79,48	1	A	9,97	8	B
	KI T1 M1+F	59,54	6	BCD	16,42	3	AB
	KI T1 M2	71,44	3	ABC	14,63	5	AB
	KI T2 M1	67,46	4	ABCD	15,51	4	AB
KI T2 M1+F	66,94	5	ABCD	12,44	7	AB	
KI T2 M2	76,28	2	AB	13,12	6	AB	
27.08.02	NI	76,82	5	BC	11,84	4	AB
	NI + F	62,44	7	CD	12,76	3	A
	KI T1 M1	91,25	3	AB	5,10	6	BC
	KI T1 M1+F	60,47	8	D	16,49	1	A
	KI T1 M2	92,80	2	A	4,65	7	BC
	KI T2 M1	91,25	4	AB	5,42	5	BC
KI T2 M1+F	63,48	6	CD	15,58	2	A	
KI T2 M2	94,83	1	A	3,34	8	C	
03.09.02	NI	89,79	5	A	6,41	4	B
	NI + F	60,46	7	B	17,97	2	A
	KI T1 M1	95,15	2	A	3,74	7	B
	KI T1 M1+F	66,80	6	B	14,08	3	A
	KI T1 M2	94,10	4	A	3,80	6	B
	KI T2 M1	94,51	3	A	3,81	5	B
KI T2 M1+F	59,42	8	B	19,66	1	A	
KI T2 M2	95,75	1	A	2,50	8	B	
10.09.02	NI	93,15	5	A	3,92	4	CD
	NI + F	77,36	7	C	9,48	2	AB
	KI T1 M1	95,98	1	A	2,49	7	D
	KI T1 M1+F	75,56	8	C	10,64	1	A
	KI T1 M2	94,60	3	A	3,18	6	D
	KI T2 M1	94,55	4	A	3,20	5	D
KI T2 M1+F	85,50	6	B	6,87	3	BC	
KI T2 M2	95,93	2	A	2,39	8	D	
17.09.02	NI	95,91	5	A	2,56	5	B
	NI + F	83,95	7	B	7,07	2	A
	KI T1 M1	96,07	4	A	2,11	8	B
	KI T1 M1+F	81,13	8	B	8,78	1	A
	KI T1 M2	96,49	1	A	2,34	6	B
	KI T2 M1	96,28	3	A	2,57	4	B
KI T2 M1+F	85,93	6	B	6,34	3	A	
KI T2 M2	96,38	2	A	2,15	7	B	
24.09.02	NI	97,14	5	ABC	1,82	4	BC
	NI + F	95,29	6	BCD	2,68	2	AB
	KI T1 M1	98,31	3	A	1,09	6	C
	KI T1 M1+F	93,24	8	D	3,57	1	A
	KI T1 M2	98,39	2	A	0,93	7	C
	KI T2 M1	97,93	4	AB	1,33	5	BC
KI T2 M1+F	94,71	7	CD	2,61	3	AB	
KI T2 M2	98,93	1	A	0,66	8	C	

01.10.02	NI	96,72	5	ABC	1,86	3	ABC
	NI + F	94,82	7	C	2,72	2	A
	KI T1 M1	98,32	3	AB	0,97	4	BC
	KI T1 M1+F	95,54	6	BC	0,00	5	AB
	KI T1 M2	99,04	2	A	0,00	5	C
	KI T2 M1	98,09	4	AB	0,00	5	BC
08.10.02	NI	97,15	5	CD	1,44	3	B
	NI + F	96,12	6	CD	2,00	2	AB
	KI T1 M1	97,77	4	BC	1,22	4	BC
	KI T1 M1+F	94,09	8	E	0,00	5	A
	KI T1 M2	99,44	2	AB	0,00	5	CD
	KI T2 M1	99,41	3	AB	0,00	5	CD
15.10.02	NI	100,00	1	A	0,00	3	C
	NI + F	94,71	8	C	2,86	1	A
	KI T1 M1	100,00	1	A	0,00	3	C
	KI T1 M1+F	96,50	6	B	0,00	3	B
	KI T1 M2	100,00	1	A	0,00	3	C
	KI T2 M1	100,00	1	A	0,00	3	C
01.10.02	NI	96,72	5	ABC	1,86	3	ABC
	NI + F	94,82	7	C	2,72	2	A
	KI T1 M1	98,32	3	AB	0,97	4	BC
	KI T1 M1+F	95,54	6	BC	0,00	5	AB
	KI T1 M2	99,04	2	A	0,00	5	C
	KI T2 M1	98,09	4	AB	0,00	5	BC
08.10.02	NI	97,15	5	CD	1,44	3	B
	NI + F	96,12	6	CD	2,00	2	AB
	KI T1 M1	97,77	4	BC	1,22	4	BC
	KI T1 M1+F	94,09	8	E	0,00	5	A
	KI T1 M2	99,44	2	AB	0,00	5	CD
	KI T2 M1	99,41	3	AB	0,00	5	CD
15.10.02	NI	100,00	1	A	0,00	3	C
	NI + F	94,71	8	C	2,86	1	A
	KI T1 M1	100,00	1	A	0,00	3	C
	KI T1 M1+F	96,50	6	B	0,00	3	B
	KI T1 M2	100,00	1	A	0,00	3	C
	KI T2 M1	100,00	1	A	0,00	3	C

**Tab. 30:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D.  $_{405nm}$ ) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Datum	Variante	Befalls- wert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
30.07.02	NI	15,44	8	A	0,214	8	A	0,338	8	A
	NI + F	19,01	4	A	0,326	4	A	0,485	5	A
	KI T1 M1	21,97	2	A	0,321	5	A	0,457	7	A
	KI T1 M1+F	18,89	5	A	0,302	7	A	0,459	6	A
	KI T1 M2	23,90	1	A	0,440	1	A	0,605	1	A
	KI T2 M1	17,54	7	A	0,331	3	A	0,509	3	A
06.08.02	NI	25,53	8	A	0,389	8	A	0,595	8	A
	NI + F	33,84	4	A	0,501	6	A	0,746	3	A
	KI T1 M1	34,43	3	A	0,513	4	A	0,767	2	A
	KI T1 M1+F	34,63	2	A	0,523	3	A	0,688	7	A
	KI T1 M2	30,57	6	A	0,510	5	A	0,723	5	A
	KI T2 M1	29,50	7	A	0,524	2	A	0,707	6	A
01.10.02	KI T2 M1+F	31,24	5	A	0,485	7	A	0,730	4	A
	KI T2 M2	36,99	1	A	0,558	1	A	0,911	1	A

13.08.02	NI	41,15	8	A	0,635	7	A	0,896	8	A
	NI + F	46,11	6	A	0,628	8	A	0,897	7	A
	KI T1 M1	58,39	1	A	0,834	1	A	1,195	1	A
	KI T1 M1+F	45,28	7	A	0,638	6	A	0,915	6	A
	KI T1 M2	51,39	2	A	0,794	2	A	1,192	2	A
	KI T2 M1	48,87	5	A	0,746	3	A	1,112	3	A
	KI T2 M1+F	49,16	4	A	0,643	5	A	0,944	5	A
	KI T2 M2	50,59	3	A	0,731	4	A	1,074	4	A
27.08.02	NI	76,82	5	BC	1,481	5	B	2,070	5	B
	NI + F	62,44	7	CD	0,821	8	C	1,134	8	C
	KI T1 M1	91,25	3	AB	2,134	2	A	2,903	2	A
	KI T1 M1+F	60,47	8	D	0,920	7	C	1,237	7	C
	KI T1 M2	92,80	2	A	2,112	3	A	2,827	3	A
	KI T2 M1	91,25	4	AB	2,094	4	A	2,808	4	A
		KI T2 M1+F	63,48	6	CD	1,046	6	C	1,462	6
	KI T2 M2	94,83	1	A	2,298	1	A	3,112	1	A

## Erträge und Fruchtbefall

**Tab. 31:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel / *M. anethi* (Versuchsfeld 2000). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Varianten	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
NI	270,5	7	CD	0,488	2	A	1,844	2	A
NI + F	630,0	1	A	0,073	8	B	0,261	8	B
KI T1 M1	291,8	5	CD	0,407	5	A	1,746	3	A
KI T1 M1+F	493,8	3	ABC	0,103	6	B	0,391	6	B
KI T1 M2	253,3	8	D	0,463	3	A	1,736	5	A
KI T2 M1	290,5	6	CD	0,672	1	A	2,3	1	A
KI T2 M1+F	519,0	2	AB	0,082	7	B	0,367	7	B
KI T2 M2	334,0	4	BCD	0,409	4	A	1,745	4	A

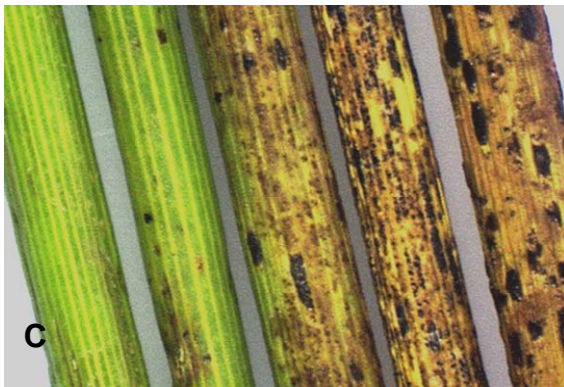


**Tab. 32:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel / *M. anethi* (Versuchsfeld 2001). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Varianten	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
NI	208,1	5	AB	0,285	1	A	1,000	1	A
NI + F	343,1	1	A	0,182	4	ABC	0,548	6	C
KI T1 M1	144,5	9	B	0,181	5	ABC	0,595	4	BC
KI T1 M1+F	223,9	4	AB	0,157	8	BC	0,465	8	C
KI T1 M2	156,3	8	AB	0,171	6	ABC	0,566	5	C
KI T2 M1	156,7	7	AB	0,259	2	AB	0,905	2	AB
KI T2 M1+F	230,6	3	AB	0,167	7	ABC	0,505	7	C
KI T2 M2	191,6	6	AB	0,194	3	ABC	0,719	3	ABC
ISO	296,9	2	AB	0,091	8	C	0,421	8	C

**Tab. 33:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld 2002). Variantenbezeichnung siehe Tab. A1.

Varianten	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA-Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
NI	266,5	5	B	0,31	1	A	1,589	1	A
NI + F	320,3	4	B	0,27	3	A	0,71	8	A
KI T1 M1	223,8	7	B	0,29	2	A	1,37	3	A
KI T1 M1+F	367,5	2	B	0,20	7	A	0,72	7	A
KI T1 M2	206,0	8	B	0,19	8	A	1,05	5	A
KI T2 M1	237,3	6	B	0,23	5	A	1,37	2	A
KI T2 M1+F	353,0	3	B	0,20	6	A	0,51	9	A
KI T2 M2	203,5	9	B	0,23	4	A	1,24	4	A
ISO	746,0	1	A	0,16	9	A	0,80	6	A



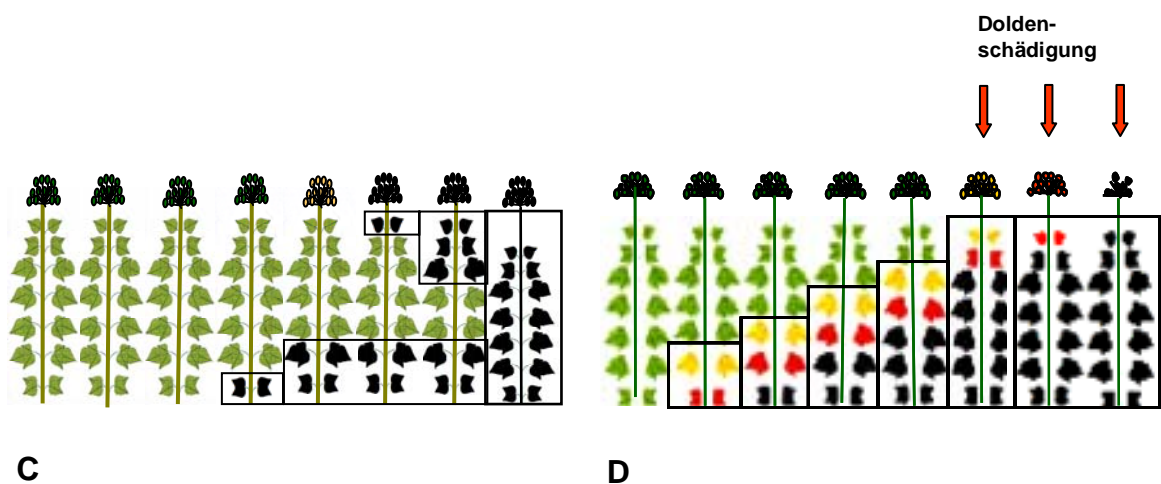
### Inokulationsversuch (Standort Aschersleben)

**A:** Feldanlage Inokulationsversuch mit Maisabgrenzung der Parzelle. Aufnahme Ende Juni zum Zeitpunkt der ersten künstlichen Inokulation mit einer *M. anethi* - Konidiensuspension der Pflanzen (KI T1)

**B:** Inokulationsparzelle (KI T1 M1) zur Blütezeit Mitte August

**C und D:** Übersicht über Schadabstufungen von *M. anethi* – Befall an Doldenstielen und Döldchen von Fenchel (gleiches Entwicklungsstadium)

**E und F:** Befallsunterschiede an Dolden zwischen natürlichem Befall (NI) und nach Fungizidbehandlung (KI T1 M1 + F) mit 'Folicur' (Übersicht E) und in Nahaufnahme (F)



grüne Blätter:	photosynthetisch aktives Blattgewebe
schwarze Blätter:	abgestorbenes Blattgewebe
Gelbe / rote Blätter:	befallene Blätter in unterschiedlichen Befallstadien

### Unterschiede zwischen natürlicher Abreife und vorzeitiger „Befallsabreife“ der Sorte ‘Magnafena‘

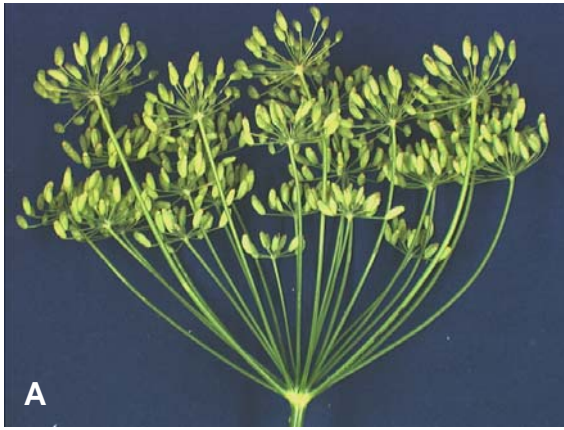
**A:** Pflanze mit gesunden photosynthetisch aktiven Blättern und grünen Dolden aus Isolierungsparzelle (ISO)

**B:** Befallene Pflanze ohne Blätter mit frühreifen Dolden (gleicher Aufnahmezeitpunkt wie Pflanze aus der Isolierungsparzelle)

**C:** Abreifeschema gesunder Pflanzen: alle Blätter bis zur Samenreife vorhanden, erst bei der Abreife langsames Absterben der oberen und unteren Blattetagen, größte Blätter in der Pflanzenmitte bleiben bis zur endgültigen Abreife aller Dolden grün

**D:** Schadverlaufsschema befallener Pflanzen: alle Blätter sterben von der Basis aufsteigend bis zur Spitze kurz nach der Blütezeit ab. Bei einer schnellen Befallsausbreitung kommt es zu Fruchtschädigungen, Kümmerkorn und Fruchtausfällen





**Befalls- und Abreifungsunterschiede an Feldpflanzen der Sorte 'Magnafena' bei Isolierungs- (ISO) und Inokulationsparzellen (KI T1 M1)**

**A und B:** Dolden von Isolierungs- (A) und Inokulationsparzelle (B)

**C und D:** Isolierungs- (volle Belaubung) (C) und Inokulationsparzelle (fast alle Blätter abgestorben, Frühreife)(D) Mitte September

**E und F:** Einzelpflanzen von Isolierungs- (E) und Inokulationsparzelle (F)

### **Kapitel 3:**

Untersuchungen zur Anfälligkeit von Fenchelsorten  
gegenüber *Mycosphaerella anethi*

## 1. Einleitung

Für den Arzneifenchelanbau standen in Deutschland (Stand 2002) drei Sorten zur Verfügung. 'Magnafena', 'Berfena' (Wuchshöhen ca. 120 cm) und der 'Großfrüchtige' (Wuchshöhe ca. 200 cm) (Dehe 1999, Bundessortenamt Informationen 2001). Diese leistungsfähigen Sorten trugen wesentlich zur wirtschaftlichen Produktion, zu einer hochwertigen Drogenqualität und zur Stärkung der Wettbewerbsfähigkeit des heimischen Anbaus bei (Pank et al. 1989).

Die Zuchtziele im deutschen Fenchelanbau konzentrierten sich auf einen hohen Ertrag, eine Abreife im September, einer Wuchshöhe unter 120 cm und einem TKG - Wert von < 4,5 g (für Tee-Aufgussbeutel) bzw. > 7 g (für offene Tees). Der Anteil des ätherischen Öls sollte größer als 6 % sein, der Fenchongehalt 20 % betragen und der Estragolgehalt kleiner als 5 % sein (Pank 1996b, Pank et al. 2000, Pank et al. 2003, Pank und Heine 2002). Die momentan in Deutschland hauptsächlich angebauten Arzneifenchelsorten 'Magnafena' und 'Berfena' sind heute aufgrund ihrer Fruchtgröße nur bedingt für die Technologie der Herstellung von Teeaufgussbeuteln geeignet. Ziel der heutigen Züchtung ist die Schaffung neuer Variabilität durch die Einkreuzung von anderen Fenchelgenotypen zur Erreichung kleinfrüchtiger Sorten unter Erfüllung des Inhaltsstoffspektrums von Arzneifenchel (Pank et al. 2000, Fausten 2002, Bernath et al. 2005).

Durch die Ausrichtung der Sortenzüchtung auf Wuchsmerkmale und Fruchtinhaltsstoffkonzentrationen rückte die Untersuchung der Pflanzen auf Resistenzen gegen Krankheiten und Schädlinge etwas in den Hintergrund des Interesses. Mit der flächenmäßigen Ausweitung des Fenchelanbaus mit neuen Hochleistungssorten nahmen die Probleme mit Krankheiten und Schädlingen sehr stark zu.

Durch das massive Auftreten des Pilzes *Mycosphaerella anethi* waren Ertragsausfälle bis zu 100 % in einigen Jahren keine Seltenheit (Petzoldt 1989, Plescher 1997, Dehe et al. 2003). Der Pilz wird in Deutschland als Ursache für die höchsten Ertragsverluste im Fenchelanbau neben Wanzen (*Lygus*) und Blattläusen (*Carvariella aegopodii* Scop.) verantwortlich gemacht. In Hessen und Thüringen schwankten die Erträge im Jahr 1996 zwischen 0,6 und 11,3 dt/ ha in den Anbaubetrieben (Petzoldt 1989, Plescher 1997, Dehe et al. 2003).

Nach zusammenfassenden Untersuchungen (der Jahre 1977 - 81, 1985 - 90, 1992 - 96) in unterschiedlichen Gebieten kann davon ausgegangen werden, dass durch Krankheiten und Schädlinge 34 % des potentiellen Fenchelertrages in

Deutschland verloren gingen. Als Ursache für die Krankheitszunahme werden Veränderungen des Fenchelanbaus verantwortlich gemacht (Plescher 1997). Fenchel wird fast nur noch einjährig angebaut, überwiegend die Sorten 'Berfena' und 'Magna-fena' (Dubiel et al. 1982, Müller und Pank 1989, Reichardt und Pank 1991 und 1993, Plescher 1997).

Plescher (1997) führt an, dass der insgesamt spätere Erntetermin im einjährigen Anbau, im Gegensatz zum zweijährigen Fenchel, den Erreger *M. anethi* fördert. Der Erreger hätte somit eine längere Entwicklungszeit und der Erstbefall würde in einem früheren Entwicklungsstadium stattfinden als im zweijährigen Anbau. Untersuchungen zur Anfälligkeit, Resistenz und Toleranz der älteren Sorte 'Großfrüchtiger' und der beiden neueren Sorten lagen zu diesem Zeitpunkt nicht vor. Insgesamt wird bemängelt, dass eine Bekämpfungsstrategie für *M. anethi* fehlt, da auch noch keine Untersuchungen zu den biologischen Zusammenhängen im Wirt-Parasit-Umwelt-Verhältnis durchgeführt wurden, die als Voraussetzung für die Ableitung von phytosanitären Maßnahmen notwendig wären. Außerdem fehlten grundlegende Untersuchungen zur Epidemiologie der Anthraknose und zur Schließung der Indikationslücke (Plescher 1997). Die Schäden waren über viele Jahre so hoch, dass der einheimische Fenchelanbau eingestellt werden muss, wenn nicht Möglichkeiten zur Bekämpfung bzw. resistente Herkünfte gefunden werden (Petzoldt 1989, Plescher 1997, Dehe et al. 2003).

### **Entwicklung neuer Sorten**

Die meisten Arten der Arznei- und Gewürzpflanzen befinden sich noch weitestgehend im Wildpflanzenstatus mit einer hohen natürlichen Variabilität (Pank 1996b). Sie wurden zwar seit der vorgeschichtlichen Zeit wild gesammelt, die Züchtungsarbeit gewann aber erst in den letzten 50 - 60 Jahren zunehmend an Bedeutung, da die Arzneimittelgesetzgebung immer höhere Qualitätsmaßstäbe setzte (Franke 1999). Allgemeines Zuchtziel ist daher die Steigerung der pharmazeutischen Wirkung und die Verbesserung der Voraussetzungen für eine wirtschaftliche und umweltschonende Produktion (Franz 1996, Blüthner 1997, Pank und Heine 1998, Franke 1999). Bei Fenchel ist die Entwicklung von Linien mit *Mycosphaerella* - Resistenz zur Sicherung des deutschen Anbaus notwendig geworden (Pank und Heine 1998, Fausten 2002, Pank et al. 2003). Eine vergleichende wissenschaftliche Untersuchung der vorhandenen Sorten sollte für die zukünftige Züchtungsarbeit

erste wichtige Erkenntnisse liefern, um aus Wildpflanzenherkünften geeignete Eltern auslesen zu können.

Für den Produktionsanbau von Arzneifenchel werden heute fast ausschließlich drei Sorten genutzt. Die alte Landsorte '**Großfrüchtiger**' (oder 'Lützner', im Handel bereits vor 1950), ohne Sortenschutz, wurde früher meist in mehrjährigem Anbau mit Stecklingspflanzung genutzt, kann aber auch einjährig im Drillverfahren angebaut werden. Sie ist durch ihren höheren Wuchs deutlich später abreifend und arbeitsintensiver als die neueren Sorten (Pank et al. 1989, Pank und Heine 1998, BSA Informationen 2003). Sie liefert im ersten Anbaujahr einen geringeren Ertrag als bei mehrjähriger Nutzung (Müller und Pank 1989).

Die Sorte '**Berfena**' wurde 1988 (Müller und Pank 1989) und die Sorte '**Magnafena**' 1993 (Herkunft aus dem Pharmazeutischen Werk Halle, Außenstelle Artern) zugelassen. Beide Sorten sind für Drill- bzw. Direktsaaten durch ihre Frühzeitigkeit geeignet, liefern hohe Erträge und sind durch die geringe Wuchshöhe Anfang Oktober erntereif (Reichardt et al. 1990, Pank 1996a).

Das Bundessortenamt führte in den Jahren 1991 und 1992 Sortenversuche mit drei Sorten Körnerfenchel ('Magnafena', 'Berfena', 'Großfrüchtiger') durch. Die beiden neueren Sorten zeigten eine deutlich frühere Abreife als die ältere, überwiegend zweijährig angebaute Sorte. Die Erträge waren dabei deutlich größeren umweltbedingten Schwankungen ausgesetzt als die Inhaltsstoffe, deren Höhe vor allem durch die Sorte beeinflusst wurde (Heine 1993). 'Magnafena' und 'Berfena' werden heute überwiegend im Produktionsanbau genutzt (Pank und Heine 1998, BSA Informationen 2003) und durch die Firma N. L. Chrestensen (Erfurt) vertrieben. Inzwischen wurden zwei neue Fenchelsorten 'Foenimed' (Sortenschutz seit dem 30.12.02) und 'Foenipharm' (Sortenschutz seit dem 15.12.03) zugelassen, die von der Firma Martin Bauer GmbH & Co KG (Vestenbergsgreuth) gezüchtet wurden (BSA Informationen 1999 - 2006). In den Sortenprüfungen des Bundessortenamtes wird 'Fönicia' (Gyogyonoe, Ungarn) genannt (BSA Informationen 2004, 2005, Trautwein 2004).

Bei Arzneifenchel werden nur wenige weitere Sorten in der Literatur erwähnt. Sorten von bitterem Fenchel sollen 'Bornträger' (Deutschland), 'Aboca erbe' (Türkei), 'Sedaherb' und 'Francia Pernod' (Frankreich), 'Scafati' (Italien) und Herkunft 'Antella' (Italien) sein (Anzidei et al. 2000). In einer vom Bundessortenamt Hannover durchgeführten Wertprüfung wurden 'Romanesc' (Rumänien), 'Soroksari', 'Budakalasz' (Ungarn), 'Moravsky' (Tschechien), 'Chumen', 'Feniks' und 'Mesten'



(Bulgarien) erwähnt und einige dieser Sorten getestet (persönliche Mitteilung Bundesortenamt 2001).

Aus Bulgarien stammen die gegen *Cercospora depressa* angeblich resistenten Sorten 'Phenix', 'Gigant' (*Foeniculum officinale* all. var *dulce*) und 'Pomorie' (Raev et al. 1982). In Frankreich wurde nach Versuchen mit Colchizin-Behandlungen ein tetraploider Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill. subsp. *capillaceum* (Gilib.) Holmboe var. *vulgare* (Miller) Thellung)) isoliert (Hunault 1997). Die Möglichkeit des Einsatzes von Gewebekultur zur Züchtung neuer Fenchelsorten wird erwähnt (Theiler-Hedtrich und Kägi 1991).

In den traditionellen Anbauländern von Fenchel wird wenig Züchtungsforschung betrieben (Demarest 1978, Bernath et al. 1996, Franz 1996). In den indischen Forschungszentren wird neben der Lösung von Anbauproblemen auch an der Entwicklung neuer Sorten gearbeitet (Buntain und Chung 1994, Sharma und Prasad 1998, Amin 1999, Patel et al. 2000, Amin und Patel 2001, Gupta 2001, Mohan et al. 2001, Ravindran et al. 2001, Singh et al. 2001, Yadav und Khurana 2001, Vijay und Malhotra 2001, Batra et al. 2002, Dashora et al. 2002, Kallapurackal und Ravindran 2002, Kandil et al. 2002, Kumar et al. 2002, Sadhu et al. 2002, Singh und Mittal 2002, Yadav et al. 2002, Ashorabadi et al. 2003, Dashora et al. 2003, Patel et al. 2003, Singh et al. 2003, Singh und Mittal 2003, Singh und Sastry 2003, Bowes und Zheljazkov 2004, Mohamed und Abdu 2004, Pratap et al. 2004, Singh et al. 2004, Amin 2005, Amin et al. 2005, Bhunia et al. 2005, Carrubba et al. 2005, Rajput et al. 2005, Raouffard und Omidbaigi 2005, Omidbaigi et al. 2006).

### **Doldenerkrankungen**

Bei dem Schadbild handelt es sich um eine Blatt- und Stängelanthraknose, verursacht durch einen Ascomyceten mit der aktuell gültigen Bezeichnung *Mycosphaerella anethi* Petr. (anamorph *Passalora punctum* (Delacr.) Petzoldt) (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989 und 1990, Holliday 1998).

Für den Erreger existieren in der Literatur sowohl für das imperfekte oder konidiale Stadium, das im Sommer für die Verbreitung und das epidemiologische Entwicklungspotenzial verantwortlich ist, als auch für das perfekte Stadium viele historisch begründete oder zuordnungsbedingte Synonyme. Der Erreger wird sehr häufig als *Cercosporidium punctum*, *Cercospora foeniculi* oder *Ramularia foeniculi* bezeichnet (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989 und 1990). Der Erreger der Blatt- und Stängelanthraknose des Fenchels wird heute taxonomisch in die *Loculoasco-*

*mycetidae*, *Dothidiales*, *Mycosphaerellaceae* eingeordnet (Brandenburger 1985, Petzoldt 1989 und 1990, Holliday 1998).

In der vorliegenden Arbeit wird die nach Holliday (1998) gültige Bezeichnung *Mycospharella anethi* Petr., mit dem anamorphen Stadium *Passalora punctum* Delacr., verwendet. Da der Name *Passalora punctum* für das konidiale Stadium in der internationalen Literatur völlig unbekannt ist, wurde ausschließlich der Name *M. anethi* verwendet, was botanisch nicht korrekt ist, die folgende Versuchsbeschreibungen aber leichter lesbar machen soll.

### **Schadbild**

*M. anethi* ist erst im Spätsommer zum Blühzeitpunkt des Fenchels an den untersten Blättern zu finden. In dieser Phase erscheinen an den Blättern zahlreiche Konidienlager. Der Befall führt zunächst zu einem beschleunigten etagenweisen Absterben der Blätter und geht später auf die Dolden über. Die hohen Ertragsausfälle werden durch eine Verminderung der Photosyntheseleistung durch Blattverluste und direkte Gewebeerstörung während der Fruchtbildung verursacht (Petzoldt 1989, 1990, Taubenrauch et al. 2001). Der Fruchtbefall führte in einigen Jahren zu Verkrüppelungen, Deformierungen und Ausfall der unreifen Früchte. In Jahren mit niedrigerem Befallsniveau war nur ein geringer Konidienbesatz an den Früchten zu erkennen (Petzoldt 1989, 1990, Taubenrauch et al. 2001, Dehe et al. 2003). Durch das Einwachsen des Mycel in das Gewebe erfolgt eine latente Infektion des Keimlings. Der Erreger ist möglicherweise samenübertragbar, bildet aber über eine Dauer von Monaten keine Symptome oder Wuchsveränderungen an latent infizierten Pflanzen. Das Mycelwachstum findet in den äußeren Epidermisschichten statt, wo bei Fenchel größere natürliche Zwischenräume existieren. Erst die zahlreichen reifen Konidienlager durchbrechen die Epidermis. Das Wachstum im Gewebeinneren schädigt die Pflanze nicht bevor die epidemische Phase beginnt, da es sich um einen ökologisch biotrophen Erreger mit einer Latenzzeit von bis zu 4 Monaten handelt. Die Inkubationszeit beträgt bei künstlichen Inokulationen ca. 20 - 30 Tage (Petzoldt 1989, 1990 und mündliche Aussage 1999, Taubenrauch et al. 2001).

*M. anethi* schädigt neben Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) auch Knollenfenchel (*Foeniculum vulgare* ssp. *vulgare* var. *azoricum* L.) und Dill (*Anethum graveolens*) (Sisto 1983, Petzoldt 1989, 1990, Varvaro et al. 1998, Koch et al. 2002, Krauthausen und Kreiselmair 2002).

**Forschungsziele**

Bei Beginn der wissenschaftlichen Untersuchung waren in der Literatur keine Hinweise zur Anfälligkeit von Sorten gegenüber *M. anethi* zu finden. Es existierten auch keine vergleichenden Beobachtungen zum Befallsverlauf des Erregers an Pflanzen mit unterschiedlichem Wuchshabitus und Abreifezeitpunkt. Der Pilzbefall wurde bisher nicht unter Versuchsbedingungen an Sorten quantitativ erfasst und mit dem Ertrag in Beziehung gesetzt. Durch Feldtestungen an zwei Standorten unter natürlichen Witterungsbedingungen sollte der Befallsverlauf an unterschiedlichen Sorten und Herkünften bonitiert werden, um Hinweise auf Anfälligkeitsunterschiede bzw. Resistenzen zu erhalten. Zusätzlich wurden die Wuchsmerkmale (Anzahl und Größe der Blätter) erfasst und der Ertrag parzellenweise ermittelt. Die Ergebnisse sollten zur Auswahl neuer Kreuzungseltern für die Resistenzzüchtung genutzt werden, um den deutschen Fenchelanbau zukünftig wieder rentabel zu machen.

## 2. Material und Methoden

### 2.1 Sorten

Die Resistenztestungen während der Forschungslaufzeit sollten mit 10 Fenchelsorten durchgeführt werden. Leider waren nur die Sorten 'Großfrüchtiger', 'Magnafena', 'Berfena', 'Budakalaszí', 'Moravskij' und 'Soroksari' im Handel verfügbar, alle anderen in der Literatur erwähnten Sorten waren über ausländische Saatgutfirmen, auch in geringen Mengen, nicht erhältlich.

Auf dem Versuchsfeld der BAZ Aschersleben (2000 - 2002) und Quedlinburg (2001 und 2002) wurden insgesamt 10 Fenchelsorten bzw. -akzessionen angebaut und auf ihre Anfälligkeit gegenüber *M. anethi* getestet.

**Tab. 1:** Übersicht über die Sortentestungen zur Anfälligkeitserfassung gegenüber *M. anethi* in den Jahren 2000 - 2002 an den Standorten BAZ Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB).

Sortentestung		
2000	2001	2002
Standort ASL	Standort ASL und QLB	Standort ASL und QLB
'Berfena'	'Berfena'	'Berfena'
'Budakalaszí'	'Budakalaszí'	'Budakalaszí'
'Bulgare'	'Bulgare'	
'Frankreich'	'Frankreich'	
'Großfrüchtiger' PS	'Großfrüchtiger' PS	
'Großfrüchtiger' NLC	'Großfrüchtiger' NLC	
'Magnafena' NLC	'Magnafena' NLC	
'Soroksari'	'Soroksari'	'Soroksari'
'Moravskij'	'Moravskij'	'Moravskij'
	'Magnafena' LVA	'Magnafena' LVA
'Florence'		

Es handelte sich um die Sorten '**Magnafena**' (zwei unterschiedliche Vermehrungen: Lehr- und Versuchsanstalt für Gartenbau Bernburg-Strenzfeld (Abkürzung LVG) und N. L. Chrestensen Erfurter Pflanzen- und Samenzucht GmbH (Abkürzung NLC)), '**Berfena**' (N. L. Chrestensen Erfurter Pflanzen- und Samenzucht GmbH), '**Großfrüchtiger**' (aus zwei unterschiedlichen Vermehrungen: Pharmasaat Artern GmbH (Abkürzung PS) und N. L. Chrestensen Erfurter Pflanzen- und

Samenzucht GmbH (Abkürzung NLC), 'Budakalaszzi', 'Soroksari' (beide Ungarn), 'Moravskij' (Tschechien) und 'Florence' (Niederlande), ein Knollenfenchel. Von der BAZ Quedlinburg wurden die Akzessionen 'Frankreich' und 'Bulgare' zur Verfügung gestellt. Bis auf die Akzession 'Bulgare', ein süßer Fenchel (*Foeniculum vulgare* var. *dulce*), und die Sorte 'Florence', ein Knollenfenchel, handelte es sich um bitteren Fenchel (*Foeniculum vulgare* ssp. *vulgare* var. *vulgare*).

Leider konnten nicht alle Sorten dreimalig angebaut werden, da Saatgut nicht in ausreichender Menge zur Verfügung stand (Tab. 1). Die Sorten 'Magnafena', 'Berfena', 'Budakalaszzi', 'Moravskij' und 'Soroksari' wurden in allen drei Jahren angebaut und bonitiert. Der Krankheitsverlauf von *M. anethi* wurde in Aschersleben über drei und in Quedlinburg über zwei Jahre unter Feldbedingungen erfasst.

## 2.2 Feldanlage und Versuchsdurchführung

Die Sortenversuche wurden an beiden Standorten (ca. 25 km Entfernung) mit der gleichen Versuchsanlage und identischem Saatgut durchgeführt. Bei dem Anbau für die Einzelpflanzenbonitur handelte sich um eine Blockanlage (randomisierte Prüfgliedverteilung) mit drei Wiederholungen.

**Tab. 2:** Übersicht über die Aussaat- und Erntetermine und den Boniturzeitraum der Sortenversuche an den Standorten BAZ Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB).

Versuchsjahr und Standort	Aussaattermin	Inokulation	Erntetermine	Boniturzeitraum
2000 ASL	06.04.00	—	20.11. + 03.12.00	15.08.00 – 25.10.00
2001 ASL	11.04.01	17.07.01	13.11.01	02.08.01 – 18.10.01
2001 QLB	10.04.01	25.07.01	12.11.01	09.08.01 – 01.11.01
2002 ASL	28.03.02	04.07.02	10.11.02	01.08.02 – 17.10.02
2002 QLB	25.03.02	05.07.02	28.10.02	05.08.02 – 07.10.02

Die einzelnen Parzellen bestanden aus je 25 Pflanzen (5 x 5), der Reihenabstand und der Abstand zwischen den Pflanzen betrug 60 cm. Die Aussaat erfolgte zwischen Ende März und Anfang April je nach Bodenzustand mit einem Sästock (Tab. 2). Die Vereinzlung der Pflanzen wurde Ende Mai durchgeführt. Da die Pflanzen zum Lager neigen, wurden die Einzelparzellen mit jeweils 3 Schnüren umzäunt.

Die Parzellen wurden in den Jahren 2001 und 2002 mit einer wässrigen Konidien-suspension (ca. 2,5 - 2,9 \* 10<sup>5</sup> Konidien/ ml) von *M. anethi* künstlich inokuliert (am

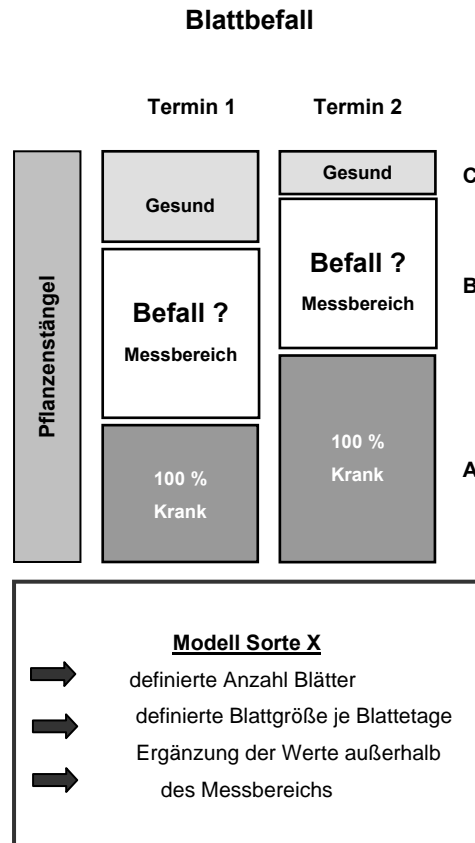
20.06.01 und 04.07.02). Zur Gewinnung der benötigten größeren Mengen von Inokulummaterial wurde stark befallenes Blattmaterial aus zweijährigen Feldbeständen gepflückt, luftgetrocknet und eine wässrige Konidienabschwemmung hergestellt. Die Suspension wurde durch Aufsprühen auf die Blätter der Einzelpflanzen ausgebracht. Es erfolgte keine Abdeckung der inokulierten Pflanzen. Die ersten Befallssymptome erschienen erst Ende Juli, bei Blühbeginn der fast ausgewachsenen Pflanzen, an den untersten Blättern.

## 2.3 Befallserfassung

Für eine Aussage über die Anfälligkeit verschiedener Fenchelsorten war die genaue Erfassung von Befallsintensitäten notwendig. Eine präzise visuelle Befallsabschätzung war durch die sehr feine Blattfiederung des Fenchels (Durchmesser der Einzelfiedern  $< 1$  mm) mit ungleichmäßiger Befallsverteilung, einer schwankenden Blattgröße der untersuchten Sorten und einer geringen Symptomausprägung nicht durchführbar.

Für die Beurteilung des *M. anethi* - Befalls an Pflanzen existierten bei Projektbeginn nur zwei unbefriedigende Boniturmethode. Petzoldt (1989) verwendete eine beschreibende Befallsbonitur mit ursprünglich 5 Einstufungen, die von ersten Blattsymptomen bis über stark befallene Dolden mit Fruchtausfall reichte. Für eine präzise Feldbonitur von Sorten bzw. zu einem Vergleich sehr unterschiedlicher Wuchstypen war dieses Schema allerdings nicht geeignet, weil es nur die Befallsymptome der Pflanze beschrieb aber keine mengenmäßige Erfassung erlaubte (Wuchstypen der Sorten siehe Bildanhang 1). Von den Pflanzenschutzämtern wird der prozentuale Blatt-, Stängel-, Dolden- und Fruchtbefall stichprobenmäßig im Bestand geschätzt. Es können sich dadurch je nach Mitarbeiter unterschiedliche Einschätzungen ergeben. Das sicherste Kriterium waren bei Lückenindikationsversuchen vergleichende Ertragsuntersuchungen.

Aus diesem Grund musste eine einheitliche Boniturmethode entwickelt werden, die die sehr kleinen Blattsymptome erfasste und bei stark schwankenden Blattgrößen eine objektive Aussage ermöglichte. Da die Fenchelpflanzen eine Wuchshöhe zwischen 1,50 - und 2,20 m mit bis zu 16 Blättern am Haupttrieb aufweisen und die Befallsentwicklung über einen Zeitraum von 12 Wochen an zwei Standorten erfasst werden sollte, konnten nicht alle vorhandenen Blätter bonitiert werden. Der Befallsverlauf von *M. anethi* an der Pflanze vollzieht sich nach einem eindeutigen Schema, in dem drei charakteristische Befallszonen existieren.



**Sorte X (z. B. 'Soroksari')** (hochwüchsig, 16 Blätter am Haupttrieb)

**Abb. 1:** Schema der drei Blattbefallszonen von *M. anethi* an zwei Boniturterminen (Termin 1 und Termin 2) an der Sorte X: **A)** unterer Stängelbereich mit braunen, abgestorbenen Blättern, starker Befall von *M. anethi* **B)** Messbereich mit 3 - 5 Blättern mit unterschiedlichen Blattfärbungen und Befallsgrad, **C)** oberer Stängelbereich mit grünen, 'unbefallenen' Blättern

Die befallenen Blätter sterben unter dem Befall von unten nach oben aufsteigend ab, verbleiben aber am Stängel und können über längere Zeit Konidien entlassen. Die untere Zone kann als 100 % abgestorben betrachtet werden. Die oberen Blatttagen sind symptomlos und können als gesund, d. h. 0 % Befall, verrechnet werden. Die Befallserfassung konzentrierte sich auf die mittlere Zone, wo 3 - 5 Blätter unterschiedliche Absterbestadien und Befallsausprägungen aufwiesen. In dieser Zone war eine präzise wöchentliche Befallsermittlung notwendig.

Durch die Besonderheiten des Befallsverlaufs an der Pflanze und die sehr stark schwankenden Sorteneigenschaften waren für die Verrechnung der Messwerte einige Modellannahmen notwendig (Abb. 1).

Für die Einordnung der drei Befallszonen am Haupttrieb wurde zuerst die durchschnittlich gebildete Blattanzahl der jeweiligen Sorte ermittelt. Braune abgestorbene Blätter mit starkem Befall im unteren Bereich des Haupttriebes wurden immer mit 100 % Befall bonitiert. Im mittleren Bereich zeigten die Blätter unterschiedliche Befallswerte, die einzeln ermittelt werden mussten. Im oberen Stängelbereich waren die Blätter befallsfrei, d. h. 0 % Befall. Die einzelnen Befallsbereiche verschoben sich von Boniturtermin zu Boniturtermin an den Pflanzen (Termin 1 und 2 usw.). Für jede Sorte wurde ein eigenes Modellschema entwickelt, in dem die Blattanzahl festgelegt und die wöchentlichen Befallsmesswerte (weißer Bereich Abb. 1) und die Ergänzungen (hellgrauer und dunkelgrauer Bereich) eingetragen wurden.

### 2.3.1 Scannerbonitur

Zur Präzisierung der Sichtbonitur der Blätter wurde für die Auswertung der Feldversuche die Bildanalysesoftware 'BAfix' (GTA-Sensorik, Neubrandenburg) eingesetzt. Bei den wöchentlichen Probenahmen wurden 3 - 5 Einzelblätter pro Pflanze (6 Pflanzen pro Sorte und Boniturtermin) in definierten Blattetagen des Haupttriebs gepflückt und eingescannt. Die Blattgröße und die Befallsfläche wurden durch eine symptomspezifische Farbprofilauswertung erfasst. Anhand der Zuordnung der einzelnen Pixelfarbwerte des eingescannten Bildes wurde zunächst die Blattfläche ermittelt. Zusätzlich erfolgte eine Aufteilung der Gesamtfläche des Blattes in gesunde und befallene prozentuale Anteile (siehe Methodenanhang). Die Auswertung der gepflückten Einzelblätter (kühle Lagerung!) musste innerhalb von 1 - 2 Tagen erfolgen, um exakte Werte zu erhalten.

### 2.3.2 PTA-ELISA

Die Blattproben wurden nach dem Scannen im plate trapped (PTA)-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren (IgG-K, IgG-M) getestet. Das IgG-M ist aus Mycel-extrakt (Agarkultur) und das IgG-K aus Konidien (Freilandmaterial) des Erregers hervorgegangen (Anfertigung im Labor von Dr. F. Rabenstein, BAZ Aschersleben). Mit Hilfe der Antiseren sollten das Mycel im Blattgewebe sowie die gebildete Konidienmenge erfasst werden, um Hinweise auf mögliche Anfälligkeitsunterschiede zwischen den Sorten und das Vermehrungspotenzial des Pilzes zu erhalten. Bis zur Untersuchung wurden die Blätter in einer Kühltruhe (-18 °C) gelagert, so dass die Testung zeitversetzt möglich war. Für die Testung wurde der Pflanzen-



saft mit einer Walzenspresse aus dem gesamten Blatt gepresst. Pro Pflanze und Termin wurden 3 - 5 Blätter (6 Pflanzen pro Sorte) getestet. Der exakte Testablauf des PTA-ELISA ist im Methodenanhang zu finden. Durch die unterschiedlichen Blattgrößen waren die serologischen Untersuchungen nur bis zur Mitte der Boniturzeit möglich, da die oberen Blätter keine ausreichenden Pflanzensaftmengen lieferten, um die Testung durchführen zu können.

## 2.4 Verrechnung der Boniturdaten

Für die Verrechnung der Boniturdaten aus der Scannerbonitur und der serologischen Untersuchung wurden zunächst die Blattanzahlen des Haupttriebs für jede der angebauten Sorten ermittelt. Aus der Anzahl wurde ein Modellpflanzenschema entwickelt, in welches die erfassten Bonitурwerte in der ursprünglichen Blattetage für jeden Boniturtermin eingetragen werden konnte (MS Excel Tabelle).

### 2.4.1 Scannerbonitурwerte

Da bei der Scannerbonitur auch die exakte Blattgröße (in  $\text{cm}^2$ ) erfasst wurde, konnten nach Abschluss der Bonituren (d. h. dem Absterben aller Blätter des Haupttriebs) für jede Sorte, jedes Jahr und jeden Standort die ursprünglichen Blattgrößen je Blattetage (durch Mittelwertbildung) getrennt ermittelt werden. Auf diese Weise entstand eine Modellpflanze für die jeweilige Sorte am jeweiligen Standort. An jedem Boniturtermin wurden die ermittelten Befallswerte mit den Blattgrößen der Modellpflanze ergänzt, so dass für jeden Termin 6 vollständige Pflanzen pro Sorte für die Verrechnung zur Verfügung standen. Bei der Scannerbefallserfassung wurde der exakte Wert von 100 % befallener Blattfläche nicht erreicht, sondern nur 98 %. Aus diesem Grund wurden die erfassten Werte vor der Weiterverrechnung transformiert. Für jede Pflanze wurde die Befallsstärke pro Pflanze mit der Formel (1) ermittelt. Die Befallswerte wurden als Mittelwert der gesamten Pflanze für jede Sorte pro Termin errechnet.

Die Gompertz- und die logistischen Funktion wurden an die beobachteten Befallskurven mit nichtlinearer Regression angepasst. Die jeweiligen Raten sind ein Maß für die Geschwindigkeit der Epidemien. Die Gompertz-Funktion (Formel 2) lieferte in den meisten Fällen eine bessere Anpassung als die logistische Funktion.

Um den Befallsverlauf über die gesamte Boniturzeit von ca. 12 Wochen vergleichen zu können, wurde aus den Einzelwerten die Fläche unter der Befallskurve (AUDPC) mit der Formel (3) verrechnet.

$$(1) \quad \overline{BS} = \frac{\sum_{i=1}^n (BS_i * F_i)}{\sum_{i=1}^n F_i}$$

$\overline{BS}$  = Befallsstärke der Pflanze

$BS_i$  = Befallsstärke des i – ten Blattes

$F_i$  = Blattfläche des i – ten Blattes

$n$  = Blattanzahl

$$(2) \quad y(t) = 100 * \exp \left[ - \exp(-a) * \exp(-r * t) \right]$$

$y(t)$  = Befallsintensität (0 – 100 %) zum Zeitpunkt  $t$

$\exp$  = Exponentialfunktion

$a = -\ln(-\ln(y_0))$  transformierte Befallsintensität  $y_0$  zur Zeit  $t = 0$

$r$  = Wachstumsrate der Gompertz-Funktion

$t$  = Zeit (in Tagen)

$$(3) \quad AUDPC = \sum_{j=1}^{m-1} \left( \frac{\overline{BS}_j + \overline{BS}_{j+1}}{2} \right) (t_{j+1} - t_j)$$

$\overline{BS}_j$  = Befallsstärke der Pflanze am j – ten Termin

$m$  = Anzahl der Boniturtermine

$t_j$  = Boniturtermine (Abstand 7 Tage)

$$(4) \quad AULAPC = \sum_{j=1}^{m-1} \left( \frac{\overline{FP}_j + \overline{FP}_{j+1}}{2} \right) (t_{j+1} - t_j)$$

$\overline{FP}_j$  = Fläche der Pflanze am j – ten Termin

$m$  = Anzahl der Boniturtermine

$t_j$  = Boniturtermine (Abstand 7 Tage)

Die Blattflächenwerte waren durch das Einscannen aller Blätter ebenfalls erfasst worden. Der Blattflächenwert wurden als Kombination der ermittelten Daten und

der ergänzten Modellwerte als Pflanzenmittelwerte verrechnet, d. h. es entstand ein gemittelter Blattflächenwert  $\overline{FP}$  über alle vorhandenen Blätter einer Pflanze an jedem Boniturtermin. Ein Vergleich der Blattflächentwicklung erfolgte mit der Formel (4) für die Fläche unter der Blattflächenkurve (AULAPC).

#### 2.4.2 PTA-ELISA Datenverrechnung

Die mit dem ELISA-Reader ermittelten Extinktionswerte (O.D.  $_{405nm}$ ) wurden in ein identisches Modellsystem wie bei der Scannerboniturverrechnung eingetragen. Die Modellbildung war ebenfalls an die Blattanzahl gebunden und wurde mit Modellwerten ergänzt. Für den befallenen Bereich (abgestorbene Blätter) wurde für IgG-K ein Wert von O.D.  $_{405nm} = 3,0$  und für IgG-M ein Wert von O.D.  $_{405nm} = 4,0$  eingesetzt. Diese Werte waren die Höchstwerte der jeweiligen Messung, die bei Totalbefall in diesem Pathosystem gemessen wurden. Sie wurden nur erreicht, wenn die ausgetrockneten Blätter vor der Testung in Phosphat gepufferter Saline (PBS) eingeweicht wurden, um überhaupt Saft mit einer Walzenpresse gewinnen zu können. Für die oberen, unbefallenen Blätter wurde der Wert 0 ergänzt. Die Verrechnung erfolgte durch Mittelwertbildung für jede Einzelpflanze (6 Wiederholungen).

#### 2.4.3 Statistische Analyse

Der Korrelationskoeffizient der Pflanzenbefallswerte der einzelnen Varianten, die Standardabweichungen und die Rangvarianzen wurden mit MS Excel berechnet. Die Varianzanalyse erfolgte mit dem Programm SAS System Release 6.12 (siehe Methodenanhang nach Sorte, Wiederholung und Befallswert). Zur Ermittlung signifikanter Befallsunterschiede wurde der Tukey Grouping Test verwendet.

### **2.5 Erträge und Fruchtbefall**

Bei Doldenabreife (Braunverfärbung) der Pflanzen zwischen Mitte November und Anfang Dezember (siehe Tab. 2) wurden 9 Pflanzen je Parzelle (ohne Randpflanzen) geerntet. Die Abreife wurde in einigen Jahren (z. B. 2002 Standort Quedlinburg) durch Frost beschleunigt, was zu einer sofortigen Ernte führte.

Die Pflanzen wurden von Hand in einer Höhe von ca. 0,4 m (Höhe des Doldenhorizonts) über dem Boden abgeschnitten und aufrecht stehend in Papiersäcken bei 20 °C nachgetrocknet. Der Drusch erfolgte als Mischprobe einer Parzelle. Das Erntegut wurde gereinigt und das Tausendkorngewicht (TKG) im Labor ermittelt.

Der Fruchtbefall wurde an je 1 g Saatgut (3 Wiederholungen) im PTA-ELISA mit zwei polyklonalen Antiseren (IgG-K, IgG-M) getestet. Mit Hilfe der Antiseren sollten das Mycel an der Fruchtoberfläche sowie die gebildete Konidienmenge erfasst werden. Für die Testung wurden die Früchte gemörsert und in Pufferlösung vorgequollen (Testablauf des PTA-ELISA im Methodenanhang).

### 3. Ergebnisse

#### 3.1 Sortenversuch Aschersleben 2000

##### 3.1.1 Blattflächendynamik

Die angebauten Sorten unterschieden sich sehr stark in der Anzahl der gebildeten Blätter und Blattflächen (siehe Bildanhang 1, folgende Seite). Die Ausgangsbio-masse vor Beginn des Befallsverlaufs von *M. anethi* Anfang August war dementsprechend unterschiedlich.

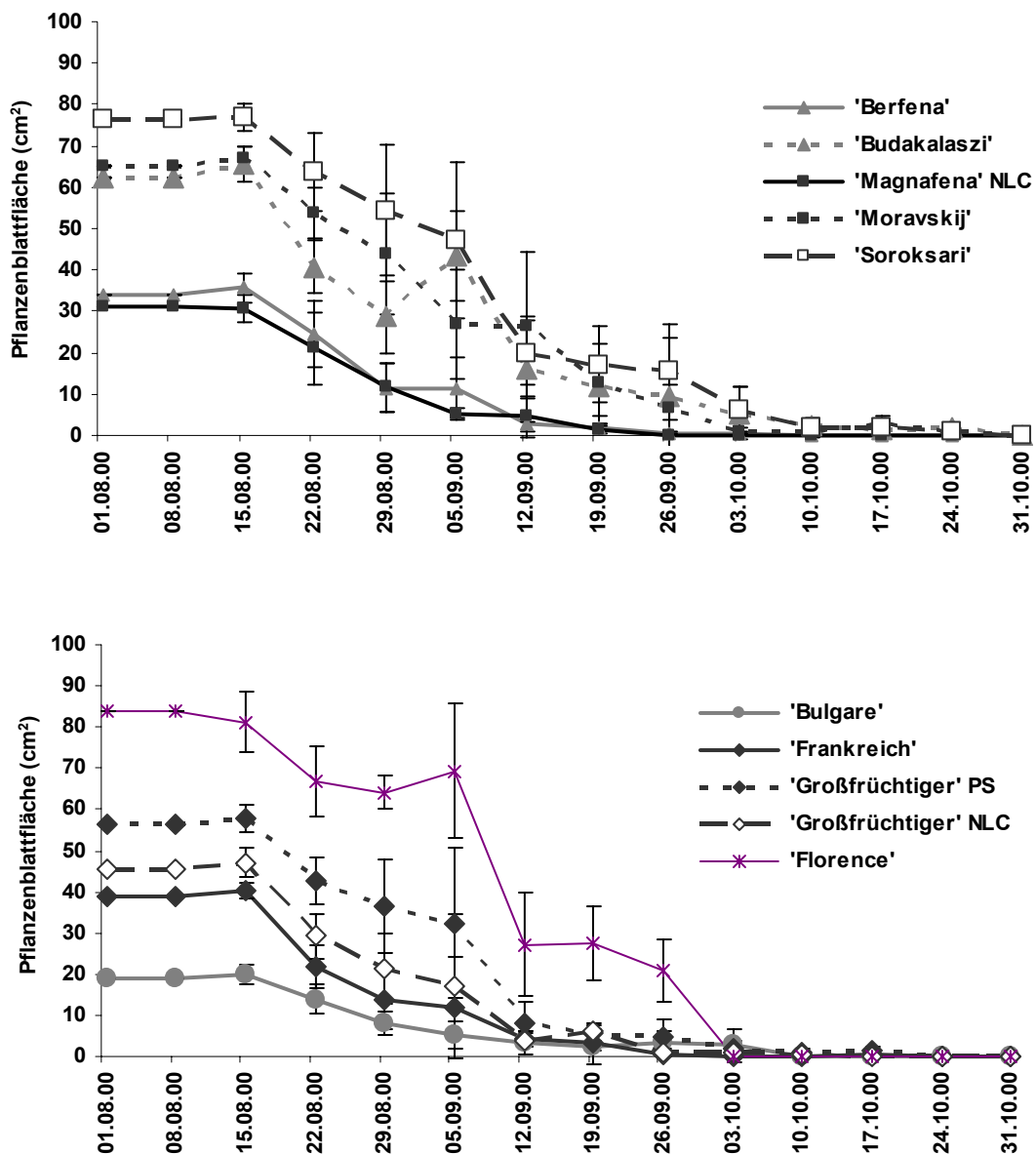


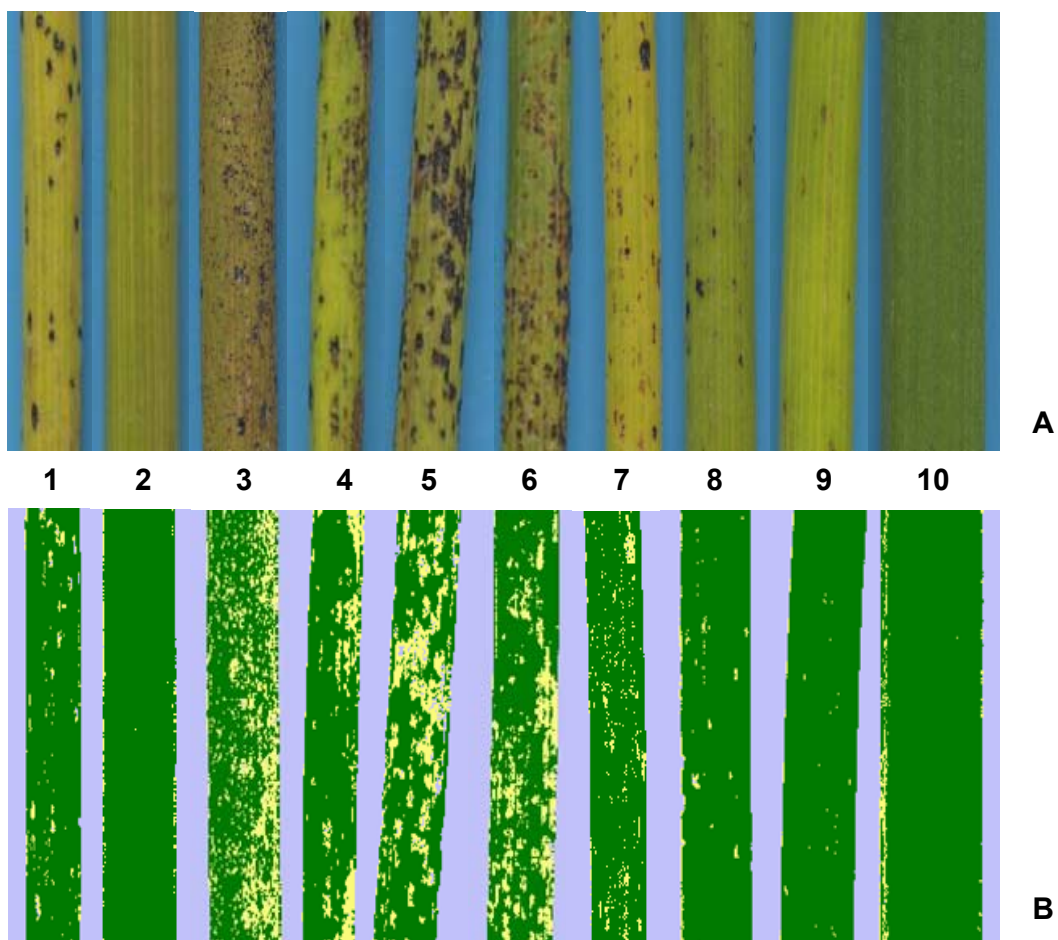
Abb. 2: Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 10 Sorten des Feldversuchs (ASL 2000).



**Sortenversuchspflanzen der Jahre 2000 – 2002**

**A:** ‚Berfena‘; **B:** ‚Budakalazsi‘; **C:** ‚Bulgare‘; **D:** ‚Frankreich‘; **E:** ‚Großfrüchtiger‘ NLC;  
**F:** ‚Großfrüchtiger‘ LVA; **G:** ‚Magnafena‘; **H:** ‚Soroksari‘; **I:** ‚Moravsky‘  
Aufnahme zum gleichen Zeitpunkt (Mitte August 2000), Fotos von C. Gieseke

## Sortenversuchspflanzen 2000 - 2002



***M. anethi* - Befall** an Doldenstielen der 10 Sorten in der ersten Abreifungsphase (Grünreife der Samen) Sortenreihenfolge siehe Tabelle  
Befallsauswertung mit Farbprofilsoftware ‚BAfix‘ (GTA - Sensorik)

**A: Ansicht der eingescannten Doldenstiele auf blauer Folie**

**B: Ansicht nach der Befallsauswertung (Kontrollbild)**

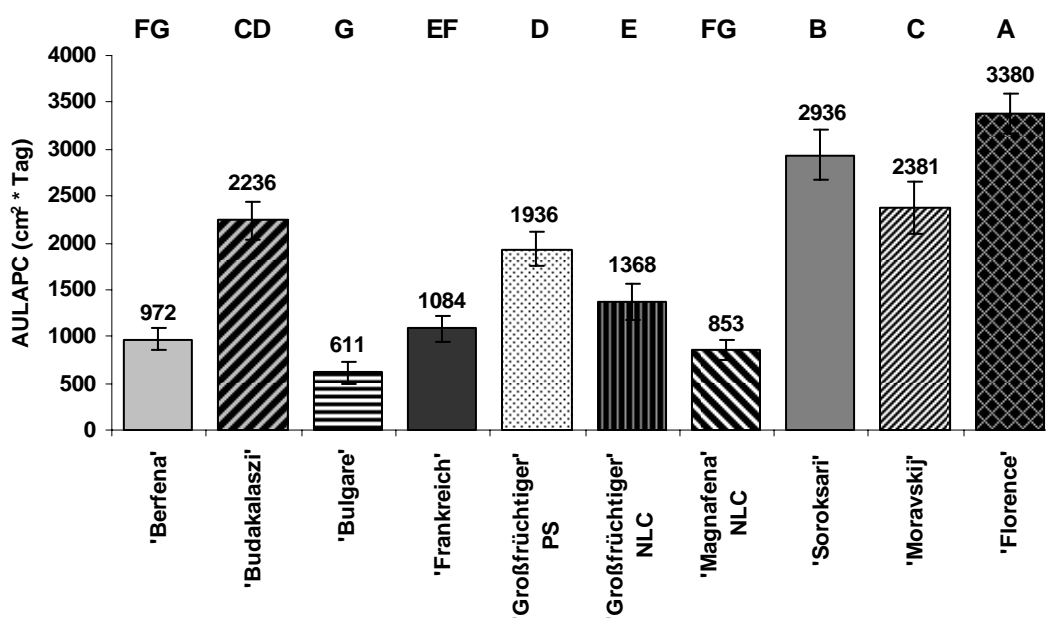
Gelbe Bereiche = Befall mit *M. anethi*

Grüne Bereiche = gesundes Pflanzengewebe

<b><i>M. anethi</i> - Befallsauswertung von Doldenstielen der 10 Sorten mit Farbprofilsoftware ‚BAfix‘</b>			
1 = ‚Berfena‘	(9,6 % Befall)	6 = ‚Großfrüchtiger‘ NLC	(24,8 % Befall)
2 = ‚Budakalaszı‘	(1,3 % Befall)	7 = ‚Magnafena‘ NLC	(5,8 % Befall)
3 = ‚Bulgare‘	(21,9 % Befall)	8 = ‚Soroksari‘	(2,1 % Befall)
4 = ‚Frankreich‘	(16,3 % Befall)	9 = ‚Moravsky‘	(1,7 % Befall)
5 = ‚Großfrüchtiger‘ PS	(20,9 % Befall)	10 = ‚Magnafena‘ LVA	(2,6 % Befall)



Zur Untersuchung der Blattflächendynamik über die Boniturzeit wurden von allen Blättern einer Pflanze die Blattflächen erfasst und Mittelwerte gebildet (Abb. 2). In der epidemischen Phase des Erregers beeinflussten die genetisch vorgegebenen Sorteneigenschaften den weiteren Befallsverlauf. Die Biomasse (Gesamtblattfläche der Pflanze) wurde unterschiedlich schnell reduziert. Bei der Verrechnung der Blattflächenwerte über die Boniturzeit (AULAPC) (Abb. 3) wurde die Auswirkung auf die Pflanze deutlich. 'Magnafena' und 'Berfena' hatten über die Boniturzeit signifikant weniger Blattmasse für die Ertragsbildung zur Verfügung (AULAPC = 853 und 972  $\text{cm}^2 \cdot \text{Tag}$ ) als 'Moravskij', 'Budakalaszki' und 'Soroksari' (AULAPC = 2236, 2381, 2936  $\text{cm}^2 \cdot \text{Tag}$ ). Den höchsten Wert wies die Knollenfenchelsorte 'Florence' auf, die sehr große Blätter nach dem Schossen ausbildete.

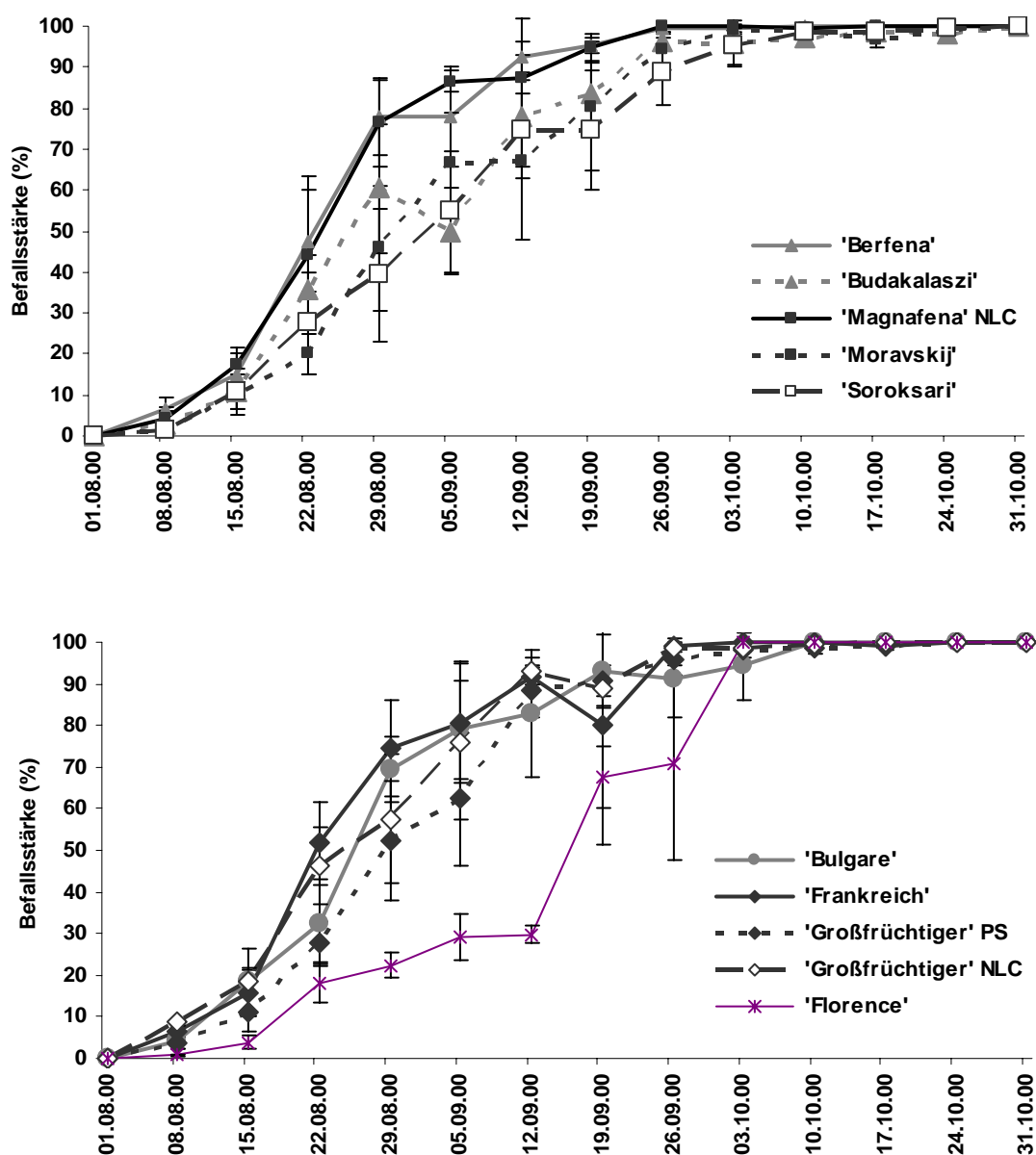


**Abb. 3:** Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000).

### 3.1.2 Befallsentwicklung

Beim Vergleich der Befallskurven (Abb. 4) wird eine deutliche Spreizung der monoton ansteigenden Kurven zwischen den geprüften Sorten ab dem zweiten Boniturtermin (Mitte August) sichtbar, die sich zunächst weiter vergrößert und sich dann ab Mitte September wieder verringert. Die Knollenfenchelsorte 'Florence' unterschied sich von den anderen Sorten durch eine langsamere Befallsentwicklung, was sich auch an Befall der Doldenstiele zeigte (siehe Bildanhang 2).



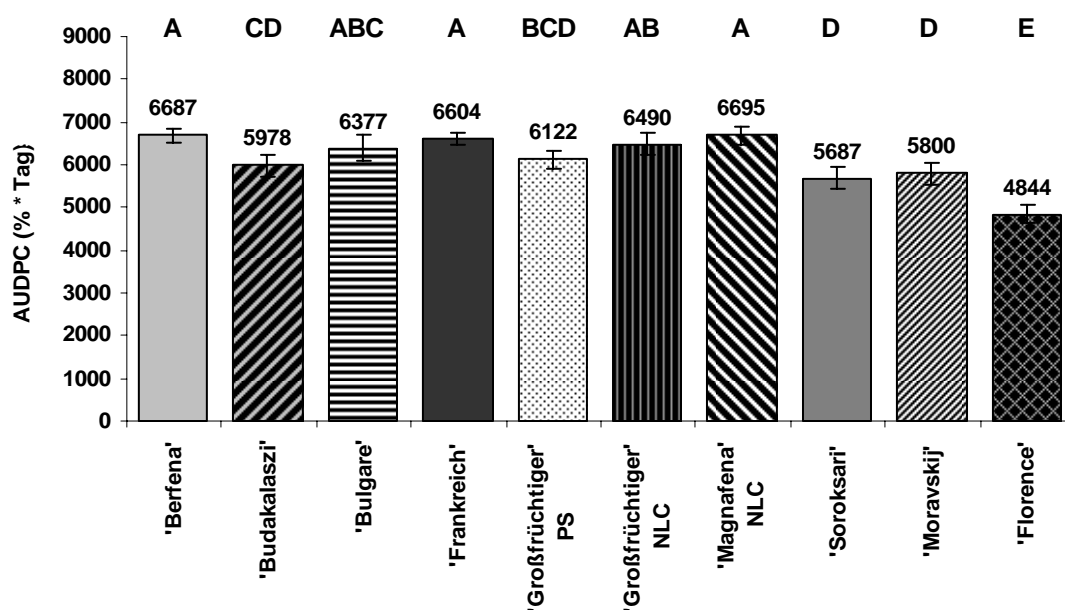


**Abb. 4:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 10 Sorten im Feldversuch (ASL 2000).

Betrachtet man die Fläche unter der Befallskurve AUDPC (Abb. 5), so waren 'Magnafena', 'Berfena' und 'Frankreich' nach Auswertung der Scannerboniturdaten am stärksten befallen (AUDPC = 6695, 6687, 6604 % \* Tag), 'Budakalaszi', 'Moravskij' und 'Soroksari' (AUDPC = 5976, 5800 und 5687 % \* Tag) signifikant weniger. 'Frankreich' (6604 % \* Tag), 'Großfrüchtiger' (6490 % \* Tag) und 'Bulgare' (6377 % \* Tag) zeigten einen mittleren Befallswert.

Die schnellere Befallsentwicklung wurde ebenfalls bei den anfälligen Sorten beobachtet: 'Magnafena', 'Berfena' und 'Frankreich' erreichten im Jahr 2000 am

Standort Aschersleben nach ca. 28 Tagen ein Niveau von 75 % Pflanzenbefall, 'Budakalaszzi', 'Moravskij' und 'Soroksari' erst nach 37, 47 und 50 Tagen (Tab. 3).



**Abb. 5:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000).

**Tab. 3:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (ASL 2000).

Sorten	Zeit (Tage nach Erstsymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25% Befall	> 50% Befall	> 75% Befall	100 % Befall
'Berfena'	24	29	35	77
'Budakalaszzi'	25	33	49	91
'Bulgare'	25	32	40	77
'Frankreich'	23	28	36	70
'Großfrüchtiger' PS	27	35	46	91
'Großfrüchtiger' NLC	23	31	42	91
'Magnafena' NLC	24	30	35	70
'Soroksari'	27	40	57	91
'Moravskij'	30	37	54	91
'Florence'	36	53	64	70

**Tab. 4:** Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und dem Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2000).

Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
15.08.00	0,915	-0,915	-0,855	0,983	-0,880	<b>-0,929</b>
22.08.00	0,862	-0,768	-0,901	0,986	-0,790	
29.08.00	0,951	-0,934	-0,934	0,980	-0,969	
05.09.00	0,941	-0,917	-0,934	0,959	-0,986	
12.09.00	0,943	-0,798	-0,903	0,915	-0,862	
19.09.00	0,846	-0,855	-0,973	0,947	-0,903	
26.09.00	0,907	-0,725	-0,959	0,920	-0,892	
03.10.00	0,076	-0,034	-0,224	0,359	-0,844	
10.10.00	0,182	-0,398	-0,264	0,490	-0,973	
17.10.00	0,257	-0,413	-0,302	0,481	-0,981	
24.10.00	0,261	-0,400	-0,302	0,463	-0,985	

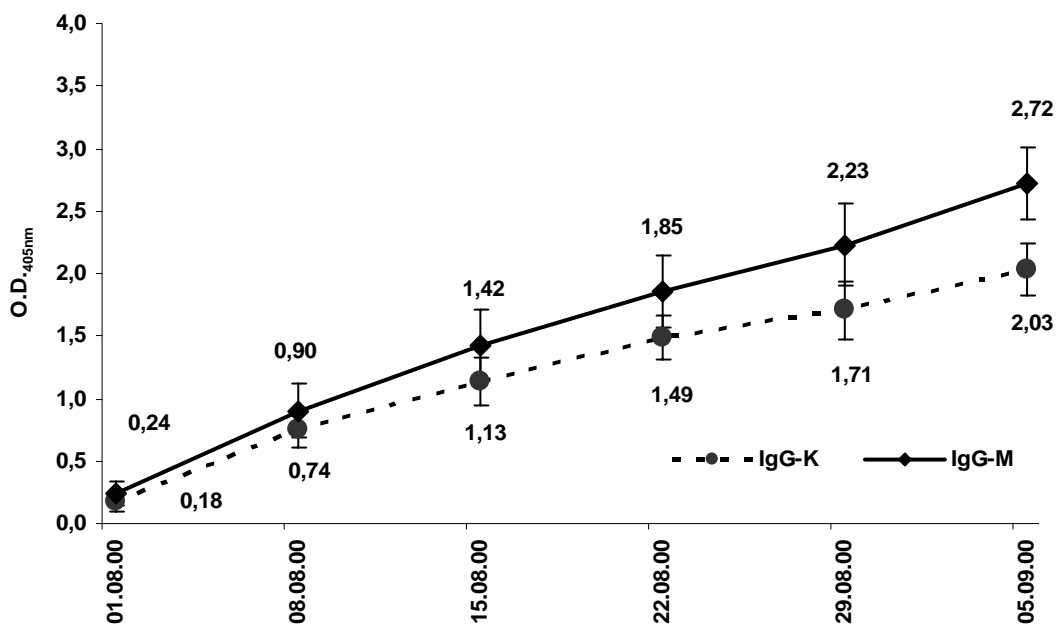
Zur Überprüfung der Aussagefähigkeit einzelner Boniturtermine im Vergleich zum Gesamtergebnis wurden die Korrelationen ermittelt (Tab. 4). Zwischen den AUDPC- und den AULAPC-Werten bestanden enge negative Korrelationen, die auch schon an allen Boniturterminen zwischen der Blattfläche und dem Befall vorhanden waren. Der Befallswert zeigte von Mitte August bis Ende September eine gute Übereinstimmung mit dem Endergebnis AUDPC. Dasselbe gilt auch für die Beziehung zwischen den Blattwerten und dem AULAPC-Wert.

### 3.1.3 Serologische Untersuchung des Befalls

Die serologischen Untersuchungen und die Scannerbonituren wurden an identischem Blattmaterial durchgeführt. Zum Vergleich der Ergebnisse wurden die Werte ebenfalls auf die gesamte Pflanze umgerechnet. Im Jahr 2000 wurden von 6 Terminen serologische Untersuchungen angefertigt, die Einzelergebnisse sind im Anhang zu finden. Durch das fortschreitende Absterben unterer Blätter stiegen die Werte, bedingt durch die Modellumrechnung auf das Gesamtpflanzenniveau, von Termin zu Termin an, da immer mehr stark befallene Blätter hinzukamen (Abb. 6). Die Werte von IgG-K und IgG-M waren an den einzelnen Terminen eng korreliert (siehe auch Tab. 5). IgG-K wies ein deutlich niedrigeres Wertenniveau auf als IgG-M. Hier werden nur die Ergebnisse von IgG-M grafisch dargestellt, weil bei ihnen die Unterschiede zwischen den Sorten deutlicher werden. Bei Beginn der epidemischen Phase (Abb. 7a) zeigte die Sorte 'Bulgare' den höchsten Wert, während

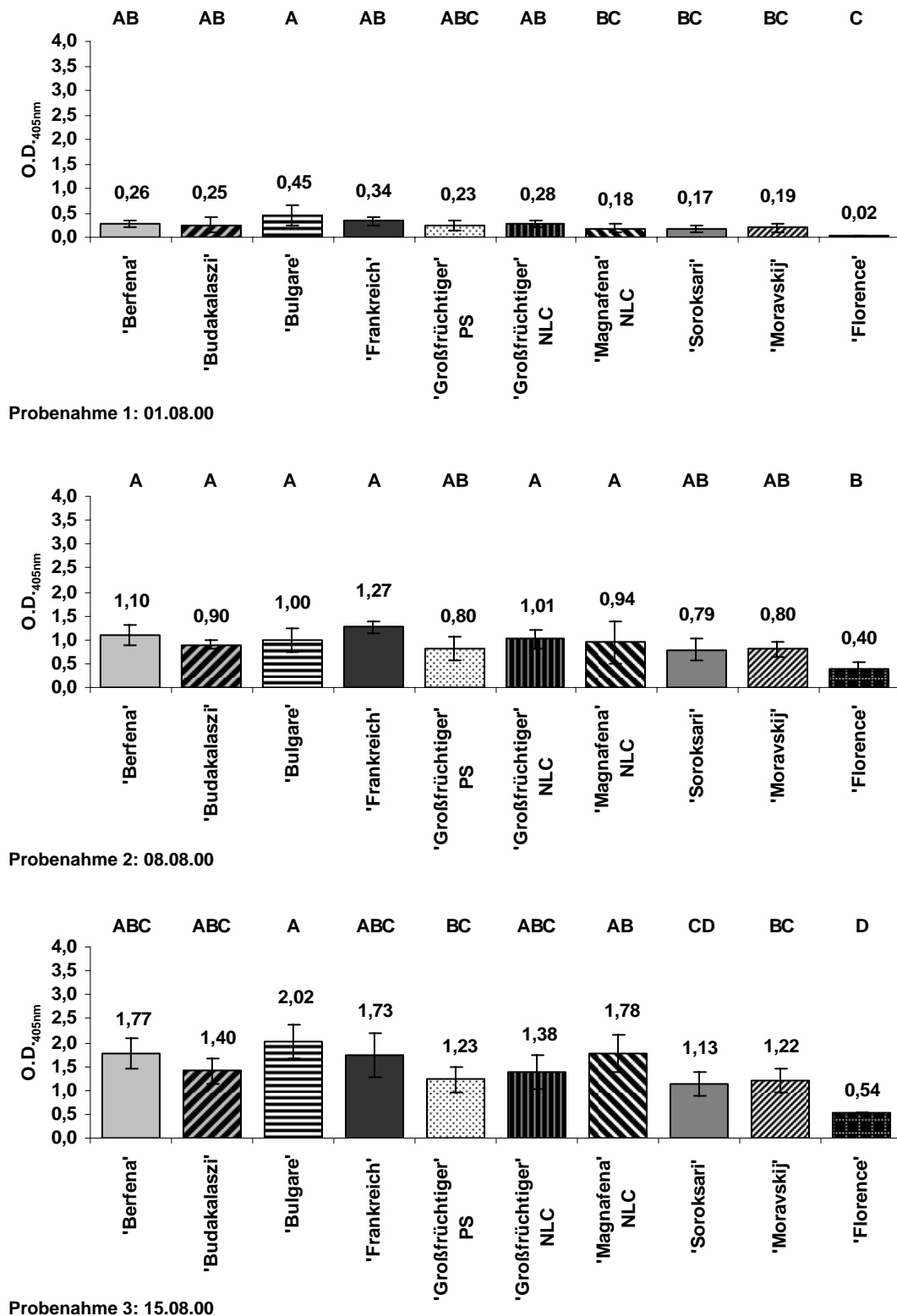
'Florence' unterhalb der Nachweisgrenze des PTA-ELISA (ca. O.D.  $_{405\text{nm}}$  = 0,1) lag und daher als gesund zu betrachten war.

Am 08.08.00 waren die Befallswerte deutlich angestiegen, bei 'Florence' war der Befall eindeutig nachweisbar, sie unterschied sich signifikant von fast allen anderen Sorten (außer 'Großfrüchtiger' PS, 'Soroksari' und 'Moravskij'). Am folgenden Termin (15.08.00) erreichte 'Bulgare' den höchsten Wert, unterschied sich aber signifikant von 'Großfrüchtiger' PS, 'Soroksari', 'Moravskij' und 'Florence'.

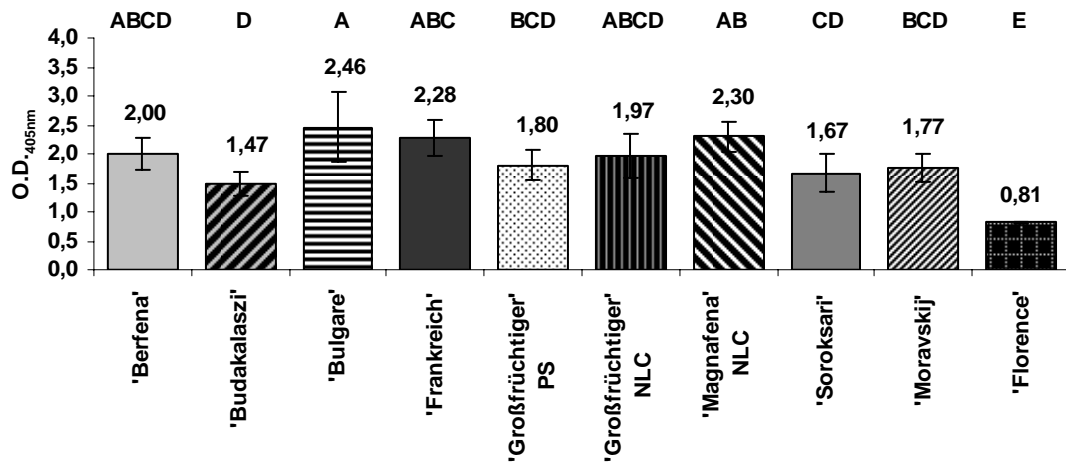


**Abb. 6:** Vergleich von PTA – ELISA - Werten (Mittelwertbildung über alle 10 Sorten) mit IgG-K (O.D.  $_{405\text{nm}}$ ) und IgG-M (O.D.  $_{405\text{nm}}$ ) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern an 6 Boniturterminen (ASL 2000).

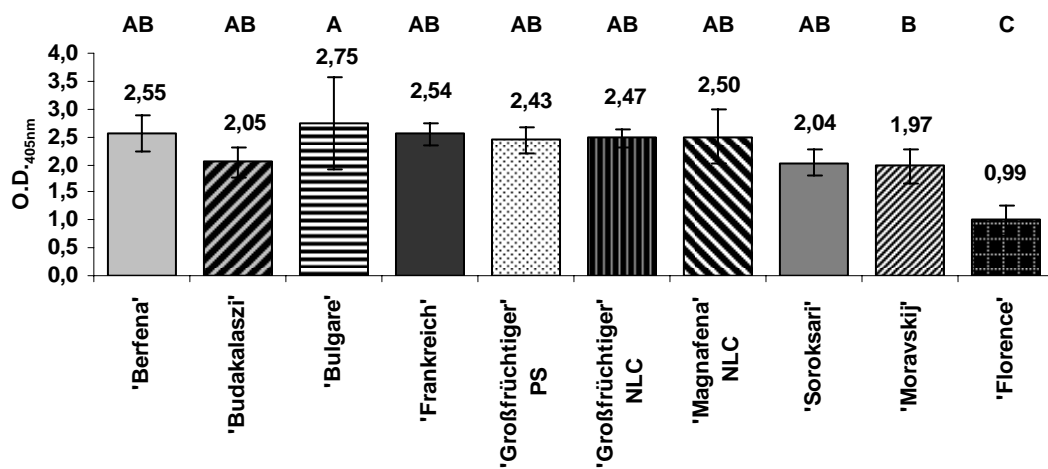
Am 22.08.00 (Abb. 7b) hatten sich die signifikanten Befallsunterschiede weiter vergrößert, 'Magnafena' erreichte bereits zu diesem Zeitpunkt einen hohen Wert, 'Berfena' lag niedriger. Am Termin 6 (05.09.00) ergaben sich durch das Absterben weiterer Blätter größere signifikante Unterschiede als bei Termin 5 (29.08.00). 'Bulgare' wies die höchsten, 'Soroksari' und 'Florence' wiesen die niedrigsten Werte auf. Es war eine deutliche Unterscheidung in die anfälligeren ('Magnafena' und 'Berfena') und weniger anfälligen Sorten ('Soroksari', 'Moravskij' und 'Budakalasz') möglich.



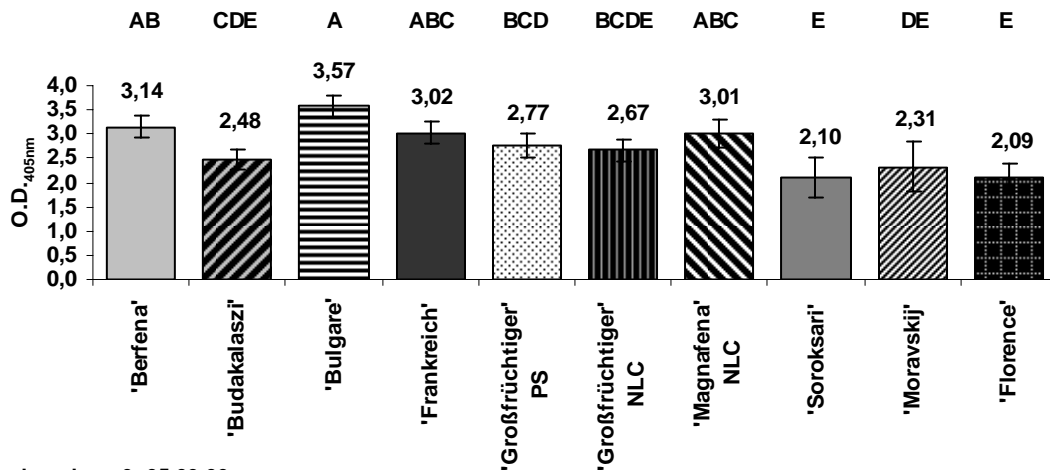
**Abb. 7a:** Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.<sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000).



Probenahme 4: 22.08.00



Probenahme 5: 29.08.00



Probenahme 6: 05.09.00

**Abb. 7b:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.<sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000).

### 3.1.4 Korrelation der Befallsdaten

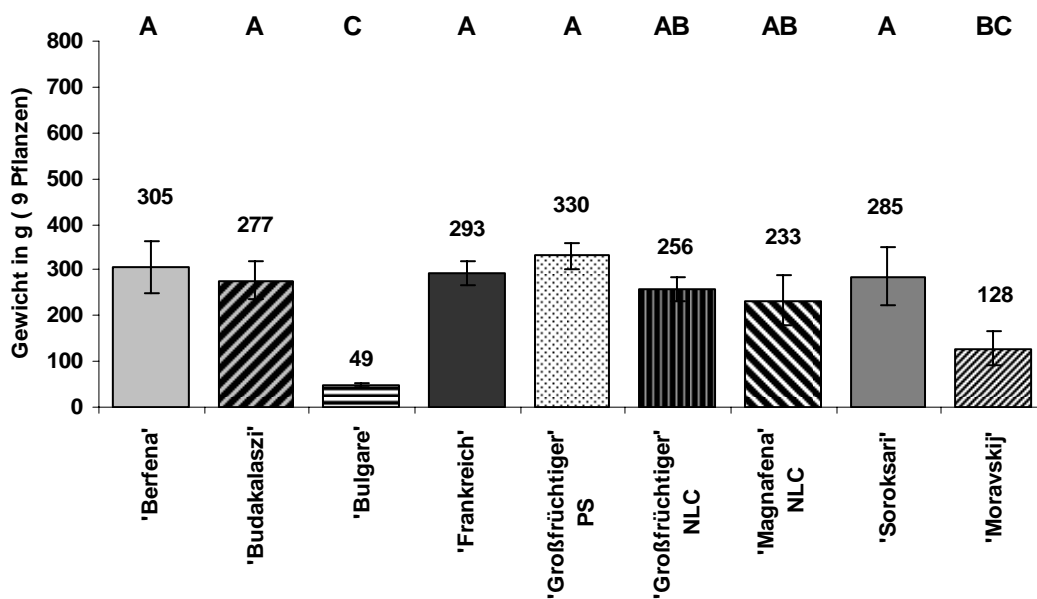
Bei einem Vergleich der Datenermittlungsmethoden (Scannerboniturwerte und PTA-ELISA) ergaben sich signifikante Korrelationen ( $\alpha = 5\%$ ) (Tab. 5). Die Scannerbonitur wies mit dem IgG-K an 5 und mit dem IgG-M an allen 6 Terminen eine sehr hohe positive Korrelation auf. Die Ergebnisse der beiden IgG's sind sehr eng miteinander korreliert. Die Aussagefähigkeit einzelner Termine, erkennbar an einer Korrelation mit dem AUDPC-Wert, zeigte eine gute Übereinstimmung.

**Tab. 5:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) (ASL 2000).

Korrelationen	Termin 1 01.08.00	Termin 2 08.08.00	Termin 3 15.08.00	Termin 4 22.08.00	Termin 5 29.08.00	Termin 6 05.09.00
Einzeltermin Scannerbonitur zu AUDPC	0,915	0,862	0,951	0,941	0,943	0,846
Einzeltermin Scannerbonitur zu AULAPC	-0,915	-0,768	-0,934	-0,917	-0,798	-0,855
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,609	0,914	0,931	0,902	0,943	0,781
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,707	-0,783	-0,927	-0,887	-0,884	-0,941
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,716	0,912	0,901	0,895	0,939	0,790
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,786	-0,824	-0,941	-0,911	-0,893	-0,944
<b>Methodenvergleich</b>						
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-K	0,630	0,859	0,945	0,941	0,954	0,811
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-M	0,790	0,873	0,945	0,959	0,947	0,803
Einzeltermin IgG-K zu IgG-M	0,949	0,986	0,991	0,984	0,999	0,999

### 3.1.5 Erträge und Fruchtbefall

Der höchste Ertrag (Abb. 8) wurde von der Sorte 'Großfrüchtiger' (330 g Parzellenertrag von 9 Pflanzen) erzielt, der geringste von 'Bulgare' (49 g Parzellenertrag von 9 Pflanzen). Nur bei dieser Sorte war ein starker Fruchtausfall durch Pilzbefall zu beobachten, was die niedrigen Werte verursachte. Die anfälligeren Sorten wiesen als Hochleistungssorten trotz des starken Befalls einen hohen Fruchtansatz auf, was auf eine höhere Toleranz hindeutet.



**Abb. 8:** Erträge der 10 Sorten im Feldversuch (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2000).

**Tab. 6:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken und dem Blattflächenwert der Einzeltermine, dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2000).

Termine	Befallsstärke zu Ertrag	Blattflächenwert zu Ertrag	AUDPC zu Ertrag	AULAPC zu Ertrag	AUDPC zu AULAPC
15.08.00	0,324	-0,092	0,557	-0,241	-0,929
22.08.00	0,574	-0,219			
29.08.00	0,447	-0,302			
05.09.00	0,358	-0,265			
12.09.00	0,734	-0,451			
19.09.00	0,364	-0,483			
26.09.00	0,721	-0,452			
03.10.00	0,058	0,239			
10.10.00	-0,395	0,378			
17.10.00	-0,082	0,137			
24.10.00	-0,118	0,137			

Die ungarischen bzw. tschechischen Sorten ('Soroksari', 'Budakalaszí' und 'Moravskij') waren sehr spätabreifend und erst Anfang Dezember erntereif. Die



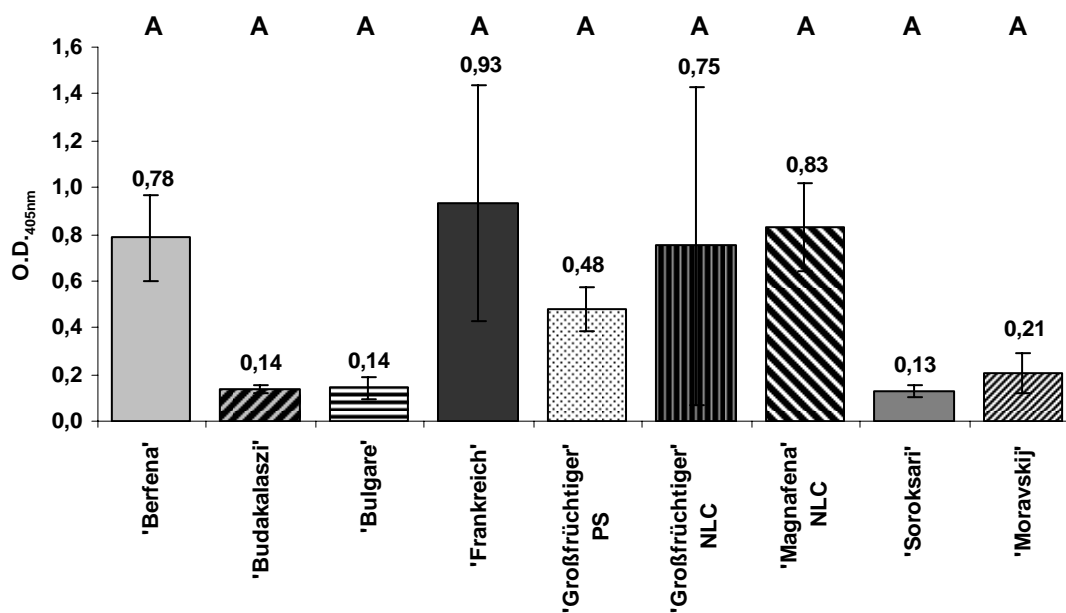
Knollenfenchelsorte 'Florence' zeigte im Jahr 2000 keinen Fruchtansatz, da sich die Blütezeit bis Anfang November hinzog.

Korrelationen zwischen den Befallsdaten und dem Ertrag, bzw. den unterschiedlichen Erfassungsmethoden, waren kaum vorhanden (Tab. 6 und 7). Die Befallsstärke war mit dem Ertrag an zwei Terminen positiv signifikant korreliert (Tab 6), d. h. ein hoher Befallswert an diesem Boniturtermin führte zu einem hohen Ertrag. Dieses Ergebnis wurde am 12.09. wesentlich von den Sorten 'Berfena', 'Frankreich' und 'Florence' beeinflusst, die gleiche Ränge (2, 3, 10) bzw. ähnliche Ränge ('Moravskij' 9 und 8) im Befalls- und Ertragswert aufwiesen. Am 26.09. traten Rangübereinstimmungen sogar bei sechs Sorten ('Berfena', 'Budakalazsi', 'Bulgare', 'Frankreich', 'Großfrüchtiger' PS, 'Florence') auf (siehe Anhang). Der Ertrag wurde von den Blattmengen ebenfalls nicht beeinflusst.

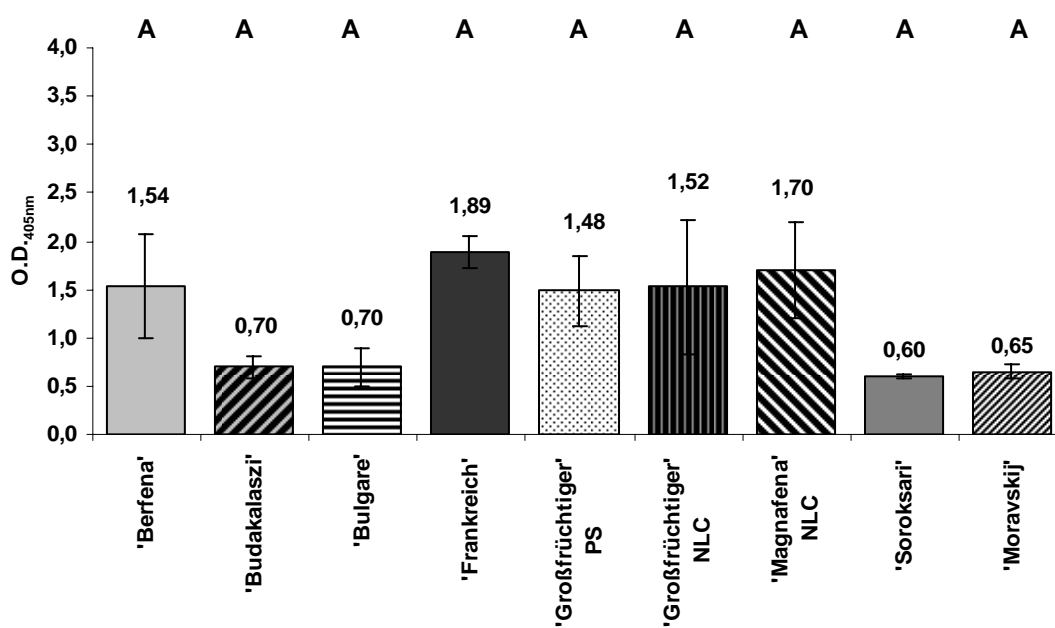
Die serologischen Untersuchungen der Früchte auf Konidienbesatz (Abb. 9) und Mycelgehalte (Abb. 10) wiesen sehr hohe Standardabweichungen auf und zeigten keine signifikanten Unterschiede, 'Frankreich' war tendenziell am stärksten befallen. Bei der Saatgutuntersuchung wirkte sich die Probenahme sehr stark aus. Bei Fenchel wurde immer eine Mischprobe aller Doldenordnungen untersucht, die großen Befallsdifferenzen aufgrund der Anordnung an der Pflanze ausgesetzt war.

**Tab. 7:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2000).

Korrelationen	Termin 1 01.08.00	Termin 2 08.08.00	Termin 3 15.08.00	Termin 4 22.08.00	Termin 5 29.08.00	Termin 6 05.09.00
Einzeltermin Scannerbonitur zu Ertrag	0,324	0,574	0,447	0,358	0,734	0,364
Einzeltermin IgG-K zu Ertrag	0,160	0,630	0,376	0,366	0,535	0,064
Einzeltermin IgG-M zu Ertrag	0,184	0,557	0,279	0,296	0,510	0,081



**Abb. 9:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. 405nm) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2000).



**Abb. 10:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. 405nm) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2000).

### 3.2 Sortenversuch Aschersleben 2001

Im Sortenversuch 2001 wurden die gleichen Sorten wie im Jahr 2000 angebaut, lediglich die Knollenfenchelsorte 'Florence' wurde durch eine zusätzliche Herkunft der Sorte 'Magnafena' (LVA) aus einer anderen Vermehrung ausgetauscht.

#### 3.2.1 Blattflächendynamik

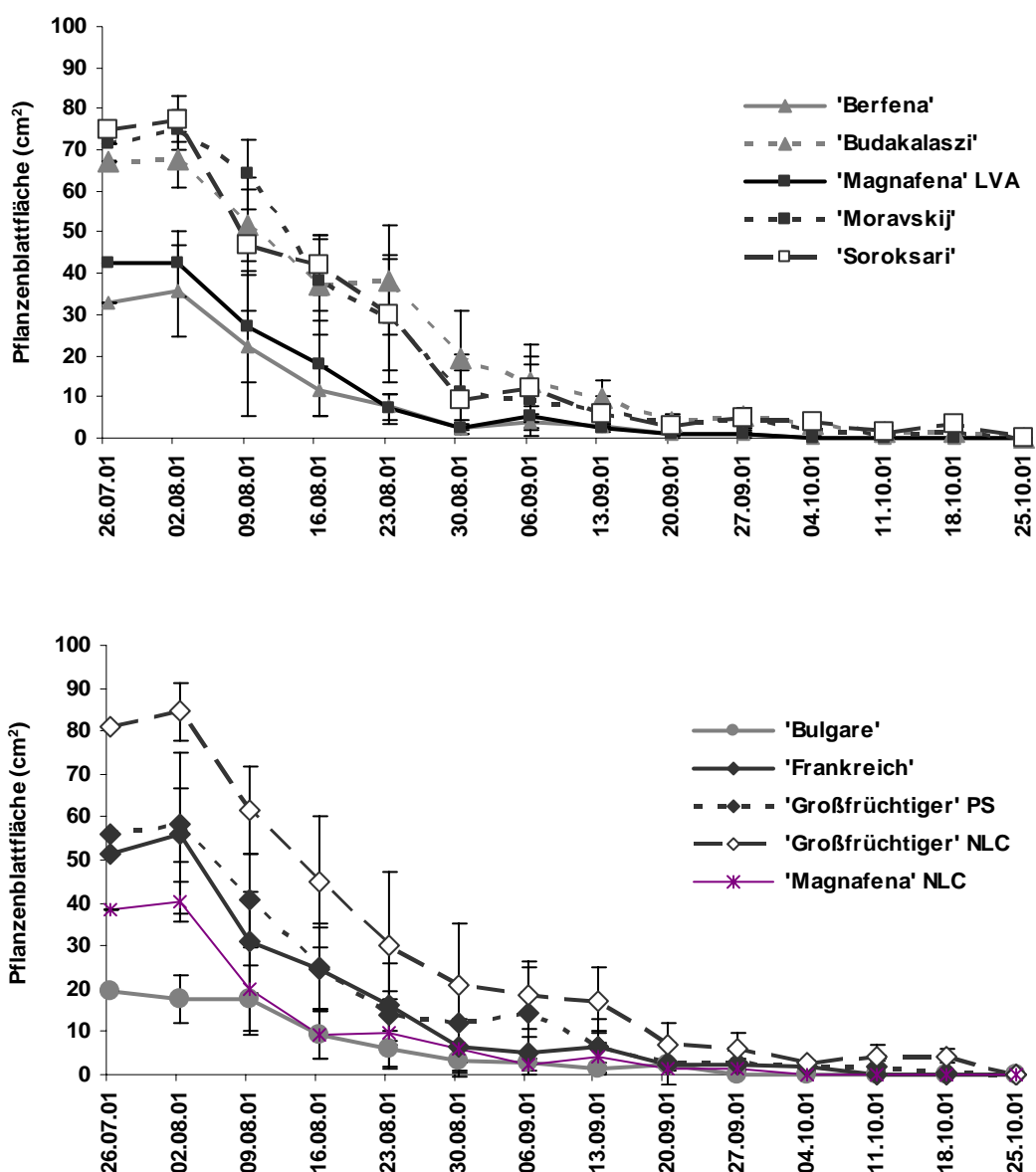
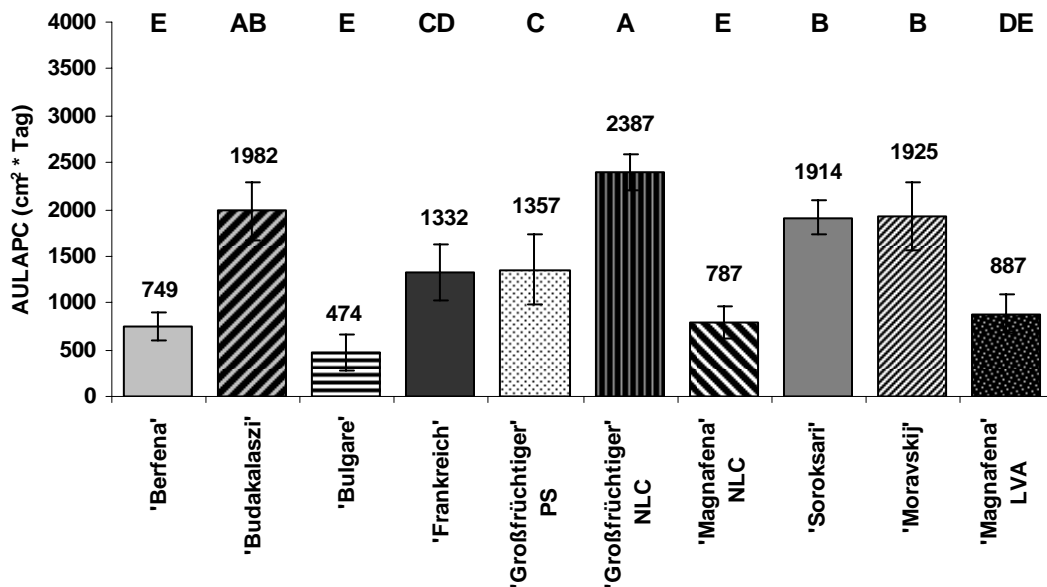


Abb. 11: Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 10 Sorten im Feldversuch (ASL 2001).

Die Blattflächendynamik verlief ähnlich wie im Jahr 2000. Ausgehend von den genetisch vorgegebenen Biomassen verursachte der Erreger *M. anethi* das schnelle Absterben der befallenen Blätter (Abb. 11). Die unterschiedliche Geschwindigkeit

dieses Prozesses war besonders deutlich zwischen den Sorten 'Magnafena' und 'Berfena' und den drei ungarischen bzw. tschechischen Sorten ('Budakalaszzi', 'Soroksari', 'Moravskij') zu erkennen, bei denen die unteren Blattetagen einen großen Teil der vorhandenen Biomasse ausmachten.

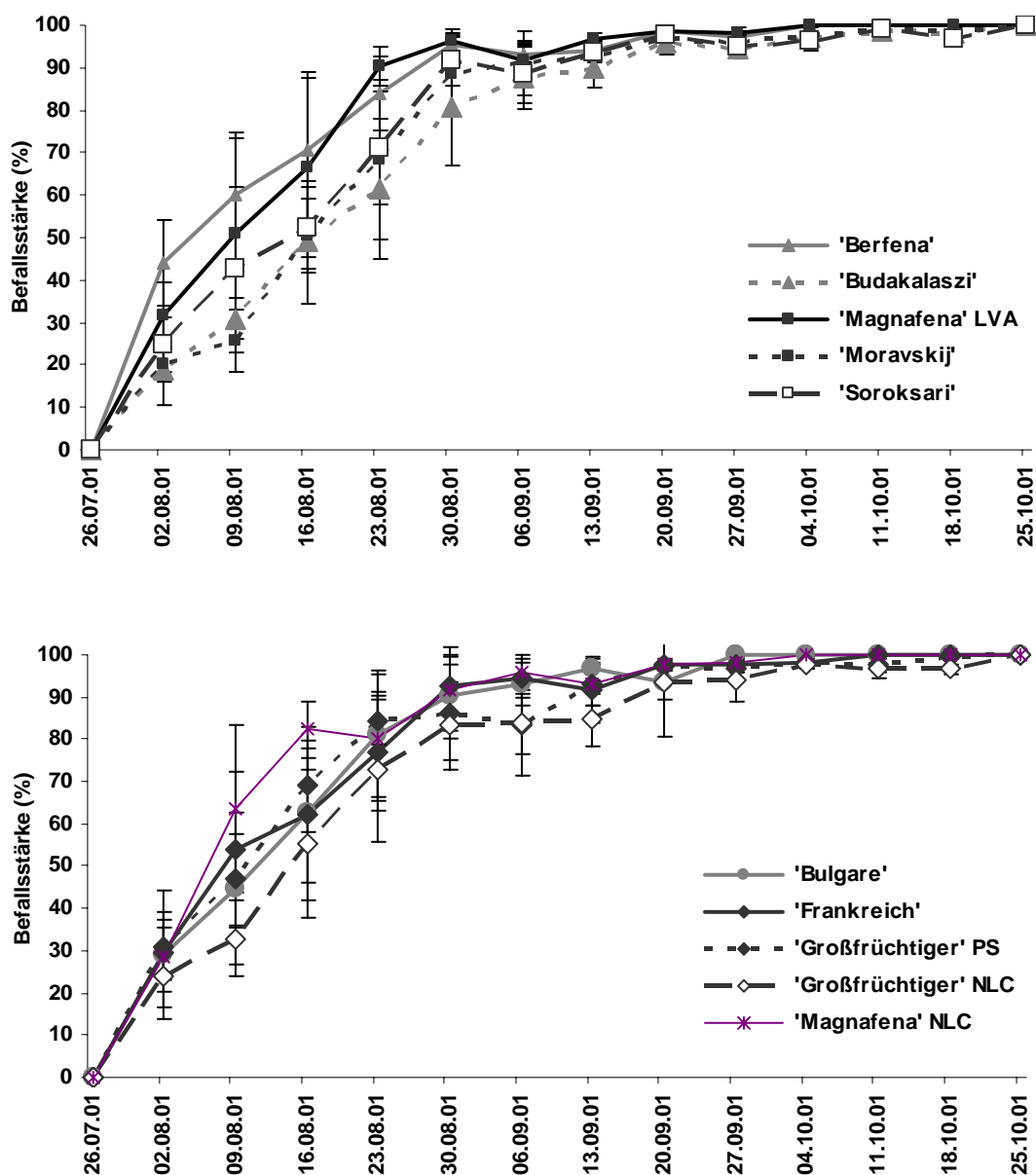


**Abb. 12:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001).

Der AULAPC-Wert zeigte die Auswirkung der Biomassenunterschiede sehr deutlich mit signifikanten Unterschieden (Abb. 12). Die beiden Herkünfte der alten Landsorte 'Großfrüchtiger' (ohne Sortenschutz) unterschieden sich signifikant, die Vermehrung NLC wies einen höheren AULAPC-Wert auf als PS (2387 bzw. 1357 cm<sup>2</sup> \* Tag). Die beiden 'Magnafena' Herkünfte NLC und LVA (mit Sortenschutz) waren homogener (787 bzw. 887 cm<sup>2</sup> \* Tag).

### 3.2.2 Befallsentwicklung

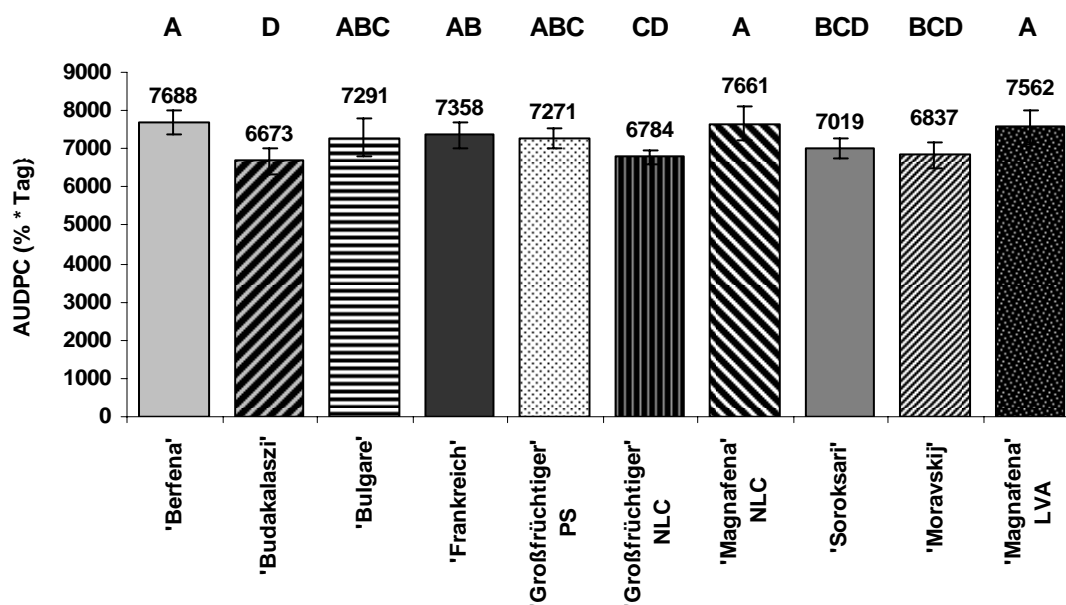
Bei den Sorten 'Magnafena' und 'Berfena' (Abb. 13) zeigte sich durch *M. anethi* wieder eine schnellere Befallsentwicklung. Die anderen Sorten waren ähnlich anfällig. Die Herkunft des 'Großfrüchtigen' NLC mit der größeren Biomasse wies einen langsameren Befallsverlauf auf.



**Abb. 13:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 10 Sorten im Feldversuch (ASL 2001).

Im Jahr 2001 war der Befall der Sorten mit *M. anethi* gleichmäßiger (Abb. 14). Signifikante Unterschiede beim AUDPC-Wert ergaben sich nur zwischen 'Magnafena' (beide Herkünfte), 'Berfena' und 'Soroksari', 'Budakalaszki' und 'Moravskij', sowie dem 'Großfrüchtigen' NLC.

Der Befallsverlauf anhand der Zeitspanne (Tab. 8) verdeutlichte die Auswirkungen des unterschiedlichen Befallsverlaufs an den Pflanzen. Nach dem Auftreten von Erstsymptome waren die anfälligeren Sorten nach 10, 12 und 14 Tagen zu 50 % befallen, die weniger anfälligen erst nach 22, 20 und 21 Tagen.



**Abb. 14:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001).

**Tab. 8:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (ASL 2001).

Sorte	Zeit (Tage nach Erstsymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25% Befall	> 50% Befall	> 75% Befall	100 % Befall
'Berfena'	4	10	24	70
'Budakalasz'	11	22	33	91
'Bulgare'	7	17	26	70
'Frankreich'	6	13	28	77
'Großfrüchtiger' PS	6	16	24	91
'Großfrüchtiger' NLC	8	20	30	91
'Magnafena' NLC	7	12	19	70
'Soroksari'	8	20	30	91
'Moravskij'	14	21	31	91
'Magnafena' LVA	6	14	24	77

Die Korrelationen zwischen der Befallsstärke, der Blattflächen der einzelnen Termine und den Gesamtverrechnungen (Tab. 9) waren überwiegend signifikant. Die unterschiedlichen Anfälligkeiten der Sorten (erkennbar an den AUDPC-Werten) differenzierten sich bereits bei Beginn der epidemischen Phase im August. Anfang

September waren 3 Termine nicht signifikant korreliert, was vermutlich auf starke Regenfälle im August 2001 zurückzuführen war. Bei einer hohen Luftfeuchtigkeit waren die sichtbaren Läsionen durch Konidienbildungen an den Blättern geringer als bei trockener Witterung. Die messbaren Sortenbefallsunterschiede wurden dadurch verringert.

**Tab. 9:** Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2001).

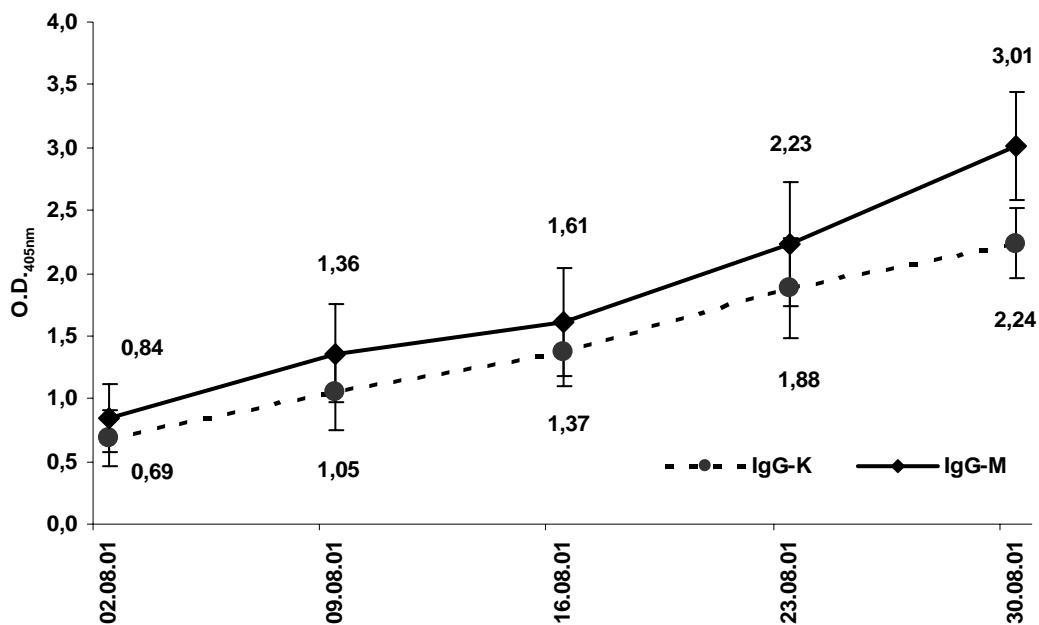
Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
02.08.01	0,845	-0,702	-0,762	0,975	-0,629	<b>-0,872</b>
09.08.01	0,944	-0,770	-0,888	0,953	-0,874	
16.08.01	0,895	-0,756	-0,880	0,982	-0,827	
23.08.01	0,858	-0,757	-0,920	0,933	-0,922	
30.08.01	0,827	-0,681	-0,863	0,883	-0,926	
06.09.01	0,623	-0,675	-0,782	0,875	-0,943	
13.09.01	0,628	-0,787	-0,710	0,856	-0,978	
20.09.01	0,588	-0,297	-0,800	0,799	-0,754	
27.09.01	0,797	-0,963	-0,885	0,990	-0,977	
04.10.01	0,806	-0,886	-0,833	0,906	-0,996	
11.10.01	0,701	-0,796	-0,720	0,821	-0,987	
18.10.01	0,780	-0,872	-0,750	0,861	-0,991	

### 3.2.3 Serologische Untersuchung des Befalls

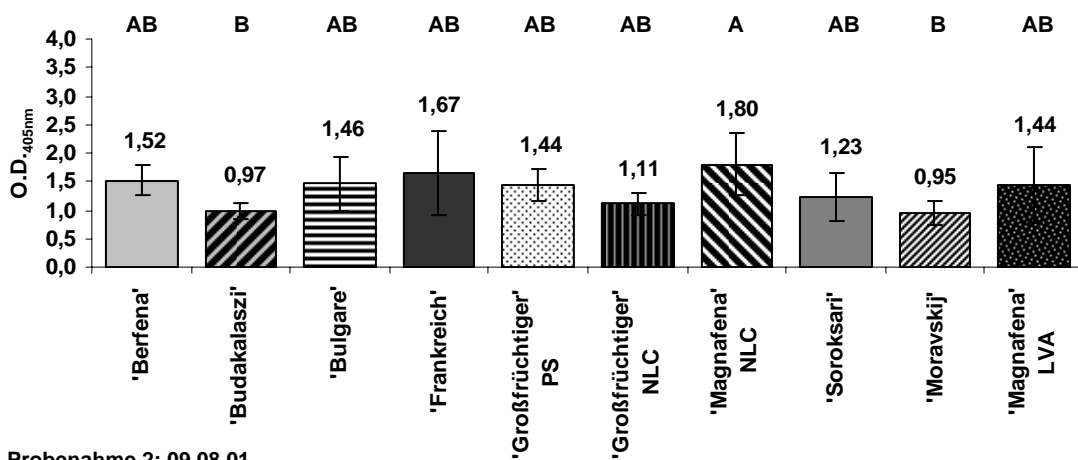
Die serologischen Untersuchungen der Blätter erfolgten an fünf Terminen (Abb. 15). Hier werden nur die Ergebnisse von IgG-M grafisch dargestellt, da die Werte von IgG-K und IgG-M an den einzelnen Terminen eng korreliert waren (siehe auch Tab. 10). Am Termin 1 (02.08.01) war ein sehr gleichmäßiger Befallsbeginn ohne signifikante Unterschiede messbar, bedingt durch die Inokulation (17.07.01) mit einer wässrigen Konidien suspension, die in diesem Jahr erstmalig im Sortenversuch durchgeführt wurde. Am Termin 2 (09.08.01) (Abb. 16a) ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen 'Budakalaszí', 'Moravskij' und 'Magnafena' NLC. Die Sorte 'Magnafena' NLC unterschied sich auch am 3. Termin (16.08.01) (Abb. 16b) signifikant von 'Budakalaszí', 'Moravskij' und 'Soroksari'.

Am 23.08.01 und 30.08.01 (Abb. 16b) erreichte 'Bulgare' den höchsten Befallswert und unterschied sich signifikant von den weniger anfälligen Sorten 'Budakalaszí'

und 'Moravskij'. Am späteren Untersuchungstermin (Ende August) ergaben sich nur bei 'Budakalaszí' und 'Großfrüchtiger' NLC vergleichsweise geringere Befallswerte. Klare signifikante Unterschiede zwischen den anfälligeren und weniger anfälligen Sorten wurden nicht festgestellt. Eine mögliche Ursache könnten die hohen Regenmengen im August sein.

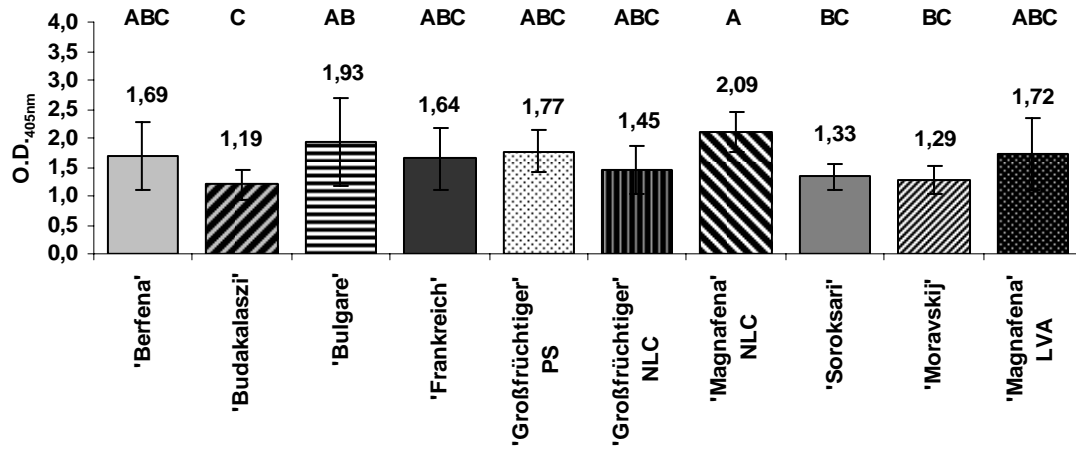


**Abb. 15:** Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über 10 Sorten des Feldversuchs) mit IgG-K (O.D. 405nm) und IgG-M (O.D. 405nm) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern an 5 Boniturterminen (ASL 2001).

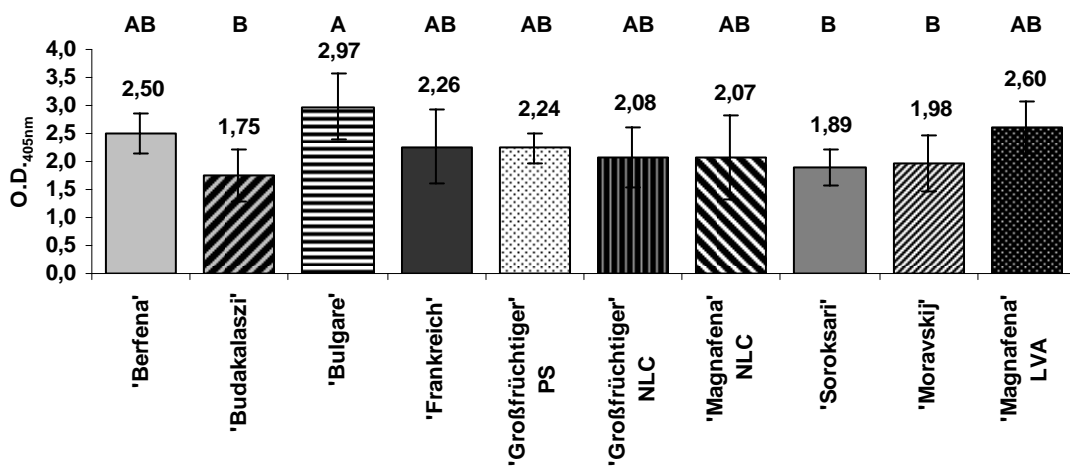


**Abb. 16a:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. 405nm) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001).

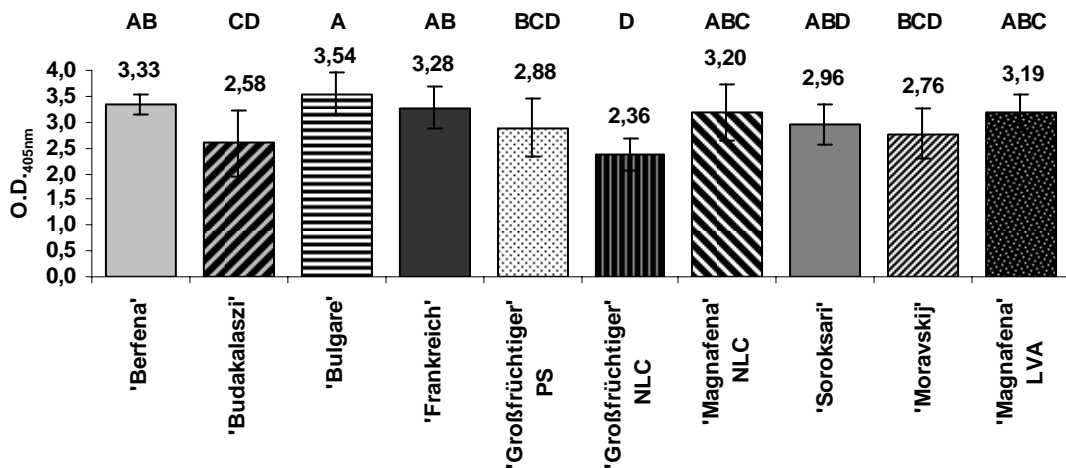




Probenahme 3: 16.08.01



Probenahme 4: 23.08.01



Probenahme 5: 30.08.01

**Abb. 16b:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.<sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001).

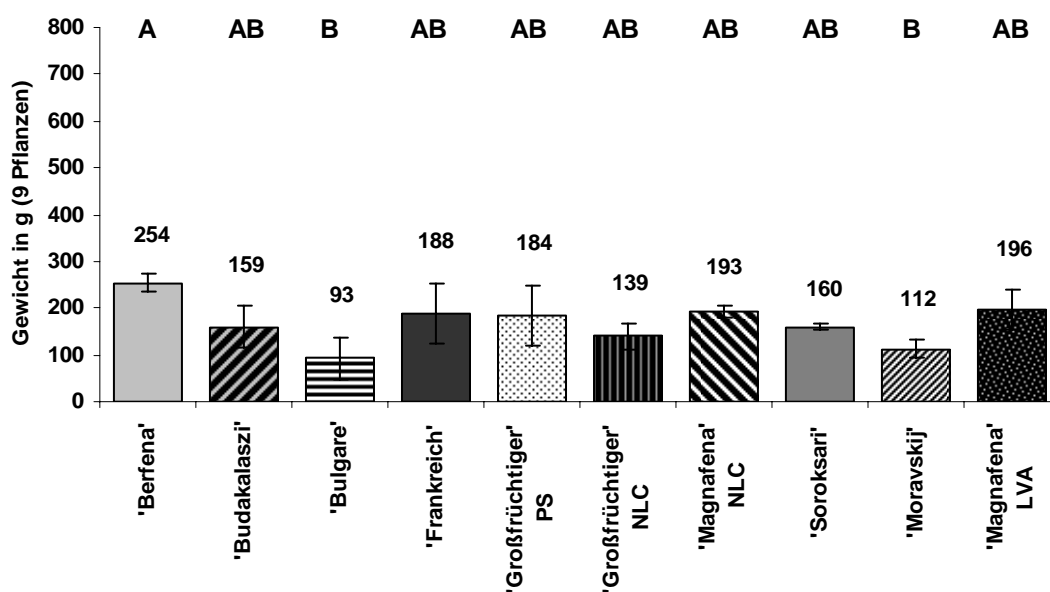
### 3.2.4 Korrelation der Befallsdaten

Die Korrelationen (Tab. 10) zwischen den Datenermittlungsmethoden waren signifikant. Die Scannerbonitur lieferte an allen 5 Terminen eine gute Übereinstimmung mit dem Gesamtverrechnungswert AUDPC, IgG-M an 4 und IgG-K an 3 Terminen.

**Tab. 10:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) (ASL 2001).

Korrelationen	Boniturtermin				
	Termin 1 02.08.01	Termin 2 09.08.01	Termin 3 16.08.01	Termin 4 23.08.01	Termin 5 30.08.01
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AUDPC	0,845	0,944	0,895	0,858	0,827
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AULAPC	-0,702	-0,770	-0,756	-0,757	-0,681
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,632	0,887	0,805	0,538	0,810
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,687	-0,743	-0,844	-0,724	-0,898
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,683	0,897	0,826	0,594	0,804
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,652	-0,772	-0,838	-0,785	-0,919
<b>Methodenvergleich</b>					
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-K	0,513	0,951	0,864	0,675	0,824
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-M	0,689	0,950	0,916	0,756	0,791
Einzeltermin IgG-K zu IgG-M	0,925	0,996	0,960	0,979	0,991

### 3.2.5 Erträge und Fruchtbefall



**Abb. 17:** Erträge der 10 Sorten im Feldversuch (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2001).

**Tab. 11:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken und dem Blattflächenwert der Einzeltermine, dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2001).

Korrelationen	Befallsstärke zu Ertrag	Blattflächenwert zu Ertrag	AUDPC zu Ertrag	AULAPC zu Ertrag	AUDPC zu AULAPC
02.08.01	0,734	-0,197	0,646	-0,317	-0,872
09.08.01	0,717	-0,422			
16.08.01	0,568	-0,372			
23.08.01	0,457	-0,370			
30.08.01	0,481	-0,351			
06.09.01	0,203	-0,261			
13.09.01	0,134	-0,225			
20.09.01	0,770	-0,532			
27.09.01	0,125	-0,313			
04.10.01	0,291	-0,303			
11.10.01	0,293	-0,320			
18.10.01	0,367	-0,378			

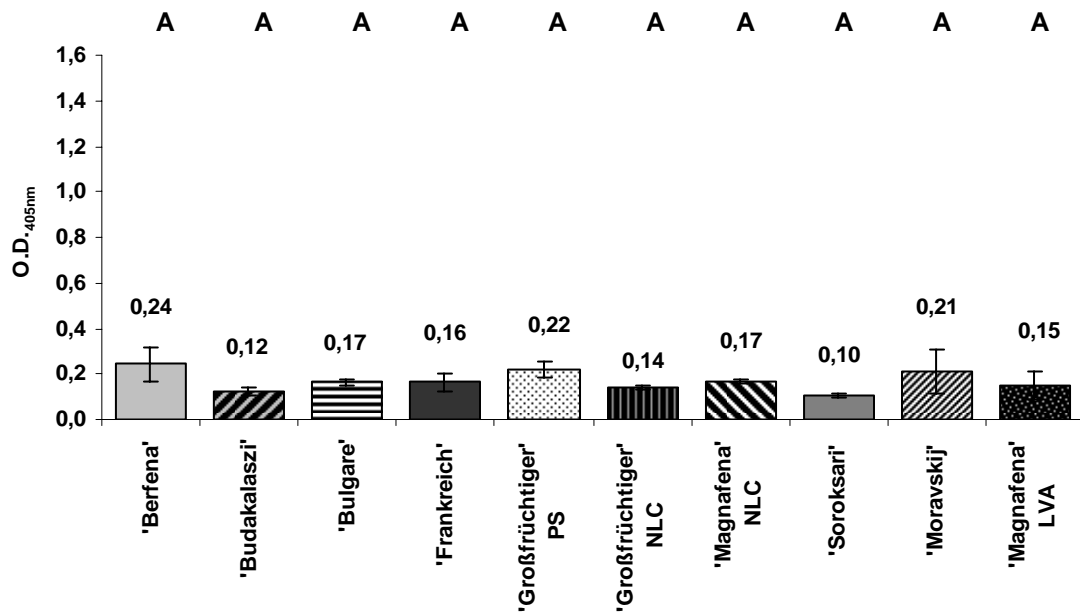
Die erzielten Erntemengen (Abb. 17) waren durch hohe Standardabweichungen zwischen den Parzellen geprägt. Die Akzession 'Bulgare' war durch den Befall wiederum von hohen Fruchtschädigungen betroffen, die Ausfälle waren aber nicht so stark wie im Jahr 2000. Die Sorte 'Berfena' wies die höchsten Erträge auf. Im Jahr 2001 bestand eine positive signifikante Korrelation zwischen dem AUDPC-Wert und dem Ertrag (Tab. 11), obwohl die einzelnen Befallswerte nur Anfang August einen Zusammenhang mit dem Ertrag aufwiesen.

Auch in diesem Jahr ergaben sich trotz eines hohen Befallswertes bei einigen Sorten vergleichsweise hohe Ertragswerte und damit an 3 Terminen positive signifikante Korrelationen (Tab. 11 und siehe auch Anhang). Am 02.08. lagen 5 Sorten bei Befallsstärke und Ertrag auf den gleichen Rängen ('Berfena' Rang 1; 'Frankreich' Rang 4; 'Großfrüchtiger' NLC Rang 8; 'Moravskij' Rang 9; 'Magnafena' LVA Rang 2). Am folgenden Termin waren zwei Sorten auf gleichen Rängen ('Großfrüchtiger' PS Rang 5; 'Großfrüchtiger' NLC Rang 8) und vier Sorten mit einem Rang Unterschied. Am 20.09. verschoben sich bei 8 Sorten die Ränge von Befall und Ertrag um eine Zahl, 'Bulgare' lag immer auf Rang 10. Die Rangkorrelationen waren an den drei Terminen mit  $r = 0,709$ ,  $0,806$  und  $0,927$  ebenfalls signifikant.

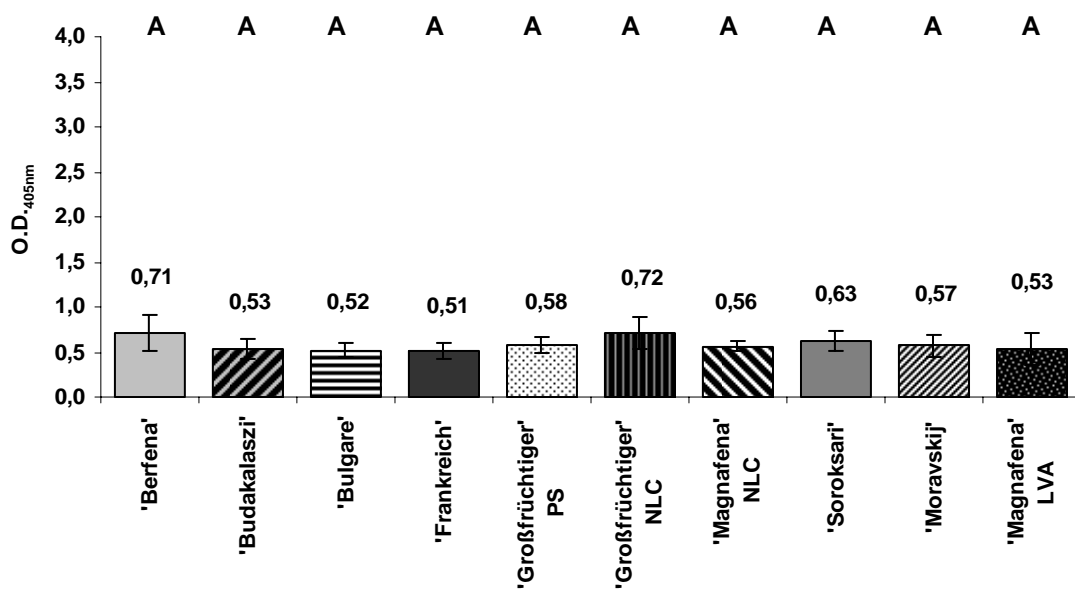
Eine Abschätzung der Erntemenge war durch die serologischen Untersuchungen an keinem Boniturtermin möglich (Tab. 12). Die Fruchtbelastung mit Konidien und Mycel von *M. anethi* war sehr gleichmäßig und unterschied sich nicht signifikant voneinander (Abb. 18 und 19).

**Tab. 12:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallserfassungsmethoden (Scannerbonitur, IgG-K und IgG-M) der Einzeltermine und dem Ertragswert der 10 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2001).

Korrelationen	Boniturtermin				
	Termin 1 02.08.01	Termin 2 09.08.01	Termin 3 16.08.01	Termin 4 23.08.01	Termin 5 30.08.01
Einzeltermin Scannerboniturwert zu Ertrag	0,734	0,717	0,568	0,457	0,481
Einzeltermin IgG-K zu Ertrag	-0,041	0,536	0,259	-0,021	0,214
Einzeltermin IgG-M zu Ertrag	0,165	0,518	0,249	-0,004	0,243



**Abb. 18:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. 405nm) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2001).



**Abb. 19:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. 405nm) (Mittelwert 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2001).

### 3.3 Sortenversuch Aschersleben 2002

Im Jahr 2002 wurden nur die 5 Sorten 'Berfena', 'Magnafena', 'Budakalaszzi', 'Moravskij' und 'Soroksari' angebaut, da sich zwischen ihnen die höchsten Anfälligkeitsunterschiede zeigten. Die anderen Sorten waren in den letzten Jahren im Befallsniveau ähnlich.

#### 3.3.1 Blattflächendynamik

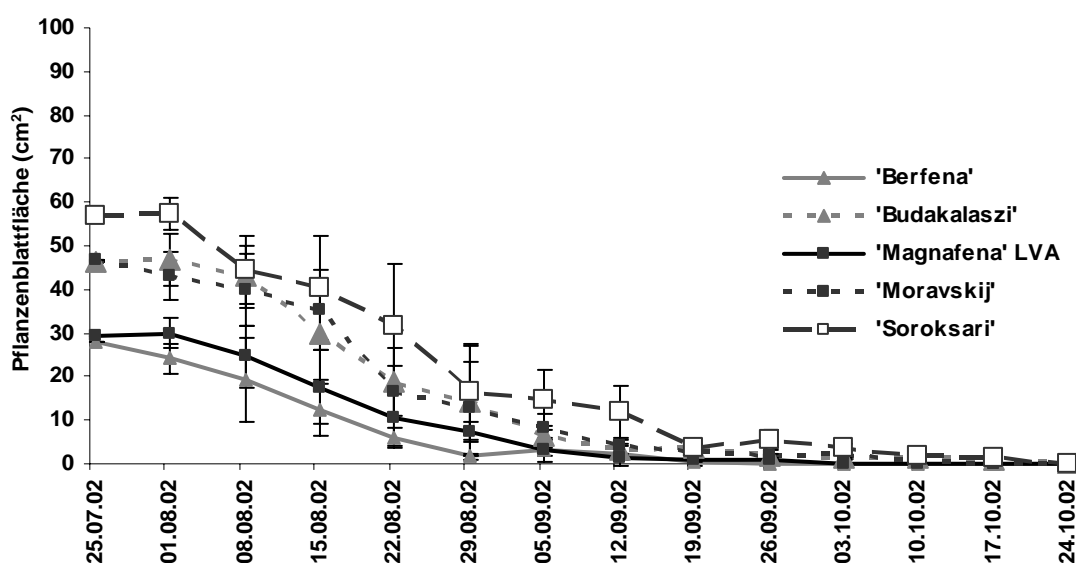


Abb. 20: Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 5 Sorten im Feldversuch (ASL 2002).

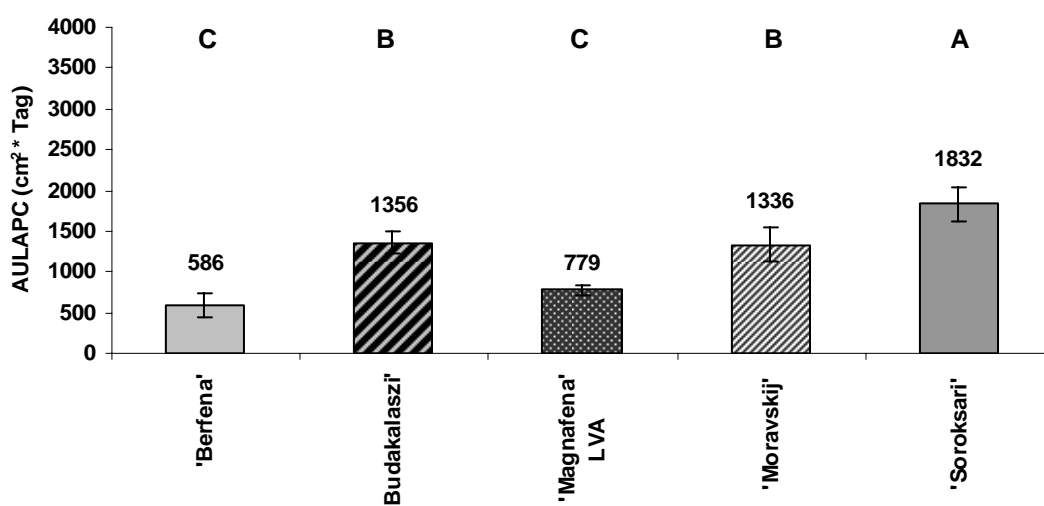
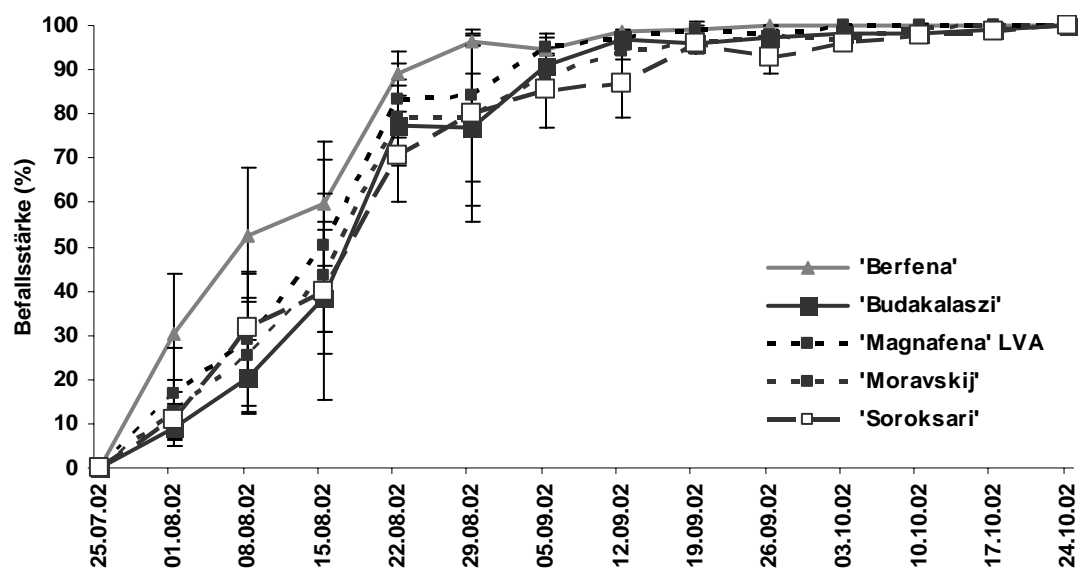


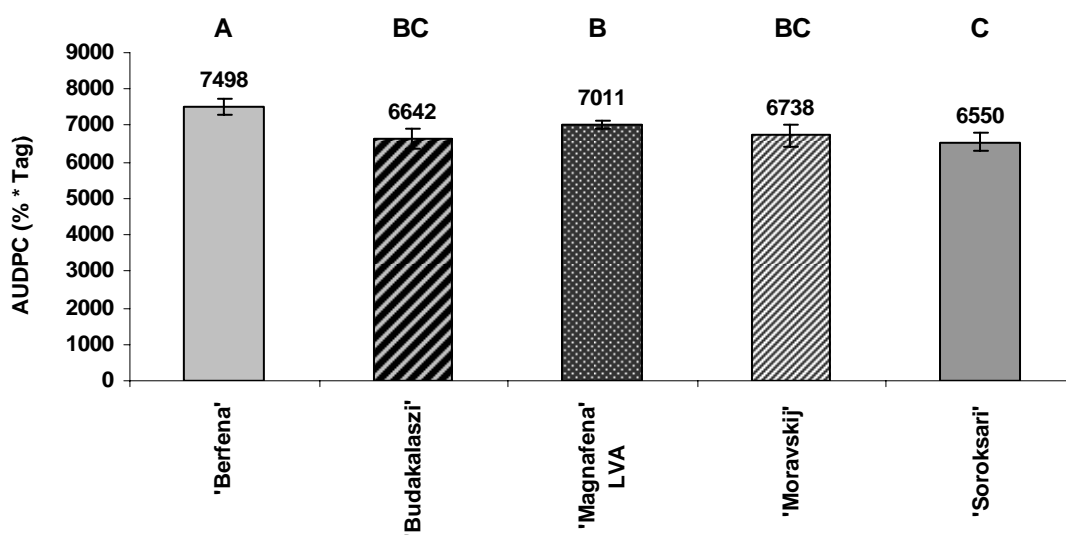
Abb. 21: Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002).

Die Blattflächendynamik (Abb. 20) verlief auch in diesem Jahr mit einer typischen Aufteilung der Sorten in 'Magnafena' und 'Berfena' mit der niedrigeren und den drei anderen Sorten mit der höheren Ausgangsbiomasse. Der Verlauf der Blattflächenreduktion war bei 'Budakalaszí' und 'Moravskij' fast identisch, was sich auch bei den AULAPC-Werten zeigte (Abb. 21).

### 3.3.2 Befallsentwicklung



**Abb. 22:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) von 5 Sorten im Feldversuch (ASL 2002).



**Abb. 23:** Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002).

Bei der Befallsentwicklung (Abb. 22) zeigte 'Berfena' einen deutlich schnelleren Befallsverlauf als alle anderen Sorten. Der AUDPC-Wert (Abb. 23) war erwartungsgemäß bei 'Berfena' am höchsten und unterschied sich signifikant von allen anderen. Den niedrigsten Befallswert wies 'Soroksari' auf. Die anfällige Sorte 'Magnafena' war signifikant von 'Berfena' abgegrenzt.

**Tab. 13:** Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (ASL 2002).

Sorte	Zeit (Tage nach Erstsymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25% Befall	> 50% Befall	> 75% Befall	100 % Befall
'Berfena'	6	14	25	63
'Budakalaszki'	16	24	28	91
'Magnafena' LVA	12	21	27	70
'Moravskij'	14	23	28	84
'Soroksari'	12	24	32	91

**Tab. 14:** Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 5 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (ASL 2002).

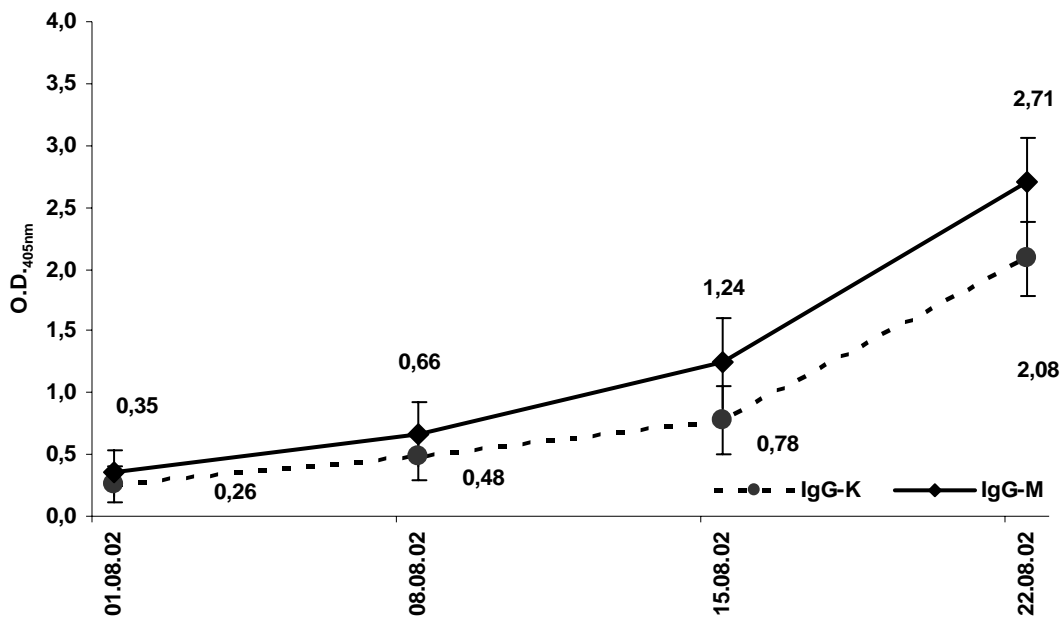
Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
01.08.02	0,980	-0,819	-0,929	0,997	-0,840	-0,917
08.08.02	0,857	-0,584	-0,953	0,952	-0,742	
15.08.02	0,987	-0,891	-0,913	0,975	-0,880	
22.08.02	0,942	-0,975	-0,858	0,970	-0,980	
29.08.02	0,957	-0,771	-0,987	0,967	-0,906	
05.09.02	0,817	-0,971	-0,738	0,934	-0,972	
12.09.02	0,668	-0,861	-0,609	0,850	-0,980	
19.09.02	0,897	-0,903	-0,931	0,932	-0,985	
26.09.02	0,757	-0,864	-0,764	0,915	-0,984	
03.10.02	0,790	-0,930	-0,796	0,958	-0,987	
10.10.02	0,801	-0,902	-0,799	0,905	-1,000	
17.10.02	0,690	-0,828	-0,689	0,829	-1,000	

Bei der Ansicht der Zeitspanne (Tab. 13) zwischen dem Auftreten erster Symptome und dem Erreichen eines Befallsniveaus von 50 % lag 'Berfena' in der Entwicklung 7 Tage vor 'Magnafena'. In diesem Jahr waren die Unterschiede bei 75 % Befallsniveau nicht mehr so groß und erst bei der Abreife von größerer Bedeu-



tung. Die ungarischen bzw. tschechischen Sorten waren erst nach 84 - 91 Tagen bis zu 100 % befallen, die zwei anderen schon nach 63 und 70 Tagen. Die wechselnde Anordnung der Befallskurven (Abb. 22) deutete bereits darauf hin, dass die Befallsstärke nur an einigen, d. h. an 5 von 12 Einzelterminen mit dem AUDPC-Wert korrelieren würde (Tab. 14). Ein signifikanter Zusammenhang zwischen den Blattwerten und den Befallswerten bestand bei den meisten Terminen.

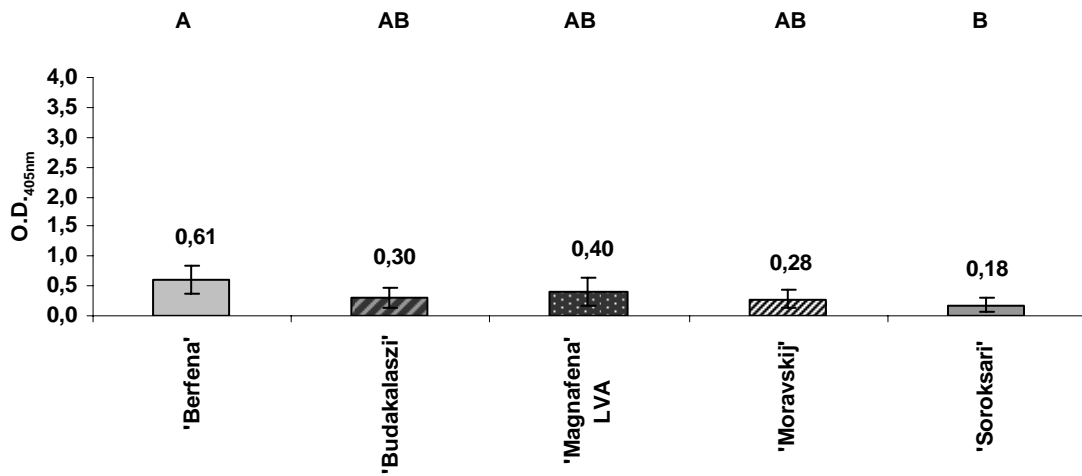
### 3.3.3 Serologische Untersuchung des Befalls



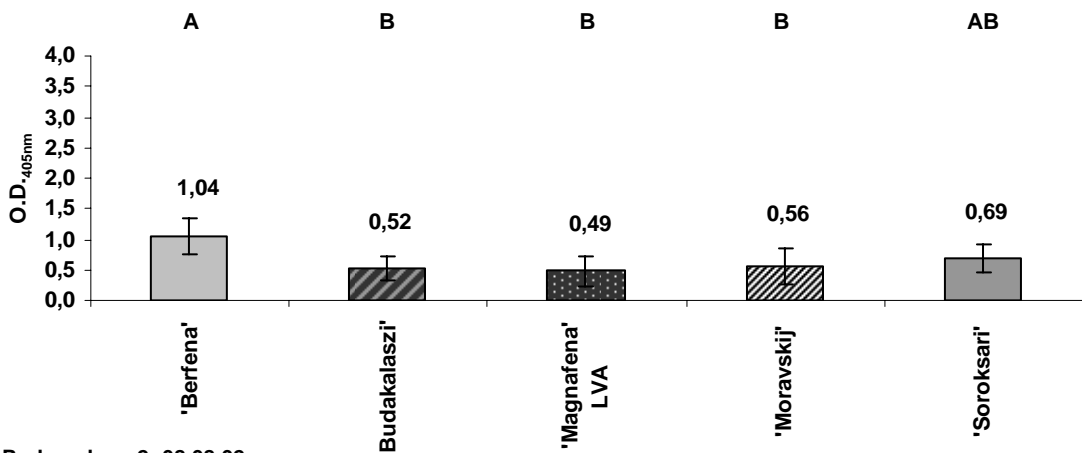
**Abb. 24:** Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über alle Sorten im Feldversuch mit IgG-K (O.D. 405nm) und IgG-M (O.D. 405nm) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern an 4 Boniturterminen (ASL 2002).

Im Jahr 2002 konnten die serologischen Untersuchungen der Blätter an vier Terminen durchgeführt werden (Abb. 24). Nachfolgend werden die IgG-M - Werte dargestellt. Am 01.08.02 (Abb. 25) unterschieden sich 'Berfena' und 'Soroksari' bereits im Anfangsbefall signifikant voneinander. Die Inokulation war in diesem Jahr am 04.07.02 durchgeführt worden. Am 08.08.02 (Abb. 25) hatte die Befallsstärke bei 'Berfena' im Vergleich zu den anderen Sorten stark zugenommen, sie unterschied sich signifikant von 'Budakalasz', 'Magnafena' und 'Moravskij'. Im weiteren Verlauf der epidemischen Phase glichen sich die Mycelwerte wieder aneinander an, signifikante Unterschiede waren am 15.08.02, bedingt durch die Standardab-

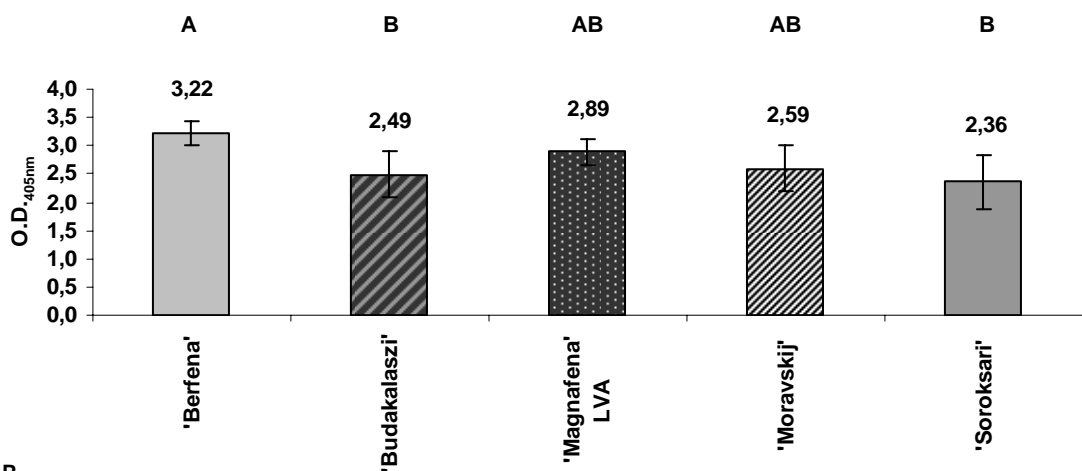
weichungen, nicht nachweisbar. Am letzten Termin (Abb. 25) unterschied sich 'Berfena' wieder signifikant von 'Budakalaszí' und 'Soroksari'.



Probenahme 1: 01.08.02



Probenahme 2: 08.08.02



P

**Abb. 25:** Vergleich der 5 Sorten im Feldversuch anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.<sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002).

### 3.3.4 Korrelation der Befallsdaten

Die Korrelationen (Tab. 15) zwischen den Scannerbonituren und dem AUDPC-Werten war an allen vier Terminen, bei IgG-K und IgG-M nur an Termin 1 und 4 signifikant, was sich auch auf die Beziehung der Erfassungsmethoden untereinander auswirkte. Beide IgG`s waren aber eng miteinander korreliert.

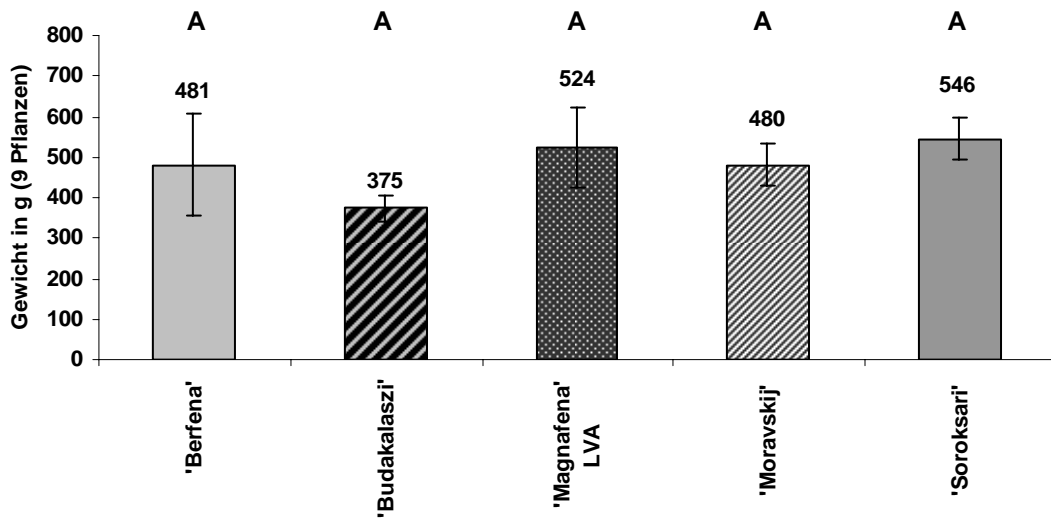
**Tab. 15:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert. Der 5 Sorten im Feldversuch. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) (ASL 2002).

Korrelationen	Termin 1 01.08.02	Termin 2 08.08.02	Termin 3 15.08.02	Termin 4 22.08.02
Einzeltermin Scannerwertbonitur zu AUDPC	0,980	0,857	0,987	0,942
Einzeltermin Scannerwertbonitur zu AULAPC	-0,819	-0,584	-0,891	-0,975
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,961	0,721	0,641	0,976
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,934	-0,398	-0,421	-0,841
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,982	0,724	0,643	0,991
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,940	-0,396	-0,431	-0,958
<b>Methodenvergleich</b>				
Einzeltermin Scannerwertbonitur zu IgG-K	0,908	0,938	0,677	0,907
Einzeltermin Scannerwertbonitur zu IgG-M	0,938	0,948	0,668	0,967
Einzeltermin IgG-K zu IgG-M	0,996	0,998	0,997	0,953

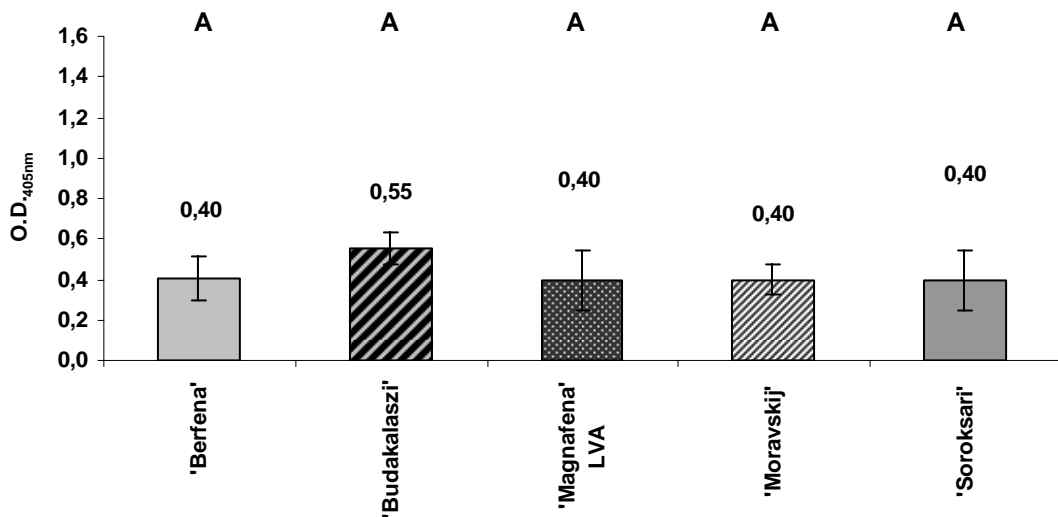
### 3.3.5 Erträge und Fruchtbefall

Die Ertragsuntersuchungen (Abb. 26) zeigten besonders bei 'Berfena' und 'Magna-fena' größere Schwankungen der Parzellenerträge ohne signifikante Unterschiede. Der stärkere Blattbefall von 'Berfena' wirkte sich im Vergleich zu den anderen Sorten (speziell 'Magna-fena') nicht sehr stark aus. Die serologischen Untersuchungen zum Fruchtbefall ergaben eine gleichmäßige Konidien- und Mycelbelastung der Früchte ohne signifikante Unterschiede zwischen den Sorten (Abb. 27 und 28). Der Ertrag wurde vom Befall oder den Blattwerten an keinem Termin beeinflusst, da die beiden Hochleistungssorten trotz ihres höheren Befalls noch vergleichsweise hohe Erträge erzielten, was auf eine Toleranz gegenüber dem Erregerbefall hindeutete. Es bestand nur eine enge Korrelation zwischen dem

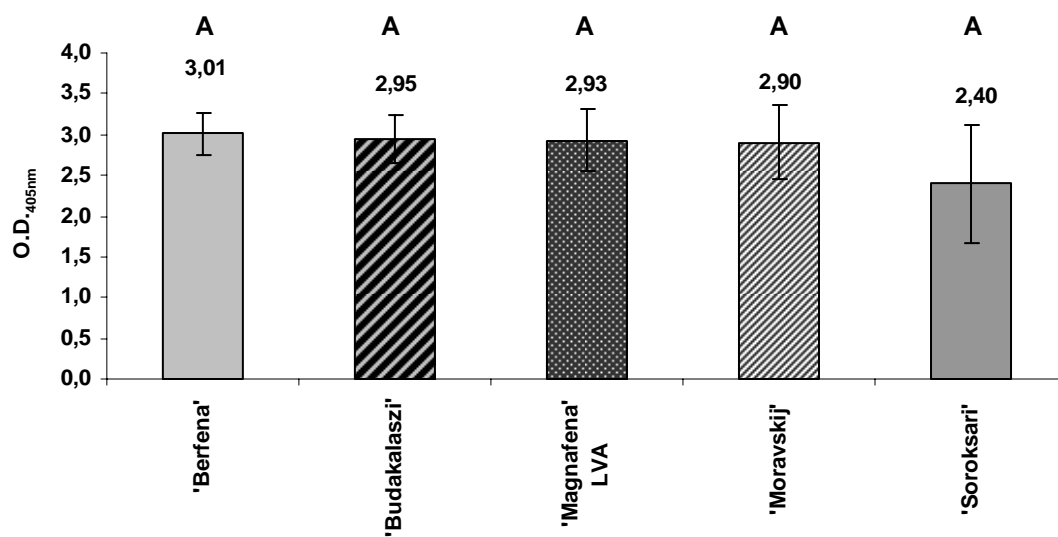
AUDPC- und dem AULAPC-Wert von  $r = -0,917$ . Eine Vorhersage der Ertrags-  
wartung war in diesem Jahr mit keiner Testmethode möglich.



**Abb. 26:** Erträge der 5 Sorten im Feldversuch (9 Pflanzen/ Parzelle) Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (ASL 2002).



**Abb. 27:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2002).



**Abb. 28:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (ASL 2002).

### 3.4 Sortenversuch Quedlinburg 2001

Im Jahr 2001 wurden auf dem Versuchsfeld Quedlinburg 10 Sorten und Herkünfte ('Berfena', 'Bulgare', 'Budakalasz', 'Magnafena' (zwei unterschiedliche Vermehrungen LVA und NLC), 'Frankreich', 'Moravskij' und 'Soroksari') im Parallelversuch zu Aschersleben angebaut. Die künstliche Inokulation mit einer Konidien suspension erfolgte am 05.07.02 (Konzentration  $2,8 \cdot 10^5$  Konidien/ ml).

#### 3.4.1 Blattflächendynamik

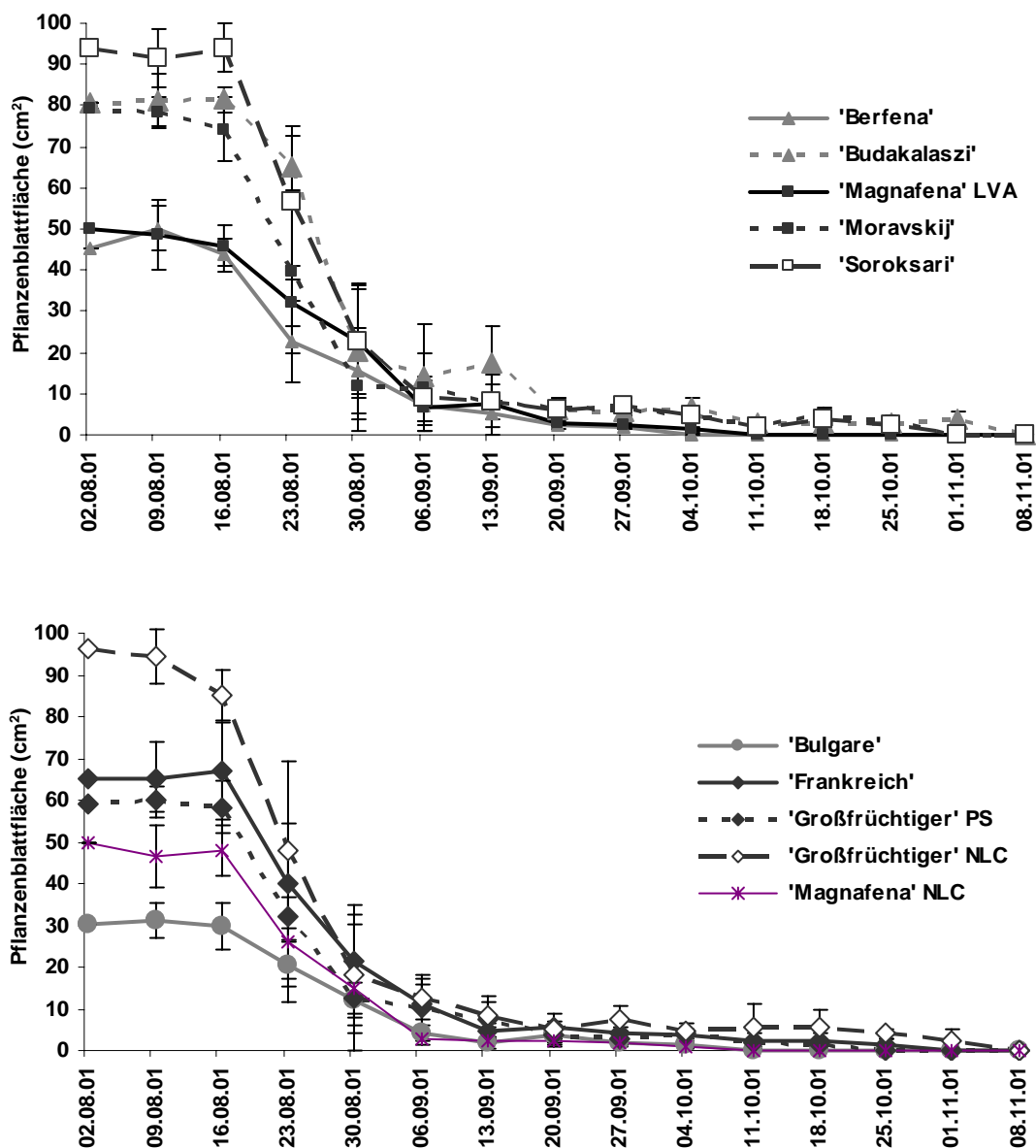
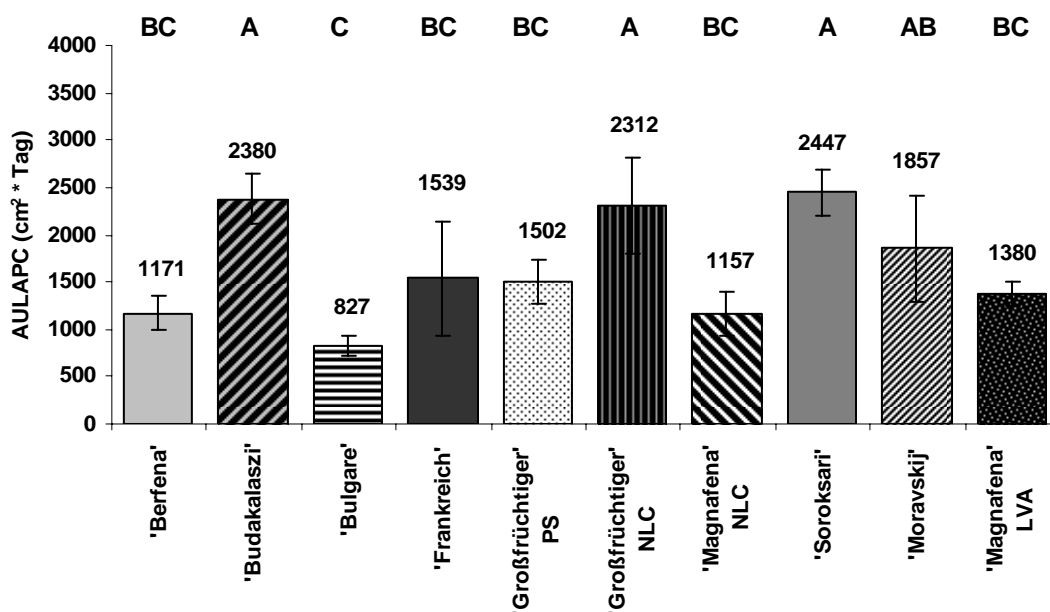


Abb. 29: Pflanzenblattflächendynamik (cm<sup>2</sup>) der 10 Sorten im Feldversuch (QLB 2001).

Die angebauten Sorten wiesen am Standort Quedlinburg eine deutlich höhere Blattfläche auf als in Aschersleben (Abb. 29). Die Blattflächenreduktion setzte daher auch auf einem höheren Niveau und deutlich langsamer ein, verlief danach aber bei den unteren Blättern schneller, beschleunigt durch den Lichtmangel der dichteren Bestände. Die Sorte 'Großfrüchtiger' NLC erreichte auch an diesem Standort eine deutlich höhere Biomasse als die Vermehrung 'Großfrüchtiger' PS.



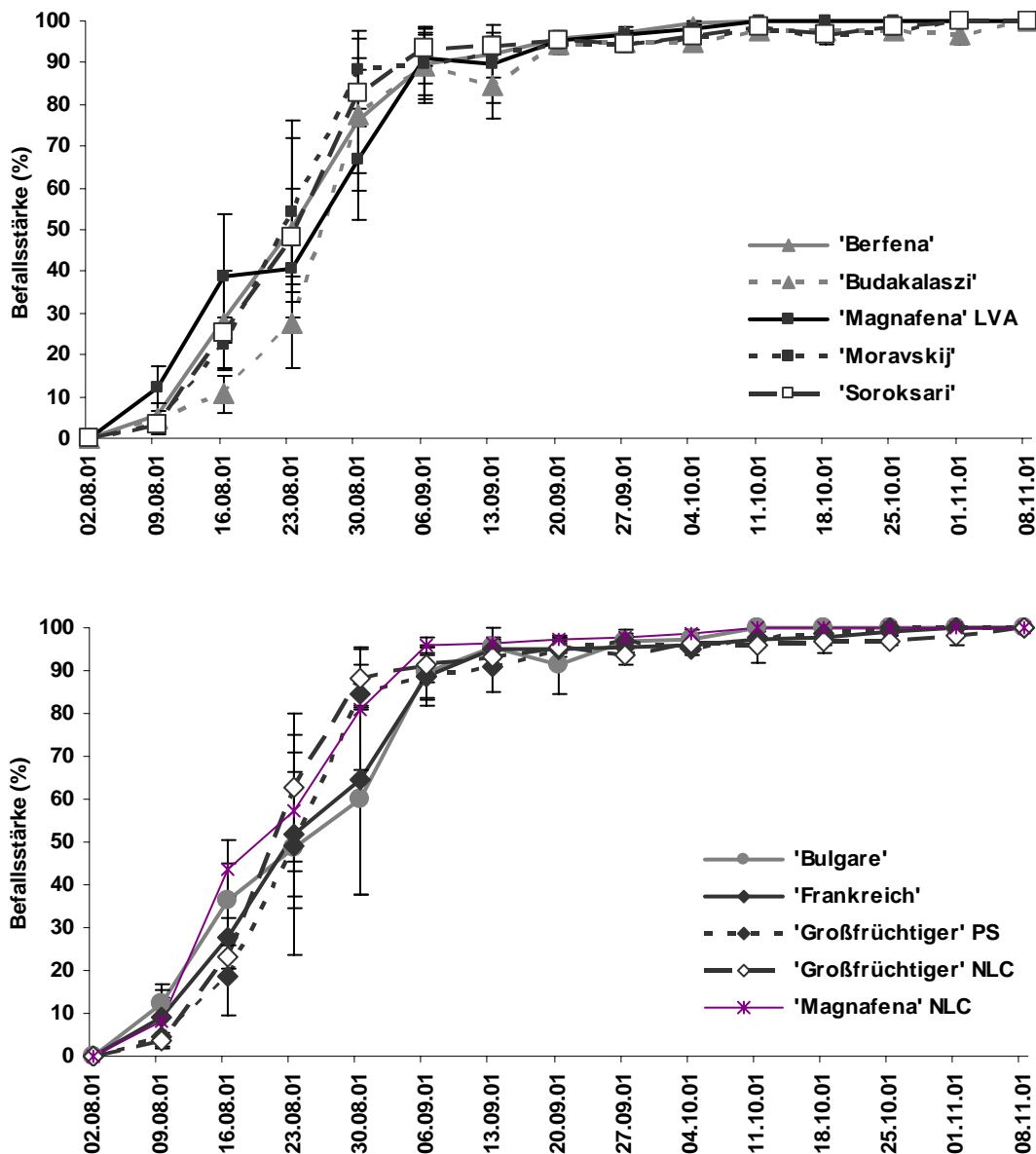
**Abb. 30:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001).

Die AULAPC-Werte (Abb. 30) zeigten bei der Sorte 'Großfrüchtiger' ebenfalls die Herkunftsunterschiede. Die Sorten 'Berfena' und 'Magnafena' unterschieden sich von den anderen durch ihre geringere Biomasse, die ungarischen und tschechischen Sorten hatten fast die doppelte Blattmenge für die Assimilation und Ertragsbildung zur Verfügung.

### 3.4.2 Befallsentwicklung

Die Befallskurven (Abb. 31) lagen an diesem Standort sehr eng zusammen. Eine Differenzierung zwischen anfälligen und weniger anfälligen Sorten war nicht deutlich erkennbar. Das starke Wachstum der Pflanzen war besonders bei den ungarischen und tschechischen Sorten problematisch, da es durch Lichtmangel zu einem beschleunigten Absterben der unteren Blätter kam. Der Befall mit *M. anethi*

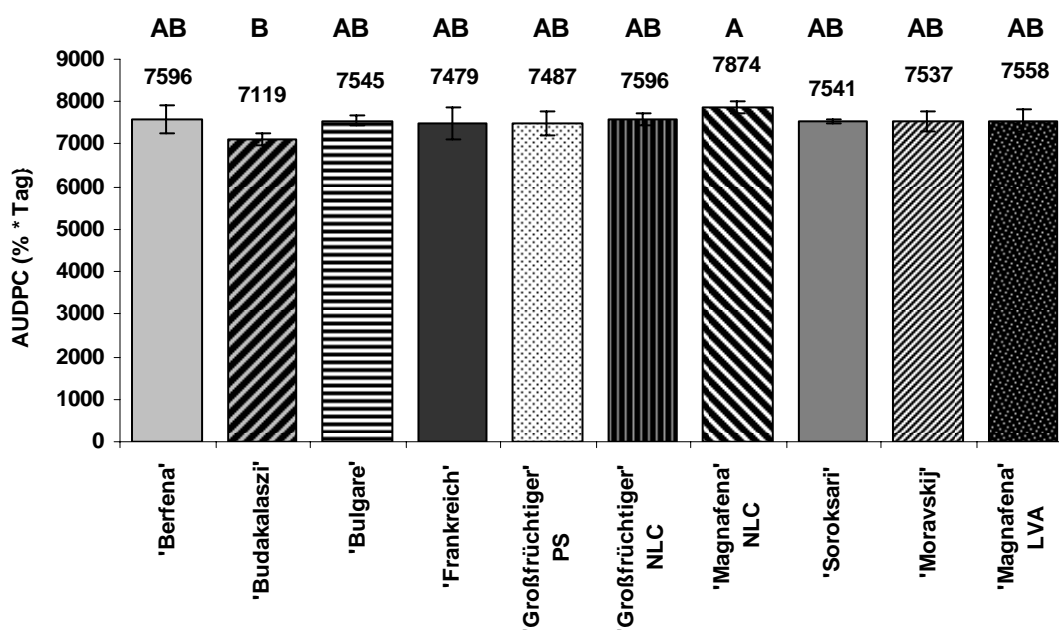
war vorhanden und verursachte mittlere Befallsstärken auf den Blättern, war aber nicht immer von natürlichen Blattverbräunungen zu trennen.



**Abb. 31:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) von 10 Fenchelsorten im Feldversuch (QLB 2001).

Durch diese Vermischung der Symptome ergab sich bei den AUDPC-Werten ein relativ einheitliches Bild (Abb. 32). Signifikante Unterschiede waren nur zwischen 'Magnafena' NLC und 'Budakalaszí' vorhanden. Aus diesem Grund zeigte auch Tabelle 16 einen recht gleichmäßigen Befallsverlauf an den Pflanzen. Erst beim 100 % Befall ergab sich eine Sortenaufteilung je nach Anfälligkeit, da die mittleren und oberen Blätter nicht durch das dichtere Bestandesklima beeinflusst waren.





**Abb. 32:** Vergleich der 10 Sorten im Feldversuch anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001).

**Tab. 16:** Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (QLB 2001).

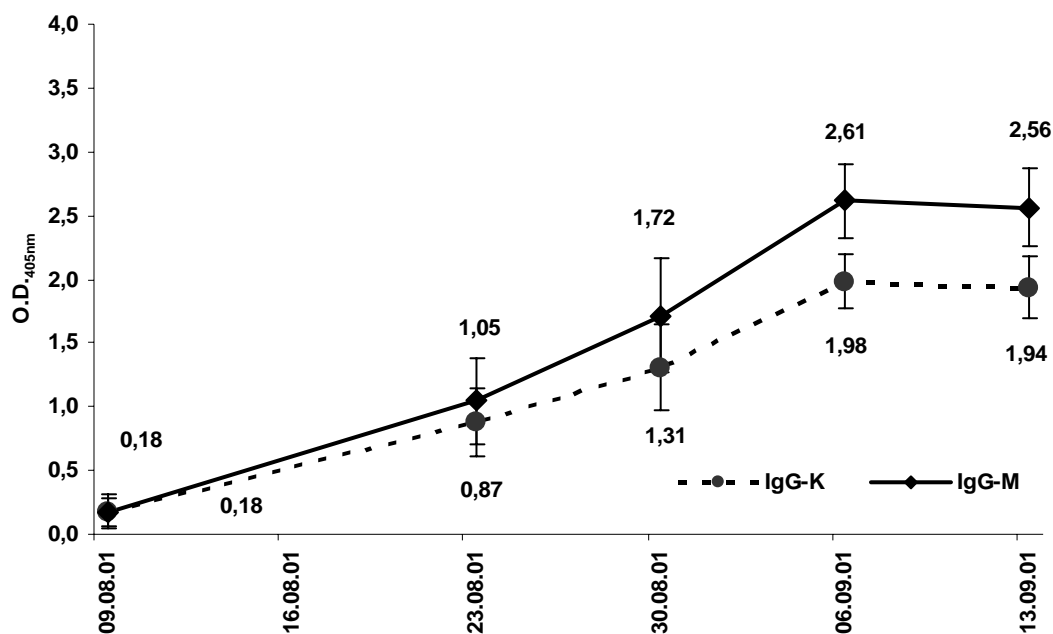
Sorten	Zeit (Tage nach Erstsymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25% Befall	> 50% Befall	> 75% Befall	100 % Befall
'Berfena'	13	21	28	70
'Budakalasz'	20	25	28	98
'Bulgare'	11	22	32	70
'Frankreich'	13	21	32	91
'Großfrüchtiger' PS	16	22	27	98
'Großfrüchtiger' NLC	15	19	25	98
'Magnafena' NLC	11	18	27	70
'Soroksari'	14	22	27	91
'Moravskij'	15	21	26	91
'Magnafena' LVA	11	24	31	70

An diesem Standort bestand kein signifikanter Zusammenhang zwischen dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert (Tab. 17). Am stärksten wirkten sich die vorhandenen Biomassen der Sorten aus, der Befall hatte eine untergeordnete Bedeutung auf das Absterbeverhalten der Blätter, d. h. durch die Konidienbildungen des Pilzes wurde an diesem Standort keine beschleunigte Blattreduktion verursacht.

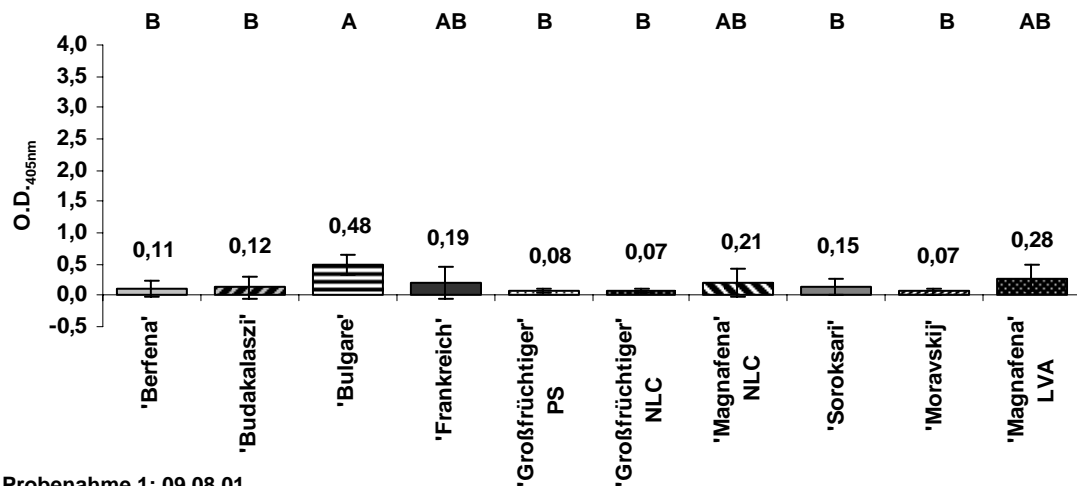
**Tab. 17:** Korrelationskoeffizienten zwischen der Befallsstärke und den Blattflächenwerten der Einzeltermine, dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2001).

Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
09.08.01	0,209	-0,742	-0,357	0,967	-0,814	-0,487
16.08.01	0,798	-0,701	-0,382	0,971	-0,664	
23.08.01	0,776	-0,173	-0,652	0,951	-0,403	
30.08.01	0,100	0,595	-0,263	0,488	-0,188	
06.09.01	0,648	0,074	-0,725	0,774	-0,516	
13.09.01	0,805	-0,436	-0,818	0,769	-0,895	
20.09.01	0,450	0,192	-0,597	0,813	-0,232	
27.09.01	0,494	-0,858	-0,356	0,925	-0,968	
04.10.01	0,649	-0,654	-0,677	0,877	-0,920	
11.10.01	0,420	-0,721	-0,356	0,767	-0,972	
18.10.01	0,373	-0,841	-0,291	0,856	-0,973	
25.10.01	0,438	-0,847	-0,394	0,858	-0,993	
01.11.01	0,676	-0,614	-0,648	0,624	-0,998	

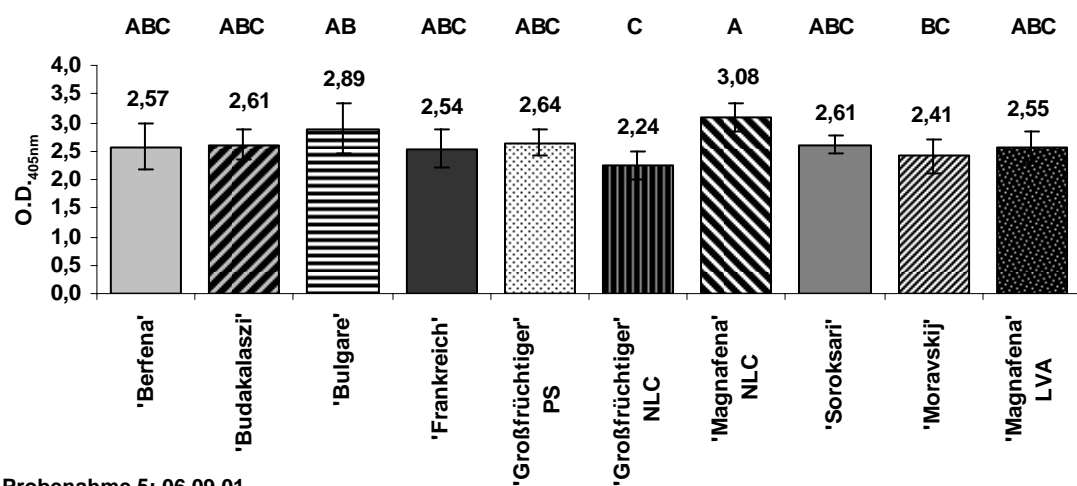
### 3.4.3 Serologische Untersuchung des Befalls



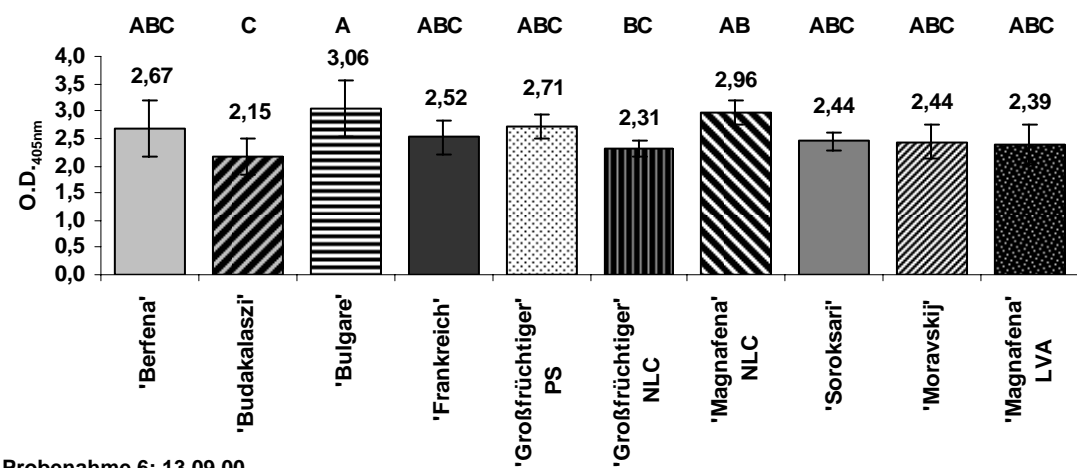
**Abb. 33:** Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über alle Sorten des Feldversuchs) mit IgG-K (O.D. 405nm) und IgG-M (O.D. 405nm) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern an 5 Boniturterminen (QLB 2001).



Probenahme 1: 09.08.01



Probenahme 5: 06.09.01



Probenahme 6: 13.09.00

**Abb. 34:** Vergleich der 10 Sorten des Feldversuchs anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D.<sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001).

Durch ein technisches Problem (Ausfall einer Tiefkühltruhe) konnten die serologischen Untersuchungen der Blätter nur an fünf Terminen (Abb. 33) durchgeführt werden, die Blattproben vom 16.08.01 fehlten. Auch in diesem Jahr waren die Werte von IgG-K und IgG-M an den einzelnen Terminen signifikant korreliert (siehe auch Tab. 18). Am ersten Untersuchungstermin (09.08.01) (Abb. 34) fiel besonders die Akzession 'Bulgare' durch die signifikant höheren Mycelwerte bei Boniturbeginn auf. Die beiden Herkünfte von 'Magnafena' erreichten ebenfalls höhere Werte. Am 23.08.01 und am 30.08.01 traten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Sorten auf, der Befall mit *M. anethi* war aber serologisch eindeutig nachweisbar. 'Magnafena' NLC erreichte an Termin 5 (06.09.01) (Abb. 34) die höchste Mycelmenge und unterschied sich signifikant von 'Moravskij' und dem 'Großfrüchtigen' NLC. Am 13.09.01 (Abb. 34) erreichte 'Bulgare' die höchsten und 'Budakalaszí' die niedrigsten Werte bei den Mycelmengen in den Blättern. 'Magnafena' NLC hatte ebenfalls hohe Befallswerte, unterschied sich aber nicht signifikant von den anderen Sorten, außer von 'Budakalaszí'.

### 3.4.4 Korrelation der Befallsdaten

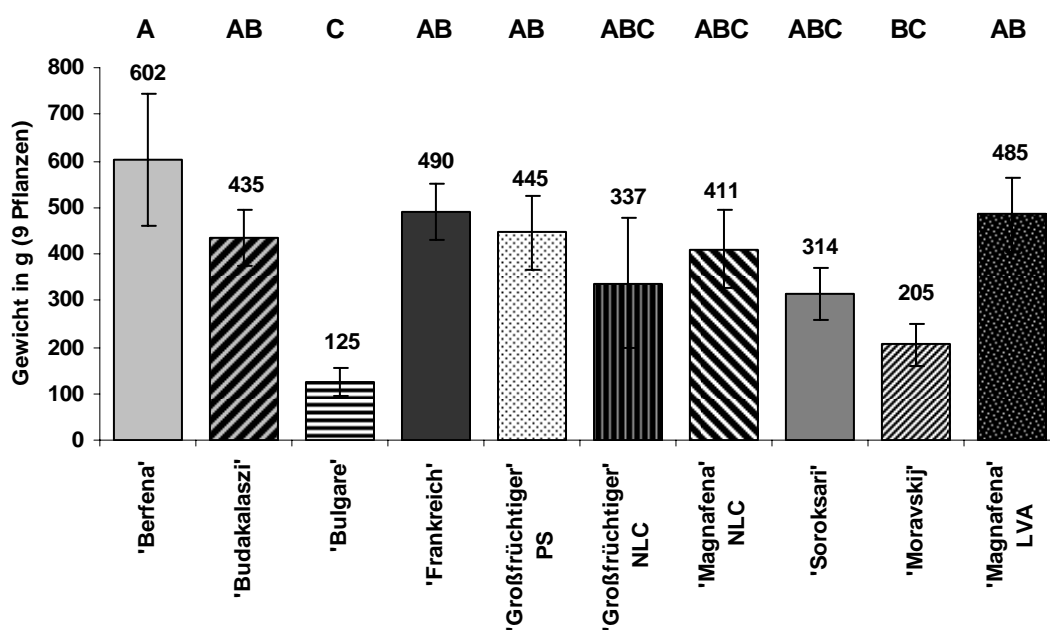
**Tab. 18:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2001).

Korrelationen	Boniturtermine				
	Termin 1 09.08.01	Termin 3 23.08.01	Termin 4 30.08.01	Termin 5 06.09.01	Termin 6 13.09.01
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AUDPC	0,209	0,776	0,100	0,648	0,805
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AULAPC	-0,742	-0,173	0,595	0,074	-0,436
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,198	0,861	0,346	0,383	0,607
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,661	-0,511	0,203	-0,594	-0,901
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,142	0,835	0,324	0,361	0,624
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,621	-0,454	0,238	-0,592	-0,830
Methodenvergleich					
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-K	0,887	0,823	0,833	0,431	0,641
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-M	0,870	0,876	0,854	0,453	0,698
Einzeltermin IgG-K zu IgG-M	0,974	0,982	0,995	0,991	0,974

Die Datenermittlungsmethoden (Tab. 18) korrelierten an 4 von 5, die beiden IgG`'s an allen untersuchten Terminen. Die Ergebnisse der Gesamtverrechnungen des AULAPC- und des AUDPC-Wertes waren durch die Befallsstärke bzw. Blattflächendynamik oder die serologischen Untersuchungen an Einzelterminen nicht vorhersagbar.

### 3.4.5 Erträge und Fruchtbefall

'Bulgare' wies den niedrigsten Ertrag (Abb. 35) in der Sortenprüfung auf, 'Berfena' den höchsten mit der höchsten Standardabweichung. Der 'Großfrüchtige' NLC mit der größeren Biomasse erreichte tendenziell niedrigere Ertragswerte als der 'Großfrüchtige' PS.



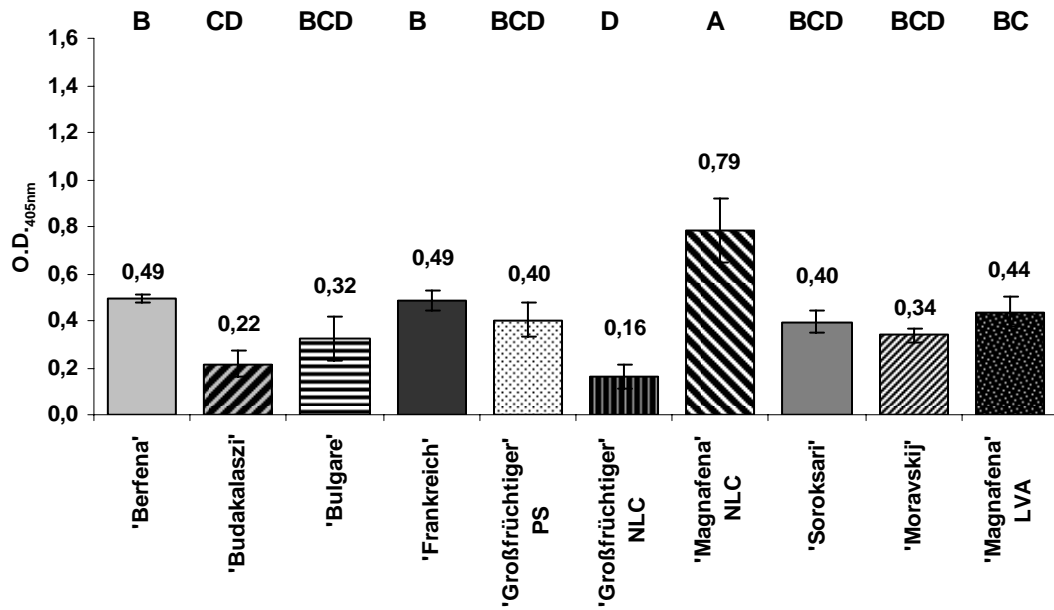
**Abb. 35:** Erträge der 10 Sorten des Feldversuchs (9 Pflanzen/ Parzelle) Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001).

Das Ertragsergebnis war an keinem Boniturtermin und mit keiner Boniturmethode vorhersagbar und weder durch die Befallsstärke noch durch die Blattmenge zu beeinflussen, sondern durch die Sorten vorgegeben (Tab. 19). Am 20.09. war die Befallsstärke mit dem Ertragswert positiv signifikant korreliert ( $r = 0,64$ ). Die Sorte 'Bulgare' erreichte beim Befall- und Ertragswert Rang 10. Drei Sorten ('Berfena', 'Moravskij'; Magnafena LVA) wiesen bei beiden Werten einen Unterschied von nur einem Rang auf (siehe auch Anhang).

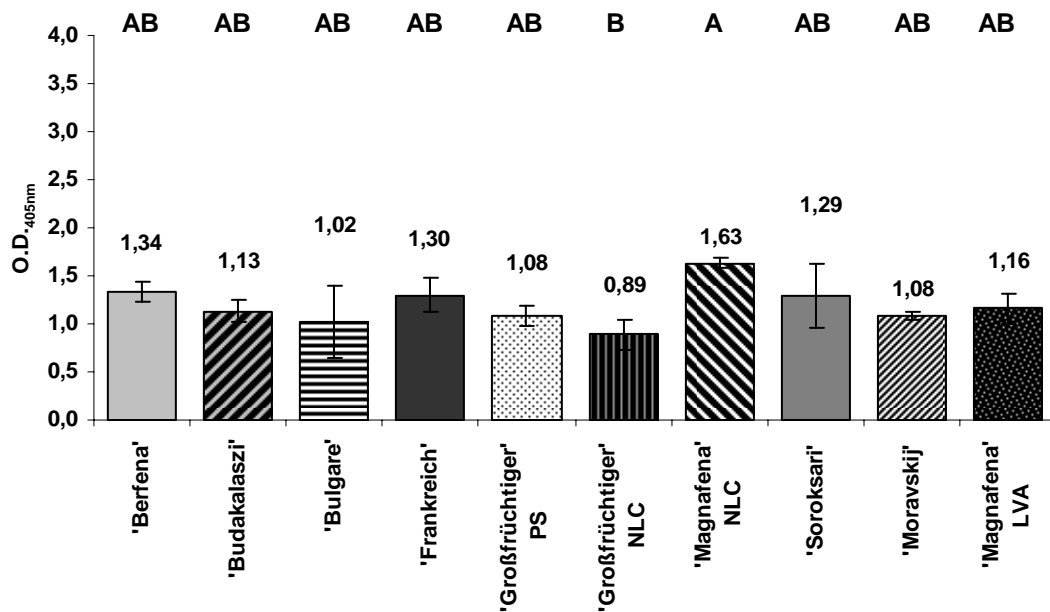
**Tab. 19:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert der Einzeltermine und dem AUDPC-, dem AULAPC- und dem Ertragswert der 10 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2001).

Termine	Befallsstärke zu Ertrag	Blattflächenwert zu Ertrag	AUDPC zu Ertrag	AULAPC zu Ertrag	AUDPC zu AULAPC
09.08.01	-0,001	-0,065	-0,050	-0,054	<b>-0,487</b>
16.08.01	-0,056	-0,069			
23.08.01	-0,208	-0,026			
30.08.01	-0,037	0,417			
06.09.01	-0,084	0,091			
13.09.01	-0,318	0,150			
20.09.01	0,640	-0,368			
27.09.01	0,377	-0,307			
04.10.01	0,320	-0,215			
11.10.01	0,054	-0,126			
18.10.01	0,321	-0,329			
25.10.01	0,290	-0,293			
01.11.01	-0,056	0,047			

Bei der Fruchtbelastung mit Konidien (Abb. 36) ergaben sich signifikante Unterschiede. 'Magnafena' NLC erreichte die höchsten Befallswerte, gefolgt von 'Berfena', 'Frankreich' und 'Magnafena' LVA. Die niedrigsten Gehalte hatte 'Großfrüchtiger' NLC. Das Ergebnis der Myceluntersuchung (Abb. 37) ähnelte dem vorherigen Ergebnis, es bestand aber nur zwischen 'Magnafena' NLC und 'Großfrüchtiger' NLC ein signifikanter Unterschied.



**Abb. 36:** Nachweis von *M. anethi*-Konidien an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D.<sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001).



**Abb. 37:** Nachweis von *M. anethi*-Mycel an Früchten der 10 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D.<sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001).

### 3.5 Sortenversuch Quedlinburg 2002

Im Jahr 2002 wurden, genau wie am Standort Aschersleben, nur 5 Sorten ('Berfena', 'Magnafena', 'Moravskij', 'Budakalaszki' und 'Soroksari') angebaut und bonitiert. Die künstliche Inokulation mit einer Konidiensuspension von *M. anethi* erfolgte am 05.07.02 ( $2,8 \cdot 10^5$  Konidien/ ml). In diesem Jahr wurde die Abreife durch die kühle Witterung zwischen Anfang und Mitte Oktober beschleunigt, die zu einem plötzlichen totalen Fruchtausfall der ungarischen und tschechischen Sorten durch Frost führte und hier Ertragsuntersuchungen verhinderte.

#### 3.5.1 Blattflächendynamik

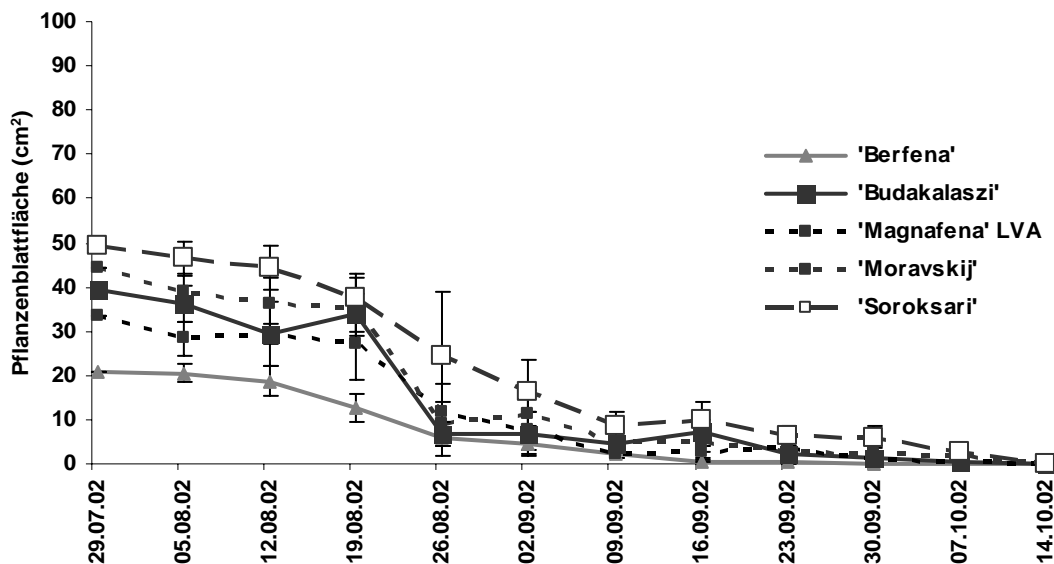
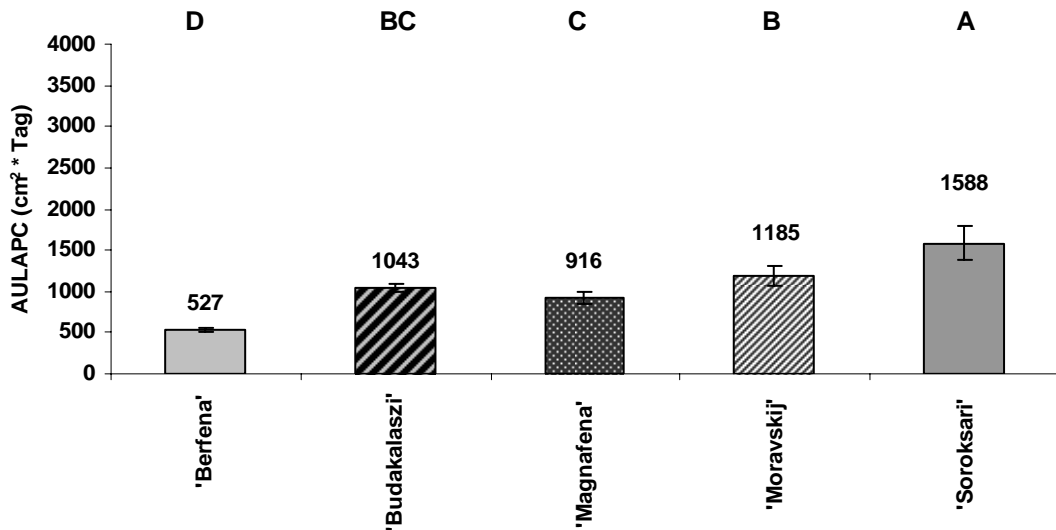


Abb. 38: Pflanzenblattflächendynamik ( $\text{cm}^2$ ) der 5 Sorten des Feldversuchs (QLB 2002).

Ab Anfang August wurde die Pflanzenblattfläche (Abb. 38) durch den Befall mit *M. anethi* von den unteren Blättern ausgehend reduziert. Auch in diesem Jahr hatte die genetisch vorgegebene Ausgangsbiomasse einen starken Einfluss auf den Kurvenverlauf. Bei 'Budakalaszki' ergaben sich Probleme mit der Blattbonitur durch einen lückigen Parzellenaufbau (Wildschaden), was auch im uneinheitlichen Kurvenverlauf bemerkbar machte. Die höchste Biomasse wurde von 'Soroksari' gebildet, von 'Magnafena' und 'Berfena' die niedrigste (Abb. 39).

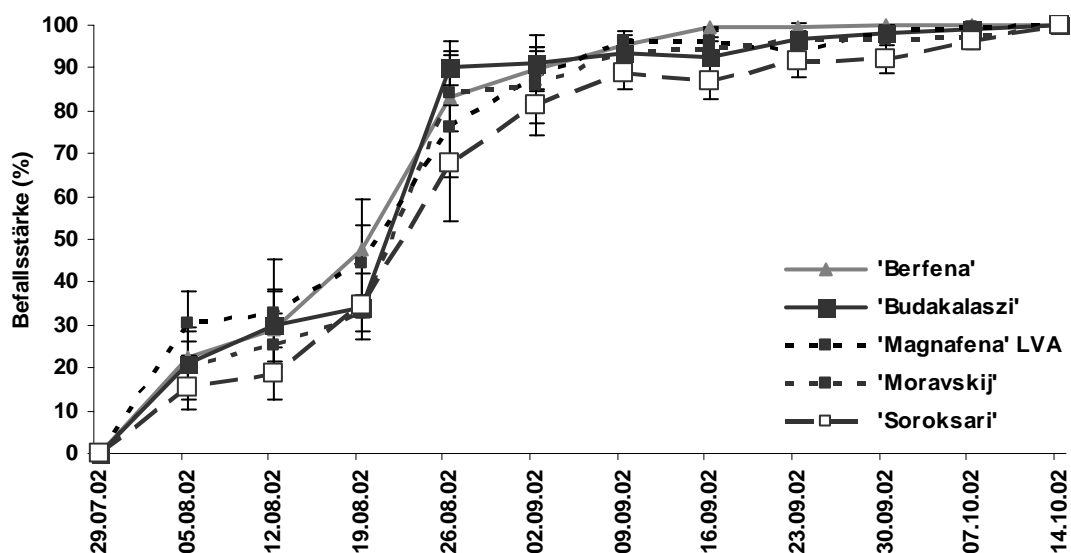




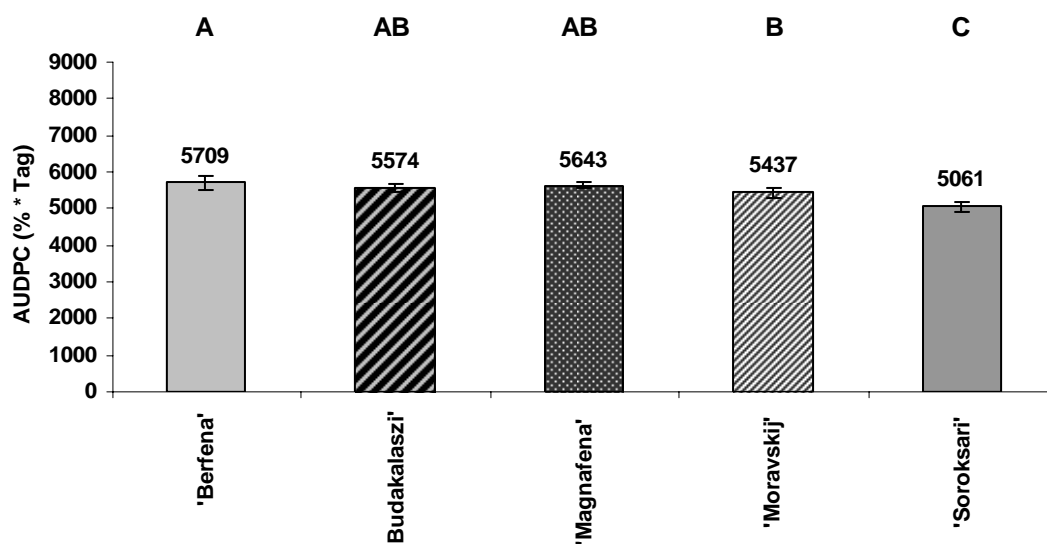
**Abb. 39:** Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs anhand der Pflanzenblattflächendynamik (Fläche unter der Blattflächenkurve AULAPC). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2002).

### 3.5.2 Befallsentwicklung

Die Befallsentwicklung verlief an den angebauten Sorten relativ gleichmäßig, typische Sortenaufteilungen waren nicht ausgeprägt (Abb. 40).



**Abb. 40:** Befallskurven (durch *M. anethi* befallene Blattfläche in %) der 5 Sorten des Feldversuchs (QLB 2002).



**Abb. 41:** Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs anhand des Befalls (Fläche unter der Befallskurve AUDPC) durch *M. anethi*. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2002).

Bei der Verrechnung der Befallswerte (Abb. 41) ergaben sich signifikante Befallsunterschiede zwischen 'Berfena', 'Moravskij' und 'Soroksari'.

Die Befallsentwicklung (Tab. 20) verlief sehr einheitlich, nur 'Berfena' erreichte 14 Tage vor den anderen Sorten ein Befallsniveau von 100 %. Im Jahr 2002 ergab sich ein rechnerischer Zusammenhang zwischen den Befalls- und Blattwerten der angebauten Sorten (Tab. 21). Bei den Einzelterminen bestand ab Anfang September ein Zusammenhang mit dem AUDPC-Wert.

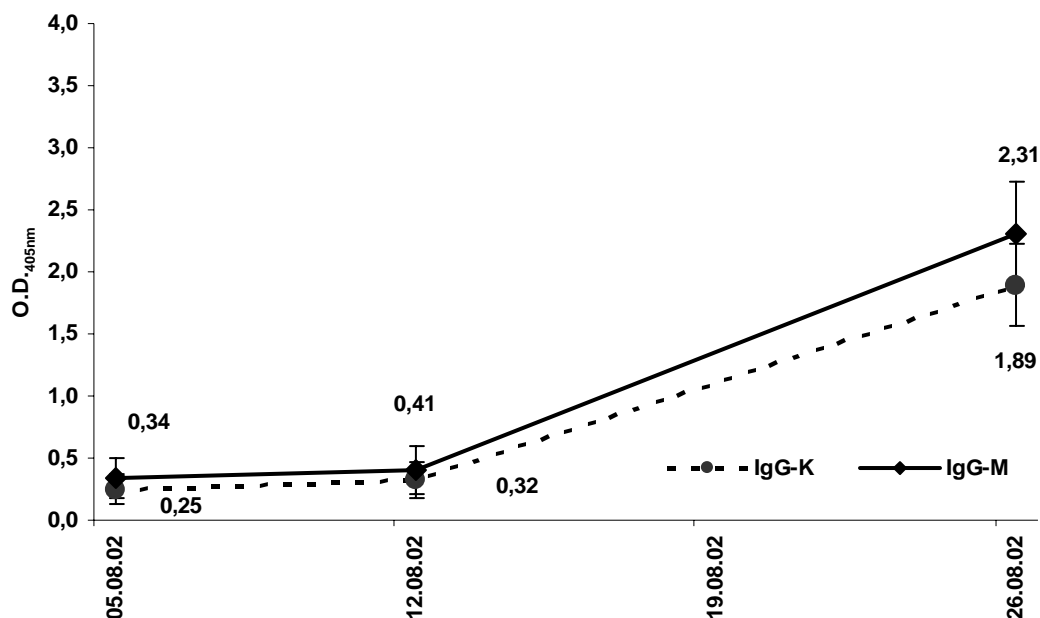
**Tab. 20:** Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs anhand der Zeitspanne (Tage) zwischen dem Auftreten der ersten Symptome und dem Erreichen eines definierten Befallsniveaus (linear interpoliert) der Gesamtpflanze (QLB 2002).

Sorten	Zeit (Tage nach Erstersymptomen) bis zum Erreichen eines Befalls von			
	> 25% Befall	> 50% Befall	> 75% Befall	100 % Befall
'Berfena'	11	22	27	63
'Budakalasz'	11	23	27	77
'Magnafena' LVA	6	23	28	77
'Moravskij'	14	24	27	77
'Soroksari'	17	25	32	77

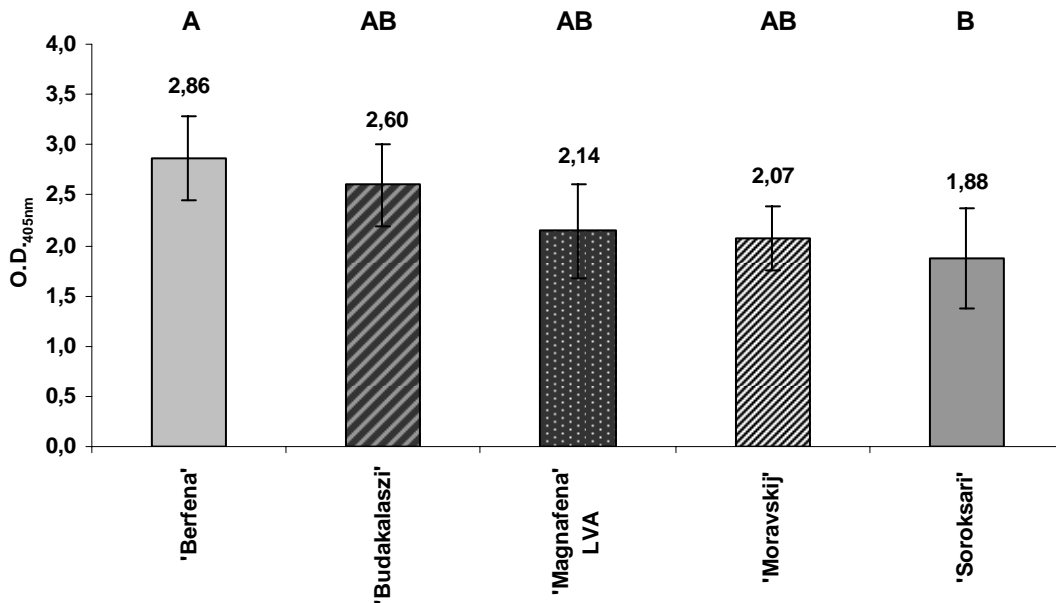
**Tab. 21:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken und Blattflächenwerten der Einzeltermine und der Gesamtverrechnungen des Befalls (AUDPC) und der Blattentwicklung (AULAPC) der 5 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2002).

Termine	Befallsstärke zu AUDPC	Befallsstärke zu AULAPC	Blattflächenwert zu AUDPC	Blattflächenwert zu AULAPC	Befallsstärke zu Blattflächenwert	AUDPC zu AULAPC
05.08.02	0,751	-0,599	-0,900	0,981	-0,663	-0,937
12.08.02	0,936	-0,784	-0,927	0,991	-0,775	
19.08.02	0,656	-0,806	-0,707	0,905	-0,918	
26.08.02	0,685	-0,550	-0,898	0,819	-0,913	
02.09.02	0,911	-0,815	-0,972	0,949	-0,952	
09.09.02	0,957	-0,851	-0,960	0,920	-0,979	
16.09.02	0,923	-0,954	-0,852	0,923	-0,984	
23.09.02	0,790	-0,835	-0,887	0,913	-0,983	
30.09.02	0,994	-0,950	-0,998	0,942	-0,999	
07.10.02	0,951	-0,933	-0,969	0,938	-0,997	

### 3.5.3 Serologische Untersuchung des Befalls



**Abb. 42:** Vergleich von PTA-ELISA-Werten (Mittelwertbildung über alle Sorten des Feldversuchs) mit IgG-K (O.D. 405nm) und IgG-M (O.D. 405nm) auf Konidien- und Mycelbildungen von *M. anethi* auf Blättern an 3 Boniturterminen (QLB 2002).



**Abb. 43:** Vergleich der 5 Sorten des Feldversuchs (Termin 4: 26.08.01) anhand von PTA-ELISA-Werten mit IgG-M (O.D. <sub>405nm</sub>) auf Mycelbildungen von *M. anethi* in Blättern. Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2002).

Die Blattproben wurden in diesem Jahr an drei Terminen serologisch untersucht (Abb. 42). Die Werte von IgG-K und IgG-M waren wiederum signifikant korreliert (siehe auch Tab. 22). Durch ein technisches Problem konnten die Blattproben vom 19.08.02 nicht untersucht werden.

Am ersten (05.08.02) und dritten Boniturtermin (12.08.02) waren die Befallswerte ähnlich und die Standardabweichungen so hoch, dass sich keine signifikanten Unterschiede zwischen den Sorten ergaben. Am 26.08.02 (Abb. 43) differenzierten sich 'Berfena' und 'Soroksari' erstmalig signifikant in der gebildeten Mycelmenge voneinander.

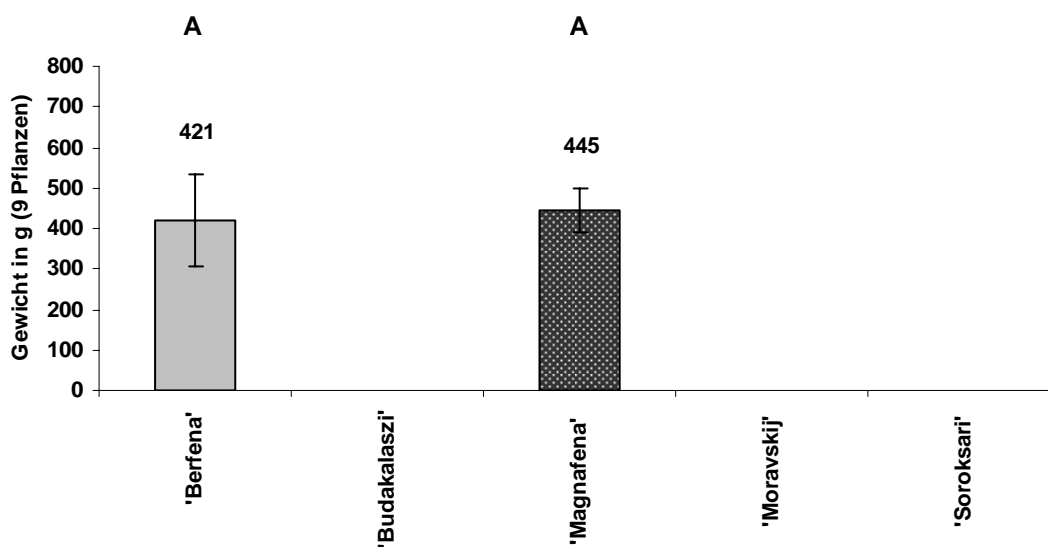
### 3.5.4 Korrelation der Befallsdaten

Die Datenermittlung von Scannerboniturwerten und IgG-M Werten (Tab. 22) korrelierte an zwei Terminen von dreien, mit IgG-K konnte keine Übereinstimmung erzielt werden. Da die beiden IgG's übereinstimmende Ergebnisse zeigten, unterschieden sich die „inneren“ Blattbefallswerte von den äußerlich sichtbaren Symptome, die die Farbprofilsoftware erfasste.

**Tab. 22:** Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken, dem Blattflächenwert und der serologischen Untersuchung der Einzeltermine und dem AUDPC- und dem AULAPC-Wert der 5 Sorten des Feldversuchs. Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten (QLB 2002).

Korrelationen	Termin 1 05.08.02	Termin 2 12.08.02	Termin 4 26.08.02
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AUDPC	0,751	0,936	0,685
Einzeltermin Scannerboniturwert zu AULAPC	-0,599	-0,784	-0,550
Einzeltermin IgG-K zu AUDPC	0,640	0,671	0,769
Einzeltermin IgG-K zu AULAPC	-0,618	-0,521	-0,874
Einzeltermin IgG-M zu AUDPC	0,663	0,766	0,757
Einzeltermin IgG-M zu AULAPC	-0,611	-0,581	-0,846
Methodenvergleich			
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-K	0,862	0,816	0,564
Einzeltermin Scannerboniturwert zu IgG-M	0,879	0,901	0,692
Einzeltermin IgG-K zu IgG-M	0,995	0,978	0,979

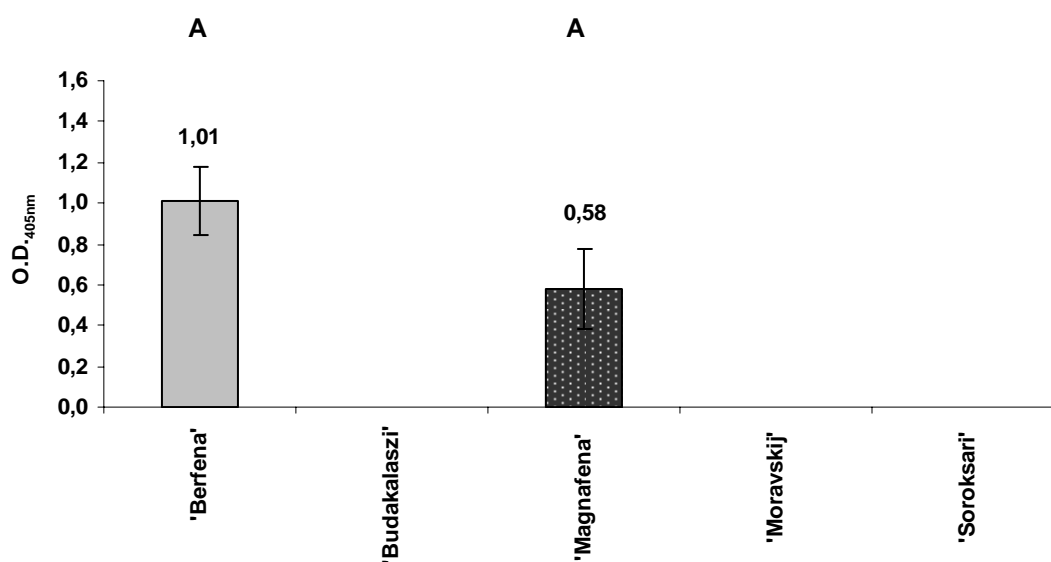
### 3.5.4 Erträge und Fruchtbefall



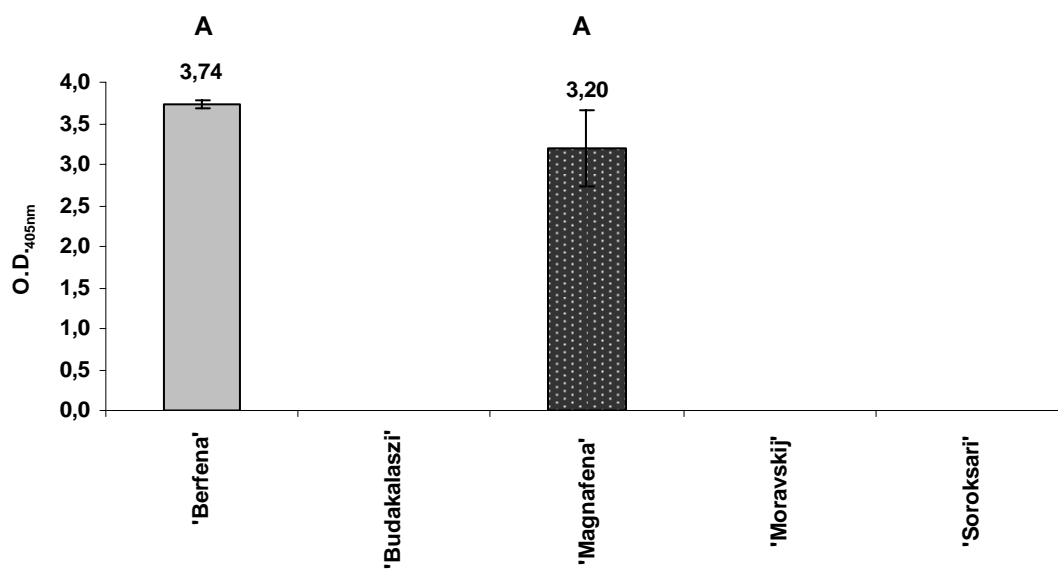
**Abb. 44:** Erträge der 5 Sorten des Feldversuchs (9 Pflanzen/ Parzelle). Signifikante Unterschiede ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet (QLB 2001).

Durch die Frosteinwirkung auf die später abreifenden ausländischen Sorten vor der Ernte konnten nur die Erträge der beiden deutschen Sorten ermittelt und untersucht werden (Abb. 44). Das Ertragsgewicht unterschied sich kaum voneinander, beide Sorten sind neuere Hochleistungssorten. Bei 'Berfena' traten unter *M. anethi* - Befall höhere Standardabweichungen auf als bei 'Magnafena', signifikante Unterschiede ergaben sich nicht, ebenso wie bei der Fruchtbelastung mit Konidien und Mycel (Abb. 45 und 46).

Die Fruchtbelastungen waren aber bei 'Berfena' tendentiell etwas höher als bei 'Magnafena'. Eine Übersicht über die Korrelationskoeffizienten zwischen den Befallsstärken und Blattflächenwerten der Einzeltermine, den Befallswerten (AUDPC), der Blattentwicklung (AULAPC) und den Ertragswerten wurde durch die Fruchtausfälle der ungarischen und tschechischen Sorten verhindert.



**Abb. 45:** Nachweis von *M. anethi* - Konidien an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-K (O.D. <sub>405nm</sub>) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001).



**Abb. 46:** Nachweis von *M. anethi* - Mycel an Früchten der 5 Sorten des Feldversuchs durch PTA-ELISA mit IgG-M (O.D. 405nm) (Mittelwert von 3 Wiederholungen von je 1 g Saatgut) (QLB 2001).

### 3.6 Vergleich der Anbaujahre und Standorte

#### 3.6.1 Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit

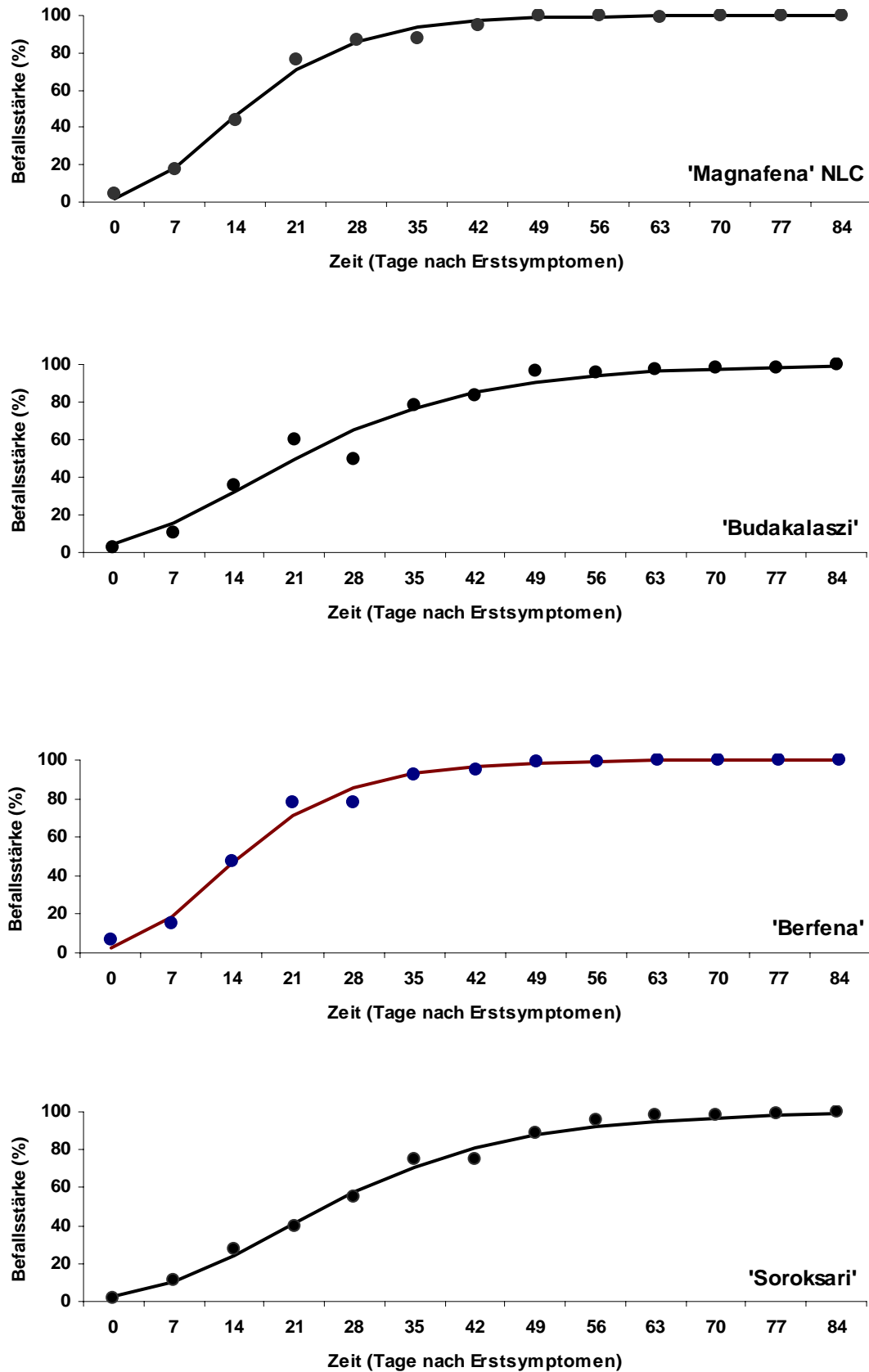
Zur Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit von *M. anethi* an Fenchel wurden die Gompertz- und die logistische Funktion an die Befallskurven der Sorten angepasst. Die Gompertz-Funktion lieferte mit  $R^2$ -Werten zwischen 0,913 und 0,998 (Minimum und Maximum 2000 - 2002) eine bessere Beschreibung der gemessenen Befallswerte als die logistische Funktion. Die Ergebnisse des Jahres 2000 für vier ausgewählte Sorten sind in Abb. 47 dargestellt.

Die geschätzten Werte für die Wachstumsrate  $r$  der Gompertz-Funktion, die als Maß für die Geschwindigkeit der Epidemien dienen, waren im Jahr 2000 in Aschersleben (Tab. 23) bei den Sorten 'Magnafena' NLC und 'Berfena' ( $r = 0,116$  und  $0,112$  / Tag) am höchsten. Die Ränge 7, 9 und 10 erreichten 'Moravskij', 'Budakalaszi' und 'Soroksari' ( $r = 0,077$ ,  $0,070$ ,  $0,068$  / Tag), die damit eine verlangsamte Befallsentwicklung zeigten.

Im Jahr 2001 (Tab. 23) belegten die beiden Herkünfte von 'Magnafena' die Ränge 1 und 2 (NLC  $r = 0,102$  und LVA  $r = 0,094$  / Tag), 'Berfena' ( $r = 0,074$  / Tag) lag auf Rang 6 gefolgt von 'Moravskij', 'Soroksari' und 'Budakalaszi' ( $r = 0,083$ ,  $0,074$ ,  $0,070$  / Tag). Die geringste Wachstumsrate zeigte in diesem Jahr 'Großfrüchtiger' NLC mit  $r = 0,065$  / Tag.

Im folgenden Jahr (2002) zeigte 'Budakalsazi' die höchste Wachstumsrate, gefolgt von 'Magnafena' LVA und 'Berfena' ( $r = 0,098$ ,  $0,097$ ,  $0,092$  / Tag).





**Abb. 47:** Beobachtete Befallskurven (Punkte) und die angepassten Gompertz-Funktionen (durchgezogene Linien) für die Sorten 'Magnafena' NLC, 'Budakalaszí', 'Berfena' und 'Soroksari' (ASL 2000).

**Tab. 23:** Geschätzte Werte für die Parameter  $a$  und  $r$  der Gompertz-Funktion, die Rangfolge der Raten sowie das Bestimmtheitsmaß  $R^2$  nach der Anpassung an die Befallswerte des Sortenversuchs in Aschersleben 2000 - 2002.

Sorten ASL 2000	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
'Berfena'	-1,292	0,112	2	0,990
'Budakalaszi'	-1,120	0,070	9	0,970
'Magnafena' NLC	-1,351	0,116	1	0,994
'Moravskij'	-1,435	0,077	7	0,989
'Soroksari'	-1,301	0,068	10	0,993
'Bulgare'	-1,203	0,091	4	0,987
'Frankreich'	-1,109	0,100	3	0,973
'Großfrüchtiger' PS	-1,467	0,089	5	0,994
'Großfrüchtiger' NLC	-1,043	0,086	6	0,991
'Florence'	-2,193	0,072	8	0,948

Sorten ASL 2001	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
'Berfena'	0,166	0,074	6	0,986
'Budakalaszi'	-0,611	0,070	9	0,994
'Magnafena' LVA	-0,204	0,094	2	0,981
'Moravskij'	-0,726	0,083	3	0,985
'Soroksari'	-0,392	0,074	7	0,979
'Bulgare'	-0,288	0,082	4	0,992
'Frankreich'	-0,175	0,077	5	0,985
'Großfrüchtiger' PS	-0,149	0,073	8	0,978
'Großfrüchtiger' NLC	-0,412	0,065	10	0,982
'Magnafena' NLC	-0,098	0,102	1	0,966

Sorten ASL 2002	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
'Berfena'	-0,237	0,092	3	0,970
'Budakalaszi'	-1,133	0,098	1	0,983
'Magnafena' LVA	-0,808	0,097	2	0,984
'Moravskij'	-0,894	0,090	4	0,983
'Soroksari'	-0,756	0,075	5	0,984

Am Standort Quedlinburg (2001) wiesen 'Großfrüchtiger' NLC ( $r = 0,153$  / Tag), 'Budakalaszi' ( $r = 0,144$  / Tag) und 'Moravskij' ( $r = 0,138$  / Tag) im ersten Untersuchungsjahr die höchsten Werte auf. Rang 9 und 10 belegten 'Magnafena' LVA und 'Bulgare' ( $r = 0,084$  und  $0,083$  / Tag). Im folgenden Jahr waren 'Berfena' und 'Budakalaszi' auf Rang 1 und 2 (beide  $r = 0,096$  / Tag). 'Soroksari' und 'Magnafena' LVA zeigten niedrigere geschätzte Wachstumsraten ( $r = 0,081$  und  $0,077$  / Tag). Bei einem Vergleich der Wachstumsraten der am häufigsten angebauten Sorten 'Berfena', 'Budakalaszi', 'Magnafena', 'Moravskij' und 'Soroksari', ergab

sich keine eindeutige Rangfolge (Tab. 25). 'Berfena' belegte zweimalig die Ränge 1 oder 2, 'Magnafena' (beide Herkünfte) und 'Budakalaszi' dreimalig. 'Moravskij' erzielte Raten im mittleren Bereich (Rang 3, 3, 4, 2, 3).

Insgesamt betrachtet zeigten 'Budakalaszi', 'Berfena', und 'Moravskij' mit Rangsummen von 14, 15 und 15 die höchsten Wachstumsraten, gefolgt von 'Magnafena' LVA (2000 nicht angebaut) (Rangsumme 15).

'Soroksari' war dreimalig auf Rang 5 ansonsten auf 3 und 4. Sie zeigte mit diesen Werten deutlich geringere Wachstumsraten als die anderen angebauten Sorten (Rangsumme 22). Die größten Rangspannweiten zeigten 'Budakalaszi' (Rang 1 - 6), 'Berfena' (Rang 1 - 5) und 'Magnafena' LVA (Rang 2 - 6). 'Soroksari' (Rang 3 - 5) und 'Moravskij' (Rang 2 - 4) waren über die Versuchsjahre und Anbauorte relativ stabil.

Das Wertenniveau von  $r$  war in QLB 2001 mit Wachstumsraten zwischen  $r = 0,084 - 0,144$  / Tag am höchsten, gefolgt von ASL 2000 ( $r = 0,068 - 0,116$  / Tag), ASL 2001 ( $r = 0,070 - 0,102$  / Tag), ASL 2002 ( $r = 0,075 - 0,098$  / Tag) und QLB 2002 ( $r = 0,077 - 0,096$  / Tag).

**Tab. 24:** Geschätzte Werte für die Parameter  $a$  und  $r$  der Gompertz-Funktion, die Rangfolge der Raten sowie das Bestimmtheitsmaß  $R^2$  nach der Anpassung an die Befallswerte des Sortenversuchs in Quedlinburg 2001 - 2002.

Sorten QLB 2001	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
'Berfena'	-1,029	0,107	7	0,998
'Budakalaszi'	-2,059	0,144	2	0,974
'Magnafena' LVA	-0,753	0,084	9	0,974
'Moravskij'	-1,349	0,138	3	0,985
'Soroksari'	-1,277	0,127	5	0,989
'Bulgare'	-0,731	0,083	10	0,977
'Frankreich'	-0,904	0,093	8	0,992
'Großfrüchtiger' PS	-1,430	0,133	4	0,989
'Großfrüchtiger' NLC	-1,403	0,153	1	0,987
'Magnafena' NLC	-0,767	0,112	6	0,988

Sorten QLB 2002	a	r	Rang von r	$R^2$ (%)
'Berfena'	-0,755	0,096	1	0,966
'Budakalaszi'	-0,838	0,096	2	0,913
'Magnafena' LVA	-0,499	0,077	5	0,947
'Moravskij'	-0,941	0,094	3	0,933
'Soroksari'	-0,974	0,081	4	0,971

**Tab. 25:** Geschätzte Werte für die Parameter  $r$  der Gompertz-Funktion und die Rangfolge der Raten nach der Anpassung an die Befallswerte von 5 Sorten des Sortenversuchs in Aschersleben und Quedlinburg (2001 - 2002).

Sorten	ASL 2000		ASL 2001		ASL 2002		QLB 2001		QLB 2002	
	$r$	Rang von $r$	$r$	Rang von $r$	$r$	Rang von $r$	$r$	Rang von $r$	$r$	Rang von $r$
'Berfena'	0,112	2	0,074	4	0,092	3	0,107	5	0,096	1
'Budakalaszzi'	0,070	4	0,070	6	0,098	1	0,144	1	0,096	2
'Magnafena' LVA			0,094	2	0,097	2	0,084	6	0,077	5
'Moravskij'	0,077	3	0,083	3	0,090	4	0,138	2	0,094	3
'Soroksari'	0,068	5	0,074	5	0,075	5	0,127	3	0,081	4
'Magnafena' NLC	0,116	1	0,102	1			0,112	4		

### 3.6.2 Vergleich der Befallsstärke an zwei Standorten

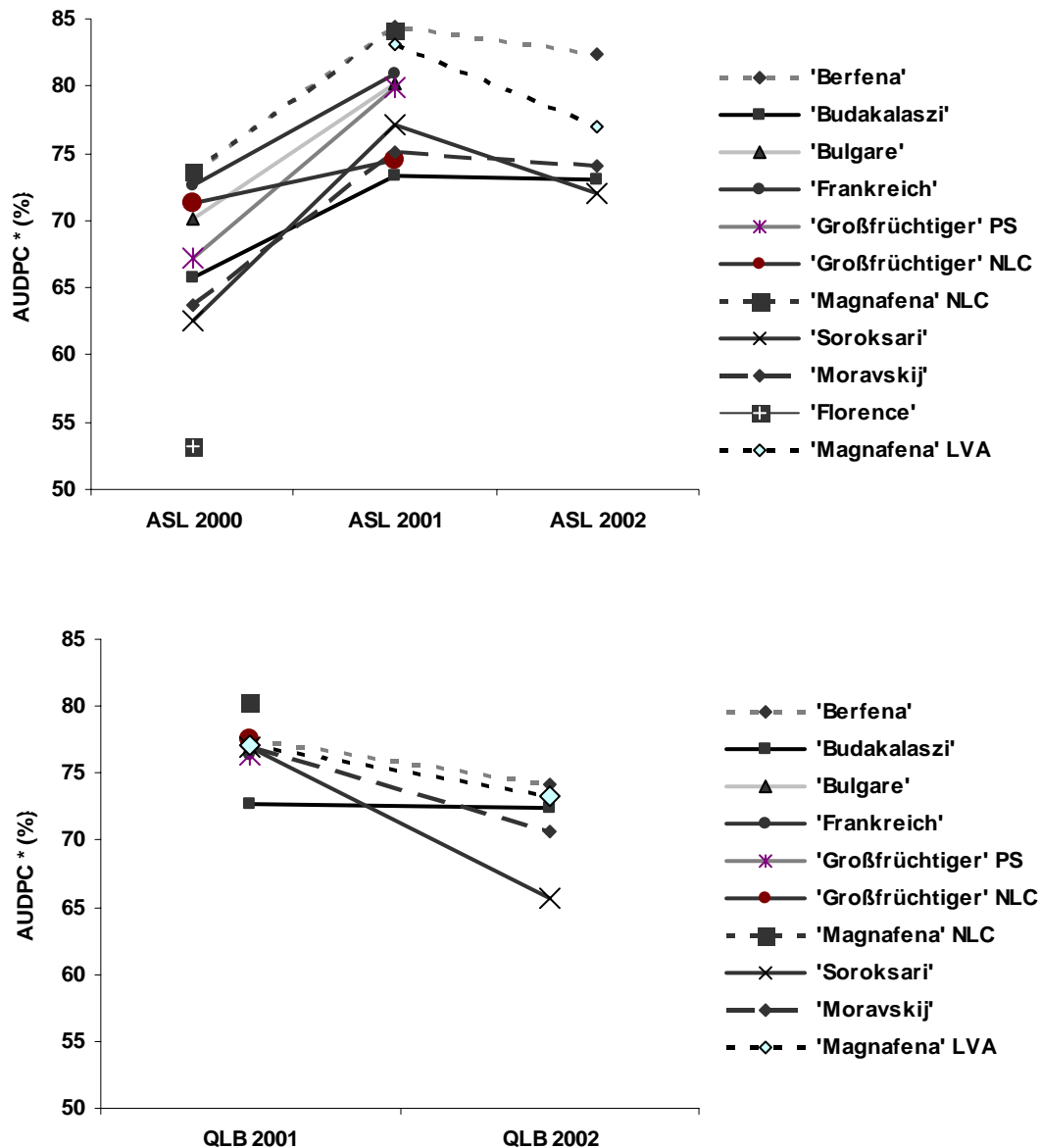
Am Standort Aschersleben wurden 9 Sorten über drei Jahre bonitiert. Im ersten Jahr (2000) fand im Gegensatz zu den beiden anderen Jahren (17.07.01 und 25.07.02) keine künstliche Inokulation statt (siehe auch Tab. 2).

Da in den Jahren die Beobachtungsdauer unterschiedlich lang war, mussten die AUDPC- und AULAPC-Werte für einen Vergleich durch die Anzahl der Tage geteilt werden. Diese standardisierten Werte wurden mit AUDPC \* und AULAPC \* bezeichnet.

Das Befallsniveau (AUDPC \*) (Abb. 48) war im Jahr 2000 mit Werten zwischen 53 und 74 % Befall am niedrigsten von allen Versuchsjahren, möglicherweise bedingt durch die fehlende künstliche Inokulation. Im Jahr 2001 schwankten die Werte zwischen 73 - 84 % Befall, als höchste Messwerte der drei Versuchsjahre. Im folgenden Jahr waren die Werte wieder niedriger (72 - 82 % Befall). In Quedlinburg wurden im Jahr 2001 ebenfalls höhere Befallswerte (73 - 80 % Befall) ermittelt als 2002 (66 - 74 % Befall).

Beim Vergleich der 9 Sorten am Standort Aschersleben (2000 und 2001) (Tab. 26) nahmen 'Magnafena' und 'Berfena' beim AUDPC \*- Wert die beiden ersten Ränge ein. 'Frankreich' folgte mit Rang 3. Die anderen Sorten bildeten in den beiden Versuchsjahren keine eindeutige Rangfolge aus. 'Bulgare' (Rang 5 auf 4), 'Großfrüchtiger' PS (Rang 6 auf 5), 'Soroksari' (Rang 9 auf 6) und 'Moravskij' (Rang 8 auf 7) zeigten im Jahr 2001 einen höheren Befallswert als 2000. Bei 'Budakalaszzi' (Rang 7 auf 9) und 'Großfrüchtiger' NLC (Rang 4 auf 8) war 2001 eine Verminderung des Rangfolgewertes zu bonitieren. Bei den AULAPC \*- Werten (Tab. 26)

lag 'Bulgare' eindeutig auf Rang 9, gefolgt von 'Magnafena' und 'Berfena' (Rang 8 oder 7), 'Frankreich' belegte zweimal Rang 6. Die anderen Sorten wechselten sehr stark in der Rangfolge ihrer Blattwerte. Die Erträge (Tab. 26) waren ebenfalls sehr schwankend, 'Magnafena' belegte im Jahr 2000 Rang 7 und im nächsten Rang 2. 'Berfena' wechselte nur zwischen Rang 2 und 1. 'Bulgare' lieferte in beiden Jahren den niedrigsten Ertrag.



**Abb. 48:** Vergleich von 9 Sorten des Feldversuchs anhand des Befalls (standardisierte Fläche unter der Befallskurve AUDPC \*) durch *M. anethi* am Standort Aschersleben (2000 - 2002) und Quedlinburg (2001 - 2002). Zu Vergleichszecken wurden die Sortenwerte verbunden.

**Tab. 26:** Übersicht über die Rangfolge der standardisierten AUDPC \* -, AULAPC \*- und Ertragswerte von 9 Sorten in zwei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB).

Sorten	AUDPC * (%) ASL				AUDPC * (%) QLB	
	2000	Rang	2001	Rang	2001	Rang
'Berfena'	73,48	2	84,48	1	77,51	2
'Magnafena' NLC	73,57	1	84,19	2	80,35	1
'Budakalaszi'	65,69	7	73,33	9	72,64	9
'Soroksari'	62,50	9	77,13	6	76,95	5
'Moravskij'	63,74	8	75,14	7	76,91	6
'Bulgare'	70,08	5	80,12	4	76,99	4
'Frankreich'	72,57	3	80,85	3	76,32	8
'Großfrüchtiger' PS	67,27	6	79,90	5	76,40	7
'Großfrüchtiger' NLC	71,32	4	74,55	8	77,51	3

Sorten	AULAPC * (cm <sup>2</sup> ) ASL				AULAPC * (cm <sup>2</sup> ) QLB	
	2000	Rang	2001	Rang	2001	Rang
'Berfena'	10,68	7	8,23	8	11,95	7
'Magnafena' NLC	9,37	8	8,65	7	11,80	8
'Budakalaszi'	24,57	3	21,78	2	24,28	2
'Soroksari'	32,27	1	21,03	4	24,97	1
'Moravskij'	26,16	2	21,15	3	18,95	4
'Bulgare'	6,71	9	5,21	9	8,44	9
'Frankreich'	11,91	6	14,63	6	15,70	5
'Großfrüchtiger' PS	21,27	4	14,92	5	15,32	6
'Großfrüchtiger' NLC	15,03	5	26,23	1	23,60	3

Sorten	Ertrag (g) ASL				Ertrag (g) QLB	
	2000	Rang	2001	Rang	2001	Rang
'Berfena'	305,4	2	254,2	1	601,7	1
'Magnafena' NLC	233,1	7	193,2	2	410,5	5
'Budakalaszi'	277,3	5	159,2	6	434,9	4
'Soroksari'	285,0	4	160,3	5	313,9	7
'Moravskij'	128,0	8	111,8	8	204,7	8
'Bulgare'	49,3	9	92,8	9	125,0	9
'Frankreich'	293,0	3	187,6	3	489,6	2
'Großfrüchtiger' PS	330,4	1	184,4	4	445,4	3
'Großfrüchtiger' NLC	256,1	6	139,1	7	337,2	6

Am Standort Quedlinburg wurden nur im Jahr 2001 neun Sorten angebaut (Tab. 26). Auch hier waren 'Magnafena' und 'Berfena' am anfälligsten (AUDPC \* - Wert auf Rang 1 und 2), die AULAPC \*- Werte betragen 8 und 7 und 'Berfena' erzielte den höchsten Ertrag, 'Magnafena' erreicht nur Rang 5. Die Rangfolgen zeigten signifikante Korrelationen bei den AULAPC \*- Werten und den Erträgen zwischen

den Versuchsjahren und Standorten (Tab. 27). Bei den AUDPC \*- Werten ergab sich nur am Standort Aschersleben eine signifikante Korrelation.

**Tab. 27:** Korrelationen der Rangfolge der standardisierten AULAPC \*, AUDPC \*- und Ertragswerte von 9 Sorten in zwei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

Korrelationen der Rangfolge	AUDPC * (%)	AULAPC * (cm <sup>2</sup> )	Ertrag (g)
ASL 2000 zu ASL 2001	0,717	0,750	0,683
ASL 2001 zu QLB 2001	0,517	0,850	0,833
ASL 2000 zu QLB 2001	0,567	0,883	0,833

Beim Vergleich von 5 Sorten ('Berfena', 'Magnafena', 'Budakalaszi', 'Soroksari', 'Moravskij') in 5 Versuchsjahren (Tab. 28). zeigte sich eine klare Aufteilung in der Anfälligkeit gegenüber *M. anethi*. 'Magnafena' und 'Berfena' belegten immer die Plätze 1 und 2 beim AUDPC \*- Wert, 'Berfena' war etwas anfälliger, erzielte aber sehr regelmäßig (3 malig) Höchstertträge. 'Magnafena' belegte nur einmal Rang 1 beim Ertrag und zeigte bei den Erntemengen größere Schwankungen (Rang 1 - 4). Bei dieser Sorte waren Voraussagen auf die Ertragsmenge kaum möglich, selbst wenn das Befallsniveau bekannt war.

Im Jahr 2001 erzielten die beiden Hochleistungssorten 'Berfena' und 'Magnafena' bei einem höheren Befallsniveau zwar deutlich verminderte Erträge, im Vergleich zu den anderen Sorten erreichten sie aber die höchsten Rangzahlen.

Zusätzlich wirkte sich auch der höhere TKG-Wert (QLB 2001: 'Berfena' 6,0 g, 'Magnafena' 6,1 g, 'Budakalaszi' 4,6 g, 'Soroksari' 5,1 g, 'Moravskij' 5,6 g) aus, der die Erntegewichte beeinflusste. Die anderen 3 Sorten ('Budakalaszi', 'Soroksari', 'Moravskij') waren deutlich weniger anfällig (AUDPC \*- Wert auf Rang 3 - 5), die Erträge waren aber geringer, auch bedingt durch die kleinere Korngröße. 'Soroksari' war von diesen Sorten am unanfälligen und erzielte vergleichbar gute Erntemengen.

Die AULAPC \* - Werte waren in Aschersleben in zwei Gruppen aufgeteilt, die Hochleistungssorten wiesen die niedrigeren Ränge auf, die anderen Sorten bildeten mehr Biomasse aus. Am Standort Quedlinburg war diese Einteilung nicht so klar, hier wurde das Ergebnis durch das Absterben unterer Blätter bei Lichtmangel und zu üppigem Wachstum mitbeeinflusst.

**Tab. 28:** Übersicht über die Rangfolge der standardisierten AULAPC \*- , AUDPC \*- und Ertragswerte von 5 Sorten in drei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB).

Sorten	AUDPC * (%) ASL						AUDPC * (%) QLB			
	2000	Rang	2001	Rang	2002	Rang	2001	Rang	2002	Rang
'Berfena'	73,48	2	84,48	1	82,39	1	77,51	2	74,14	1
'Magnafena'	73,57	1	84,19	2	77,04	2	80,35	1	73,28	2
'Budakalaszki'	65,69	3	73,33	5	72,98	4	72,64	5	72,39	3
'Soroksari'	62,50	5	77,13	3	71,98	5	76,95	3	65,72	5
'Moravskij'	63,74	4	75,14	4	74,05	3	76,91	4	70,62	4

Sorten	AULAPC * (cm <sup>2</sup> ) ASL						AULAPC * (cm <sup>2</sup> ) QLB			
	2000	Rang	2001	Rang	2002	Rang	2001	Rang	2002	Rang
'Berfena'	10,68	4	8,23	5	6,44	5	11,95	4	6,84	5
'Magnafena'	9,37	5	8,65	4	8,56	4	11,80	5	11,89	4
'Budakalaszki'	24,57	3	21,78	1	14,90	2	24,28	2	13,54	3
'Soroksari'	32,27	1	21,03	3	20,13	1	24,97	1	20,62	1
'Moravskij'	26,16	2	21,15	2	14,69	3	18,95	3	15,39	2

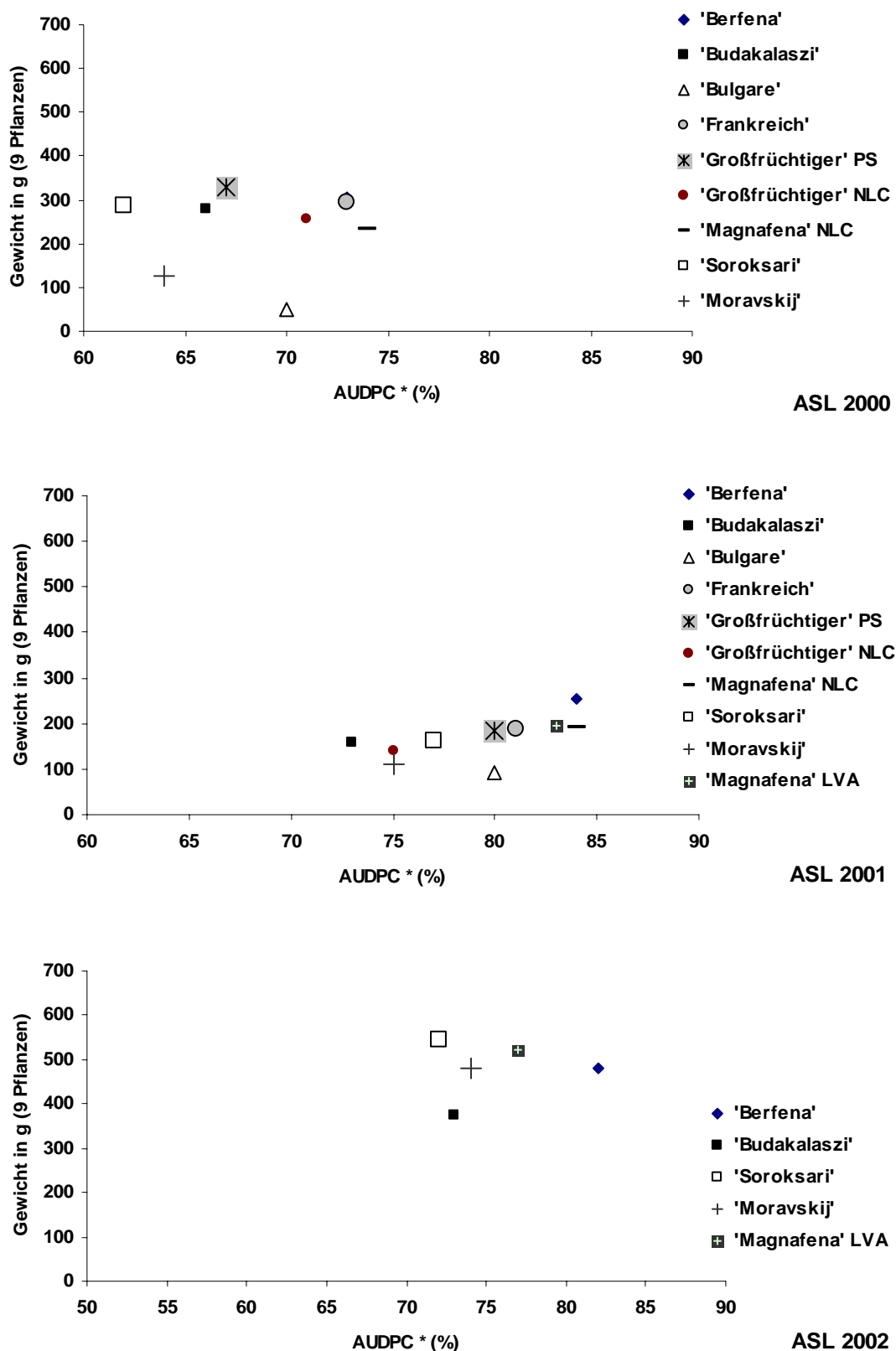
Sorten	Ertrag (g) ASL						Ertrag (g) QLB			
	2000	Rang	2001	Rang	2002	Rang	2001	Rang	2002	Rang
'Berfena'	305,4	1	254,2	1	481,3	3	601,7	1	421,3	2
'Magnafena'	233,1	4	193,2	2	524,0	2	410,5	3	445,0	1
'Budakalaszki'	277,3	3	159,2	4	375,0	5	434,9	2		
'Soroksari'	285,0	2	160,3	3	545,7	1	313,9	4		
'Moravskij'	128,0	5	111,8	5	479,7	4	204,7	5		

**Tab. 29:** Korrelationen der Rangfolge der standardisierten AULAPC \*- , AUDPC \*- und Ertragswerte von 5 Sorten in drei Versuchsjahren an den Standorten Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB). Grau unterlegte Felder zeigen eine signifikante Korrelation ( $\alpha = 5\%$ ) zwischen den Werten.

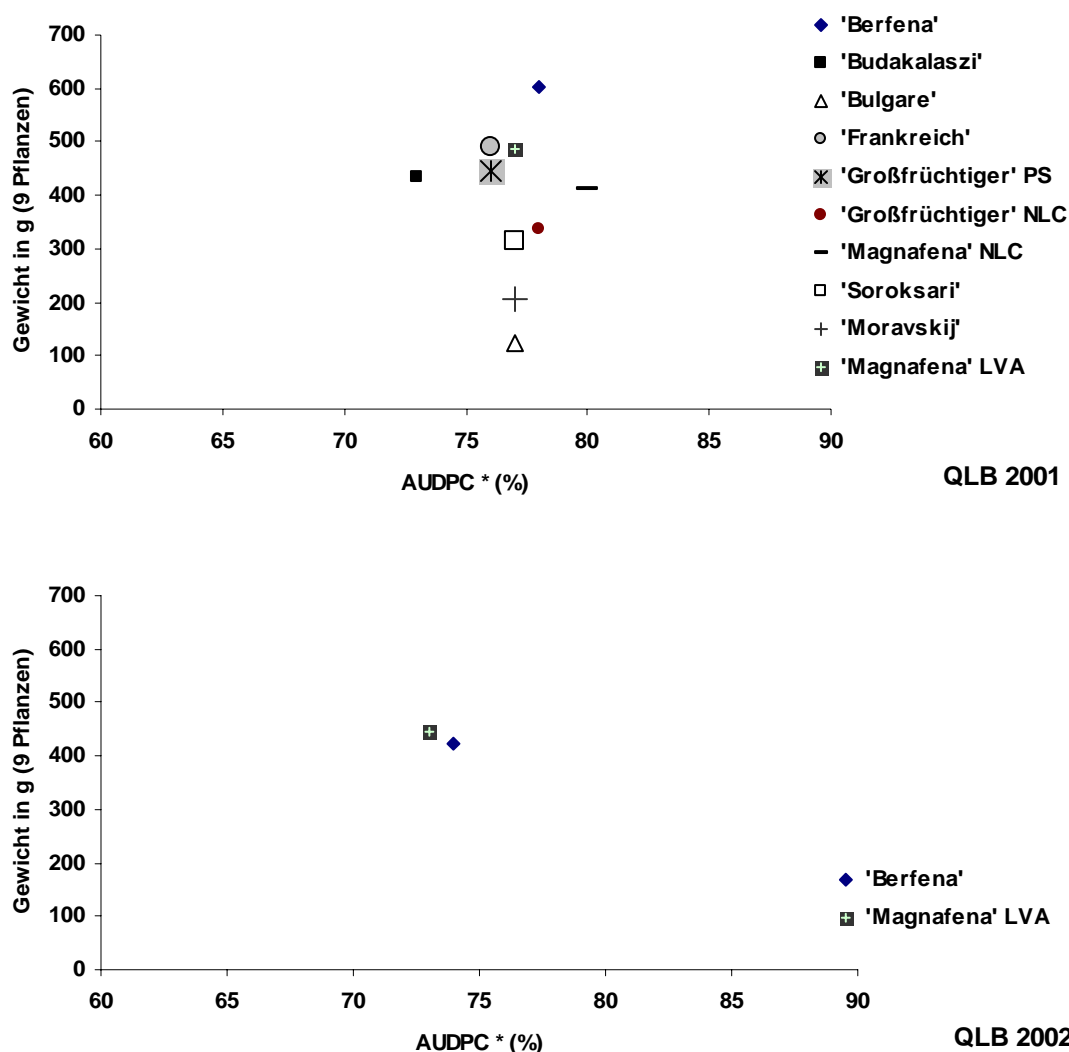
Korrelationen der Rangfolge	AUDPC * (%)	AULAPC * (cm <sup>2</sup> )	Ertrag (g)
ASL 2000 zu ASL 2001	0,500	0,500	0,700
ASL 2001 zu ASL 2002	0,700	0,700	0,500
ASL 2002 zu ASL 2000	0,800	0,800	0,300
QLB 2001 zu QLB 2002	0,500	0,800	-
ASL 2000 zu QLB 2001	0,600	0,900	0,700
ASL 2000 zu QLB 2002	0,900	0,900	-
ASL 2001 zu QLB 2001	0,900	0,600	0,700
ASL 2001 zu QLB 2002	0,600	0,600	-
ASL 2002 zu QLB 2001	0,600	0,900	-0,200
ASL 2002 zu QLB 2002	0,900	0,900	-



Die Rangkorrelationen zeigen bei 5 Sorten Übereinstimmungen im AUDPC \*- und im AULAPC \*- Wert zwischen den beiden Standorten und Versuchsjahren. Beim Ertrag waren keine eindeutigen Rangfolgen auszumachen, der Standorteinfluss war offenbar zu groß (Tab. 29).

3.6.3 AUDPC \* - Wert und Ertrag

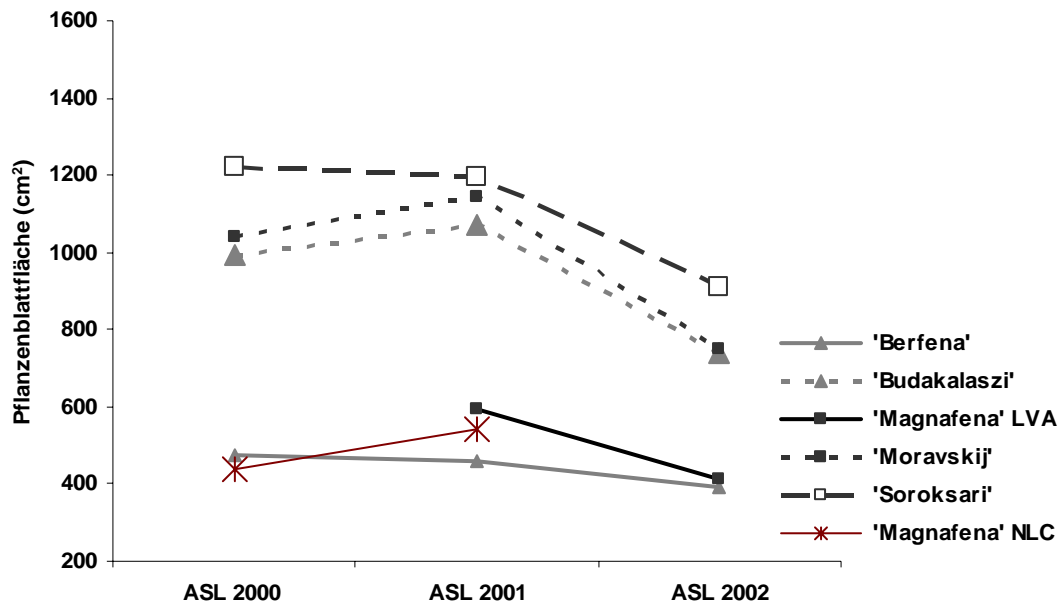
**Abb. 49:** Übersicht über die Beziehung von standardisierten AUDPC \*- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2000 - 2002 auf dem Versuchsfeld Aschersleben (ASL).



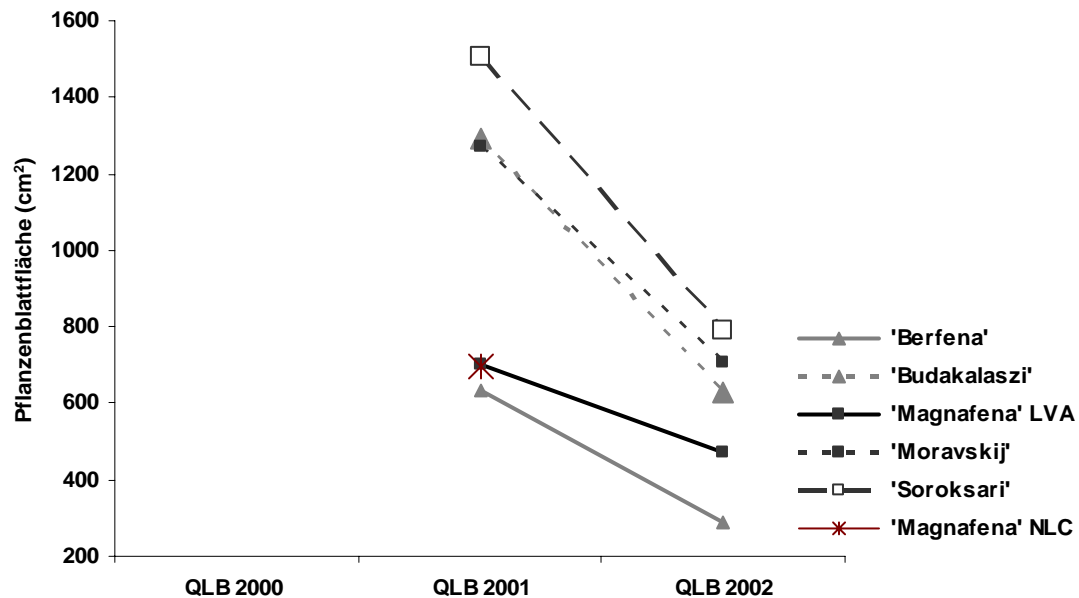
**Abb. 50:** Übersicht über die Beziehung von standardisierten AUDPC \*- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2001 - 2002 auf dem Versuchsfeld Quedlinburg (QLB).

Beim Vergleich des standardisierten AUDPC \*- Wertes und des Ertrages wird die Toleranz der beiden Hochleistungssorten 'Magnafena' und 'Berfena' deutlich (Abb. 49 und 50). Im Vergleich zu den anderen Sorten wiesen sie deutlich höhere Erträge bei starkem Befall auf. Diese Toleranz war bereits durch die positiven Ergebnisse der Beziehung von Befallsstärke zum Ertrag und AUDPC - Wert zum Ertrag (siehe Tab. 6 und 11) erkennbar. Die epidemische Befallsausbreitung von *M. anethi* erfolgt an diesen toleranten Pflanzen schneller, mit höherem Blattschaden und Fruchtfektionen. Die Fruchtbelastungen durch den Pilzbefall unterschieden sich in 3 Jahren durch zu große Standardabweichungen nicht signifikant von den weniger anfälligen Sorten, nur am Standort Quedlinburg (siehe Abb. 36 und 37) waren höhere Werte nachzuweisen.

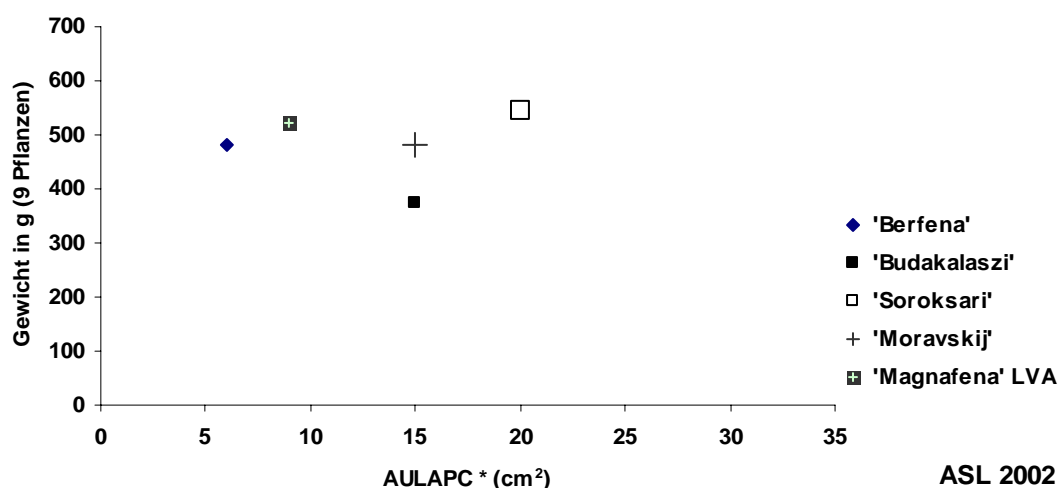
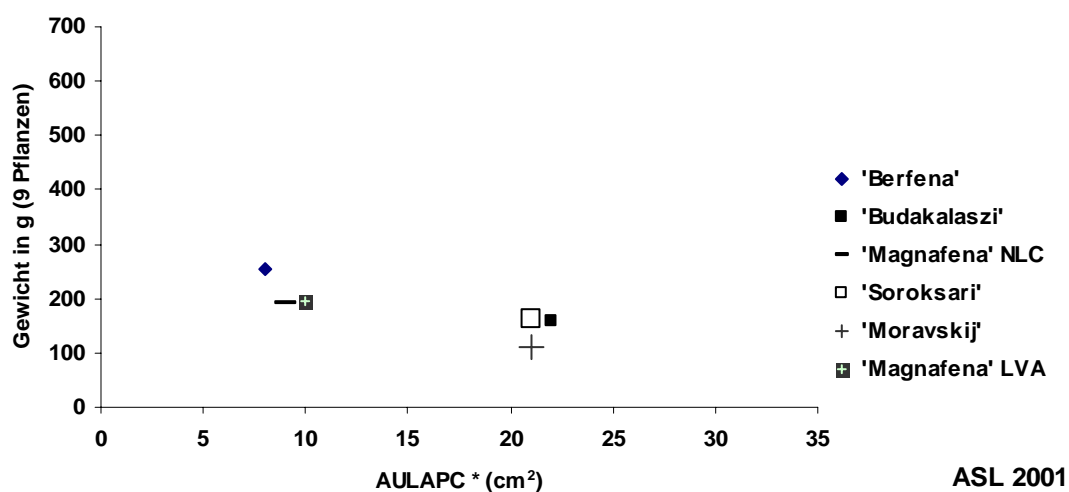
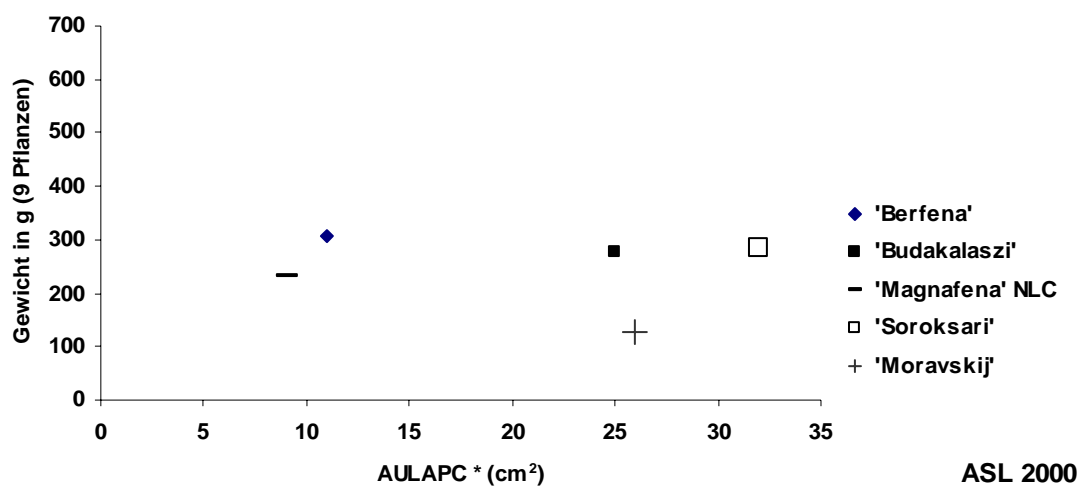
### 3.6.4 Ausgangsbiomasse bei Epidemiebeginn



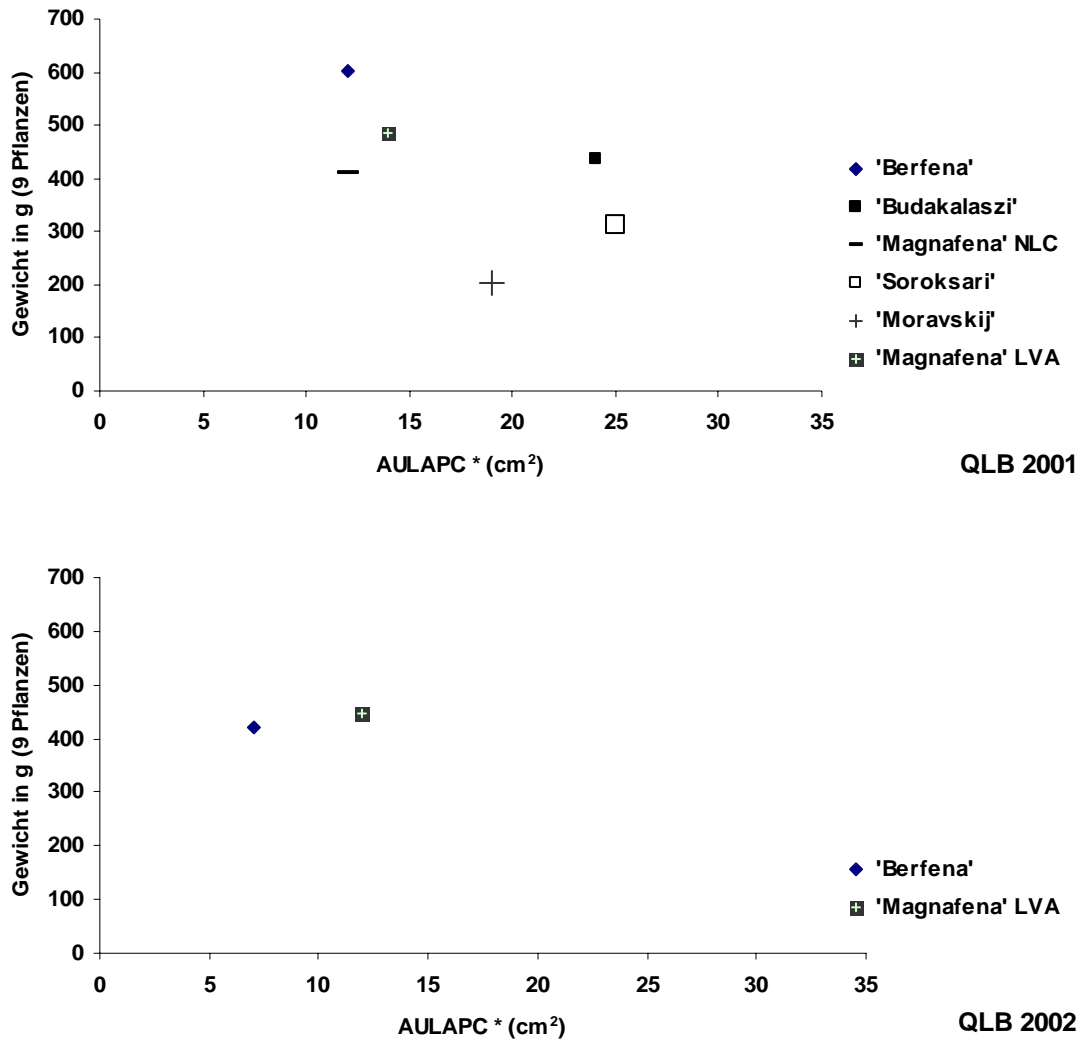
**Abb. 51:** Ausgangsblattmasse der Sorten vor Beginn der epidemischen Phase von *M. anethi* am Standort Aschersleben (ASL) in den Jahren 2000 - 2002. Zu Vergleichszecken wurden die der Sortenwerte verbunden.



**Abb. 52:** Ausgangsblattmasse der Sorten vor Beginn der epidemischen Phase von *M. anethi* am Standort Quedlinburg (QLB) in den Jahren 2001 - 2002. Zu Vergleichszecken wurden die der Sortenwerte verbunden.



**Abb. 53:** Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC\*- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2000 - 2002 auf dem Versuchsfeld Aschersleben (ASL).



**Abb. 54:** Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC \*- und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2001 - 2002 auf dem Versuchsfeld Quedlinburg (QLB).

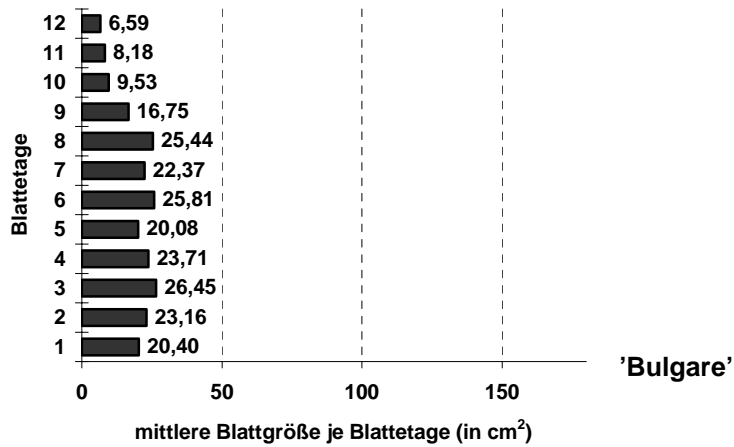
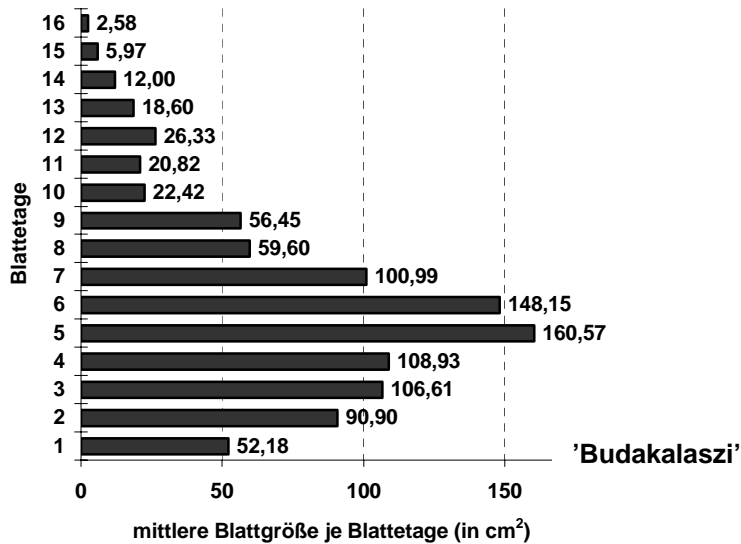
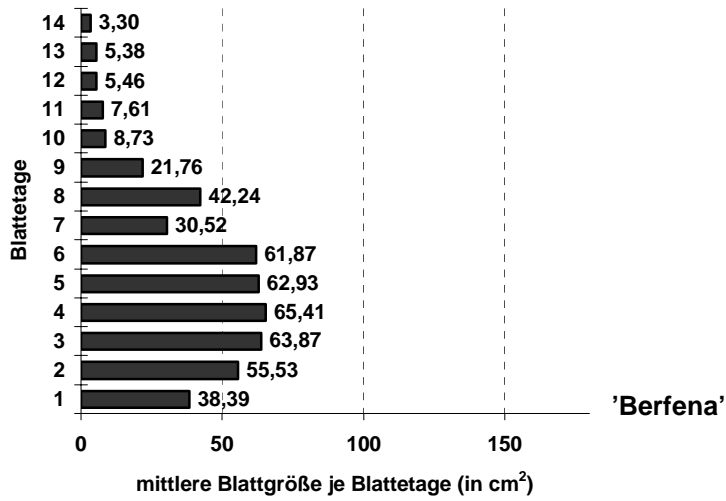
An den Versuchsstandorten und Versuchsjahren entwickelten die Sorten vor Epidemiebeginn eine sehr unterschiedliche Ausgangsblattmasse (Abb. 51 und 52). Anhand der Beziehung der standardisierten AULAPC \*- Werte und der Erträge wird deutlich, wie sich das unterschiedliche Wachstum bei einem Befall mit *M. anethi* auf die Erntemengen auswirkte (Abb. 53 und 54). 'Berfena' und 'Magnafena' wiesen deutlich geringere AULAPC \*- Werte auf als 'Budakalaszzi', 'Soroksari' und 'Moravskij', die Erträge waren aber vergleichsweise hoch. Im Jahr 2000 wurden die höchsten AULAPC \*- Werte in Aschersleben erreicht (ASL 2000: 9,3 - 32,3 cm<sup>2</sup>; ASL 2001: 8,2 - 21,8 cm<sup>2</sup>; ASL 2002: 6,4 - 20,1 cm<sup>2</sup>; QLB 2001: 11,8 - 25,0 cm<sup>2</sup>; QLB 2002: 6,8 - 20,6 cm<sup>2</sup>). Dieser Standort zeigte auch den höchsten Bio-

massenwertunterschied zwischen den Sorten (2000: 22,9 cm<sup>2</sup>). In den anderen Jahren lag der Wert nur zwischen 13,2 - 13,8 cm<sup>2</sup>.

Anhand von drei Wuchstypen von Fenchel (Abb. 55) wurde die Bedeutung des Standorteinflusses für den epidemischen Befallsverlauf von *M. anethi* untersucht. Bei allen Sorten wiesen die mittleren Blätter die größten Blattflächen des Haupttriebs auf. Sie hatten auch die größte Bedeutung für die Photosynthese und die Ertragsbildung. Bei einer optimalen Pflanzenentwicklung, wie sie nach Sichtbonitur am Standort Quedlinburg möglich war, benötigte der Erreger eine längere Entwicklungszeit und eine größere Anzahl von Konidienlagern, um deutliche Blattschädigungen zu verursachen.

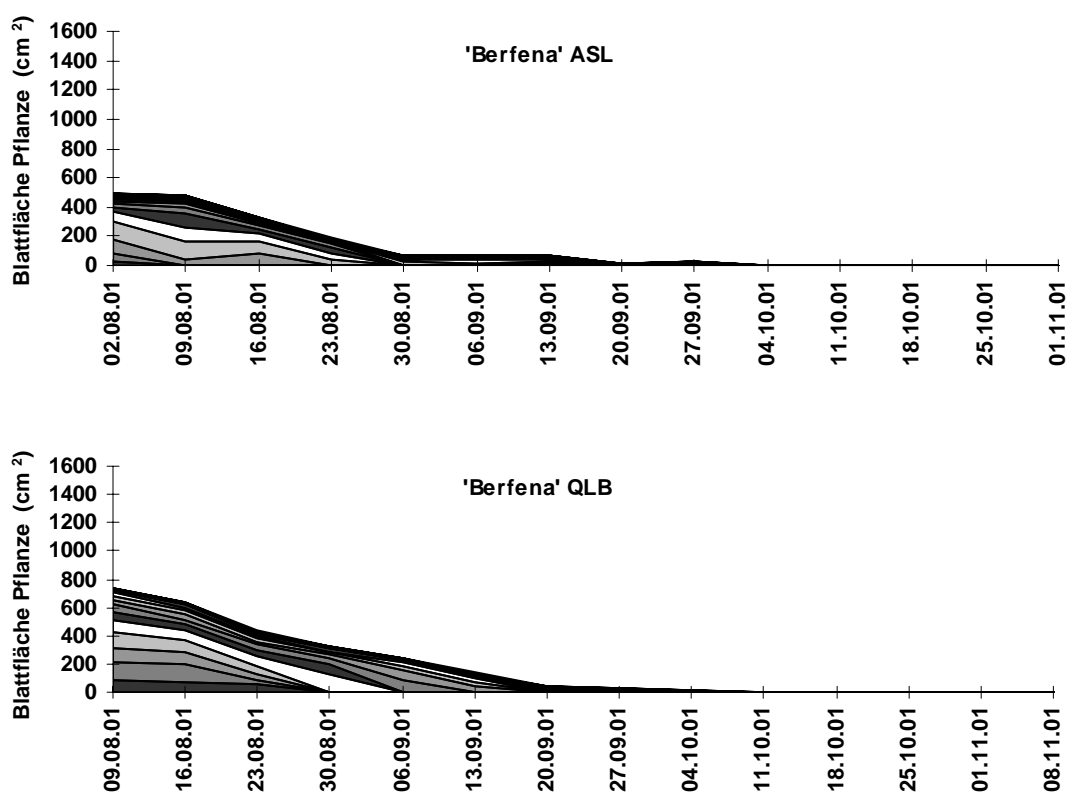
In Aschersleben waren die Blätter kleiner als in Quedlinburg (Abb. 56, 57 und 58), der aufsteigende *M. anethi* - Befall führte schneller zu stärkeren Schädigungen und einer früheren Abnahme der Photosyntheseleistung. Zur Verminderung des Schadausmaßes ist demnach eine optimale Standortwahl ein sehr wichtiges Kriterium zur Befallsverzögerung in der epidemischen Phase des Erregers. Grundsätzlich wurden die niedrigeren Wuchstypen stärker geschädigt als die höherwüchsigen Sorten.

Bei der Sorte 'Berfena' (Abb. 56) wurden an beiden Standorten durchschnittlich 14 Blätter am Haupttrieb gebildet. In Aschersleben erfolgte die Zerstörung der unteren Blätter bereits am 2. Boniturtermin, in Quedlinburg dagegen erst am 4. Termin. Bei der Sorte 'Budakalaszí' (16 Blätter) ergaben sich besonders große Unterschiede in den unteren und mittleren Blattetagenflächen und dem zeitlichen Ausmaß der Schädigung (Abb. 57). 'Bulgare' war mit durchschnittlich 12 Blättern die niedrigste Sorte im Sortiment, dementsprechend schnell wurden die Blätter reduziert (Abb. 58). Die Auswirkungen der unterschiedlichen Wuchstypen zeigt Tab. 26. Es ergibt sich eine klare Reihenfolge beim AUDPC \*- , AULAPC \*- und dem Ertrag.

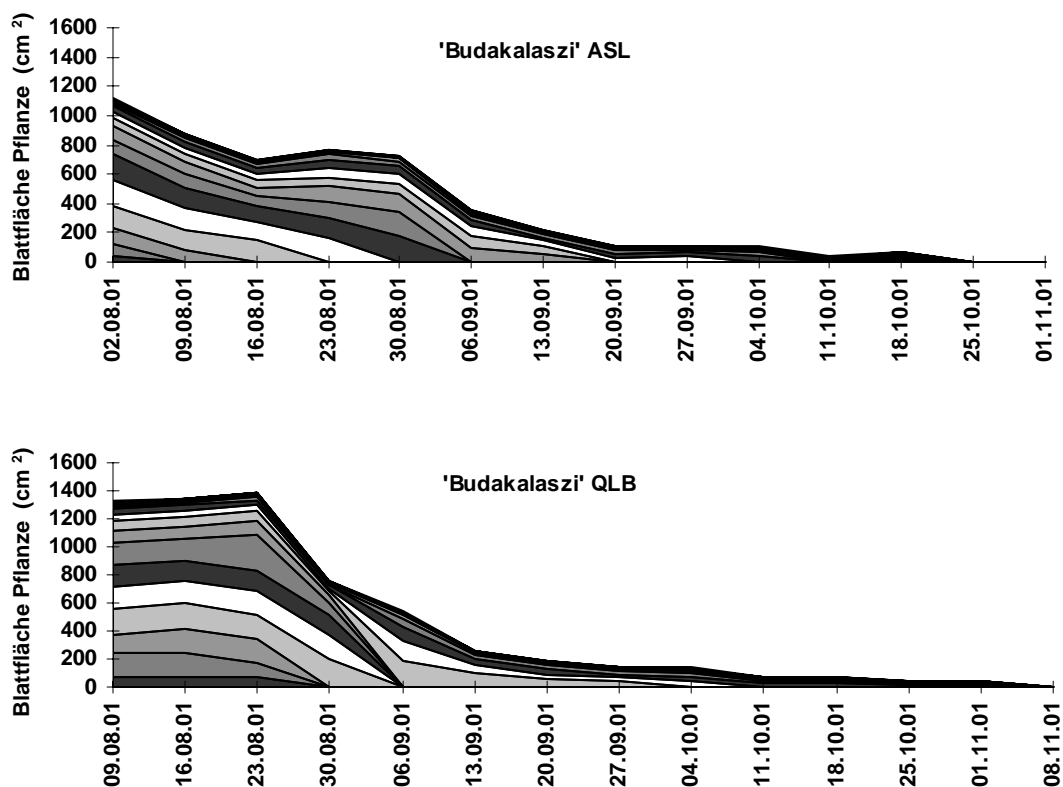


**Abb. 55:** Vergleich von 3 Fenchelsorten 'Berfena', 'Budakalaszzi' und 'Bulgare' hinsichtlich der durchschnittlichen Blattanzahl und Blattgröße im Jahr 2000 am Standort Aschersleben.

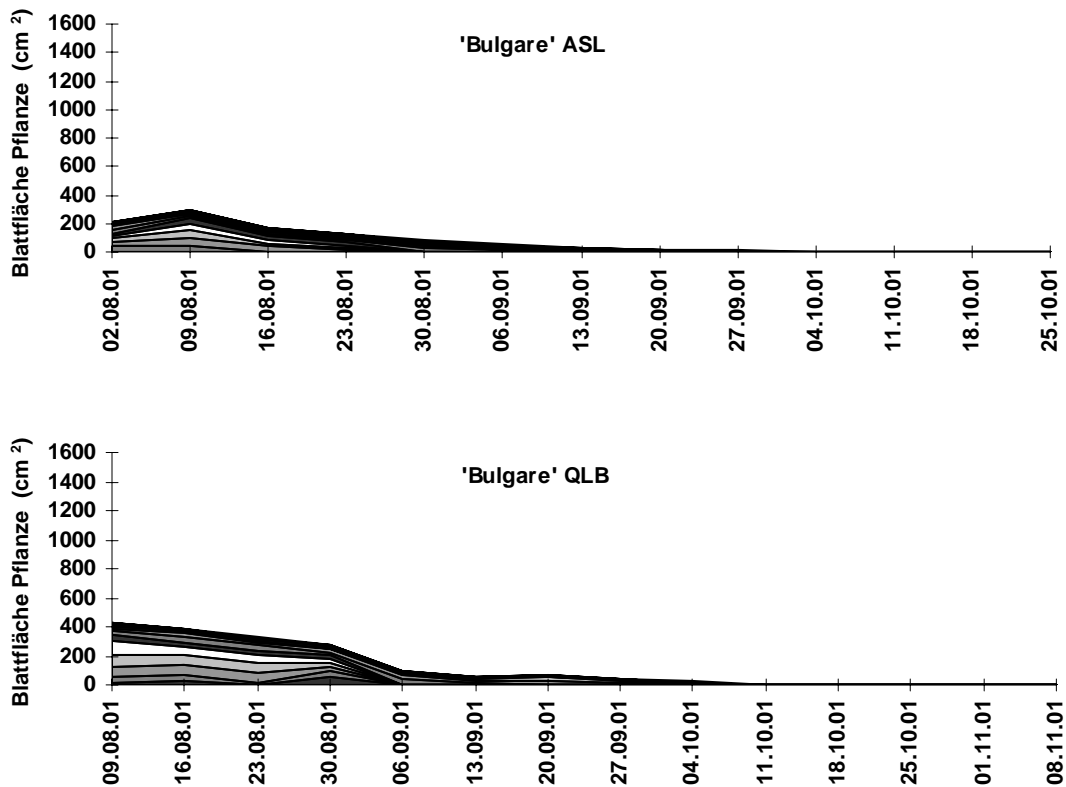




**Abb. 56:** Blattflächenentwicklung (mittlere Blattflächengröße der einzelnen Blättetagen) der Sorte 'Borfena' durch *M. anethi* - Befall in Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB) 2001.



**Abb. 57:** Blattflächenentwicklung (mittlere Blattflächengröße der einzelnen Blättetagen) der Sorte 'Budakalaszzi' bei *M. anethi* - Befall in Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB) 2001.

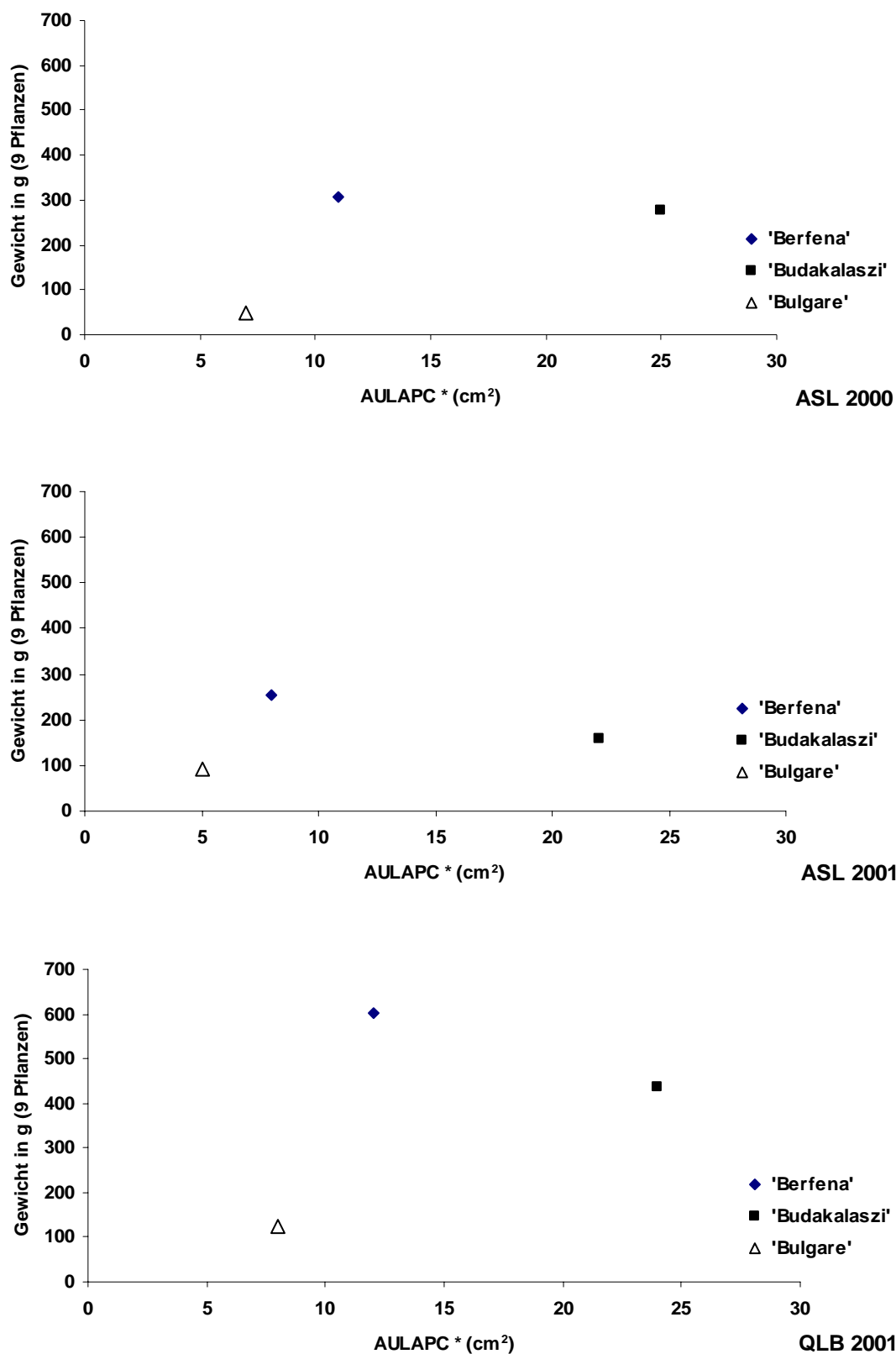


**Abb. 58:** Blattflächenentwicklung (mittlere Blattflächengröße der einzelnen Blattetagen) der Sorte 'Bulgare' bei *M. anethi*- Befall in Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB) 2001.

Sorten oder Herkünfte mit früher Abreife und niedriger Wuchshöhe ('Bulgare') scheinen einen Befall mit *M. anethi* und damit die hohen Ertragsausfälle zu fördern. Bei einer günstigen Witterung und einem Fenchelanbau unter nicht ganz optimalen Standortbedingungen wird sehr schnell ein schädigendes epidemisches Potenzial von dem Erreger aufgebaut. Hohe Sorten ('Budakalasz') haben durch die vermehrte Biomasse eine sehr hohe Photosyntheseleistung und sind weniger empfindlich gegenüber Blattschädigungen. Bei ihnen gibt es aber Probleme durch Spätreife (Gefahr von Fruchtausfällen durch Frosteinwirkung, wie im Jahr 2002 QLB) durch die lange Entwicklungszeit bis zur Fruchtreife und kleinere Früchte.

'Berfena' war sehr anfällig gegenüber *M. anethi*, erzielte aber trotzdem vergleichsweise hohe Erträge, was auf eine tolerante Reaktion auf dem Erregerbefall hindeutete. Der Standort spielte zusätzlich eine wichtige Rolle bei der Bildung der Blätter. An optimalen Standorten (Quedlinburg) mit tiefgründigem Boden und häufigen Regenfällen war die Gefahr einer starken epidemischen Befallsausbreitung anscheinend geringer als an eher trockenen Standorten (Aschersleben), wo es im Frühsommer zu Wassermangel kommen konnte. Anhand der Ertragsdaten wurde

deutlich, dass beim Anbau von 'Berfena' (Abb. 59) allein durch den Standort eine Verdoppelung des Ertrages möglich war.



**Abb. 59:** Übersicht über die Beziehung von standardisierten AULAPC\* - und Ertragswerten in den Versuchsjahren 2000 und 2001 bei 3 Sorten mit unterschiedlichen Wuchstypen auf dem Versuchsfeldern Aschersleben (ASL) und Quedlinburg (QLB).

## 4. Diskussion

### ***Befallserfassung bei Sortenversuchen***

Zur Befallserfassung von *M. anethi* an Fenchel in Feldversuchen waren in der Literatur keine Hinweise zu finden. Daher mussten mehrere Methoden erprobt werden, um grundlegende Ergebnisse zu erzielen. Die Befallserfassung war durch den Pflanzenhabitus von Arzneifenchel zunächst problematisch. Das beschreibende Boniturschema von Petzoldt (1989) erwies sich als zu undifferenziert für Sortenvergleiche. Es war lediglich für eine Beschreibung des Befallsverlaufs an der Pflanze geeignet, Wuchsunterschiede konnten nicht ausreichend berücksichtigt werden. Die anderen Methoden (Scannerbonitur und serologische Erfassung) waren zwar besser geeignet, sie mussten aber durch Annahmen über eine einheitliche Probenahme (ausschließlich vom Haupttrieb) und der Verrechnungsart (Ergänzung fehlender Blattwerte zur ganzen Pflanze) modifiziert werden. Für eine optimale Verrechnung von Boniturdaten unter Berücksichtigung der Habitusunterschiede mussten Modellpflanzen für die zu prüfenden Sorten entwickelt werden. Besonders wichtig war die durchschnittliche Blattanzahl der Pflanzen. Bei der wöchentlichen Bonitur wurden nur Blätter in der momentanen Hauptbefallszone des Pilzes entnommen. Die Besonderheit in der Krankheitsentwicklung von *M. anethi* war eine ‚Dreiteilung‘ der Befallsstärke. Es ergab sich eine wöchentlich an der Pflanze aufsteigende Hauptbefallszone: das unterste Blatt in dieser Zone wies einen hohen, das nachfolgende einen mittleren und das nächste einen geringen Befall auf. Der Pflanzenbereich über dieser Zone war äußerlich (makroskopisch und mikroskopisch) unbefallen, der untere Bereich war völlig abgestorben und verbräunt. Für die Pflanze ist dieser Blattbereich photosynthetisch unbrauchbar, verbleibt aber am Stängel. Für den Erreger bilden diese Blätter mit den aufsitzenden Konidienlagern eine gute Verbreitungsmöglichkeit. Für die Modellannahme wurden die unteren Blätter mit 100 %, die oberen mit 0 % Befall angesetzt. In der Hauptbefallszone des Pilzes wurden die Blätter gepflückt und der Befall mit unterschiedlichen Methoden ermittelt. Diese Zone befand sich je nach Sorte und Boniturwoche in unterschiedlichen Höhen am Stängel und wurde bei jeder Pflanze vor der Probenahme bestimmt.

Die Ergebnisse der Befallsberechnung auf der Grundlage der Scannerboniturdaten wurden durch die Sichtbonitur bestätigt. Zur Hauptblütezeit waren die an-

fälligen Sorten bereits stark befallen, nur noch wenige Blätter waren am Haupttrieb erhalten. Die weniger anfälligen Sorten hatten noch eine dichte Belaubung, die sich auch noch fast bis zur Fruchtreife hielt. Die Scannerbonitur mit der spezifischen Farbprofilsoftware ermöglichte eine sofortige Aussage über die Blattgröße und die befallene Fläche. Die braunen Blattverfärbungen waren beim natürlichen Absterbeprozess auch vorhanden. Diese Fehlerquelle konnte mit einer vorherigen Sichtbonitur auf Erregerbefall ausgeschlossen werden, da die Konidienlager anhand ihrer schwarzen Färbung klar erkennbar waren und die Epidermis fühlbar aufrauen. Unbefallene Blätter sind nach dem Absterben hellbraun und von glatter Oberflächenstruktur.

Beide Methoden (Scannerbonitur und serologische Untersuchung) hatten Vor- und Nachteile bei der Versuchsdurchführung und Probestellung. Die Scannerbonitur war durch die Dauer der epidemischen Phase und die geringe Haltbarkeit der Blätter (maximal 3 Tage bei Kühlung) im Umfang der Testungen eingeschränkt durchzuführen. Für eine Blattauswertung mussten je nach Größe der auszuwertenden Fläche zwischen 1 - 5 min gerechnet werden. Durch die sehr hohe Anzahl der Blattproben über einen Zeitraum von insgesamt 11 Wochen war diese Art der Befallserfassung für größere Pflanzenanzahlen nicht zweckmäßig.

Der PTA-ELISA war durch die Möglichkeit des Einfrierens der Blattproben gut in den Winter zu verlegen. Auf diese Weise konnten größere Probemengen untersucht werden. Da in diesem Pathosystem kaum Kreuzreaktionen aufgetreten waren (siehe Methodenanhang), war der Erregernachweis spezifisch. Größere Ergebnisunterschiede traten zwischen der Befallsbonitur mit dem Scanner und dem IgG-K auf. Bei einem hohen Extinktionswert war der Scannerwert meist niedriger, da bei einer sehr starken Konidienbildung die Konidien weiß erschienen und nicht mit der Farbprofilsoftware erfasst werden konnten. Daher waren die Ergebnisse der serologischen Untersuchung zum Vermehrungspotenzial des Erregers realistischer.

Beide Methoden sind für den zukünftigen Einsatz im Zuchtgarten durch die Arbeitsspitzen im Hochsommer oder die notwendige Laborausstattung nicht geeignet. Sie ermöglichten aber detaillierte Untersuchungen, auf deren Grundlage ein Boniturschema entwickelt werden konnte, welches Vergleichsbonituren in diesem Pathosystem auch an großen Anzahlen von Prüfgliedern erlaubt.

### ***Berechnung der Epidemiegeschwindigkeit***

Die logistische und die Gompertz-Funktion können ähnliche Befallsverläufe von Epidemien beschreiben, wobei die Gompertz-Funktion einen rascheren Anstieg der Befallskurve zu Beginn der Epidemie besser wiedergeben kann (Campbell und Madden 1990, Kranz 1996). Beim *M. anethi* - Befall ist die rasche Ausbreitung an der Pflanze und die wöchentliche Symptomzunahme nachweisbar. Die starken Konidienbildungen werden als typisches Merkmal der Anthraknose des Fenchels und der starken epidemischen Verbreitung des Befalls angesehen, was die Einordnung des *M. anethi* - Befalls als polyzyklische Krankheit nahelegte.

Die Bekämpfung müsste sich auf die Unterbindung der Konidienkeimung konzentrieren, um neue Infektionen zu verhindern. Nach Betrachtung der Befallskurve gab es bei *M. anethi* aber keine zeitlich getrennten Schübe des Befalles, es handelte sich um eine monolaterale Kurve, d.h. sie war S-förmig mit einem wenig ausgeprägten Plateau.

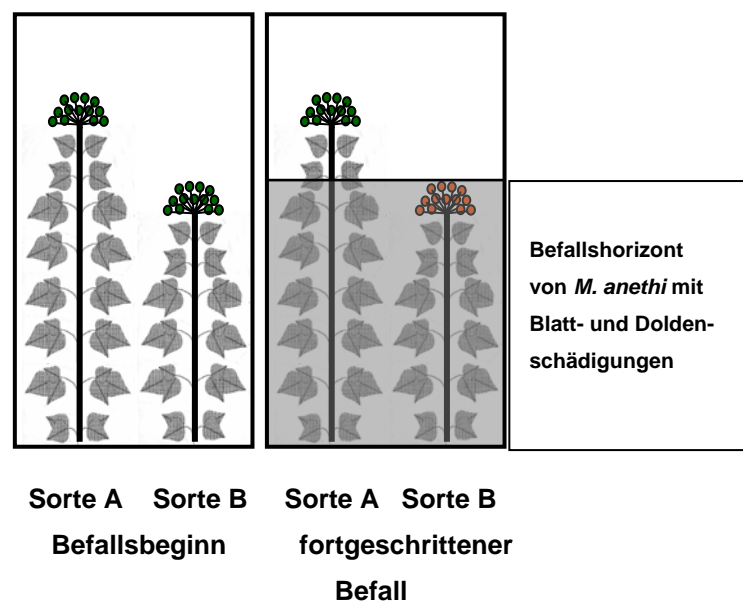
Die Fenchelpflanzen zeigten zeitgleich bei allen Sorten einen Anfangsbefall zur Blütezeit mit Konidienbildungen an den unteren Blättern. Höher angeordnete Blätter wiesen keinen Befall auf. Die klare Reihenfolge der betroffenen Blätter änderte sich auch in der weiteren Befallsausbreitung nicht wesentlich. Neue Läsionen traten zwar in Klimakammerversuchen nach ca. 21 Tagen auf, Inokulationen mit Konidien suspensionen konnten aber alleine keine nennenswerte Befallsausbreitung auslösen.

Die Hauptenergie der Befallsausbreitung schien durch die Infektion der Samen und die Verbreitung des Mycel im Pflanzengewebe verursacht worden zu sein. Die Sekundärinfektionen verstärkten den weiteren Prozess, es ließen sich aber keine wellenförmigen Verläufe der Befallskurven nachweisen. Nach Fungizidanwendungen im Feldversuch konnten zwar die Konidienbildungen und -keimungen verringert, das Fortschreiten des Befalls aber nicht verhindert werden. Die Einordnung von *M. anethi* als polyzyklische Krankheit trifft daher in der epidemischen Phase der Verbreitung zu, bei der die Biomasse der Fenchelpflanze im Befallsverlauf durch Sekundärinfektionen so stark verringert wurde, dass kaum noch Blätter für Neuinfektionen vorhanden waren. Die primäre Bekämpfung der Krankheit müsste sich vor allem auf die Unterbindung der Sameninfektionen konzentrieren, da eine Samenübertragung des Erregers als sehr wahrscheinlich einzuschätzen ist. Die Sorten 'Budakalasz', 'Berfena', 'Moravskij' und 'Magnafena' LVA wiesen höhere Rangsummen der Wachstumsraten auf als 'Soroksari'. Diese Sorte war

auch über die Versuchsjahre und Anbauorte relativ beständig in ihrer Rangfolgeeinordnung. Der Standort Aschersleben verursachte ein gleichmäßigeres Wertenniveau von  $r$  als Quedlinburg, wo in einem Jahr hohe Wachstumsraten und im nächsten niedrige Werte zu beobachten waren.

### **Sortenanfälligkeit und Pflanzenhabitus**

Der Befall mit *M. anethi* wirkte sich besonders bei niedrigen Sorten stark ertragsmindernd aus. Bei einer niedrigen Wuchshöhe und einer geringeren Blattanzahl war ein Fruchtbefall zu einem früheren Entwicklungsstadium der Fruchtanlagen wahrscheinlicher und führte zu Verkrüppelungen, Deformierungen und Ausfall der unreifen Früchte. An höheren Pflanzen trat der Fruchtbefall erst in einem späteren Entwicklungsstadium auf. Es war ein geringerer Befall an den Früchten zu finden, der sich aber nicht so stark schädigend auf den Ertrag auswirkte (Abb. 60).



**Abb. 60:** Auswirkung eines Befall mit *M. anethi* bei hoch- und niedrigwüchsigen Sorten: bei Befallsbeginn stehen beide Sorten kurz vor der Blüte, beim fortgeschrittenen Befall ist die niedrigwüchsige Sorte B bereits unter dem Befallshorizont des Erregers und zeigt starke Doldenschädigungen vor der Fruchtreife.

Da der Doldenbefall erst nach dem Absterben aller Blätter auftrat, waren Pflanzen mit größerer Biomasse (d. h. größere Blattflächen, höhere Blattanzahl und längere Internodiensequenzen) weniger anfällig gegen Fruchtausfall durch Notreife als niedrigere Sorten mit wenigen kleinen Blättern. Starkwüchsige Pflanzen reagierten

auch weniger empfindlich auf Verluste von Einzelblättern. Eine Ertragsminderung war daher weniger wahrscheinlich als bei Pflanzen mit geringerer Biomasse. Eine langsamere Befallszunahme an der Pflanze war deshalb durchaus als ein Mittel zur Ertragssicherung anzusehen. Die Versuche mit unterschiedlichen Wuchstypen zeigten aber auch noch weitere Aspekte. So ergaben sich bei hohen Pflanzen (z. B. 'Soroksari') Probleme mit der späten Abreife und der Gefahr von Fruchtausfällen durch Frosteinwirkung, die bei den niedrigen Sorten nicht auftraten.

Nach den Versuchsergebnissen waren die modernen Hochleistungssorten ('Berfena' und 'Magnafena') mit mittleren Wuchshöhen und Frühreife zwar deutlich anfälliger als die anderen getesteten Sorten, sie erzielten aber trotz des Befalls hohe Erträge. Bei diesen Sorten war der schnellste Befallsverlauf nach dem Auftreten erster Symptome zu beobachten. 'Berfena' war etwas anfälliger als 'Magnafena', erzielte aber mehrfach Höchsterträge im Vergleich zu den anderen Sorten. 'Magnafena' zeigte zwar ähnliche Befallswerte, bei ihr waren aber die Erträge sehr schwankend und nicht vorhersagbar (Rang 1 - 4). Möglicherweise gilt diese Sorte daher bei den Pflanzenschutzämtern als anfälliger, da sie zu hohen Fruchtausfällen neigte. Beide Sorten waren gegenüber *M. anethi* - Befall in den drei Versuchsjahren relativ tolerant und ermöglichten trotz des starken Befalls noch gute Erträge.

Die Sorten 'Budakalaszí', 'Moravskij' und 'Soroksari' hatten eine sehr viel höhere Ausgangsbiomasse. Sie reagierten weniger empfindlich auf Verluste von Einzelblättern. Leider waren die weniger anfälligen Sorten sehr spät abreifend und erzielten niedrigere Erträge, da sie kleinere Körner ausbildeten. Die anderen angebauten Sorten lagen in der Befallseinschätzung im mittleren Bereich. Die Knollenfenchelsorte 'Florence' wurde deutlich weniger befallen. Bei dieser Fenchelart werden die Blätter sehr groß, so dass die Befallserfassung mit der Scanner- und PTA-ELISA-Bonitur an die Grenzen stieß. Es ergaben sich Probleme mit der vorhandenen Scannerfläche und der Durchzugskraft der Walzenpresse. Die Ergebnisse waren aus diesem Grund nicht ganz mit den Arzneifenchelsorten vergleichbar. Die Akzession 'Bulgare' war sehr niedrig (ca. 1,20 m), zu einem frühen Zeitpunkt sehr stark befallen und zeigte hohen Fruchtausfall.

### **Standortbedeutung für die Ertragsbildung**

Die Ergebnisse der Versuche an zwei Standorten zeigten bei allen Sorten die Bedeutung des Standortes als Ertragsgrundlage. Bei der Sorte 'Berfena' konnte der



Ertrag verdoppelt werden, wenn sich die Pflanzen vor Epidemiebeginn optimal entwickeln konnten. Die Bedeutung von Standortfaktoren wurde bereits von vielen Autoren untersucht und nachgewiesen (Peterson et al. 1993, Wagner 1993, Buntain und Chung 1994, Bernath et al. 1996, Sharma und Prasad 1998, Amin 1999, Nemeth et al. 1999, Patel et al. 2000, Yadav und Khurana 2000 und 2001, Singh und Mittal 2003). Die Standortcharakteristika der beiden Feldversuchsstandorte Aschersleben und Quedlinburg waren: Höhe über NN 130/ 142 m, langjähriges Mittel des Niederschlages 497/ 450 mm, Bodentyp Löss/ Löss, Bodenart Lehm/ sandiger Lehm, Ackerzahl 96/ 90 (Pank et al. 2003).

Am Standort Quedlinburg fand das Pflanzenwachstum unter optimalen Bodenbedingungen (tiefgründiger Boden, gleichmäßige Wasserversorgung durch Harznähe) statt. Die Pflanzen waren deutlich größer, verzweigter und bildeten höhere Biomassen aus als am Standort Aschersleben. Der Befall mit *M. anethi* verursachte bedeutend geringere Schäden an den kräftigen dunkelgrünen Blättern, der Absterbevorgang einzelner Blätter durch den Erregerbefall war deutlich verzögert.

Da es sich bei *M. anethi* um einen systemisch wachsenden Erreger handelt, der sich aber auch in seiner epidemischen Phase über Konidien ausbreitet, boten widerstandsfähige Blätter mit starker Epidermis anscheinend ein gutes Hindernis bei der weiteren Ausbreitung. Ein Doldenbefall war aber auch an diesem Standort nachweisbar. Am Standort Aschersleben konnte der Erreger ein höheres Schadpotenzial aufbauen, da die Pflanzen unter weniger günstigen Bodenbedingungen (weniger tiefgründiger Boden, Neigung zu Oberbodenverschlämmung, schwankende Wasserversorgung mit längeren Trockenzeiten durch geringere Niederschläge) heranwuchsen. Eine hohe Blattmasse bildet nach Wagner (1993) die Voraussetzung für einen hohen Ertrag durch die bessere Assimilatleistung.

Am Standort Quedlinburg zeigten das üppigere Pflanzenwachstum und die stärkere Verzweigung, dass dieser Standort optimale Anbaubedingungen für Fenchel bot. Der epidemische Befallsausbruch von *M. anethi* verursachte geringere und verzögerte Blattschäden als in Aschersleben. Die genetisch vorgegebenen Sortenmerkmale (Wuchshöhe und Biomasse) verstärkten diesen Effekt zusätzlich und führten so zu den hohen Befallsstärken bei 'Berfena' und 'Magnafena' in Aschersleben. Da der hauptsächliche Ertrag von den primären Dolden gebildet wird, die deutlich niedriger an der Pflanze angeordnet sind, schädigt *M. anethi* gerade diese Doldenordnungen besonders. Ein weiterer Aspekt war, dass die Narben der Fen-

chelblüten durch Zuckerausscheidungen Konidien oberflächlich binden und das Einwachsen der Keimhyphen über die gesamte Blütezeit ermöglichen könnten.

Die Veränderung des Fenchelanbaus, die von Plescher (1997) für die Krankheitszunahme verantwortlich gemacht wird, trifft nach den Ergebnissen der Sortenversuche in Aschersleben und Quedlinburg nur teilweise zu. Der insgesamt spätere Erntetermin im einjährigen Anbau ermöglichte dem Erreger aber nicht unbedingt eine längere Entwicklungszeit, weil sich *M. anethi* zunächst im Jungpflanzengewebe ausbreiten muss, d. h. für die eigentliche Etablierung ist die Zeitspanne sogar geringer als wenn eine Vegetationsperiode vorgeschaltet ist.

Nach den Ergebnissen der dreijährigen Untersuchungen trat die epidemische Phase, in der die zahlreichen Konidienlager auf den untersten Blättern gebildet wurden, im einjährigen Anbau immer Anfang August auf. Im zweijährigen Anbau begann diese Phase ca. 4 Wochen früher mit dem Blühbeginn der Pflanzen. Aus eigener Beobachtung schädigte der samenübertragbare Erreger *M. anethi* das Pflanzenwachstum während der gesamten Pflanzenentwicklung von Ende März bis zur Blüte nicht erkennbar. Der zeitgleiche epidemische Befallsausbruch bei Blühbeginn lässt eher auf stoffliche Veränderungen, z. B. Verlagerungen der Assimilatprodukte von unteren Blättern in die Fruchtbildung schließen.

Durch diese Veränderungen könnte *M. anethi* zur maximalen Konidienproduktion angeregt werden, was das komplette Absterben der Blätter zusätzlich beschleunigt, da dem Erreger die eigentliche Nahrungsgrundlage entzogen wird. Durch die Konidienausbreitung auf höhere Blattetagen sichert er zusätzlich das eigene Überleben, da er nur durch Sameninfektionen erneut Jungpflanzen infizieren kann, wenn kein Konidienflug von bereits befallenen Beständen stattfindet. *M. anethi* ist durch seine Spezialisierung auf Fenchel- und Dillpflanzen angewiesen und als biotropher Erreger eng an diese Wirte gebunden.

Der überwiegende Anbau von 'Berfena' und 'Magnafena' ist wahrscheinlich der eigentliche Grund für die hohen Ertragsausfälle im Produktionsanbau. Da bei diesen Sorten auf geringere Wuchshöhen und Frühreife selektiert wurde, trat durch die Verminderung der Blattanzahlen und der Wuchshöhe der Blühbeginn eher ein. Die epidemische Phase des Erregers verursachte zusätzlich größere Schäden auf kleinerer Biomasse, was die Assimilatleistung stark herabsetzt. Neben dem auftretenden Stress der Pflanze, der die Ausbildung der Früchte gefährdet, kann *M. anethi* schneller auf die jungen Früchte gelangen und durch Mycelwachstum stärkere Schäden verursachen. Es ist fraglich, ob diese stärkeren

Fruchtschäden und Totalausfälle für den Erreger einen biologischen Vorteil bieten, da der Lebenskreislauf des Pathogens bei Fruchtausfall oder Verhinderung der Keimfähigkeit des Samens ebenfalls beendet wird.

Durch den Anbau von 'Berfena' und 'Magnafena' wird dem Pilz zunächst ein Entwicklungsvorteil geboten, da er bei niedrigen Sorten schneller auf die Fruchtanlagen gelangt. Dieser Vorteil kann sich aber insgesamt „selbstmörderisch“ auswirken, wenn Totalausfälle auftreten, wobei von Dehe et al. (2003) angenommen wird, dass eine warme und feuchte Witterung im August und September den Befall begünstigen.

Zusammenfassend wird dem Erreger also keine längere Entwicklungszeit verschafft und der Erstbefall tritt nicht in einem früheren Entwicklungsstadium der Pflanze auf, wie Plescher (1997) vermutete, sondern in einem früheren Entwicklungsstadium der Früchte.

## **5. Zusammenfassung**

An den Standorten Aschersleben und Quedlinburg wurden auf den Versuchsfeldern der BAZ dreijährige Sortenversuche mit 9 Arzneifenchelsorten bzw. Akzessionen (*Foeniculum vulgare* Mill.) zur Ermittlung der Anfälligkeit gegenüber dem Erreger *M. anethi* durchgeführt. Die Befallsbonitur mit einer Farbprofilsoftware und dem PTA-ELISA wurde über eine Zeitspanne von 10 - 12 Wochen während der epidemischen Phase des Erregers durchgeführt. Da bei Fenchel sehr unterschiedliche Wuchstypen auftraten, musste zunächst ein einheitliches Modellschema für die Verrechnung der Befallsdaten an den Blättern entwickelt werden. Beide Methoden waren gleichermaßen für die Befallserfassung in diesem Pathosystem geeignet.

An den beiden Versuchsstandorten entwickelten die Pflanzen eine sehr unterschiedliche Ausgangsbiomasse, die durch den Befall mit dem Pathogen verringert wurde, was anhand der AULAPC-Werte deutlich wurde. Die Schwankungen in der Ausgangsbiomasse wurden durch die Standort- und Vegetationsbedingungen verursacht, die auch die Entwicklung des Erregers mitbeeinflussten. Am Standort Quedlinburg war der Erregerbefall der Pflanzen durch optimalere Wachstumsbedingungen weniger stark als in Aschersleben.

Die Sorten 'Berfena' und 'Magnafena' wiesen als frühabreifende Sorten geringere Blattflächen auf als 'Moravskij' und 'Soroksari'. Die Blattschädigungen entwickelten sich daher wesentlich schneller als bei den höherwüchsigen, spätabreifenden Sorten. 'Berfena' lieferte trotz des hohen Befalls konstant hohe Erträge, 'Magnafena' zeigte größere Schwankungen in der Ertragsleistung und war in der Praxis häufiger von starken Fruchtausfällen betroffen. Als Ergebnis der dreijährigen Versuche zeigten sich die beiden Hochleistungssorten 'Berfena' und 'Magnafena' im Vergleich zu den anderen Sorten ('Großfrüchtiger', 'Budakalaszí', 'Soroksari', 'Moravskij', 'Florence') und Akzessionen ('Frankreich', 'Bulgare') deutlich anfälliger, erzielten aber vergleichsweise gute Erträge, was auf eine tolerante Reaktion auf den Erregerbefall hinwies.

## **6. Summary**

Nine varieties and accessions of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) were compared for their susceptibility to *Mycosphaerella anethi* on the BAZ experimental fields in Aschersleben and Quedlinburg over a period of three years. As different varieties

of fennel extremely varied in growth type, it was necessary to establish a reliable method to assess the disease. The disease was measured using a specific colour scanner scoring program ('BAfix', GTA-Sensorik, Neubrandenburg) and the PTA-ELISA (IgG-K, IgG-M) during the 10 - 12 weeks of the epidemic phase. Both methods (scanner scoring und PTA-ELISA) proved suitable for the measurement.

The plants in Quedlinburg were more vigorous and the initial biomass of the plants was noticeably higher than of those at Aschersleben. Consequently, the Quedlinburg plants showed less disease (measured as standardized AUDPC).

The early varieties, 'Berfena' and 'Magnafena', had smaller leaves than the varieties 'Moravskij' and 'Soroksari'. As a result, the leaves of these varieties were faster damaged than those of the taller late varieties.

However, despite of a high disease level, 'Berfena' had constantly high yields, whereas the yield of 'Magnafena' varied in a wide range with regular seed loss. 'Berfena' and 'Magnafena' were more susceptible to the disease than the other varieties ('Großfrüchtiger', 'Budakalaszí', 'Soroksari', 'Moravskij', 'Florence') and accessions ('Frankreich', 'Bulgare'), but their comparatively high yields indicated a better tolerance to the disease.

## **7. Literaturverzeichnis**

AMIN, A. U. (1999): Response of Rabi fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) to irrigation under varying levels of nitrogen and phosphorus. Gujarat Agricultural University Research Journal 25, 118

AMIN, A. U. (2005): Response of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) to irrigation and fertility levels under North Gujarat condition. Agricultural Science Digest 25, 41 - 43

AMIN, A. U. und PATEL, I. S. (2001): Influence of irrigation and fertility levels on the yield, quality and economics of rabi fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Gujarat Agricultural University Research Journal 26, 1 - 4

AMIN, A. U., SINGH, A., PATEL, B. S. und PATEL, J. K. (2005): Effect of various row spacings and nitrogen levels on drilled rabi fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Agricultural Science Digest 25, 44 - 46

ANZIDEI, M., BENNICI, A., SCHIFF, S., TANI, C. und MORI, B. (2000): Organogenesis and somatic embryogenesis in *Foeniculum vulgare*: histological observations of developing embryogenic callus. Plant Cell Tiss. Org. Cult. 61, 69 - 79

ASHORABADI, E. S., MATIN, A. und ABBASZADEH, B. (2003): Effects of manure and fertilizers in nitrogen efficiency in fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants Research 19, 313 - 330

BATRA, V. K., MOHAN, V. P., THAKRAL, K. K., BHATIA, A. K. (2002): Seed yield and quality of fennel as influenced by date of sowing and seed rate. Haryana Journal of Horticultural Sciences 31, 111 - 113

BERNATH, J., NEMETH, E., KATTAA, A. und HETHELYI, E. (1996): Morphological and chemical evaluation of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) populations of different origin. Journal of Essential Oil Research 8, 247 - 253

BERNATH, J., NEMETH, E., HANNIG, J. H. und NEYE, O. (2005): Up to date results in selection and registration of "small seeded" cultivars of *Foeniculum vulgare* Mill. for large scale production. Acta Horticulturae 675, 191 - 196

BHUNIA, S. R., CHAUHAN, R. P. S. und YADAV, B. S. (2005): Effect of nitrogen and irrigation on water use, moisture-extraction pattern, nutrient uptake and yield of fennel (*Foeniculum vulgare*). Indian Journal of Agronomy 50, 73 - 76

BLÜTHNER, W. D. (1997): Gentechnik in der Pflanzenzüchtung. Z. Arzn. Gew. Pfl. 2, 81 - 86

BOWES, K. M. und ZHELJAZKOV, V. D. (2004): Essential oil yields and quality of fennel grown in Nova Scotia. HortScience 39, 1640 - 1643

BRANDENBURGER, W. (1985): Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York

BUNDESSORTENAMT (1999 - 2006): [www.bundessortenamt.de](http://www.bundessortenamt.de)

BUNDESSORTENAMT Informatuionen (2001): Jahresbericht Ergebnisse der Sortenprüfung mit Fenchel, Körnerfenchel. [www.bundessortenamt.de](http://www.bundessortenamt.de)

BUNDESSORTENAMT Informatuionen (2004): Jahresbericht Ergebnisse der Sortenprüfung mit Fenchel, Körnerfenchel. [www.bundessortenamt.de](http://www.bundessortenamt.de)

BUNDESSORTENAMT Informationen (2005): Jahresbericht Ergebnisse der Sortenprüfung mit Fenchel, Körnerfenchel. [www.bundessortenamt.de](http://www.bundessortenamt.de)

BUNTAIN, M. und CHUNG, B. (1994): Effects of irrigation and nitrogen on the yield components of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Australian Journal of Experimental Agriculture 34, 845 - 849

CAMPBELL, C. L. und MADDEN, L. V. (1990): Introduction to Plant Disease Epidemiology. Wiley - Interscience Publication, New York, Chichester, Brisbane, Toronto, Singapore

CARRUBBA, A., TORRE, R. la, PRIMA, A. di, SAIANO, F. und ALONZO, G. (2005): Variations in the volatile compounds of a fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) variety grown in a semi-arid Mediterranean environment. Journal of Essential Oil-Bearing Plants 8, 275 - 288

DASHORA, A., SHARMA, R. K., SASTRY, E. V. D. und SINGH, D. (2002): Varietal diallel analysis for yield and yield related traits in fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Journal of Spices and Aromatic Crops 11, 18 - 21

DASHORA, A., SASTRY, E. V. D., SINGH, D., NAGDA, A. K. (2003): Combining ability analysis in varietal crosses of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Indian Journal of Genetics and Plant Breeding 63, 89 - 90

DEHE, M.: (1999): Marktchancen ökologisch erzeugter Arznei- und Gewürzpflanzen in Deutschland. Z. Arz. Gew. Pfl. 4, 44 - 50

DEHE, M., FROSCH, M., GROHS, B.-M., KRUSCHE, M. und REICHARDT, I. (2003): Untersuchungen zur Kontrolle akuter Doldenerkrankungen des Fenchels durch den Einsatz von Pflanzenschutzmitteln. Z. Arzn. Gew. Pfl. 2, 79 - 82

DEMAREST, P. (1978): New aspects of fennel cultivation in France. Acta Horticulturae 73, 289 - 295

DUBIEL, E., HEROLD, M., MÜLLER, H. R., PANK, F., DUTZ, W. und WENDEL, M. (1982): Stand der Fenchelproduktion in der DDR, Probleme und Lösungsvorschläge zur Rationalisierung des Anbauverfahrens. Feldwirtschaft 23, 538 - 540

FAUSTEN, G. (2002): Arznei- und Gewürzpflanzenzüchtung. Monatsschrift 3, 184 - 185

FRANKE, R. (1999): Neuentstehung von Kulturpflanzen heute - Beispiele aus dem Bereich Arznei- und Gewürzpflanzen. Z. Arzn. Gew. Pfl. 4, 24 - 38

FRANZ, CH. (1996): Züchtungsforschung und Züchtung an Arznei- und Gewürzpflanzen in ausgewählten Ländern Europas und des Mittelmeergebietes. Arznei- und Gewürzpflanzen 1, 30 - 38

- GUPTA, J. (2001): Status of seed spices in Uttar Pradesh. Indian Journal of Arecanut, Spices and Medicinal Plants 3, 147 - 149
- HEINE, H. (1993): Körnerfenchel: ein- oder zweijährig ?. Taspo Gartenbaumagazin 12, 25
- HOLLIDAY, P. (1998): A Dictionary of Plant Pathology. 2. Ausgabe Cambridge University Press. U.K.
- HUNAUT, G. (1997): Tétraploidisation du fenouil (*Foeniculum vulgare* Miller) par application de colchicine à une suspension cellulaire embryogène. Acta bot. Gallica 144, 83 - 93
- KALLUPURACKAL, J. A. und RAVINDRAN, P. N. (2002): Production technology of fennel. Indian Journal of Arecanut, Spices and Medicinal Plants 4, 71 - 75
- KANDIL M. A. M. H., SALAH, A., OMER, E. S. E., EL-GALA, M., SATOR, C. und SCHNUG, E.. (2002): Fruit and essential oil yield of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) grown with fertilizer sources for organic farming in Egypt. Landbauforsch. Volk 52, 135 - 139
- KOCH, W., HELLER, W. und HESS, E. (2002): Erstmals Fungizid bei Fenchel zugelassen. Fenchelkrankheiten stellen Produktion vor neue Herausforderung. Der Gemüsebau / Le Maraicher 7, 4 - 7
- KRANZ, J. (1996): Epidemiologie der Pflanzenkrankheiten - Eine Einführung in Grundlagen, Methoden und praktische Anwendung. Ulmer Verlag Stuttgart
- KRAUTHAUSEN, H.-J. und KREISELMAIER, J. (2002): *Cercosporidium punctum* an Fenchel. Gemüse 3, 8
- KUMAR, A., SINGH, R. und CHHILLAR, R. K. (2002): Influence of irrigation and fertilizer levels on growth, seed yield and water-use efficiency by fennel (*Foeniculum vulgare*). Indian Journal of Agronomy 47, 289 - 293
- MOHAMED, M. A. H. und ABDU, M. (2004): Growth and oil production of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.): Effect of irrigation and organic fertilization. Biological Agriculture & Horticulture 22, 31 - 39
- MOHAN, V. P., BATRA, V. K. und THAKRAL, K. K. (2001): Response of sowing dates and seed rate on growth and yield of fennel. Haryana Journal of Horticultural Sciences 30, 271 - 273
- MÜLLER, H. - J. und PANK, F. (1989): Anbau von Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) im Direktsaatverfahren. 2. Mitteilung: Ergebnisse von Versuchen zur Anbautechnik. Drogenreport 2, 100 - 110
- NEMETH, E., BERNATH, J. und PETHEO, F. (1999): Study on flowering dynamic and fertilization properties of caraway and fennel. Acta Horticulturae 502, 77 - 84
- OMIDBAIGI, R., MENJILI, K. S. und SEFIDKON, F. (2006): Effect of sowing dates in the productivity of fennel (*Foeniculum vulgare*) cv. Soroksari. Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants 21, 465 - 479



- PANK, F. (1996a): Fenchelanbau im Direktsaatverfahren. Arznei- und Gewürzpflanzen 1, 17 - 21
- PANK, F. (1996b): Projekte der Züchtungsforschung an Arznei- und Gewürzpflanzen in Einrichtungen des Bundes und der Länder in der Bundesrepublik Deutschland. Arznei- und Gewürzpflanzen 2, 70 - 75
- PANK, F. und HEINE, H. (1998): Ziele und Methoden der Arznei- und Gewürzpflanzenzüchtung und verfügbare Sorten in Deutschland. Z. Arzn. Gew. Pfl. 3, 125 - 138
- PANK, F. und HEINE, H. (2002): Aktueller Stand der Sortenschutzerteilung bei Arznei- und Gewürzpflanzen in Deutschland und in der EU. Z. Arzn. Gew. Pfl. 7, 310 - 314
- PANK, F., MÜLLER, H.-J., REICHARDT, I., HANNIG, H.-J., PLESCHER, A. und WEDEL, M. (1989): Anbau von Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) im Direktsaatverfahren. 1. Mitteilung: Züchtungsziele und Aufgaben bei der Entwicklung des Produktionsverfahrens für die Direktsaat. Drogenreport 2, 38 - 42
- PANK, F., NEUMANN, M. und KRÜGER, H. (2000): Ergebnisse der Auslese von kleinfrüchtigem Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* Mill. ssp. var. *vulgare*) aus Kreuzungsnachkommen verschiedener Genotypen. Z. Arzn. Gew. Pfl. 1, 40 - 48
- PANK, F., TAUBENRAUCH, K., PFEFFER, S. und KRÜGER, H. (2003): Eigenschaften von Sorten und Herkünften des Fenchels (*Foeniculum vulgare* Mill. ssp. *vulgare*) im Vergleich. Z. Arzn. Gew. Pfl. 2, 68 - 73
- PATEL, B. S., PATEL K. P., PATEL, I. D. und PATEL, M. I. (2000): Response of fennel (*Foeniculum vulgare*) to irrigation, nitrogen and phosphorus. Indian J. Agron. 45, 429 - 432
- PATEL, B. S., AMIN, A. U., PATEL, K. P. und PATEL, M. M. (2003): Influence of organic manures alone or in combination with inorganic fertilizer on productivity of winter drilled fennel (*Foeniculum vulgare*). Indian Journal of Agronomy 48, 232 - 234
- PETERSON, L. E.; CLARK, R. J. und MENARY, R. C. (1993): Umbel initiation and stem elongation in fennel (*Foeniculum vulgare*) initiated by photoperiod. Journal of Essential Oil Research 5, 37
- PETZOLDT, S. (1989): Zur Biologie und Schädwirkung des Erregers der Blatt- und Stengelanthraknose (*Mycosphaerella anethi* Petr.) am Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) - 1. Mitteilung. Drogenreport 3, 49 - 65
- PETZOLDT, S. (1990): *Mycosphaerella anethi* - Ein Beitrag zur Entwicklungsgeschichte. Boletus 14, 49 - 56
- PLESCHER, A. (1997): Die phytosanitäre Situation im Anbau von Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Drogenreport 10, 31 - 33
- PRATAP, R., MEENA, N. L. und YADAV, G. L. (2004): Effect of nitrogen and sulphur on yield, quality and nutrient uptake by fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Haryana Journal of Horticultural Sciences 33, 276 - 277

- RAEV, R. T. S., BOJADZHIEVA, B., TSALBOUKOV, P. und TOPALOVA, V. (1982): Resultaty ot selekciata na edinogodishno rezene (*Foeniculum officinale* all. var. *dulce*) - Rasteniev'edni nauki, god. Plant Science XIX, 4, 60 - 64
- RAJPUT, S. S., SINGHANIA, D. L., SINGH, D. und RAJE, R. S. (2005): Combining ability in fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) for yield and quality. Journal of Spices and Aromatic Crops 14, 42 - 46
- RAOUFFARD, F. und OMIDBAIGI, R. (2005): Content and composition of essential and fatty oil of *Foeniculum vulgare* (cv. Soroksari) cultivated fruits. Journal of Essential Oil-Bearing Plants 8, 264 - 267
- RAVINDRAN, P. N., KALLUPURACKAL, J. A. und SIVARAMAN, K. (2001): All India coordinated research project on spices - status of seed spices research. Indian Journal of Arecanut, Spices and Medicinal Plants 3, 97 - 110
- REICHARDT, I. und PANK, F. (1991): Anbau von Fenchel im Direktsaatverfahren. 5. Mitteilung: Methodik und Ergebnisse der Züchtung. Drogenreport 6, 45 - 54
- REICHARDT, I. und PANK, F. (1993): Methods and results of breeding a fennel variety (*Foeniculum vulgare* Mill.) for annual cultivation. Acta Horticulturae 330, 185 - 189
- REICHARDT, I., PANK, F. und MÜLLER, H. R. (1990): Berfena - eine neue Fenchelsorte für die Direktsaat. Drogenreport 3, 107 - 108
- SADHU, A. C., MEISHERI, T. G., UPADHYAY, P. N. und PATEL, J. S. (2002): Production potential and economics of different crop sequences under irrigated conditions of Gujarat. Indian Journal of Agronomy 47, 191 - 195
- SHARMA R. N. und PRASAD, R. (1998): Nitrogen and irrigation requirement of fennel. Indian Journal of Agronomy 35, 449 - 451
- SINGH, S. K., Rai, B., SRIVASTAVA, J. P. und SINGH, M. B. (2001): Plant geometry in relation to the seed yield of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Progressive Agriculture 1, 87 - 89
- SINGH, Y. und MITTAL, P. (2002): Studies on variability, heritability and scope of improvement in fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Bioved 13, 7 - 9
- SINGH, Y. und MITTAL, P. (2003): Correlation and path-coefficient analysis in fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Crop Research - Hisar 25, 111 - 115
- SINGH, Y., MITTAL, P. und KATOCH, V. (2003): Evaluation of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) genotypes under mid-hill, humid sub-temperate conditions. Himachal Journal of Agricultural Research 29, 48 - 51
- SINGH, V. V. und SASTRY, E. V. D. (2003): Mass, full and half sib-selection for genetic improvement in fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Journal of Spices and Aromatic Crops 12, 179 - 182
- SINGH, V. V., SASTRY, E. V. D. und SINGHANIA, D. L. (2004): Assessment of S1 progenies in two diverse populations of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Journal of Spices and Aromatic Crops 13, 40 - 43

SISTO, D. (1983): *Cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton su finocchio (*Foeniculum vulgare* Mill. var. *azoricum* Thell.) in Italia meridionale. Informatore Fito-patologico 7, 55 - 58

TAUBENRAUCH, K., GABLER, J., RABENSTEIN, F., PANK, F. und HAU, B. (2001): Erste Ergebnisse zur Sortenanfälligkeit von Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) gegenüber *Mycosphaerella anethi* Petr.. Z. Arzn. Gew. Pfl. 6, 120 - 124

THEILER-HEDTRICH, R. und KÄGI, A. C. (1991): Cloning in vitro and somatic embryogenesis in *Foeniculum vulgare* Mill. (Fennel) of ‚Zefa fino‘ and ‚Zefa tardo‘. Acta Hortic. 300, 287 - 291

TRAUTWEIN, F. (2004): Sortenversuch mit einjährigem Körnerfenchel an 6 Orten - ‚Berfena‘ und ‚Magnafena‘ mit hohen Inhaltsstoffgehalten. Versuche im deutschen Gartenbau, Bundessortenamt Hannover. [www.bundessortenamt.de](http://www.bundessortenamt.de)

VARVARO, L., SANTINI, L. und BALESTRA, G. M. (1998): I principali parassiti nelle colture di finocchio. Informatore Agrario 54, 47 - 50

VIJAY, O. P. und MALHOTRA, S. K. (2001): Present status, production constraints, future strategies and thrust areas of research in seed spices in India. Indian Journal of Arecanut, Spices and Medicinal Plants 3, 111 - 115

WAGNER, H. (1993): Maximizing the yield of seeds and the yield of petroselinic acid and essential oils of fennel (*Foeniculum vulgare* M.). I. Fat Science Technology 95, 114 - 117

YADAV, B. D. und KHURANA, S. C. (2000): Effect of plant population and row spacing on quality of seed produced by different order umbels in transplanted fennel. Haryana Journal of Horticultural Sciences 29, 233 - 234

YADAV, B. D. und KHURANA, S. C. (2001): Correlation studies for morpho-physiological characters with yield in fennel (*Foeniculum vulgare* Miller). Haryana Journal of Horticultural Sciences 30, 265 - 270

YADAV, A. C., YADAV, J. S., DHANKHAR, O. P. und SINGH, A. (2002): Yield and yield attributes of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) as influenced by various row and plant spacings. Haryana Agricultural University Journal of Research 32, 81 – 83

## 8. Anhang

### Versuchsfeld Aschersleben 2000

**Tab. 30:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel / *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld ASL 2000).

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattgröße	Rang	Tukey Grouping
15.08.00	'Berfena'	15,09	5	A	35,64	8	EF
	'Budakalaszí'	10,83	8	AB	65,64	4	BC
	'Bulgare'	18,38	2	A	19,88	10	G
	'Frankreich'	15,70	4	A	40,23	7	DE
	'Großfrüchtiger' PS	11,24	6	AB	57,76	5	C
	'Großfrüchtiger' NLC	18,65	1	A	46,98	6	D
	'Magnafena' NLC	17,28	3	A	30,72	9	F
	'Soroksari'	10,96	7	AB	76,89	2	A
	'Moravskij'	10,02	9	AB	66,75	3	B
	'Florence'	3,81	10	B	81,19	1	A
22.08.00	'Berfena'	47,64	2	AB	24,45	7	DE
	'Budakalaszí'	35,79	5	ABC	40,76	5	BC
	'Bulgare'	32,55	6	ABC	13,94	10	E
	'Frankreich'	51,65	1	A	21,71	8	DE
	'Großfrüchtiger' PS	27,81	7	BC	42,56	4	BC
	'Großfrüchtiger' NLC	46,30	3	AB	29,35	6	CD
	'Magnafena' NLC	44,17	4	AB	21,05	9	DE
	'Soroksari'	27,49	8	BC	63,74	2	A
	'Moravskij'	20,26	9	C	53,83	3	AB
	'Florence'	18,24	10	C	66,95	1	A
29.08.00	'Berfena'	77,84	1	A	11,41	9	EF
	'Budakalaszí'	60,41	5	ABC	28,61	5	CDE
	'Bulgare'	69,40	4	AB	8,10	10	F
	'Frankreich'	74,54	3	A	13,83	7	EF
	'Großfrüchtiger' PS	52,22	7	ABC	36,44	4	BCD
	'Großfrüchtiger' NLC	57,51	6	ABC	21,26	6	DEF
	'Magnafena' NLC	76,56	2	A	11,69	8	EF
	'Soroksari'	39,23	9	CD	54,38	2	AB
	'Moravskij'	45,83	8	BCD	43,91	3	BC
	'Florence'	22,41	10	D	64,13	1	A

<b>05.09.00</b>	'Berfena'	78,08	4	<b>AB</b>	11,46	8	<b>CD</b>
	'Budakalaszi'	49,84	9	<b>CD</b>	43,49	3	<b>AB</b>
	'Bulgare'	79,00	3	<b>AB</b>	5,25	9	<b>D</b>
	'Frankreich'	80,77	2	<b>A</b>	11,77	7	<b>CD</b>
	'Großfrüchtiger' PS	62,69	7	<b>ABC</b>	32,46	4	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	76,06	5	<b>AB</b>	17,07	6	<b>CD</b>
	'Magnafena' NLC	86,60	1	<b>A</b>	5,19	10	<b>D</b>
	'Soroksari'	54,84	8	<b>BC</b>	47,06	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	66,71	6	<b>ABC</b>	27,03	5	<b>BCD</b>
'Florence'	29,08	10	<b>D</b>	69,25	1	<b>A</b>	
<b>12.09.00</b>	'Berfena'	92,66	2	<b>A</b>	2,80	10	<b>B</b>
	'Budakalaszi'	77,87	7	<b>AB</b>	16,14	4	<b>AB</b>
	'Bulgare'	82,94	6	<b>AB</b>	3,30	9	<b>B</b>
	'Frankreich'	91,60	3	<b>A</b>	4,30	7	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	88,21	4	<b>AB</b>	8,19	5	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	93,15	1	<b>A</b>	3,89	8	<b>B</b>
	'Magnafena' NLC	87,40	5	<b>AB</b>	4,50	6	<b>B</b>
	'Soroksari'	74,67	8	<b>AB</b>	19,92	3	<b>AB</b>
	'Moravskij'	67,19	9	<b>B</b>	26,52	2	<b>A</b>
'Florence'	35,79	10	<b>C</b>	27,20	1	<b>A</b>	
<b>19.09.00</b>	'Berfena'	95,26	1	<b>A</b>	1,66	9	<b>C</b>
	'Budakalaszi'	83,51	6	<b>AB</b>	11,74	4	<b>BC</b>
	'Bulgare'	93,13	3	<b>AB</b>	2,38	8	<b>C</b>
	'Frankreich'	79,94	8	<b>AB</b>	3,51	7	<b>C</b>
	'Großfrüchtiger' PS	90,71	4	<b>AB</b>	5,54	6	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	88,94	5	<b>AB</b>	5,99	5	<b>BC</b>
	'Magnafena' NLC	94,98	2	<b>A</b>	1,64	10	<b>C</b>
	'Soroksari'	74,58	9	<b>AB</b>	17,13	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	80,34	7	<b>AB</b>	12,59	3	<b>BC</b>
'Florence'	67,54	10	<b>B</b>	27,45	1	<b>A</b>	
<b>26.09.00</b>	'Berfena'	99,32	2	<b>A</b>	0,41	9	<b>C</b>
	'Budakalaszi'	96,15	5	<b>A</b>	9,45	3	<b>ABC</b>
	'Bulgare'	91,42	8	<b>A</b>	3,25	6	<b>BC</b>
	'Frankreich'	99,25	3	<b>A</b>	0,51	8	<b>C</b>
	'Großfrüchtiger' PS	96,01	6	<b>A</b>	4,51	5	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	98,55	4	<b>A</b>	1,14	7	<b>C</b>
	'Magnafena' NLC	99,91	1	<b>A</b>	0,03	10	<b>C</b>
	'Soroksari'	88,74	9	<b>AB</b>	15,38	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	94,53	7	<b>A</b>	6,43	4	<b>BC</b>
'Florence'	71,05	10	<b>B</b>	20,86	1	<b>A</b>	
<b>03.10.00</b>	'Berfena'	99,41	4	<b>A</b>	0,38	7	<b>A</b>
	'Budakalaszi'	95,71	8	<b>A</b>	5,32	2	<b>A</b>
	'Bulgare'	94,23	10	<b>A</b>	2,61	3	<b>A</b>
	'Frankreich'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	8	<b>A</b>
	'Großfrüchtiger' PS	97,94	7	<b>A</b>	2,10	4	<b>A</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	98,82	6	<b>A</b>	1,17	5	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	8	<b>A</b>
	'Soroksari'	95,37	9	<b>A</b>	6,28	1	<b>A</b>
	'Moravskij'	98,96	5	<b>A</b>	1,04	6	<b>A</b>
'Florence'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	8	<b>A</b>	

<b>10.10.00</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Budakalaszzi'	97,40	10	<b>B</b>	2,17	1	<b>A</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Frankreich'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	98,79	8	<b>AB</b>	0,95	3	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	99,31	6	<b>AB</b>	0,44	5	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	99,50	5	<b>A</b>	0,21	6	<b>B</b>
	'Soroksari'	98,61	9	<b>AB</b>	1,65	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	99,02	7	<b>AB</b>	0,86	4	<b>AB</b>
'Florence'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>	
<b>17.10.00</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Budakalaszzi'	98,62	9	<b>A</b>	1,23	4	<b>AB</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Frankreich'	99,09	6	<b>A</b>	0,63	5	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	98,94	7	<b>A</b>	1,24	3	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	99,87	5	<b>A</b>	0,13	6	<b>B</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Soroksari'	98,66	8	<b>A</b>	1,68	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	96,74	10	<b>B</b>	2,86	1	<b>A</b>
'Florence'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>	
<b>24.10.00</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Budakalaszzi'	97,89	10	<b>C</b>	1,73	1	<b>A</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Frankreich'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Großfrüchtiger' PS	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Soroksari'	99,30	8	<b>AB</b>	0,92	3	<b>B</b>
	'Moravskij'	98,96	9	<b>B</b>	0,94	2	<b>B</b>
'Florence'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>	

**Tab. 31:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld ASL 2000).

Datum	Variante	Befalls- wert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
<b>01.08.00</b>	'Berfena'	15,087	5	<b>A</b>	0,213	4	<b>ABC</b>	0,261	4	<b>AB</b>
	'Budakalaszzi'	10,827	8	<b>AB</b>	0,224	3	<b>ABC</b>	0,249	5	<b>AB</b>
	'Bulgare'	18,379	2	<b>A</b>	0,337	1	<b>A</b>	0,450	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	15,702	4	<b>A</b>	0,244	2	<b>AB</b>	0,341	2	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' PS	11,244	6	<b>AB</b>	0,184	5	<b>ABC</b>	0,230	6	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	18,647	1	<b>A</b>	0,158	6	<b>ABC</b>	0,282	3	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	17,276	3	<b>A</b>	0,125	7	<b>BC</b>	0,184	8	<b>BC</b>
	'Soroksari'	10,958	7	<b>AB</b>	0,124	8	<b>BC</b>	0,171	9	<b>BC</b>
	'Moravskij'	10,021	9	<b>AB</b>	0,120	9	<b>BC</b>	0,192	7	<b>BC</b>
	'Florence'	3,815	10	<b>B</b>	0,045	10	<b>C</b>	0,021	10	<b>C</b>

<b>08.08.00</b>	'Berfena'	47,640	2	<b>AB</b>	0,885	2	<b>AB</b>	1,101	2	<b>A</b>
	'Budakalaszi'	35,789	5	<b>ABC</b>	0,751	6	<b>AB</b>	0,899	6	<b>A</b>
	'Bulgare'	32,550	6	<b>ABC</b>	0,777	5	<b>AB</b>	0,996	4	<b>A</b>
	'Frankreich'	51,653	1	<b>A</b>	0,988	1	<b>A</b>	1,266	1	<b>A</b>
	'Großfrüchtiger' PS	27,810	7	<b>BC</b>	0,670	9	<b>B</b>	0,804	7	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	46,296	3	<b>AB</b>	0,812	3	<b>AB</b>	1,015	3	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	44,171	4	<b>AB</b>	0,809	4	<b>AB</b>	0,943	5	<b>A</b>
	'Soroksari'	27,487	8	<b>BC</b>	0,715	7	<b>AB</b>	0,792	9	<b>AB</b>
	'Moravskij'	20,264	9	<b>C</b>	0,683	8	<b>B</b>	0,800	8	<b>AB</b>
'Florence'	18,239	10	<b>C</b>	0,350	10	<b>C</b>	0,404	10	<b>B</b>	
<b>15.08.00</b>	'Berfena'	77,842	1	<b>A</b>	1,381	3	<b>AB</b>	1,769	3	<b>ABC</b>
	'Budakalaszi'	60,406	5	<b>ABC</b>	1,132	6	<b>AB</b>	1,401	5	<b>ABC</b>
	'Bulgare'	69,398	4	<b>AB</b>	1,519	1	<b>A</b>	2,024	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	74,537	3	<b>A</b>	1,366	4	<b>AB</b>	1,734	4	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	52,222	7	<b>ABC</b>	1,012	7	<b>B</b>	1,225	7	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	57,509	6	<b>ABC</b>	1,165	5	<b>AB</b>	1,385	6	<b>ABC</b>
	'Magnafena' NLC	76,564	2	<b>A</b>	1,386	2	<b>AB</b>	1,783	2	<b>AB</b>
	'Soroksari'	39,226	9	<b>CD</b>	0,967	9	<b>B</b>	1,134	9	<b>CD</b>
	'Moravskij'	45,828	8	<b>BCD</b>	1,002	8	<b>B</b>	1,217	8	<b>BC</b>
'Florence'	22,406	10	<b>D</b>	0,407	10	<b>C</b>	0,540	10	<b>D</b>	
<b>22.08.00</b>	'Berfena'	78,078	4	<b>AB</b>	1,532	5	<b>ABCD</b>	2,004	4	<b>ABCD</b>
	'Budakalaszi'	49,839	9	<b>CD</b>	1,308	9	<b>D</b>	1,473	9	<b>D</b>
	'Bulgare'	78,996	3	<b>AB</b>	1,912	1	<b>A</b>	2,465	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	80,771	2	<b>A</b>	1,733	3	<b>ABC</b>	2,281	3	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	62,694	7	<b>ABC</b>	1,521	6	<b>ABCD</b>	1,803	6	<b>BCD</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	76,057	5	<b>AB</b>	1,640	4	<b>ABCD</b>	1,966	5	<b>ABCD</b>
	'Magnafena' NLC	86,596	1	<b>A</b>	1,809	2	<b>AB</b>	2,302	2	<b>AB</b>
	'Soroksari'	54,837	8	<b>BC</b>	1,357	8	<b>CD</b>	1,670	8	<b>CD</b>
	'Moravskij'	66,709	6	<b>ABC</b>	1,428	7	<b>BCD</b>	1,766	7	<b>BCD</b>
'Florence'	29,077	10	<b>D</b>	0,643	10	<b>E</b>	0,815	10	<b>E</b>	
<b>29.08.00</b>	'Berfena'	92,664	2	<b>A</b>	1,958	3	<b>A</b>	2,554	2	<b>AB</b>
	'Budakalaszi'	77,867	7	<b>AB</b>	1,551	8	<b>A</b>	2,047	7	<b>AB</b>
	'Bulgare'	82,939	6	<b>AB</b>	2,065	1	<b>A</b>	2,754	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	91,596	3	<b>A</b>	1,961	2	<b>A</b>	2,541	3	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' PS	88,214	4	<b>AB</b>	1,859	6	<b>A</b>	2,433	6	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	93,148	1	<b>A</b>	1,886	5	<b>A</b>	2,474	5	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	87,404	5	<b>AB</b>	1,921	4	<b>A</b>	2,499	4	<b>AB</b>
	'Soroksari'	74,667	8	<b>AB</b>	1,577	7	<b>A</b>	2,036	8	<b>AB</b>
	'Moravskij'	67,186	9	<b>B</b>	1,530	9	<b>A</b>	1,973	9	<b>B</b>
'Florence'	35,791	10	<b>C</b>	0,742	10	<b>B</b>	0,993	10	<b>C</b>	
<b>05.09.00</b>	'Berfena'	95,263	1	<b>A</b>	2,357	2	<b>AB</b>	3,143	2	<b>AB</b>
	'Budakalaszi'	83,510	6	<b>AB</b>	1,849	7	<b>CDEF</b>	2,479	7	<b>CDE</b>
	'Bulgare'	93,131	3	<b>AB</b>	2,676	1	<b>A</b>	3,572	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	79,935	8	<b>AB</b>	2,234	4	<b>ABC</b>	3,016	3	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	90,709	4	<b>AB</b>	2,081	5	<b>BCD</b>	2,767	5	<b>BCD</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	88,940	5	<b>AB</b>	1,993	6	<b>BCDE</b>	2,665	6	<b>BCDE</b>
	'Magnafena' NLC	94,984	2	<b>A</b>	2,260	3	<b>ABC</b>	3,015	4	<b>ABC</b>
	'Soroksari'	74,581	9	<b>AB</b>	1,529	10	<b>F</b>	2,101	9	<b>E</b>
	'Moravskij'	80,345	7	<b>AB</b>	1,743	8	<b>DEF</b>	2,312	8	<b>DE</b>
'Florence'	67,540	10	<b>B</b>	1,572	9	<b>EF</b>	2,093	10	<b>E</b>	

## Versuchsfeld Aschersleben 2001

**Tab. 32:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (MW Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld ASL 2001).

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattgröße	Rang	Tukey Grouping
02.08.01	‚Berfena‘	44,02	1	A	35,86	9	DE
	‚Budakalaszı‘	18,83	10	B	67,66	4	AB
	‚Bulgare‘	29,02	5	AB	17,76	10	E
	‚Frankreich‘	29,49	4	AB	56,10	6	BC
	‚Großfrüchtiger‘ PS	30,99	3	AB	58,23	5	BC
	‚Großfrüchtiger‘ NLC	23,84	8	B	84,64	1	A
	‚Magnafena‘ NLC	28,79	6	AB	40,23	8	CD
	‚Soroksari‘	24,93	7	B	77,53	2	A
	‚Moravskij‘	19,97	9	B	74,71	3	AB
	‚Magnafena‘ LVA	31,75	2	AB	42,35	7	CD
09.08.01	‚Berfena‘	59,98	2	A	22,36	8	E
	‚Budakalaszı‘	31,30	9	BC	51,72	3	ABC
	‚Bulgare‘	44,71	6	ABC	17,75	10	E
	‚Frankreich‘	53,88	3	AB	30,87	6	CDE
	‚Großfrüchtiger‘ PS	46,79	5	ABC	40,54	5	BCDE
	‚Großfrüchtiger‘ NLC	32,87	8	BC	61,56	2	AB
	‚Magnafena‘ NLC	63,49	1	A	19,98	9	E
	‚Soroksari‘	42,49	7	ABC	46,94	4	ABCD
	‚Moravskij‘	25,84	10	C	64,18	1	A
	‚Magnafena‘ LVA	50,86	4	ABC	26,95	7	DE
16.08.01	‚Berfena‘	70,58	2	AB	11,39	8	C
	‚Budakalaszı‘	48,91	10	B	37,22	4	AB
	‚Bulgare‘	62,49	5	AB	9,28	10	C
	‚Frankreich‘	62,04	6	AB	24,68	6	BC
	‚Großfrüchtiger‘ PS	68,90	3	AB	25,04	5	BC
	‚Großfrüchtiger‘ NLC	55,29	7	B	44,86	1	A
	‚Magnafena‘ NLC	82,37	1	A	9,34	9	C
	‚Soroksari‘	52,26	8	B	42,08	2	AB
	‚Moravskij‘	50,36	9	B	38,28	3	AB
	‚Magnafena‘ LVA	66,66	4	AB	17,97	7	C
23.08.01	‚Berfena‘	83,93	3	AB	7,62	8	CD
	‚Budakalaszı‘	61,47	10	B	38,40	1	A
	‚Bulgare‘	81,15	4	AB	5,87	10	DE
	‚Frankreich‘	77,14	6	AB	16,39	5	BCD
	‚Großfrüchtiger‘ PS	84,14	2	AB	13,79	6	BCD
	‚Großfrüchtiger‘ NLC	72,93	7	AB	30,27	2	AB
	‚Magnafena‘ NLC	80,32	5	AB	9,71	7	BCD
	‚Soroksari‘	71,10	8	AB	29,87	3	AB
	‚Moravskij‘	68,36	9	AB	29,05	4	ABC
	‚Magnafena‘ LVA	90,49	1	A	7,16	9	D



<b>30.08.01</b>	'Berfena'	95,47	2	<b>A</b>	2,25	10	<b>C</b>
	'Budakalaszi'	80,57	10	<b>B</b>	19,33	2	<b>AB</b>
	'Bulgare'	90,23	6	<b>AB</b>	3,25	8	<b>C</b>
	'Frankreich'	92,72	3	<b>AB</b>	6,64	6	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	86,40	8	<b>AB</b>	12,03	3	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	83,26	9	<b>AB</b>	20,86	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	91,81	5	<b>AB</b>	5,81	7	<b>BC</b>
	'Soroksari'	91,93	4	<b>AB</b>	9,29	5	<b>ABC</b>
	'Moravskij'	88,44	7	<b>AB</b>	11,32	4	<b>ABC</b>
'Magnafena' LVA	96,16	1	<b>A</b>	2,54	9	<b>C</b>	
<b>06.09.01</b>	'Berfena'	93,16	3	<b>A</b>	3,81	8	<b>B</b>
	'Budakalaszi'	87,83	8	<b>A</b>	13,45	3	<b>AB</b>
	'Bulgare'	93,09	4	<b>A</b>	2,95	9	<b>B</b>
	'Frankreich'	94,51	2	<b>A</b>	4,90	7	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	83,50	10	<b>A</b>	14,27	2	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	83,66	9	<b>A</b>	18,71	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	95,78	1	<b>A</b>	2,50	10	<b>B</b>
	'Soroksari'	88,74	7	<b>A</b>	12,20	4	<b>AB</b>
	'Moravskij'	91,23	6	<b>A</b>	9,25	5	<b>AB</b>
'Magnafena' LVA	91,83	5	<b>A</b>	5,15	6	<b>B</b>	
<b>13.09.01</b>	'Berfena'	94,06	3	<b>A</b>	2,90	8	<b>BC</b>
	'Budakalaszi'	89,97	9	<b>AB</b>	9,62	2	<b>AB</b>
	'Bulgare'	96,55	2	<b>A</b>	1,21	10	<b>C</b>
	'Frankreich'	91,87	8	<b>AB</b>	6,47	4	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	92,90	6	<b>AB</b>	6,36	5	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	84,69	10	<b>B</b>	17,23	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	93,17	5	<b>AB</b>	4,07	7	<b>BC</b>
	'Soroksari'	93,80	4	<b>AB</b>	5,71	6	<b>BC</b>
	'Moravskij'	92,54	7	<b>AB</b>	6,59	3	<b>BC</b>
'Magnafena' LVA	96,64	1	<b>A</b>	2,32	9	<b>BC</b>	
<b>20.09.01</b>	'Berfena'	98,57	2	<b>A</b>	0,76	10	<b>B</b>
	'Budakalaszi'	95,70	8	<b>A</b>	3,77	2	<b>AB</b>
	'Bulgare'	93,65	10	<b>A</b>	2,46	6	<b>AB</b>
	'Frankreich'	97,59	3	<b>A</b>	2,15	7	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	97,14	6	<b>A</b>	2,74	5	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	93,66	9	<b>A</b>	7,14	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	97,58	4	<b>A</b>	1,47	8	<b>B</b>
	'Soroksari'	97,57	5	<b>A</b>	2,78	4	<b>AB</b>
	'Moravskij'	96,74	7	<b>A</b>	3,16	3	<b>AB</b>
'Magnafena' LVA	98,65	1	<b>A</b>	1,04	9	<b>B</b>	
<b>27.09.01</b>	'Berfena'	97,44	5	<b>AB</b>	1,17	8	<b>DE</b>
	'Budakalaszi'	94,55	9	<b>B</b>	5,17	2	<b>AB</b>
	'Bulgare'	99,83	1	<b>A</b>	0,11	10	<b>E</b>
	'Frankreich'	97,49	4	<b>AB</b>	2,11	6	<b>BCDE</b>
	'Großfrüchtiger' PS	96,77	6	<b>AB</b>	2,94	5	<b>ABCDE</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	93,83	10	<b>B</b>	5,93	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	98,26	2	<b>AB</b>	1,23	7	<b>CDE</b>
	'Soroksari'	94,95	8	<b>B</b>	4,73	3	<b>ABC</b>
	'Moravskij'	95,64	7	<b>AB</b>	4,69	4	<b>ABCD</b>
'Magnafena' LVA	98,15	3	<b>AB</b>	1,12	9	<b>E</b>	

<b>04.10.01</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	8	<b>C</b>
	'Budakalaszí'	97,08	9	<b>B</b>	3,16	2	<b>AB</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	8	<b>C</b>
	'Frankreich'	98,13	5	<b>AB</b>	1,65	6	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	97,97	6	<b>AB</b>	2,08	5	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	97,53	8	<b>B</b>	2,77	3	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	8	<b>C</b>
	'Soroksari'	96,20	10	<b>B</b>	3,85	1	<b>A</b>
	'Moravskij'	97,88	7	<b>AB</b>	2,12	4	<b>ABC</b>
	'Magnafena' LVA	99,89	4	<b>A</b>	0,10	7	<b>C</b>
<b>11.10.01</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>B</b>
	'Budakalaszí'	98,64	8	<b>AB</b>	1,46	3	<b>AB</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>B</b>
	'Frankreich'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	97,89	9	<b>AB</b>	1,81	2	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	96,72	10	<b>B</b>	3,96	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>B</b>
	'Soroksari'	98,91	7	<b>AB</b>	1,23	4	<b>B</b>
	'Moravskij'	98,96	6	<b>AB</b>	1,15	5	<b>B</b>
	'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>B</b>
<b>18.10.01</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Budakalaszí'	98,19	8	<b>ABC</b>	1,64	4	<b>BC</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Frankreich'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Großfrüchtiger' PS	99,66	6	<b>A</b>	0,25	5	<b>C</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	96,58	10	<b>C</b>	4,31	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Soroksari'	96,71	9	<b>BC</b>	3,55	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	98,59	7	<b>AB</b>	1,69	3	<b>BC</b>
	'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>

**Tab. 33:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405 nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld ASL 2001).

Datum	Variante	Befalls-wert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
<b>02.08.01</b>	'Berfena'	44,019	1	<b>A</b>	0,706	4	<b>A</b>	0,937	3	<b>A</b>
	'Budakalaszí'	18,826	10	<b>B</b>	0,479	10	<b>A</b>	0,578	10	<b>A</b>
	'Bulgare'	29,018	5	<b>AB</b>	0,843	1	<b>A</b>	0,964	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	29,493	4	<b>AB</b>	0,697	5	<b>A</b>	0,889	4	<b>A</b>
	'Großfrüchtiger' PS	30,993	3	<b>AB</b>	0,763	3	<b>A</b>	0,960	2	<b>A</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	23,837	8	<b>B</b>	0,663	7	<b>A</b>	0,790	9	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	28,786	6	<b>AB</b>	0,767	2	<b>A</b>	0,867	5	<b>A</b>
	'Soroksari'	24,931	7	<b>B</b>	0,650	8	<b>A</b>	0,805	8	<b>A</b>
	'Moravskij'	19,970	9	<b>B</b>	0,641	9	<b>A</b>	0,814	7	<b>A</b>
	'Magnafena' LVA	31,752	2	<b>AB</b>	0,669	6	<b>A</b>	0,829	6	<b>A</b>

<b>09.08.01</b>	'Berfena'	59,978	2	<b>A</b>	1,173	3	<b>AB</b>	1,516	3	<b>AB</b>
	'Budakalaszi'	31,304	9	<b>BC</b>	0,777	9	<b>B</b>	0,973	9	<b>B</b>
	'Bulgare'	44,706	6	<b>ABC</b>	1,103	5	<b>AB</b>	1,459	4	<b>AB</b>
	'Frankreich'	53,882	3	<b>AB</b>	1,252	2	<b>AB</b>	1,666	2	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' PS	46,788	5	<b>ABC</b>	1,132	4	<b>AB</b>	1,444	5	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	32,871	8	<b>BC</b>	0,887	8	<b>AB</b>	1,106	8	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	63,486	1	<b>A</b>	1,348	1	<b>A</b>	1,798	1	<b>A</b>
	'Soroksari'	42,492	7	<b>ABC</b>	0,985	7	<b>AB</b>	1,233	7	<b>AB</b>
	'Moravskij'	25,838	10	<b>C</b>	0,775	10	<b>B</b>	0,948	10	<b>B</b>
'Magnafena' LVA	50,861	4	<b>ABC</b>	1,071	6	<b>AB</b>	1,441	6	<b>AB</b>	
<b>16.08.01</b>	'Berfena'	70,583	2	<b>AB</b>	1,479	4	<b>A</b>	1,690	5	<b>ABC</b>
	'Budakalaszi'	48,911	10	<b>B</b>	1,123	10	<b>A</b>	1,194	10	<b>C</b>
	'Bulgare'	62,490	5	<b>AB</b>	1,583	1	<b>A</b>	1,928	2	<b>AB</b>
	'Frankreich'	62,038	6	<b>AB</b>	1,440	5	<b>A</b>	1,639	6	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	68,895	3	<b>AB</b>	1,511	3	<b>A</b>	1,773	3	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	55,288	7	<b>B</b>	1,265	7	<b>A</b>	1,450	7	<b>ABC</b>
	'Magnafena' NLC	82,367	1	<b>A</b>	1,578	2	<b>A</b>	2,094	1	<b>A</b>
	'Soroksari'	52,263	8	<b>B</b>	1,164	9	<b>A</b>	1,331	8	<b>BC</b>
	'Moravskij'	50,357	9	<b>B</b>	1,204	8	<b>A</b>	1,285	9	<b>BC</b>
'Magnafena' LVA	66,655	4	<b>AB</b>	1,375	6	<b>A</b>	1,720	4	<b>ABC</b>	
<b>23.08.01</b>	'Berfena'	83,929	3	<b>AB</b>	2,032	3	<b>A</b>	2,497	3	<b>AB</b>
	'Budakalaszi'	61,471	10	<b>B</b>	1,632	10	<b>A</b>	1,749	10	<b>B</b>
	'Bulgare'	81,150	4	<b>AB</b>	2,269	1	<b>A</b>	2,975	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	77,141	6	<b>AB</b>	1,987	4	<b>A</b>	2,264	4	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' PS	84,137	2	<b>AB</b>	1,847	5	<b>A</b>	2,241	5	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	72,927	7	<b>AB</b>	1,819	6	<b>A</b>	2,083	6	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	80,317	5	<b>AB</b>	1,746	8	<b>A</b>	2,065	7	<b>AB</b>
	'Soroksari'	71,099	8	<b>AB</b>	1,696	9	<b>A</b>	1,891	9	<b>B</b>
	'Moravskij'	68,363	9	<b>AB</b>	1,763	7	<b>A</b>	1,975	8	<b>B</b>
'Magnafena' LVA	90,491	1	<b>A</b>	2,033	2	<b>A</b>	2,601	2	<b>AB</b>	
<b>30.08.01</b>	'Berfena'	95,473	2	<b>A</b>	2,435	3	<b>AB</b>	3,331	2	<b>AB</b>
	'Budakalaszi'	80,574	10	<b>B</b>	1,840	9	<b>C</b>	2,584	9	<b>CD</b>
	'Bulgare'	90,227	6	<b>AB</b>	2,613	1	<b>A</b>	3,545	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	92,716	3	<b>AB</b>	2,450	2	<b>AB</b>	3,280	3	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' PS	86,401	8	<b>AB</b>	2,167	7	<b>ABC</b>	2,879	7	<b>BCD</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	83,256	9	<b>AB</b>	1,778	10	<b>C</b>	2,365	10	<b>D</b>
	'Magnafena' NLC	91,809	5	<b>AB</b>	2,372	5	<b>AB</b>	3,197	4	<b>ABC</b>
	'Soroksari'	91,930	4	<b>AB</b>	2,214	6	<b>AB</b>	2,965	6	<b>ABCD</b>
	'Moravskij'	88,437	7	<b>AB</b>	2,098	8	<b>BC</b>	2,762	8	<b>BCD</b>
'Magnafena' LVA	96,163	1	<b>A</b>	2,386	4	<b>AB</b>	3,193	5	<b>ABC</b>	

## Versuchsfeld Aschersleben 2002

**Tab. 34:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld ASL 2002).

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattwert Scanner	Rang	Tukey Grouping
01.08.02	'Berfena'	30,47	1	A	24,29	5	C
	'Budakalaszzi'	9,03	5	B	46,61	2	B
	'Magnafena' LVA	16,70	2	AB	30,02	4	C
	'Moravskij'	12,46	3	B	43,27	3	B
	'Soroksari'	10,67	4	B	57,15	1	A
08.08.02	'Berfena'	52,56	1	A	19,27	5	B
	'Budakalaszzi'	20,51	5	B	42,96	2	A
	'Magnafena' LVA	28,99	3	B	24,60	4	B
	'Moravskij'	25,48	4	B	39,88	3	A
	'Soroksari'	31,55	2	AB	44,44	1	A
15.08.02	'Berfena'	59,86	1	A	12,38	5	B
	'Budakalaszzi'	38,48	5	A	29,59	3	AB
	'Magnafena' LVA	50,19	2	A	17,50	4	B
	'Moravskij'	43,23	3	A	35,25	2	A
	'Soroksari'	39,89	4	A	40,42	1	A
22.08.02	'Berfena'	89,23	1	A	5,98	5	B
	'Budakalaszzi'	77,32	4	AB	18,63	2	AB
	'Magnafena' LVA	83,03	2	AB	10,75	4	B
	'Moravskij'	79,23	3	AB	16,36	3	AB
	'Soroksari'	70,48	5	B	31,63	1	A
29.08.02	'Berfena'	96,53	1	A	2,03	5	A
	'Budakalaszzi'	76,79	5	A	14,05	2	A
	'Magnafena' LVA	83,99	2	A	7,30	4	A
	'Moravskij'	79,01	4	A	12,72	3	A
	'Soroksari'	80,05	3	A	16,68	1	A
05.09.02	'Berfena'	94,80	2	AB	3,32	4	B
	'Budakalaszzi'	90,79	3	AB	6,32	3	B
	'Magnafena' LVA	94,95	1	A	3,22	5	B
	'Moravskij'	88,85	4	AB	8,41	2	AB
	'Soroksari'	85,47	5	B	14,89	1	A
12.09.02	'Berfena'	98,44	1	A	2,10	4	B
	'Budakalaszzi'	96,90	3	A	3,09	3	B
	'Magnafena' LVA	97,10	2	A	1,37	5	B
	'Moravskij'	94,33	4	A	4,14	2	B
	'Soroksari'	86,89	5	B	11,73	1	A
19.09.02	'Berfena'	99,19	1	A	0,47	5	B
	'Budakalaszzi'	95,74	5	C	3,77	1	A
	'Magnafena' LVA	98,96	2	AB	0,96	4	B
	'Moravskij'	96,10	3	BC	2,93	3	A
	'Soroksari'	96,01	4	BC	3,66	2	A

<b>26.09.02</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	5	<b>B</b>
	'Budakalaszi'	97,49	4	<b>A</b>	1,91	2	<b>B</b>
	'Magnafena' LVA	97,64	3	<b>A</b>	0,95	4	<b>B</b>
	'Moravskij'	97,81	2	<b>A</b>	1,73	3	<b>B</b>
	'Soroksari'	92,59	5	<b>B</b>	5,70	1	<b>A</b>
<b>03.10.02</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Budakalaszi'	98,39	3	<b>B</b>	1,31	3	<b>B</b>
	'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Moravskij'	96,62	4	<b>C</b>	2,30	2	<b>B</b>
	'Soroksari'	95,85	5	<b>C</b>	3,61	1	<b>A</b>
<b>10.10.02</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Budakalaszi'	98,26	4	<b>B</b>	1,49	2	<b>AB</b>
	'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	4	<b>C</b>
	'Moravskij'	99,48	3	<b>A</b>	0,45	3	<b>BC</b>
	'Soroksari'	97,78	5	<b>B</b>	1,96	1	<b>A</b>
<b>17.10.02</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Budakalaszi'	99,08	4	<b>AB</b>	0,82	2	<b>AB</b>
	'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Moravskij'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Soroksari'	98,48	5	<b>B</b>	1,39	1	<b>A</b>

**Tab. 35:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld ASL 2002).

Datum	Sorte	Befalls- wert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
<b>01.08.02</b>	'Berfena'	30,47	1	<b>A</b>	0,430	1	<b>A</b>	0,609	1	<b>A</b>
	'Budakalaszi'	9,03	5	<b>B</b>	0,238	3	<b>AB</b>	0,300	3	<b>AB</b>
	'Magnafena'	16,70	2	<b>AB</b>	0,283	2	<b>AB</b>	0,400	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	12,46	3	<b>B</b>	0,206	4	<b>AB</b>	0,280	4	<b>AB</b>
	'Soroksari'	10,67	4	<b>B</b>	0,127	5	<b>B</b>	0,177	5	<b>B</b>
<b>08.08.02</b>	'Berfena'	52,56	1	<b>A</b>	0,776	1	<b>A</b>	1,045	1	<b>A</b>
	'Budakalaszi'	20,51	5	<b>B</b>	0,395	4	<b>B</b>	0,524	4	<b>B</b>
	'Magnafena'	28,99	3	<b>B</b>	0,347	5	<b>B</b>	0,486	5	<b>B</b>
	'Moravskij'	25,48	4	<b>B</b>	0,396	3	<b>B</b>	0,558	3	<b>B</b>
	'Soroksari'	31,55	2	<b>AB</b>	0,500	2	<b>AB</b>	0,688	2	<b>AB</b>
<b>15.08.02</b>	'Berfena'	59,858	1	<b>A</b>	0,932	1	<b>A</b>	1,457	1	<b>A</b>
	'Budakalaszi'	38,479	5	<b>A</b>	0,623	5	<b>A</b>	1,047	5	<b>A</b>
	'Magnafena'	50,188	2	<b>A</b>	0,711	4	<b>A</b>	1,140	4	<b>A</b>
	'Moravskij'	43,229	3	<b>A</b>	0,879	2	<b>A</b>	1,386	2	<b>A</b>
	'Soroksari'	39,887	4	<b>A</b>	0,731	3	<b>A</b>	1,164	3	<b>A</b>
<b>22.08.02</b>	'Berfena'	89,23	1	<b>A</b>	2,444	1	<b>A</b>	3,219	1	<b>A</b>
	'Budakalaszi'	77,32	4	<b>AB</b>	1,906	5	<b>A</b>	2,493	4	<b>B</b>
	'Magnafena'	83,03	2	<b>AB</b>	2,094	2	<b>A</b>	2,887	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	79,23	3	<b>AB</b>	2,061	3	<b>A</b>	2,594	3	<b>AB</b>
	'Soroksari'	70,48	5	<b>B</b>	1,906	4	<b>A</b>	2,362	5	<b>B</b>

## Versuchsfeld Quedlinburg 2001

**Tab. 36:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld QLB 2001).

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattwert Scanner	Rang	Tukey Grouping
09.08.01	'Berfena'	5,83	5	AB	50,21	7	E
	'Budakalaszí'	4,75	6	AB	81,16	3	AB
	'Bulgare'	12,11	1	A	31,20	10	F
	'Frankreich'	9,30	3	AB	64,95	5	CD
	'Großfrüchtiger' PS	4,51	7	AB	60,10	6	DE
	'Großfrüchtiger' NLC	3,49	8	B	94,60	1	A
	'Magnafena' NLC	8,25	4	AB	46,43	9	E
	'Soroksari'	3,25	10	B	91,41	2	AB
	'Moravskij'	3,48	9	B	78,48	4	BC
	'Magnafena' LVA	11,95	2	A	48,47	8	E
16.08.01	'Berfena'	28,30	4	ABC	43,73	9	F
	'Budakalaszí'	10,58	10	D	81,37	3	AB
	'Bulgare'	36,48	3	AB	29,66	10	G
	'Frankreich'	27,88	5	ABC	66,88	5	CD
	'Großfrüchtiger' PS	18,59	9	CD	58,34	6	DE
	'Großfrüchtiger' NLC	23,07	7	BCD	84,96	2	AB
	'Magnafena' NLC	43,77	1	A	47,73	7	EF
	'Soroksari'	25,30	6	BCD	94,02	1	A
	'Moravskij'	22,66	8	BCD	74,24	4	BC
	'Magnafena' LVA	38,86	2	AB	45,95	8	EF
23.08.01	'Berfena'	50,57	5	A	22,82	9	C
	'Budakalaszí'	27,63	10	A	65,22	1	A
	'Bulgare'	48,61	7	A	20,42	10	C
	'Frankreich'	51,75	4	A	40,20	4	ABC
	'Großfrüchtiger' PS	49,11	6	A	32,31	6	BC
	'Großfrüchtiger' NLC	62,68	1	A	47,87	3	ABC
	'Magnafena' NLC	57,08	2	A	25,86	8	C
	'Soroksari'	48,23	8	A	56,77	2	AB
	'Moravskij'	54,40	3	A	39,64	5	ABC
	'Magnafena' LVA	40,50	9	A	31,93	7	BC
30.08.01	'Berfena'	75,97	7	A	15,55	6	A
	'Budakalaszí'	77,61	6	A	20,11	4	A
	'Bulgare'	59,82	10	A	12,06	9	A
	'Frankreich'	64,58	9	A	21,37	3	A
	'Großfrüchtiger' PS	84,60	3	A	12,67	8	A
	'Großfrüchtiger' NLC	88,25	2	A	18,33	5	A
	'Magnafena' NLC	80,87	5	A	15,11	7	A
	'Soroksari'	82,93	4	A	22,55	2	A
	'Moravskij'	88,36	1	A	11,88	10	A
	'Magnafena' LVA	66,98	8	A	22,73	1	A

<b>06.09.01</b>	'Berfena'	89,84	5	<b>A</b>	7,01	7	<b>A</b>
	'Budakalaszi'	89,48	8	<b>A</b>	13,98	1	<b>A</b>
	'Bulgare'	89,72	6	<b>A</b>	4,09	9	<b>A</b>
	'Frankreich'	88,48	10	<b>A</b>	11,18	4	<b>A</b>
	'Großfrüchtiger' PS	88,77	9	<b>A</b>	10,17	5	<b>A</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	91,47	3	<b>A</b>	12,37	2	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	95,78	1	<b>A</b>	2,89	10	<b>A</b>
	'Soroksari'	93,55	2	<b>A</b>	8,73	6	<b>A</b>
	'Moravskij'	89,67	7	<b>A</b>	11,46	3	<b>A</b>
'Magnafena' LVA	90,89	4	<b>A</b>	6,74	8	<b>A</b>	
<b>13.09.01</b>	'Berfena'	91,91	7	<b>AB</b>	5,15	7	<b>B</b>
	'Budakalaszi'	84,38	10	<b>B</b>	17,63	1	<b>A</b>
	'Bulgare'	95,57	2	<b>A</b>	1,93	10	<b>B</b>
	'Frankreich'	94,87	3	<b>A</b>	4,61	8	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	91,12	8	<b>AB</b>	7,37	6	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	93,26	5	<b>AB</b>	8,56	2	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	96,46	1	<b>A</b>	2,40	9	<b>B</b>
	'Soroksari'	93,99	4	<b>AB</b>	8,09	3	<b>B</b>
	'Moravskij'	92,10	6	<b>AB</b>	7,81	4	<b>B</b>
'Magnafena' LVA	89,62	9	<b>AB</b>	7,37	5	<b>B</b>	
<b>20.09.01</b>	'Berfena'	95,84	2	<b>AB</b>	2,53	9	<b>AB</b>
	'Budakalaszi'	94,17	9	<b>AB</b>	6,24	2	<b>AB</b>
	'Bulgare'	91,20	10	<b>B</b>	3,51	7	<b>AB</b>
	'Frankreich'	94,86	6	<b>AB</b>	5,40	4	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' PS	94,85	7	<b>AB</b>	3,87	6	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	95,66	3	<b>AB</b>	5,33	5	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	97,12	1	<b>A</b>	2,17	10	<b>B</b>
	'Soroksari'	95,27	5	<b>AB</b>	6,19	3	<b>AB</b>
	'Moravskij'	94,43	8	<b>AB</b>	6,61	1	<b>A</b>
'Magnafena' LVA	95,52	4	<b>AB</b>	2,93	8	<b>AB</b>	
<b>27.09.01</b>	'Berfena'	97,18	2	<b>AB</b>	1,86	8	<b>D</b>
	'Budakalaszi'	94,65	7	<b>AB</b>	5,58	4	<b>ABC</b>
	'Bulgare'	96,63	5	<b>AB</b>	1,84	9	<b>D</b>
	'Frankreich'	95,63	6	<b>AB</b>	4,06	5	<b>BCD</b>
	'Großfrüchtiger' PS	96,65	4	<b>AB</b>	2,83	6	<b>CD</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	93,82	10	<b>B</b>	7,49	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	97,92	1	<b>A</b>	1,72	10	<b>D</b>
	'Soroksari'	94,58	8	<b>AB</b>	6,89	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	94,27	9	<b>B</b>	6,22	3	<b>AB</b>
'Magnafena' LVA	96,95	3	<b>AB</b>	2,18	7	<b>D</b>	
<b>04.10.01</b>	'Berfena'	99,75	1	<b>A</b>	0,16	10	<b>E</b>
	'Budakalaszi'	94,83	10	<b>D</b>	6,74	1	<b>A</b>
	'Bulgare'	97,32	4	<b>ABCD</b>	1,27	8	<b>DE</b>
	'Frankreich'	95,89	7	<b>BCD</b>	3,66	6	<b>BCD</b>
	'Großfrüchtiger' PS	95,20	9	<b>D</b>	4,02	5	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	96,16	5	<b>BCD</b>	4,75	3	<b>AB</b>
	'Magnafena' NLC	98,51	2	<b>AB</b>	1,04	9	<b>DE</b>
	'Soroksari'	96,10	6	<b>BCD</b>	4,88	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	95,75	8	<b>CD</b>	4,73	4	<b>AB</b>
'Magnafena' LVA	98,02	3	<b>ABC</b>	1,31	7	<b>CDE</b>	

<b>11.10.01</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Budakalaszí'	97,50	8	<b>AB</b>	2,97	2	<b>AB</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Frankreich'	97,49	9	<b>AB</b>	2,23	3	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' PS	97,74	7	<b>AB</b>	1,94	5	<b>AB</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	95,85	10	<b>B</b>	5,67	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>
	'Soroksari'	98,64	5	<b>AB</b>	1,73	6	<b>AB</b>
	'Moravskij'	98,17	6	<b>AB</b>	2,22	4	<b>AB</b>
'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>B</b>	
<b>18.10.01</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>C</b>
	'Budakalaszí'	97,54	7	<b>AB</b>	2,91	4	<b>ABC</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>C</b>
	'Frankreich'	97,79	6	<b>AB</b>	2,39	5	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	98,58	5	<b>AB</b>	1,31	6	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	96,67	9	<b>B</b>	5,47	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>C</b>
	'Soroksari'	96,90	8	<b>B</b>	3,89	3	<b>AB</b>
	'Moravskij'	96,10	10	<b>B</b>	4,56	2	<b>AB</b>
'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	7	<b>C</b>	
<b>25.10.01</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Budakalaszí'	97,51	9	<b>CD</b>	2,98	3	<b>AB</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Frankreich'	99,17	6	<b>AB</b>	1,49	5	<b>BC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	97,03	10	<b>D</b>	4,05	1	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>
	'Soroksari'	98,60	7	<b>BC</b>	2,19	4	<b>AB</b>
	'Moravskij'	97,68	8	<b>CD</b>	3,08	2	<b>AB</b>
'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	6	<b>C</b>	
<b>01.11.01</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Budakalaszí'	96,54	10	<b>B</b>	3,79	1	<b>A</b>
	'Bulgare'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Frankreich'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' PS	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	98,15	9	<b>AB</b>	2,31	2	<b>A</b>
	'Magnafena' NLC	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Soroksari'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
	'Moravskij'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>
'Magnafena' LVA	100,00	1	<b>A</b>	0,00	3	<b>B</b>	



**Tab. 37:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld QLB 2001).

Datum	Variante	Befalls- wert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
09.08.01	'Berfena'	5,829	5	AB	0,140	6	AB	0,109	7	B
	'Budakalaszí'	4,748	6	AB	0,115	7	AB	0,124	6	B
	'Bulgare'	12,107	1	A	0,386	1	A	0,484	1	A
	'Frankreich'	9,304	3	AB	0,235	2	AB	0,195	4	AB
	'Großfrüchtiger' PS	4,514	7	AB	0,108	9	B	0,077	8	B
	'Großfrüchtiger' NLC	3,488	8	B	0,113	8	AB	0,069	10	B
	'Magnafena' NLC	8,250	4	AB	0,198	4	AB	0,206	3	AB
	'Soroksari'	3,253	10	B	0,146	5	AB	0,146	5	B
	'Moravskij'	3,477	9	B	0,085	10	B	0,069	9	B
	'Magnafena' LVA	11,948	2	A	0,229	3	AB	0,280	2	AB
23.08.01	'Berfena'	50,574	5	A	0,901	5	AB	1,050	5	A
	'Budakalaszí'	27,635	10	A	0,553	10	B	0,668	10	A
	'Bulgare'	48,607	7	A	0,991	2	AB	1,178	3	A
	'Frankreich'	51,753	4	A	0,949	3	AB	1,139	4	A
	'Großfrüchtiger' PS	49,107	6	A	0,828	8	AB	1,029	7	A
	'Großfrüchtiger' NLC	62,675	1	A	0,924	4	AB	1,191	2	A
	'Magnafena' NLC	57,080	2	A	1,163	1	A	1,357	1	A
	'Soroksari'	48,233	8	A	0,850	7	AB	0,990	8	A
	'Moravskij'	54,404	3	A	0,879	6	AB	1,029	6	A
	'Magnafena' LVA	40,497	9	A	0,705	9	AB	0,844	9	A
30.08.01	'Berfena'	75,972	7	A	1,271	6	A	1,657	6	A
	'Budakalaszí'	77,615	6	A	1,205	7	A	1,593	7	A
	'Bulgare'	59,817	10	A	1,126	8	A	1,493	8	A
	'Frankreich'	64,580	9	A	1,102	9	A	1,415	9	A
	'Großfrüchtiger' PS	84,597	3	A	1,520	3	A	1,966	3	A
	'Großfrüchtiger' NLC	88,251	2	A	1,405	4	A	1,891	4	A
	'Magnafena' NLC	80,873	5	A	1,571	2	A	2,027	2	A
	'Soroksari'	82,925	4	A	1,370	5	A	1,785	5	A
	'Moravskij'	88,356	1	A	1,588	1	A	2,121	1	A
	'Magnafena' LVA	66,975	8	A	0,913	10	A	1,213	10	A
06.09.01	'Berfena'	89,839	5	A	1,939	6	AB	2,568	6	ABC
	'Budakalaszí'	89,482	8	A	1,965	5	AB	2,612	5	ABC
	'Bulgare'	89,721	6	A	2,168	2	AB	2,887	2	AB
	'Frankreich'	88,480	10	A	1,935	7	AB	2,540	8	ABC
	'Großfrüchtiger' PS	88,770	9	A	2,049	3	AB	2,643	3	ABC
	'Großfrüchtiger' NLC	91,470	3	A	1,709	10	B	2,243	10	C
	'Magnafena' NLC	95,780	1	A	2,345	1	A	3,083	1	A
	'Soroksari'	93,554	2	A	1,965	4	AB	2,613	4	ABC
	'Moravskij'	89,666	7	A	1,851	9	B	2,407	9	BC
	'Magnafena' LVA	90,889	4	A	1,903	8	AB	2,553	7	ABC

<b>13.09.01</b>	'Berfena'	91,914	7	<b>AB</b>	2,099	3	<b>ABC</b>	2,670	4	<b>ABC</b>
	'Budakalaszí'	84,378	10	<b>B</b>	1,599	10	<b>C</b>	2,151	10	<b>C</b>
	'Bulgare'	95,573	2	<b>A</b>	2,279	1	<b>A</b>	3,056	1	<b>A</b>
	'Frankreich'	94,869	3	<b>A</b>	1,916	5	<b>ABC</b>	2,516	5	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' PS	91,124	8	<b>AB</b>	2,044	4	<b>ABC</b>	2,710	3	<b>ABC</b>
	'Großfrüchtiger' NLC	93,256	5	<b>AB</b>	1,679	9	<b>BC</b>	2,310	9	<b>BC</b>
	'Magnafena' NLC	96,459	1	<b>A</b>	2,181	2	<b>AB</b>	2,959	2	<b>AB</b>
	'Soroksari'	93,993	4	<b>AB</b>	1,838	8	<b>ABC</b>	2,444	6	<b>ABC</b>
	'Moravskij'	92,100	6	<b>AB</b>	1,855	7	<b>ABC</b>	2,437	7	<b>ABC</b>
	'Magnafena' LVA	89,621	9	<b>AB</b>	1,877	6	<b>ABC</b>	2,386	8	<b>ABC</b>

## Versuchsfeld Quedlinburg 2002

**Tab. 38:** Vergleich der Ergebnisse der Befallswerte (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen Blattwerten (Pflanzenblattfläche cm<sup>2</sup>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* ermittelt durch die Scannerboniturverrechnung (Versuchsfeld QLB 2002).

Datum	Variante	Befallswert Scanner	Rang	Tukey Grouping	Blattwert Scanner	Rang	Tukey Grouping
<b>05.08.02</b>	'Berfena'	22,21	2	<b>AB</b>	20,56	5	<b>D</b>
	'Budakalaszí'	21,10	3	<b>AB</b>	36,25	3	<b>B</b>
	'Magnafena'	30,39	1	<b>A</b>	28,30	4	<b>C</b>
	'Moravskij'	20,45	4	<b>AB</b>	38,97	2	<b>B</b>
	'Soroksari'	15,29	5	<b>B</b>	46,57	1	<b>A</b>
<b>12.08.02</b>	'Berfena'	29,04	3	<b>A</b>	18,67	5	<b>C</b>
	'Budakalaszí'	29,83	2	<b>A</b>	29,55	3	<b>B</b>
	'Magnafena'	32,74	1	<b>A</b>	29,45	4	<b>B</b>
	'Moravskij'	25,05	4	<b>A</b>	36,16	2	<b>AB</b>
	'Soroksari'	18,64	5	<b>A</b>	44,41	1	<b>A</b>
<b>19.08.02</b>	'Berfena'	47,55	1	<b>A</b>	12,61	5	<b>B</b>
	'Budakalaszí'	34,33	4	<b>AB</b>	34,11	3	<b>A</b>
	'Magnafena'	44,35	2	<b>AB</b>	27,31	4	<b>A</b>
	'Moravskij'	32,76	5	<b>B</b>	35,43	2	<b>A</b>
	'Soroksari'	34,47	3	<b>AB</b>	37,45	1	<b>A</b>
<b>26.08.02</b>	'Berfena'	83,09	3	<b>AB</b>	5,71	5	<b>B</b>
	'Budakalaszí'	89,95	1	<b>A</b>	6,79	4	<b>B</b>
	'Magnafena'	76,22	4	<b>AB</b>	11,92	2	<b>AB</b>
	'Moravskij'	83,95	2	<b>AB</b>	8,92	3	<b>B</b>
	'Soroksari'	67,76	5	<b>B</b>	24,23	1	<b>A</b>
<b>02.09.02</b>	'Berfena'	89,89	2	<b>A</b>	4,41	5	<b>B</b>
	'Budakalaszí'	91,10	1	<b>A</b>	6,64	4	<b>AB</b>
	'Magnafena'	87,87	3	<b>A</b>	7,56	3	<b>AB</b>
	'Moravskij'	86,02	4	<b>A</b>	11,18	2	<b>AB</b>
	'Soroksari'	81,46	5	<b>A</b>	16,08	1	<b>A</b>
<b>09.09.02</b>	'Berfena'	95,14	2	<b>A</b>	2,17	4	<b>B</b>
	'Budakalaszí'	93,61	4	<b>AB</b>	4,75	3	<b>B</b>
	'Magnafena'	96,12	1	<b>A</b>	2,06	5	<b>B</b>
	'Moravskij'	93,71	3	<b>AB</b>	4,77	2	<b>B</b>
	'Soroksari'	88,82	5	<b>B</b>	8,43	1	<b>A</b>

<b>16.09.02</b>	'Berfena'	99,32	1	<b>A</b>	0,51	5	<b>C</b>
	'Budakalaszzi'	92,38	4	<b>BC</b>	7,16	2	<b>AB</b>
	'Magnafena'	96,34	2	<b>AB</b>	2,78	4	<b>BC</b>
	'Moravskij'	94,19	3	<b>AB</b>	4,84	3	<b>ABC</b>
	'Soroksari'	86,80	5	<b>C</b>	9,79	1	<b>A</b>
<b>23.09.02</b>	'Berfena'	99,31	1	<b>A</b>	0,28	5	<b>C</b>
	'Budakalaszzi'	96,85	2	<b>AB</b>	2,11	4	<b>BC</b>
	'Magnafena'	94,08	4	<b>BC</b>	3,43	2	<b>B</b>
	'Moravskij'	96,50	3	<b>AB</b>	2,72	3	<b>BC</b>
	'Soroksari'	91,38	5	<b>C</b>	6,31	1	<b>A</b>
<b>30.09.02</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	5	<b>B</b>
	'Budakalaszzi'	98,01	3	<b>A</b>	1,35	3	<b>B</b>
	'Magnafena'	98,50	2	<b>A</b>	0,94	4	<b>B</b>
	'Moravskij'	96,89	4	<b>A</b>	2,38	2	<b>B</b>
	'Soroksari'	92,10	5	<b>B</b>	6,06	1	<b>A</b>
<b>07.10.02</b>	'Berfena'	100,00	1	<b>A</b>	0,00	5	<b>C</b>
	'Budakalaszzi'	99,10	3	<b>AB</b>	0,67	3	<b>BC</b>
	'Magnafena'	99,48	2	<b>A</b>	0,26	4	<b>C</b>
	'Moravskij'	97,26	4	<b>BC</b>	1,80	2	<b>AB</b>
	'Soroksari'	96,23	5	<b>C</b>	2,76	1	<b>A</b>

**Tab. 39:** Vergleich der Ergebnisse von Scannerboniturverrechnung (% befallene Blattfläche) und den dazugehörigen PTA-ELISA-Werten (O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld QLB 2002).

Datum	Sorte	Befalls- wert Scanner	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
<b>05.08.02</b>	'Berfena'	22,21	2	<b>AB</b>	0,270	2	<b>A</b>	0,364	2	<b>A</b>
	'Budakalaszzi'	21,10	3	<b>AB</b>	0,237	3	<b>A</b>	0,335	3	<b>A</b>
	'Magnafena'	30,39	1	<b>A</b>	0,316	1	<b>A</b>	0,436	1	<b>A</b>
	'Moravskij'	20,45	4	<b>AB</b>	0,197	5	<b>A</b>	0,268	5	<b>A</b>
	'Soroksari'	15,29	5	<b>B</b>	0,214	4	<b>A</b>	0,288	4	<b>A</b>
<b>12.08.02</b>	'Berfena'	29,04	3	<b>A</b>	0,327	3	<b>A</b>	0,410	3	<b>A</b>
	'Budakalaszzi'	29,83	2	<b>A</b>	0,394	1	<b>A</b>	0,515	1	<b>A</b>
	'Magnafena'	32,74	1	<b>A</b>	0,370	2	<b>A</b>	0,489	2	<b>A</b>
	'Moravskij'	25,05	4	<b>A</b>	0,253	5	<b>A</b>	0,326	4	<b>A</b>
	'Soroksari'	18,64	5	<b>A</b>	0,263	4	<b>A</b>	0,286	5	<b>A</b>
<b>26.08.02</b>	'Berfena'	83,09	3	<b>AB</b>	2,347	1	<b>A</b>	2,862	1	<b>A</b>
	'Budakalaszzi'	89,95	1	<b>A</b>	2,080	2	<b>AB</b>	2,599	2	<b>AB</b>
	'Magnafena'	76,22	4	<b>AB</b>	1,841	3	<b>AB</b>	2,140	3	<b>AB</b>
	'Moravskij'	83,95	2	<b>AB</b>	1,615	4	<b>B</b>	2,067	4	<b>AB</b>
	'Soroksari'	67,76	5	<b>B</b>	1,579	5	<b>B</b>	1,878	5	<b>B</b>

## Erträge und Fruchtbefall

**Tab. 40:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld ASL 2000).

Sorte	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
'Berfena'	305,4	2	A	0,784	3	A	1,536	3	A
'Budakalaszí'	277,3	5	A	0,135	8	A	0,698	6	A
'Bulgare'	49,3	9	C	0,143	7	A	0,696	7	A
'Frankreich'	293,0	3	A	0,931	1	A	1,888	1	A
'Großfrüchtiger' PS	330,4	1	A	0,482	5	A	1,484	5	A
'Großfrüchtiger' NLC	256,1	6	AB	0,752	4	A	1,523	4	A
'Magnafena' NLC	233,1	7	AB	0,831	2	A	1,696	2	A
'Soroksari'	285,0	4	A	0,125	9	A	0,602	9	A
'Moravskij'	128,0	8	BC	0,206	6	A	0,650	8	A

**Tab. 41:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel / *M. anethi* (Versuchsfeld ASL 2001).

Sorte	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
'Berfena'	254,2	1	AB	0,245	1	A	0,713	2	A
'Budakalaszí'	159,2	7	B	0,123	9	A	0,532	8	A
'Bulgare'	92,8	10	AB	0,166	5	A	0,520	9	A
'Frankreich'	187,6	4	AB	0,163	6	A	0,511	10	A
'Großfrüchtiger' PS	184,4	5	AB	0,218	2	A	0,582	4	A
'Großfrüchtiger' NLC	139,1	8	AB	0,141	8	A	0,717	1	A
'Magnafena' NLC	193,2	3	AB	0,166	4	A	0,561	6	A
'Soroksari'	160,3	6	AB	0,103	10	A	0,627	3	A
'Moravskij'	111,8	9	B	0,213	3	A	0,567	5	A
'Magnafena' LVA	195,7	2	AB	0,151	7	A	0,534	7	A

**Tab. 42:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld QLB 2001).

Sorte	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
'Berfena'	601,7	1	A	0,491	2	B	1,335	2	AB
'Budakalaszí'	434,9	5	AB	0,215	9	CD	1,128	6	AB
'Bulgare'	125,0	10	C	0,323	8	BCD	1,024	9	AB
'Frankreich'	489,6	2	AB	0,486	3	B	1,296	3	AB
'Großfrüchtiger' PS	445,4	4	AB	0,401	5	BCD	1,084	7	AB
'Großfrüchtiger' NLC	337,2	7	ABC	0,162	10	D	0,895	10	B
'Magnafena' NLC	410,5	6	ABC	0,787	1	A	1,631	1	A
'Soroksari'	313,9	8	ABC	0,396	6	BCD	1,289	4	AB
'Moravskij'	204,7	9	BC	0,337	7	BCD	1,084	8	AB
'Magnafena' LVA	485,3	3	AB	0,438	4	BC	1,159	5	AB

**Tab. 43:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld ASL 2002).

Sorte	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
'Berfena'	481,3	3	A	0,404	2	A	3,006	1	A
'Budakalaszí'	375,0	5	A	0,553	1	A	2,951	2	A
'Magnafena' LVA	524,0	2	A	0,395	5	A	2,925	3	A
'Moravskij'	479,7	4	A	0,397	4	A	2,901	4	A
'Soroksari'	545,7	1	A	0,399	3	A	2,396	5	A

**Tab. 44:** Übersicht über den Ertrag (Gewicht in g / 9 Pflanzen) und den Fruchtbefall (PTA-ELISA-Werte O.D. <sub>405nm</sub>) im Pathosystem Fenchel/ *M. anethi* (Versuchsfeld QLB 2002).

Sorte	Ertrag in g (9 Pflanzen)	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Konidien	Rang	Tukey Grouping	ELISA- Wert Mycel	Rang	Tukey Grouping
'Berfena'	421,3	2	A	1,012	1	A	3,740	1	A
'Magnafena' LVA	445,0	1	A	0,575	2	A	3,195	2	A

## C Diskussion

Im Rahmen der Projektlaufzeit wurde *M. anethi* als Verursacher der hohen Ertragsausfälle im Produktionsfenchelanbau identifiziert und erfolgreich aus infiziertem Pflanzenmaterial aus Vermehrungsbeständen in Deutschland, Österreich, Bulgarien und Frankreich in Kultur genommen werden. Dadurch wurde der wissenschaftliche Nachweis erbracht, dass dieser Erreger an Fenchel nicht nur weltweit zu finden ist, sondern dass er sein mögliches Schadpotenzial bisher noch nicht an allen Standorten erreicht hat. Durch die Ausweitung des großflächigen Anbaus von Arzneifenchel in Deutschland als Nischenkultur konnten fast zeitgleich starke Ertragsausfällen beobachtet werden.

Das epidemische Auftreten wurde erstmalig 1982 in einem Erhaltungszuchtbestand des VEB Pharmazeutisches Werk Halle in Artern beobachtet. Aus diesem Grund führte Petzoldt (1989, 1990) in den Jahren 1983 - 1988 erstmalig Versuche zum epidemischen Verhalten von *M. anethi* bei der Sorte 'Großfrüchtiger' durch. Nach seinen Untersuchungen führte eine überdurchschnittlich warme und niederschlagsreiche Witterung 1982 und 1983 zu einem starken epidemischen Verlauf dieser Krankheit in zweijährigen Beständen (100 % Boniturnote 1, d.h. fast völliger Ernteausfall 1983). Im folgenden Frühjahr wurden zahlreiche Ascosporen gebildet, die erneut starke Erstinfektionen auslösten. Nach Meinung von Petzoldt (1989) spielte die Witterung eine sehr große Rolle bei der epidemischen Verbreitung des Erregers. Der Autor beobachtete im Jahr 1988 durch Trockenheit in den Monaten April, Mai und Juni eine Befallsverzögerung von 14 Tagen, was den weiteren Befallsverlauf ebenfalls verminderte. Er fand nach eigenen unveröffentlichten Untersuchungen und in Übereinstimmung mit Shulga und Zhurbenko (1984) optimale Infektionsbedingungen für Konidien bei einer Luftfeuchte von 100 % und durchschnittlich 20 - 22 °C. Petzoldt (1989) führt *Mycosphaerella musicola* zum Vergleich an, der ähnliche Bedingungen für seine Befallsausbreitung benötigt (Kranz 1968).

Seit diesen ersten Veröffentlichungen über die Schadzunahme von *M. anethi* veränderte sich der Fenchelanbau stark. Seit 1982 wurden Versuche zur Direktsaat von Fenchel durchgeführt (Dubiel et al. 1982), die nach der Einführung neuer Sorten (Müller und Pank 1989, Reichardt und Pank 1991 und 1993) praxisüblich wurden. Die Erregerausbreitung durch Ascosporen, die von Petzoldt (1989) als Bedingung für den Ausbruch einer Epidemie angesehen wurde, war nicht mehr

existent. Die Aussaat erfolgte im Frühjahr auf jeweils neuen Flächen in größerem räumlichem Abstand zu den im Herbst umgepflügten Altbeständen. Trotzdem nahm der *M. anethi* - Befall stark zu, was Plescher (1997a) auf die Veränderung des Fenchelanbaus und die Bevorzugung der Sorten 'Berfena' und 'Magnafena' zurückführte.

### **Vergleich mit anderen *Mycosphaerella* - Arten**

Für die vergleichende wissenschaftliche Untersuchung von *M. anethi* werden hier vier *Mycosphaerella* - Arten näher betrachtet, die durch das Vorkommen in unserem Klima, ihr epidemisches Potenzial oder ihre Wirtsspezifität für Rückschlüsse und Ansätze zur weiteren wissenschaftlichen Untersuchung geeignet erscheinen. Es handelt sich um die Brennfleckenkrankheit der Erbse (*M. pinodes*) (anamorph *Ascochyta pisi*, *A. pinodes*, *A. pinodella*), die Weißfleckenkrankheit der Erdbeere (*M. fragariae*) (anamorph *Ramularia tulasnei*), die Blattfleckenkrankheit des Winterweizens (*M. graminicola*) (anamorph *Septoria tritici*) und die Sigatoka - Krankheit der Banane (*M. musicola*, *M. fijiensis*, *M. fijiensis* var. *difformis*) (anamorph *Pseudocercospora musae*, *Cercospora musae* bzw. *Pseudocercospora fijiensis*). Bei einem Vergleich von *M. anethi* mit diesen vier ausgewählten *Mycosphaerella* - Arten ergeben sich einige Gemeinsamkeiten, aber auch einige Unterschiede.

***M. pinodes*** (Berk. & Blox.) Vestergr. (anamorph *Ascochyta pisi* Lib.) wurde mit seiner Wirtspflanze weltweit verbreitet und verursacht jedes Jahr Epidemien mit bis zu 30 % Ertragsausfällen (Kolte 1960, Punithalingam und Holliday 1972, Clulow et al. 1992, Tivoli et al. 1996, Onfroy et al. 1999). Durch den Befall werden die Pflanzen erst zur Blütezeit durch Verringerung der Biomasse geschwächt, was zu einem geringeren Schotenansatz je Sprossachse, einer geringeren Samenanzahl je Schote und kleineren Samen führt. Die Anzahl und die Länge der Sprossachsen werden durch den Pilzbefall nicht beeinflusst (Tivoli et al. 1996). Diese Aussagen treffen auch bei Fenchel mit *M. anethi* - Befall zu.

In Blättern von Erbsen wird bei einem unspezifischen Pilzbefall das Phytoalexin Pisatin gebildet. Bei einem Befall mit *M. pinoides* wird es dagegen nur sehr langsam synthetisiert (Nishimura et al. 1987, Prell 1996). Da der Befall auf den höheren Blättern eher gering ist, wird vermutet, dass die Infektion von der Alterung der Blätter (vor allem von der Bildung von Phytoalexin) und der höheren Feuchte innerhalb des Bestandes gefördert wird (Kolte 1960, Nasir and Hoppe 1991, Tivoli

et al. 1996, JinXiu et al. 2005, May et al. 2005). Bei *M. anethi* tritt der epidemischen Befall ebenfalls zuerst an den unteren Blättern auf, die durch die Infektion schnell absterben, ein Toxinnachweis fiel allerdings negativ aus. Sibia (1932) vermutete die Existenz von zwei Enzymen, die das Eindringen des Pilzes in das Wirtsgewebe erleichtern würden. Neuere Untersuchungen liegen zu diesem Thema nicht vor.

Fußkrankheiten bzw. ein Absterben von Sämlingen oder Kleinwüchsigkeit von Pflanzen, die bei Erbsen bekannt sind (Punithalingam und Holliday 1972), werden bei *M. anethi* nicht beobachtet. Auf den infizierten Ernterückständen gelangt der Pilz *M. pinodes* in den Boden und kann dort saprophytisch bis zu 20 Jahre überdauern. Auch äußerlich gesundes Saatgut kann infiziert sein, der Erreger gilt als samenübertragbar (Kolte 1960, Punithalingam und Holliday 1972, Zimmer and Sabourin 1986, Nasir and Hoppe 1991, Clulow et al. 1992, Sheridan 1993). Eine Bodenübertragbarkeit wurde bei *M. anethi* bisher nicht nachgewiesen. Bei *M. pinoides* ergeben sich Sortenunterschiede in der Ausprägung der Infektionsreaktionen, die zu Gruppierungen oder Differentialsortimenten führen (Zimmer and Sabourin 1986, Nasir and Hoppe 1991, Clulow et al. 1992, Zhang et al. 2003, Fondevilla et al. 2005). In primitiven Linien von Erbsen und in *Lathyrus* wurden Resistenzen gefunden (Gurung et al. 2002, Skiba et al. 2003, 2004a, 2004b, 2005). Da die wissenschaftlichen Untersuchungen bei *M. anethi* noch nicht so weit vorangeschritten sind, ist es noch möglich in diesem Pathosystem Differentialsortimente und resistente Linien in Wildherkünften zu finden. Gerade für die zukünftige Resistenzzüchtung wäre dies wünschenswert.

***M. fragariae*** (Tul.) Lindau (anamorph *Ramularia tulasnei* Sacc. bzw. *Ramularia grevilleana*) (Braun und Pennycook 2003) war um 1940 die wichtigste Erdbeerkrankheit mit starken Ertragsausfällen in Intensivkulturen (Kolte 1948 und 1958, Vukovits 1980, Sivanesan und Holliday 1981, Maas 1984). Der Befall tritt, wie bei *M. anethi*, meist nach der Ernte im Sommer auf und breitet sich bei nassem Wetter schnell aus, die Temperatur beeinflusst die Symptomausprägung. Durch das vorzeitige Absterben der Blätter werden die Pflanzen stark geschwächt (Kolte 1948, 1958, Schmid et al. 2004, 2005).

Der Erreger ist nur auf *Fragaria* pathogen und in Erdbeerwildbeständen weit verbreitet, verursacht dort aber keine größeren Schäden (Maas 1984). Die Spezialisierung und das Vorkommen in Wildbeständen ist eine wichtige Gemeinsamkeit zu *M. anethi*, der ebenfalls erst in Kulturbeständen größere Schäden verursacht.



Das sexuelle Stadium hat bei *M. fragariae* eine deutlich geringere Bedeutung als das konidiale Stadium, was bei *M. anethi* in Deutschland auch wahrscheinlich ist. Die Konidien von *M. fragariae* werden während des ganzen Jahres gebildet (Maas 1984), was auch bei *M. anethi* beim Vorhandensein von Blättern möglich ist.

***M. graminicola*** (anamorph *Septoria tritici* Rob. apud Desm.) hat eine weltweite Bedeutung und verursacht signifikante Ertragsverluste bei den meisten kommerziellen Weizensorten (Sivanesan 1990, Magboul et al. 1992, Shtienberg 1992). Der Erreger infiziert Weizen im Sämlingsstadium (Sivanesan 1990), die Epidemie entwickelt sich aber erst an den adulten Pflanzen, was auch auf *M. anethi* zutrifft. Beim Übergang auf die Spelzen verursacht der Erreger kleine Korngrößen oder Kümmerkorn (Hoffmann et al. 1985, Sivanesan 1990), was bei *M. anethi* ebenfalls möglich ist.

In der latenten Phase sind, wie bei *M. anethi*, keine Erregersymptome erkennbar (Palmer und Skinner 2002, Lovell et al. 2004b). *M. graminicola* reduziert ebenfalls die photosynthetisch aktive Blattfläche und verursacht durch das Absterben der Blätter eine vorzeitigen Alterung und Abreife. Bei höheren Temperaturen ( $> 25\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) schreitet die Seneszenz schneller voran als bei  $20\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Magboul et al. 1992, Cardenas-Soriano et al. 2003). Dieser Effekt zeigt sich auch bei *M. anethi* sehr deutlich, wo ab August bei höheren Temperaturen die Blattalterung in der epidemischen Phase beschleunigt auftritt. Kühles, nasses Wetter oder höhere Regenmengen begünstigen die Befallsausbreitung von *M. graminicola*, bei warmen trockenem Wetter im Sommer kann der Erreger sogar verschwinden (Sivanesan 1990, Lovell et al. 2004a). Ein Verschwinden der Symptome wurde auch bei *M. anethi* im Hochsommer 2003 auf dem Versuchsfeld der BAZ Aschersleben beobachtet. Möglicherweise konnten die Konidien nicht keimen und sich der Befall daher nicht ausbreiten.

Die Ascosporen sind bei *M. graminicola*, wie bei *M. anethi*, für die Befallsausbreitung von untergeordneter Bedeutung (Garcia und Marshall 1992). Mit *M. graminicola* infiziertes Saatgut wird wahrscheinlich stark über Saatguthandelstransporte verbreitet (Boeger et al. 1993, Hoffmann et al. 1985). Diese Möglichkeit der Ausbreitung über das Saatgut wurde auch bei *M. anethi* vermutet und gilt auch als wahrscheinlich, da andere Wirte bisher nicht nachgewiesen wurden. Spätreifende Weizensorten wurden von *M. graminicola* weniger stark befallen als die frühreifenden Sorten (Sivanesan 1990), besonders eine CCC - Behandlung fördert den Befall (Hoffmann et al. 1985). Die Krankheit macht vor allem Probleme im

Anbau der Höchstertragssorten mit einer Halbzwergstatur und Frühreife (Jlibene et al. 1992, Eriksen et al. 2003, Giéco et al. 2004, Simon et al. 2004, 2005). Die spätabreifenden niedrigen Sorten werden auch von *M. anethi* deutlich weniger befallen als die frühreifenden Hochleistungssorten, die in den letzten Jahren hohe Ertragsausfälle aufwiesen.

Die Sigatoka - Krankheit an Bananen wird von drei unterschiedlichen Erregern verursacht: *M. fijiensis* Morelet ('black leaf streak'), *M. musicola* Leach ex Mulder, ('Sigatoka', 'yellow sigatoka') und *M. fijiensis* var. *difformis* ('black Sigatoka') (Chuang und Jeger 1987, Carlier et al. 1994) (anamorph *Pseudocercospora musae*, *Cercospora musae*, *Pseudocercospora fijiensis*).

*M. musicola* wurde 1902 in Java identifiziert und verursacht seit 1962 in allen Bananananbauländern starke Schäden (Mulder und Holliday 1974a, Johanson und Jeger 1993, Carlier et al. 1994). Die ersten Symptome erscheinen, wie bei den anderen *Mycosphaerella* - Arten einschließlich *M. anethi*, zuerst auf älteren Blättern. Ähnlichkeiten bei der Krankheitsverbreitung von *M. anethi* ergeben sich durch eine lange Inkubationszeit ohne sichtbare Symptome und die sehr rasche Entwicklung der Flecken mit zahlreicher Konidienbildung. Auch bei *M. musicola* entsteht eine sehr große Inokulummenge, die wahrscheinlich auf einer genetischen Programmierung des Erregers beruht und nicht an das Wetter gebunden ist. Die Konidien verursachen in trockenen Zeiten die stärksten Infektionsausbrüche und die Befallsausbreitung kann mit einer hohen Geschwindigkeit erfolgen (Mulder und Holliday 1974b, Carlier et al. 1994, Hanada et al. 2004). Für die Sigatoka - Krankheit ist es charakteristisch, dass sich an Standorten mit günstigem Kleinklima stärkere Krankheitssymptome ('hot spots') ausbilden (Mulder und Holliday 1974b). Diese Erscheinung wurde bei *M. anethi* nie beobachtet, der Befall trat zeitgleich zur Blütezeit gleichmäßig an allen Pflanzen der Bestände auf. Bei *M. fijiensis* sind die Symptome auf den unteren Blättern besonders deutlich (Mulder und Holliday 1974a). Die älteren Blätter sind empfindlicher gegenüber der Krankheit, möglicherweise handelt es sich um biochemische oder strukturelle Unterschiede (z. B. Konzentration von Kohlenhydraten) (Chuang und Jeger 1987, Jacome et al. 1991, Jacome and Schuh 1992, Krishnamoorthy und Kumar 2003, Valerio et al. 2003, Busogoro et al. 2004a, 2004b). Der Effekt des aufsteigenden Befalls ist bei *M. anethi* ebenfalls charakteristisch.

Anhand der Vergleiche mit diesen vier bedeutenden Erregern der Gattung *Mycosphaerella* wird deutlich, dass es zahlreiche Übereinstimmungen in der Krankheitsentwicklung der *Mycosphaerella* - Arten gibt. Anscheinend werden zuerst überwiegend die älteren Blätter nach einer längeren Latenzzeit befallen, von denen sich der Befall auf die höheren Blattetagen ausbreitet. Die starken Ertragsausfälle werden bei allen Erregern durch die Reduzierung der photosynthetisch aktiven Blattmasse verursacht. Bei der bedeutsameren Ausbreitung über Konidien können in größeren Kulturbeständen große Schäden verursacht werden, die überwiegend zur Fruchtbildung einsetzen und daher schwer zu bekämpfen sind. In größeren Beständen tritt der Befall verstärkt auf, teilweise verbunden mit sehr hohen Ertragsverlusten, von denen gerade die Hochleistungssorten betroffen sind. Anhand dieser Informationen konnten die Inokulations- und Sortenversuche auf dem Feld durchgeführt werden, die zu weiteren wichtigen Aussagen in diesem Pathosystem führten.

### **Mykologie**

Die mykologische Arbeit mit dem Erreger war zu Projektbeginn schwierig, da nur wenige wissenschaftliche Veröffentlichungen existierten. Die wichtigsten mykologischen Untersuchungen wurden von Sibilia (1932), Sisto (1983) und Petzoldt (1989, 1990) erstellt. Der Erreger galt vielfach als nicht auf künstlichen Medien kultivierbar. Einige Autoren (Sydow and McRae 1929, Joshi 1957, Prasad et al. 1969, Singh 1974, Bougeard und Vegh 1980, Simay 1989, Petzoldt 1990 und mündliche Mitteilung 1999) waren bei der Isolierung des Pilzes aus infiziertem Gewebe nicht erfolgreich. Auch Killian (1923), Sibilia (1932) und Sisto (1983) erwähnen die schwierige Inkulturnahme. Erst mit einer sehr starken Desinfektionsbehandlung mit Sublimat konnte der Erreger erfolgreich aus frischem und getrocknetem Blatt- und Stängelmateriale isoliert werden, obwohl er nach Sibilia (1932) sehr empfindlich auf die Desinfektionsmittel reagieren sollte. Dies zeigte aber andererseits, wie gut das Pilzmycel im pflanzlichen Gewebe vor Umwelteinflüssen geschützt wird.

Von allen Autoren wurde das Wachstum von *M. anethi* als sehr schwach beschrieben, die Sporulation war nur sehr gering und trat selten auf (Sibilia 1932, Sisto 1983). Diese Aussagen bestätigten sich ebenfalls während der Projektarbeit. Eine gezielte Steuerung der Konidienbildung (z. B. für Klimakammer- und Feldinokulationen) durch Variation von Agar, Temperatur oder Beleuchtung war nicht er-

folgreich. Die Arbeiten mit dem Rasterelektronenmikroskop, die genaue Einblicke in den Entwicklungszyklus, das Keimungsverhalten und die Symptomatik des Pilzes ermöglichten, bestätigten die Beschreibungen von Sibilia (1932), Sisto (1983) und Petzoldt (1989, 1990).

Als weiteres wichtiges Ergebnis wurde die DNA – Isolierung aus Kulturen optimiert und ein erster spezifischer Primer entwickelt. Durch diese Untersuchungsmethode konnten erstmals latente Infektionen von *M. anethi* bei Sämlingen und Jungpflanzen nachgewiesen werden, die nicht durch eine Primärinfektion durch Ascosporen bzw. überwinterte Konidien erklärbar waren. Ascosporenbildungen wurden von Petzoldt (1989) als bedeutende Voraussetzung für die Krankheitsentwicklung angesehen. Mit spezifischen Primern wurde außerdem die Untersuchung einiger weiterer epidemiologischer Fragestellungen möglich (z. B. der Samenübertragbarkeit, der Ausbreitung des Erregers in latent infiziertem Gewebe, der Bodenübertragung, der Beeinflussung der Fruchtqualität), die bisher nicht geklärt werden konnten.

Grundsätzlich war die wissenschaftliche Untersuchung von *M. anethi* durch das sehr langsame Mycelwachstum sehr schwierig und zeitaufwändig. Mykologische Untersuchungen, die bei anderen Pilzen üblich sind (z. B. präzise Erfassung der Keimrate und des Ausbreitungswachstums auf Agar) waren nicht möglich. Aus diesem Grund bestand die mykologische Untersuchung zu einem großen Anteil aus beschreibenden Beobachtungen.

### ***Inokulationsversuche***

Mit einer Bildanalysesoftware und speziell hergestellten Antiseren (IgG-K gegen Konidien und IgG-M gegen Mycel) konnten die Blatinfektionen von *M. anethi* erstmals präzise durch Farbprofilmessung bzw. im PTA-ELISA quantitativ erfasst werden. Bei den künstlichen Inokulationen war im Vergleich zu der natürlich auftretenden Infektion eine deutliche Befallsverstärkung zu bemerken. In den 'Kontrollparzellen' trat zum selben Zeitpunkt ein starker natürlicher Befall auf, der sich ebenfalls schnell ausbreitete. Dies wies auf eine Samenübertragbarkeit des Erregers hin, was die starken Ertragsausfälle auf weit voneinander entfernten Feldern erklären könnte. Bei allen Spritzmittelvarianten mit 'Folicur' des Inokulationsversuchs wurde die Wirkung auf die Blatterhaltung sehr deutlich, wobei eine frühzeitige Anwendung die Schäden deutlich verringerte. Nach der Fungizidspritzung wurde immer noch eine geringe Konidienbildung beobachtet, sie führte

aber nur zu kleinen Läsionen an den Blättern. Die Anwendung des Fungizids konnte aber ein Übergreifen von *M. anethi* auf die Früchte nicht verhindern. Dieser Effekt wurde von anderen Autoren ebenfalls beobachtet (Petzoldt 1989, Lakra 1993).

Nach den Ergebnissen der dreijährigen Untersuchungen trat die epidemische Phase, in der die zahlreichen Konidienlager auf den untersten Blättern gebildet wurden, im einjährigen Anbau immer Anfang August auf. Im zweijährigen Anbau begann diese Phase ca. 4 Wochen früher mit dem Blühbeginn der Pflanzen.

Eine Schädigung durch den samenübertragbaren Erreger *M. anethi* war während der gesamten Pflanzenentwicklung von Ende März bis zur Blüte nicht erkennbar. Der zeitgleiche epidemische Befallsausbruch bei Blühbeginn lässt eher auf stoffliche Veränderungen, z. B. Verlagerungen der Assimilatprodukte von unteren Blättern in die Fruchtbildung, schließen. Durch diese Umlagerungen, die dem Erreger die Nahrungsgrundlage entziehen, könnte *M. anethi* zur maximalen Konidienproduktion angeregt werden, was das komplette Absterben der älteren Blätter zusätzlich beschleunigen würde. Durch die Konidienausbreitung auf höhere Blattoberflächen sichert der Pilz zusätzlich das eigene Überleben, da er nur durch Sameninfektionen erneut Jungpflanzen infizieren kann, wenn nicht Ascosporen oder Konidien von überwinterten Beständen Primärinfektionen verursachen.

### **Sortenversuche**

Durch die Sortenprüfung an zwei Standorten wurde die Bedeutung der Standortfaktoren für den Befall deutlich. Am Standort BAZ Quedlinburg fand das Pflanzenwachstum unter optimalen Bodenbedingungen statt, die Pflanzen bildeten deutlich höhere Biomasse aus als in Aschersleben. Die Messungen der Blattgrößen und der Befallswerte unterstützten die wesentliche Bedeutung der Pflanzenentwicklung für den Ertrag. Die Sorten 'Magnafena' und 'Berfena' waren an beiden Standorten zwar besonders anfällig, der Ertrag war aber im Vergleich zu den anderen getesteten Sorten trotzdem am höchsten. Sie erwiesen sich daher gegenüber *M. anethi* als tolerant.

Die epidemische Phase des Erregers verringerte die Assimilatleistung bei Sorten mit kleinerer Biomasse schneller als bei Sorten mit mehr Biomasse und höherem Wuchs. Bei niedrigen Sorten schädigte *M. anethi* die jungen Fruchtanlagen während ihrer ersten Entwicklungsphase. Stärkere Fruchtschäden und Totalausfälle konnten den Lebenskreislauf des Pathogens bei Fruchtausfall oder Verhin-

derung der Keimfähigkeit des Samens beenden. Bei geringem Befall der Früchte erfolgte die Neuinfektion der nächsten Pflanzengeneration ohne sichtbare Wuchschäden.

### ***Pathosystem M. anethi und Arzneifenchel***

Die Schadzunahme der letzten Jahre im Arzneifenchelanbau war aus den mykologischen Untersuchungsergebnissen kaum zu erklären. *M. anethi* ist in Kultur ein sehr schwachwüchsiger Erreger, der aber auf dem Feld eine sehr starke vertikale Verbreitung benötigt, um an den 1,5 - 2,0 m hohen Pflanzen zu den Fruchtanlagen zu gelangen. Die Kulturführung in Klimaschränken (u. a. Beleuchtungsdauer, Temperatur) übte nur wenig Einfluss auf die Konidienbildungen aus.

Im Freiland traten die ersten Befallssymptome immer zur Blütezeit der Pflanzen im Hochsommer auf, was auf eine Lichtbeeinflussung des Erregers unter natürlichen Bedingungen bzw. auf stoffliche Verlagerung von Assimilatprodukten hindeutete.

Die Pflanzenentwicklung war für die Steuerung wichtiger Lebensvorgänge des Pilzes anscheinend mitbestimmend, da das beiderseitige Überleben von der Keimfähigkeit der infizierten Samen abhing.

Der untersuchte Erreger bildete mit der Pflanze ein sehr gut abgestimmtes Pathosystem, was zum gegenseitigen Nachteil in manchen Jahren und Standorten aus dem Gleichgewicht geriet. Die Toleranz des Fenchels gegenüber dem Befall lässt auf eine lange gemeinsame Entwicklungszeit schließen. Die Züchtung von niedrigwüchsigen und frühreifenden Hochleistungssorten hat dieses natürliche Gleichgewicht verschoben. Durch den großflächigen Anbau von Fenchel wurden die starken epidemischen Befallsausbrüche zusätzlich gefördert.

## D Literaturverzeichnis (Einleitung, Diskussion und Methodenanhang)

AIELLO, N. und BEZZI, A. (1997): La coltivazione del finocchio amaro per la produzione di seme in Trentino meridionale. ISAFSA Comunicazione di Ricerca dell' 'Istituto Sperimentale per l'Assestamento Forestale e per l'Alpicoltura 96/3, 13 - 18

ALE-AGHA, N. und FEIGE, G. B. (1999): A survey of some plant diseases in the Ruhr area. Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent 64, 607 - 615

ALOJ, B. und GARIBALDI, A. (1978): Esperienze di lotta in Campania contro la *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) De Bary agente di un marciume del grumolo del finocchio. Annali Fac. Sci. agr. Univ. Napoli, 213 - 216

ALVAREZ, A. M. (2004): Integrated approaches for detection of plant pathogenic bacteria and diagnosis of bacterial diseases. Annu. Rev. Phytopathology 42, 339 - 366

ANAHOSUR, K. H., FAZALNOOR, K. und NARAYANASWAMY, B. C. (1972): Control of seed mycoflora of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.): Indian J. agric. Sci. 42, 990 - 992.

ANZIDEI, M., MUGNAL, L., SCHIFF, S., SFALANGA, A., BENNICI, A. und SURICO, G. (1994): Saggi preliminari per la selezione in vitro di piante di *Foeniculum vulgare* Mill. da seme resistenti a *Phomopsis foeniculi* Du Manoir et Vegh. Atti del Convegno Internazionale "Coltivazione e miglioramento di piante officinali" Trento 2 - 3 giugno 1994, 527 - 529

ARX von, J. A. (1987): Plant pathogenic fungi. Nova Hedwigia, Beiheft 87, 299

ARZNEIBUCHKOMMENTARE: WISSENSCHAFTLICHE ERLÄUTERUNGEN ZUM ARZNEIBUCH (1999a): Foeniculi amari fructus. Kommentare zur PH. EUR. NT 1999, F 6, 824

ARZNEIBUCHKOMMENTARE: WISSENSCHAFTLICHE ERLÄUTERUNGEN ZUM ARZNEIBUCH (1999b): Foeniculi dulcis fructus. Kommentare zur PH. EUR. NT 1999, F 7, 825

AVRAMEAS, S. (1969): Coupling of enzymes to proteins with glutaraldehyde. Use of conjugates for detection of antigens and antibodies. Immunochemistry 6, 43 - 42

BAUR, R. (2002): Pflanzenschutzmittel für den Gemüsebau. Der Gemüsebau/ Le Maraicher 4, 16 - 20

BAUR, R. und HELLER, W. (2002): Pflanzenschutzmittel für Knollenfenchel. Eidgenössische Forschungsanstalt Wädenswil (FAW). Version Dezember 2002. www.faw.ch

BAUR, R. und HELLER, W. (2003): Pflanzenschutzmittel für den Gemüsebau. Der Gemüsebau/ Le Maraicher 3, 14 - 17

BEDLAN, G. (1987): Gemüsekrankheiten. Österreichischer Agrarverlag, Wien

- BEDLAN, G. (1999): Gemüsekrankheiten. 3. Auflage, Österreichischer Agrarverlag, Klosterneuburg
- BOEGER, J. M., CHEN, R. S. und McDONALD, B. A. (1993): Gene flow between geographic populations of *Mycosphaerella graminicola* (Anamorph *Septoria tritici*) detected with restriction fragment length polymorphism markers. *Phytopathology* 83, 1148 - 1154
- BOUGEARD, M. und VEGH, I. (1980): Étude préliminaire sur le *cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton - Agent de la «Cercosporidiose» du Fenouil (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Cryptogamie, Mycologie* 1, 205 - 221
- BOWEN, J. K., PEART, J., LEWIS, B. G., COOPER, C. und MATTHEWS, P. (1996): Development of monoclonal antibodies against the fungi of the 'Ascochyta complex'. *Plant Pathology* 45, 393 - 406
- BRANDENBURGER, W. (1985): Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York
- BRAUN, U. (1995): A monograph of *Cercospora*, *Ramularia* and allied genera (Phytopathogenic hyphomycetes). Vol. 1, IHW-Verlag, Eching
- BRAUN, U. (2000): Annotated list of *Cercospora* spp. Described by C. Spegazzini. *Schlechendalia* 5, 57 - 79
- BRAUN, U., DAVID, J. und FREIRE, F. C. O. (1999a): Some cercosporoid hyphomycetes from Brazil. *Cryptogamie Mycoll.* 20, 95 - 106
- BRAUN, U., MOUCHACCA, J. und MCKENZIE, E. H. C. (1999b): Cercosporid hyphomycetes from New Caledonia and some other South Pacific Islands. *New Zealand Journal of Botany* 37, 297 - 327
- BRAUN, U. und PENNYCOOK, S. R. (2003): Nomenclature and typification of *Ramularia grevilleana*. *Mycotaxon* 88, 49 - 52
- BRAUN, U. und CROUS, P. W. (2005): Additions and corrections to names published in *Cercospora* and *Passalora*. *Mycotaxon* 92, 395 - 416
- BROWN, T. A. (1996): Gentechnologie für Einsteiger. 2. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin
- BUSOGORO, J. P., ETAME, J. J., HARELIMANA, G., LOGNAY, G., MESSIAEN, J., LEPOIVRE, P., CUTSEM, P., VAN BE JAIN, S. M. und SWENNEN, R. (2004a): Experimental evidence for the action of *M. fijiensis* toxins on banana photosynthetic apparatus. Banana improvement: cellular, molecular biology, and induced mutations. Proceedings of a meeting held in Leuven, Belgium, 24 - 28 September 2001, 161 - 170
- BUSOGORO, J. P., ETAME, J. J., LOGNAY, G., MESSIAEN, J., CUTSEM, P., LEPOIVRE, P., VAN BE JAIN, S. M. und SWENNEN, R. (2004b): Analysis of the mechanisms of action of *Mycosphaerella fijiensis* toxins during the development of Black Leaf Streak disease. Banana improvement: cellular, molecular biology and induced mutations. Proceedings of a meeting held in Leuven, Belgium, 24 - 28 September 2001, 171 - 181



- CARDENAS-SORIANO, E., GILCHRIST-SAAVEDRA, L. I. und LEYVA-MIR, S. G. (2003): Histopatología del tizon foliar inducido por *Septoria tritici* Roberge in Desmaz. en 13 líneas de trigo (*Triticum aestivum* L.). Revista Mexicana de Fitopatología 21, 137 - 142
- CARLIER, J., MOURICHON, X., GONZÁLEZ-DE-LÉON, D., ZAPATER, M. F. und LEBRUN, M. H. (1994): DNA restriction fragment length polymorphisms in *Mycosphaerella* species that cause banana leaf spot diseases. Phytopathology 84, 751 - 756
- CASPER, R. und MENDGEN, K. (1979): Quantitative serological estimation of a hyper-parasite - detection of *Verticillium lecanii* in yellow rust infected wheat leaves by ELISA. Phytopathologische Zeitschrift 94, 89 - 91
- CHANDHARI, S. M. und PATEL, A. J. (1987): Chemical control of *Alternaria* Blight and *Ramularia* Blight of fennel (*Foeniculum vulgare*). Indian Journal of Mycology and Plant Pathology 3, 348 - 350
- CHUANG, T. Y., und JEGER, M. (1987): Predicting the rate of development of Black Sigatoka (*Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*) disease in Southern Taiwan. Phytopathology 77, 1542 - 1547
- CIRULLI, M. (1981): *Cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton su Prezzemolo in Italia. Infotore Fitopatol. 3, 33 - 37
- CLARK, M. F. (1981): Immunosorbent assays in plant pathology. Annu. Rev. Plant Pathol. 19, 83 - 106
- CLARK, M. F. und ADAMS, A. N. (1977): Characteristics of the microplate method of enzyme-linked immunosorbent assay for the detection of plant viruses. J. Gen. Virology 34, 475 - 483
- CLARK, M. F. und BAR-JOSEPH, M. (1984) Enzyme immunosorbent assays in plant virology. Methods in Virology, Vol. VII, ed. Maramosch, K., Koprowski, H, pp. 51 - 83, Academic Press Orlando
- CLULOW, S. A., LEWIS, B. G. und MATHEWS, P. (1992): Expression of resistance to *Mycosphaerella pinodes* in *Pisum sativum*. Plant Pathology 41, 362 - 369
- CROUS, P. W. (2000): An improved technique for obtaining single ascospore cultures of ascomycetes. Mycologist 14, 101 - 103
- CROUS, P. W., APTROOT, A., KANG, J. C., BRAUN, U. und WINGFIELD, M. J. (2000a): The genus *Mycosphaerella* and its anamorphs. Studies in Mycology 45, 107 - 121
- CROUS, P. W., BENCHIMOL, R. L., ALBUQUERQUE, F. C. und ALFENAS, A. C. (2000b): Follicolous anamorphs of *Mycosphaerella* from South America. Sydowia 52, 78 - 91
- CROUS, P. W., KANG, JI-CHUAN und BRAUN, U. (2001): A phylogenetic redefinition of anamorph genera in *Mycosphaerella* based on ITS rDNA sequence and morphology. Mycologia 93, 1081 - 1101

- CROUS, P. W. und BRAUN, U. (2001): A reassessment of the cercospora species described by C. Chupp: Specimens deposited at BPI, Maryland, U.S.A. Mycotaxon 78, 327 - 343
- CROUS, P. W. und BRAUN, U. (2003): *Mycosphaerella* and its anamorphs: 1. Names published in *Cercospora* and *Passalora*. *Mycosphaerella* and its anamorphs: 1. Names published in *Cercospora* and *Passalora*. CBS Biodiversity Series 1, Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, Wageningen, Ponsen & Looyen
- CROUS, P. W. und CAMARA, M. P. S. (1998): Cercosporoid fungi from Brazil. 2. Mycotaxon 68, 299 - 310
- CROUS, P. W. und GROENEWALD, J. Z. (2005): Hosts, species and genotypes: opinions versus data. Australasian Plant Pathology 34, 463 - 470
- CRÜGER, G., BACKHAUS, G. F., HOMMES, M., SMOLKA, S. und VETTEN, H.-J. (2002): Pflanzenschutz im Gemüsebau. 4. Auflage, Ulmer Verlag Stuttgart
- CUMAGUN, C. J. R., RABENSTEIN, F. und MIEDANER, T. (2004): Genetic variation and covariation for aggressiveness deoxynivalenol production and fungal colonization among progeny of *Gibberella zeae* in wheat. Plant Pathol. 53, 446 - 453
- DAB KOMMENTAR ZUM ARZNEIBUCH (1998a): Anethol. A 45, 11, 1999. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart, Gavi - Verlag GmbH Frankfurt
- DAB KOMMENTAR ZUM ARZNEIBUCH (1998b): Fenchelöl. F 8, 11, 1999. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart, Gavi - Verlag GmbH Frankfurt
- DEHE, M. (1999): So gedeihen Fenchel, Melisse und Johanniskraut. Bioland 4, 8 - 9
- DEHE, M., FROSCH, M., GROHS, B. - M., KRUSCHE, M. und REICHARDT, I. (2003): Untersuchungen zur Kontrolle akuter Doldenerkrankungen des Fenchels durch den Einsatz von Pflanzenschutzmitteln. Z. Arzn. Gew. Pfl. 8, 79 - 82
- DEIGHTON, F. C. (1967): Studies on cercospora and allied genera. II Mycol. Pap. 112, 80
- DEIGHTON, F. C. und GJÆRUM, H. B. (1969): *Cercosporidium depressum* und *C. angelicae* in Norway and Iceland, and a note on *C. punctum* on *Foeniculum* in the Canary Islands. Nytt. Mag. Bot. 16, 225 - 229
- DESHPANDE, A. L. und SEHGAL, S. P. (1965): Blight of *Foeniculum vulgare* Mill. caused by *Alternaria tenuis*. Auct. Sci. Cult. 31, 203 - 204
- DEUTSCHES ARZNEIBUCH (2000): Fenchelöl. Amtliche Ausgabe Deutscher Apotheker Verlag, Stuttgart, Gavi - Verlag, Pharmazeutischer Verlag GmbH Eschborn
- DUBIEL, E., HEROLD, M., MÜLLER, H. R., PANK, F., DUTZ, W. und WENDEL, M. (1982): Stand der Fenchelproduktion in der DDR, Probleme und Lösungsvorschläge zur Rationalisierung des Anbauverfahrens. Feldwirtschaft 23, 538 - 540

- DUMANOIR, J. und VEGH, I. (1981): *Phomopsis foeniculi* spec. nov. sur Fenouil (*Foeniculum vulgare* Mill.). Phytopath. Z. 100, 319 - 330
- EHLERS, D., FARBER, J., MARTIN, A., QUIRIN, K. - W. und GERARD, D. (2000): Analysis of essential fennel oils - comparison of CO<sub>2</sub> extracts and steam-distilled oils. Deutsche Lebensmittelrundschau 96, 330 - 335
- ENNET, D. und REUTER, H. D. (1998): Lexikon der Pflanzenheilkunde: Wirkung, Anwendung, Botanik und Geschichte. Hippokrates Verlag, Stuttgart
- ERIKSEN, L., BORUM, F. und JAHOR, A. (2003): Inheritance and localisation of resistance to *Mycosphaerella graminicola* causing *Septoria tritici* blotch and plant height in the wheat (*Triticum aestivum* L.) genome with DNA markers. Theoretical and Applied Genetics 107, 515 - 527
- EUROPÄISCHES ARZNEIBUCH (1997a): Bitterer Fenchel (Foeniculi amari fructus). Monografien 824. Apotheker Verlag, Stuttgart
- EUROPÄISCHES ARZNEIBUCH (1997b): Süßer Fenchel (Foeniculi dulcis fructus). Monografien 825. Apotheker Verlag, Stuttgart
- EUROPÄISCHES ARZNEIBUCH (1999a): Bitterer Fenchel (Foeniculi amari fructus). Monografien 824. Apotheker Verlag, Stuttgart
- EUROPÄISCHES ARZNEIBUCH (1999b): Süßer Fenchel (Foeniculi dulcis fructus). Monografien 825. Apotheker Verlag, Stuttgart
- FONDEVILLA, S., AVILA, C. M., CUBERO, J. I. und RUBIALES, D. (2005): Response to *Mycosphaerella pinodes* in a germplasm collection of *Pisum* spp. Plant Breeding 124, 313 - 315
- FROHNE, D. und JENSEN, U. (1992): Systematik des Pflanzenreichs unter besonderer Berücksichtigung chemischer Merkmale und pflanzlicher Drogen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena, New York
- GABLER, J. und URBAN, M. (1995): Evaluation of resistance differences between tomato cultivars of *Phytophthora nicotianae* by indirect ELISA. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz 102, 275 - 283
- GALAMBOSI, B. und SVAB, J. (1983): The complex plant protection system for fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) in the "Szilasmenti" agricultural co-operative. Proc. Int. Conf. Integr. Plant Protection Budapest 4 - 9 July, 3, 144 - 148
- GARCIA, C. und MARSHALL, D. (1992): Observations on the ascogenous stage of *Septoria tritici* in Texas. Mycol. Res. 96, 65 - 70
- GASSEN, H. G. und SCHRIMPF, G. (1999): Gentechnische Methoden. 5. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin
- GIECO, J. O., DUBCOVSKY, J. und CAMARGO, L. E. A. (2004): Interaction between resistance to *Septoria tritici* and phenological stages in wheat. Scientia Agricola 61, 422 - 426

- GOODWIN, S. B., DUNKLE, L. D. und ZISMANN, V. L. (2001): Phylogenetic analysis of *Cercospora* and *Mycosphaerella* based on the internal transcribed spacer region of ribosomal DNA. *Phytopathology*, 91, 648 - 658
- GUPTA, J. H. und SRIVASTAVA, V. P. (1978): A new root of fennel caused by *Fusarium solani*. *Indian J. Mycol. Plant Pathology* 8, 206
- GURUNG, A. M., PANG, E. C. K. und TAYLOR, P. W. J. (2002): Examination of *Pisum* and *Lathyrus* species as sources of *ascochyta* blight resistance for field pea (*Pisum sativum*). *Australasian Plant Pathology* 31, 41 - 45
- HANADA, R. E., GASPAROTTO, L. und PEREIRA, J. C. R. (2004): Eficiencia de desinfestantes na erradicacao de conidios de *Mycosphaerella fijiensis* aderidos a superficie de bananas. *Fitopatologia Brasileira* 29, 94 - 96
- HARRISON J. G., BARKER H., LOWE R. und REES, E. A. (1990): Estimation of amounts of *Phytophthora infestans* mycelium in leaf tissue by enzyme-linked immunosorbent assay. *Plant Pathology* 39, 274 - 277
- HARVEY, I. C., WELSH, R., PORTER, N. G. und HAMBLIN, H. (1988): Essential oil yields from blighted fennel. *New Zealand Weed and Pest Control Conference* 41, 96 - 98
- HILLER, K. und MELZIG, M. (1999): *Lexikon der Arzneipflanzen und Drogen*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg
- HODGSON, J. (1992): The first of the big spenders. *BioTechnology* 10, 656 - 658
- HOLLIDAY, P. (1998): *A Dictionary of Plant Pathology*. 2. Ausgabe, Cambridge University Press, London
- HOFFMANN, G. M., NIENHAUS, F., SCHÖNBECK, F., ELTZIEN, H. C. und WILBERT, H. (1985): *Lehrbuch der Phytomedizin*. 2. Auflage, Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg
- HOPPE, B. (1999): Entwicklung des Anbaus von Arznei- und Gewürzpflanzen in Deutschland. *Gemüse* 9, 545 - 546
- JACOME, L. H., SCHUH, W. und STEVENSON, R. E. (1991): Effect of temperature and relative humidity on germination and germ tube development of *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. *Phytopathology* 81, 1480 - 1485
- JACOME, L. H. und SCHUH, W. (1992): Effects of leaf wetness duration and temperature on development of Black Sigatoka Disease on banana infected by *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. *Phytopathology* 82, 515 - 520
- JAIN, M. P. und JAIN, S. C. (1995): Seed borne fungi of seed spices. *Journal of Spices & Aromatic Crops* 4, 78 - 79
- JLIBENE, M., GUSTAFSON, J. P. und RAJARAM, S. (1992): A field disease evaluation method for selecting wheat's resistant to *Mycosphaerella graminicola*. *Plant Breeding* 108, 26 - 32

- JINXIU, Z., FERNANDO, W. G. D. und XUE, A. G. (2005): Daily and seasonal spore dispersal by *Mycosphaerella pinodes* and development of *Mycosphaerella* Blight of field pea. Canadian Journal of Botany 83, 302 - 310
- JOERGER, M. C., HIRATA, L. T., BAXTER, M. A., GENET, J. L. und MAY, L. (1992): Research and development of enzyme-linked immunosorbent assays for the detection of the wheat pathogens *Septoria nodorum* and *Septoria tritici*. Brighton Crop Protection Conference, Pests and Diseases - 1992, 2, 689 - 695
- JOHANSON, A. und JEGER, M. J. (1993): Use of PCR for detection of *Mycosphaerella fijiensis* and *M. musicola*, the causal agents of Sigatoka leaf spots in banana and plantain. Mycol. Res. 97, 670 - 674
- JONES, W. T., HARVEY, D., SUTHERLAND, P. W. und REYNOLDS, P. H. S. (1998): Production of anti-idiotypic monoclonal antibodies that mimic the phyto-toxin dothistromin. Food and Agricultural Immunology 10, 67 - 78
- JOSHI, N. C. (1957): Studies on powdery mildew of *Foeniculum vulgare* from Ajmer. 1. Symptoms, morphology, spore germination, phenological relations and the efficacy of sulphur dust against the disease. Agra. Univ. J. Res (Sci) 6, 89 - 91
- KAISER, P. (1994): Die große Enzyklopädie der Heilpflanzen: Ihre Anwendung und ihre natürliche Heilkraft. Kaiser Verlag, Heidelberg
- KEMA, G. H. J., YU DA ZHAO, RIJKENBERG, F. H. J., SHAW, M. W. und BAAYEN, R. P. (1996): Histology of the pathogenesis of *Mycosphaerella graminicola* in wheat. Phytopathology 86, 777 - 786
- KEMENY, M. D. (1994): ELISA: Anwendung des enzyme linked immunosorbent assay im biologisch/ medizinischen Labor. Gustav Fischer Verlag Stuttgart, Jena, New York
- KENNEDY, R., WAKEHAM, A. J., BYRNE, K. G., MEYER, U. M. und DEWEY, F. M. (2000): A new method to monitor airborne inoculum of the fungal plant pathogens *Mycosphaerella brassicicola* and *Botrytis cinerea*. Applied and Environmental Microbiology 66, 2996 - 3000
- KILLIAN, C. (1923): Études biologiques du genre *Ramularia*. I.<sup>e</sup> Partie. Rev. de Pathol. vég. et d'Entom. agr. X, 277 - 302 zitiert in SIBILIA, C. (1932): Un parasita del finocchio). Boll Staz. Path. Veg. Roma 12, 210 - 235
- KILLIAN, C. (1927): Le cycle évolutif du *Fusicladium depressum* BERK. et BR. Bull. Soc. myc. Fr. XLIII zitiert in PETZOLDT, S. (1990): *Mycosphaerella anethi* - Ein Beitrag zur Entwicklungsgeschichte. Boletus 14, 49 - 56
- KIRCHNER, O. (1923): Die Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. 3. Auflage, Ulmer Verlag, Stuttgart
- KISHINEVSKY, B. und BAR-JOSEPH M. (1978): *Rhizobium* strain identification in *Arachis hypogae* nodules by enzyme-linked immunosorbent assay. Can. J. Microbiol. 24, 1537 - 1543
- KISGECI, L. (1999): Anbau von Arzneipflanzen im ehemaligen Jugoslawien. Z. Arzn. Gew. Pfl. 4, 97 - 102

- KOCH, W., HELLER, W. und HESS, E. (2002): Erstmals Fungizid bei Fenchel zugelassen: Fenchelkrankheiten stellen Produktion vor neue Herausforderung. *Der Gemüsebau/ Le Maraicher* 7, 4 - 7
- KOIKE, S. T., BUTLER, E. E. und GREATHEAD, A. S. (1992): Occurrence of *Cercosporidium punctum* on fennel in California. *Plant Disease* 76, 539
- KRAUTHAUSEN, H. - J. und KREISELMAIER, J. (2002): *Cercosporidium punctum* an Fenchel. *Gemüse* 3, 8
- KOLTE, W. (1948): Krankheiten und Schädlinge im Obstbau. Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg
- KOLTE, W. (1958): Krankheiten und Schädlinge im Obstbau und ihre Bekämpfung. Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg
- KOLTE, W. (1960): Krankheiten und Schädlinge im Gemüsebau und ihre Bekämpfung, Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg
- KOMIRNAJA, O. N. (1952): Istorija razvija *Cercospora depressa* (BERK. et BR.) VASSIL. na fenele. Uchjonye zapiski saratovskogo gos. Un-ta vyp. Botanicheskij, 35, 129 - 138
- KRANZ, J. (1968): Zur Infektion und Erkrankung der Banane durch *Mycosphaerella musicola* Leach. *Z. Pflanzenkrh.* 75, 518 - 527
- KRISHNAMOORTHY, V. und KUMAR, N. (2003): Relationship between morphological traits and sigatoka leaf spot disease development in banana. *Orissa Journal of Horticulture* 31, 84 - 85
- LAKRA, B. S. (1993): Epidemiology and management of *Ramularia* Blight of fennel (*Foeniculum vulgare* L.). *Indian J. Mycol. Pl. Pathol.* 23, 70 - 77
- LANDI, R. (1996): Cultural problems with seed fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) in Italy and possibilities for cultural diffusion. Fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) growing problems in Italy and possibilities of its culture introduction. *Atti del Convegno Internazionale: "Coltivazione e miglioramento di piante officinali"*, Trento 2 - 3 giugno 1994, Italy, 165 - 188
- LIDDELL, E. und WEEKS, I. (1996): Antikörpertechniken. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin, Oxford
- LOMMEL, S. A., MCCAIN, A. H. und MORRIS, T. J. (1982): Evaluation of indirect enzyme-linked immunosorbent assay for the detection of plant viruses. *Phytopathology* 72, 1018 - 1022
- LOVELL, D. J., PARKER, S. R., HUNTER, T., WELHAM, S. J. und NICHOLS, A. R. (2004a): Position of inoculum in the canopy affects the risk of *Septoria tritici* blotch epidemics in winter wheat. *Plant Pathology* 53, 11 - 21
- LOVELL, D. J., HUNTER, T., POWERS, S. J., PARKER, S. R. und VAN DEN BOSCH, F. (2004b): Effect of temperature on latent period of *Septoria* leaf blotch on winter wheat under outdoor conditions. *Plant Pathology* 53, 170 - 181

- LYON, N. F., TAYLOR, J. D., ROBERTS, S. J., MAURY, Y., DUBY, C., MASMOUDI, K., FARIS-MOKAIESH, S., CORBIERE, E., MENDES-PEREIRA, E., SPIRE, D., SAMSON, R., MALANDRIN, L., GRONDEAU, C., FRANKEN, A. A. J. M. und FRAAIJE, B. A. (1995): International programme on the serological detection of bacterial, fungal and viral pathogens of protein pea seeds. Bulletin OEPP 1/2, 393 - 401
- MAGBOUL, A. M., GENG, S., GILCHRIST, D. G. und JACKSON L. F. (1992): Environmental influence on the infection of wheat by *Mycosphaerella graminicola*. Phytopathology 82, 1407 - 1413
- MAAS, J. L. (1984): Compendium of Strawberry Diseases. The American Phytopathological Society, St. Paul
- MAY, C. LE, SCHOENY, A., TIVOLI, B. und NEY, B. (2005): Improvement and validation of a pea crop growth model to simulate the growth of cultivars infected with *Ascochyta* Blight (*Mycosphaerella pinodes*). European Journal of Plant Pathology 112, 1 - 12
- MELBY, J. M. und STAVE, J. W. (1995): ELISA evaluation of banana black Sigatoka disease status. Journal of Clinical Ligand Assay 18, 3, 166 - 170
- MIEDANER, T., HEINRICH, N., SCHNEIDER, B., OETTLER, G., ROHDE, S. und RABENSTEIN, F. (2004): Estimation of deoxynivalenol (DON) grain content by symptom rating and exoantigen content for resistance selection in wheat and triticale. Euphytica 139, 123 – 132
- MITTERMEIER, L., DERCKS, W., WEST, S. J. E. und MILLER, S. A. (1990): Field results with a diagnostic system for the identification of *Septoria nodorum* and *Septoria tritici*. Brighton Crop Protection Conference, Pests and Diseases - 1990, 2, 757 - 762
- MORRIS, M. J. und CROUS, P. W. (1994): New and interesting records of South African fungi. XIV Cercosporoid fungi from weeds. South african Journal of Botany. 60, 325 - 332
- MUGNAI, L. E und ANZIDEI, M. (1994): Casi di necrosi corticale da *Phomopsis foeniculi* del finocchio da seme in Italia. Petria 4, 237 - 244
- MULDER, J. L. und HOLLIDAY, P. (1974a): *Mycosphaerella fijiensis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 413). Kluwer Academic Press, Dordrecht
- MULDER, J. L. und HOLLIDAY, P. (1974b): *Mycosphaerella musicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 414). Kluwer Academic Press, Dordrecht
- MÜHLE, E. (1956): Die Krankheiten und Schädlinge der Arznei-, Gewürz- und Duftpflanzen. Akademie Verlag, Berlin
- MÜHLHARDT, C. (2000): Der Experimentator: Molekularbiologie. 2. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin

- MÜLLER, H. - J. und PANK, F. (1989): Anbau von Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) im Direktsaatverfahren. 2. Mitteilung: Ergebnisse von Versuchen zur Anbautechnik. Drogenreport 2, 100 - 110
- NAGY, F. und VÖRÖS, J. (1979): New pathogens in commercially grown medicinal plants. Herba Hungary 18, 97 - 107
- NASIR, M. und HOPPE, H.- H. (1991): Studies on pathotype differentiation within *Mycosphaerella pinodes* (Berk. & Bloxam) Vestergren, a component of the Ascochyta-disease-complex of peas (*Pisum sativum* L.). Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz 98, 619 - 626
- NEWTON, C. R. und GRAHAM, A. (1997): PCR. 2. Auflage, Bios Scientific Publishers, Springer Verlag, New York
- NIEFIND, B. (2001): Umfrage: Vielfach Anbaurückgang bei Arznei- und Gewürzpflanzen. Gemüse 4, 25 - 26
- NISHIMURA, S., VANCE, C. V. und DOKE, N. (1987): Molecular Determinants of Plant Diseases. Japan Scientific Societies Press, Tokyo
- NOVIELLO, C., MARZIANO, F., ALOJ, B. und GARIBALDI, A. (1976): Osservazioni triennali sulle malattie del finocchio in Campania. Annali Fac. Sci. agr. Univ. Napoli 10, 259 - 271
- ONFROY, C., TIVOLI, B., CORBIÉRE, R. und BOUZNAD D. (1999): Cultural, molecular and pathogenic variability of *Mycosphaerella pinodes* an *Phoma medicaginis* var. *pinodella* isolates from dried pea (*Pisum sativum*) in France. Pathology 48, 218 - 229
- PALMER, C. - L. und SKINNER, W. (2002): *Mycosphaerella graminicola*: latent infection, crop devastation and genomics. Molecular Plant Pathology 3, 63 - 70
- PANDEY, R. N. und DANGE, S. R. S. (1998): Diseases of coriander and fennel - a review. Agric. Rev. 19, 120 - 125
- PANK, F. (1998): Der Arznei- und Gewürzpflanzenmarkt in der EU. Z. Arzn. Gew. Pfl. 3, 77 - 81
- PATER, B. (1913): Mykologisches aus Ungarn. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten 23, 260 - 262
- PETERSEN, F. P., RITTENBURG, J. H., MILLER, S. A. und GROTHAUS, G. D. (1990): Development of monoclonal antibody-based immunoassays for detection and differentiation of *Septoria nodorum* and *S. tritici* in wheat. Brighton Crop Protection Conference, Pests and Diseases - 1990, 751 - 756
- PETZOLDT, S. (1989): Zur Biologie und Schadwirkung des Erregers der Blatt- und Stengelanthraknose (*Mycosphaerella anethi* Petr.) am Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) - 1. Mitteilung. Drogenreport 3, 49 - 65
- PETZOLDT, S. (1990): *Mycosphaerella anethi* - Ein Beitrag zur Entwicklungsgeschichte. Boletus 14, 49 - 56



- PHILLIPS, A. J. L. (2003): Morphological characterization of *Diaporthe foeniculacea* and its *Phomopsis* anamorph on *Foeniculum vulgare*. *Sydowia* 55, 274 - 285
- PLESCHER, A. (1997a): Die phytosanitäre Situation im Anbau von Fenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Drogenreport* 17, 31 – 33
- PLESCHER, A. (1997b): Diagnose von Krankheiten und Beschädigungen an Fenchel (*Foeniculum vulgare* spp. *vulgare* Mill.), *Drogenreport* 18, 37 - 56
- PLESCHER, A. (1982): Untersuchungen zur Ursache und Bekämpfungsmöglichkeit des Doldenbrandes bei Kümmel (*Carum carvi* L.) und anderer kultivierten Arznei- und Gewürzpflanzen der Familie *Umbelliferae*. Dissertation Humboldt Universität, Berlin
- PRASAD, N., MATHUR, R. L. und AGNIHOTRI, J. P. (1969): Blight of fennel in Rajasthan. *Curr. Sci.* 30, 65 - 66
- PRELL, H. H. (1996): Interaktionen von Pflanzen und phytopathogenen Pilzen: Parasitierung und Resistenz, Genetik und molekulare Phytopathologie. Gustav Fischer Verlag, Jena und Stuttgart
- PUNITHALINGAM, E. und HOLLIDAY, P. (1972): *Mycosphaerella pinodes*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 340). Kluwer Academic Press, Dordrecht N.L.
- RANDHAWA H. S., JINDLA L. N. und AULAKH, K. S. (1995): Seed mycoflora of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Plant Disease Research* 10, 132 - 135
- REICHARDT, I. (1998): LVA Bernburg: Feldtag 1998. *Z. Arzn. Gew. Pfl.* 3, 102
- REICHARDT, I. und PANK, F. (1991): Anbau von Fenchel im Direktsaatverfahren. 5. Mitteilung: Methodik und Ergebnisse der Züchtung. *Drogenreport* 6, 45 - 54
- REICHARDT, I. und PANK, F. (1993): Methods and results of breeding a fennel variety (*Foeniculum vulgare* Mill.) for annual cultivation. *Acta Horticulturae* 330, 185 - 189
- RICHTER J., PROLL E., RABENSTEIN F. und STANARIUS, A.: (1994): Serological detection of members of the Potyviridae with polyclonal antisera. *Journal of Phytopathology* 142, 11 - 18
- ROHDE, S. und RABENSTEIN, F. (2005): Standardization of an indirect PTA-ELISA for detection of *Fusarium* ssp. in infected grains. *Mycotoxin Research* 21, 100 - 104
- SACHS, E., HEROLD, H. und PLESCHER, A. (1991): Wichtige Krankheiten und Schädlinge an Kulturpflanzen in der ehemaligen DDR im Jahre 1990. Mitteilungen der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin - Dahlem. Heft 268, Paul Parey Verlag, Berlin und New York
- SĂVULESCU, A. und RAICU, C. (1967): Parazitii plantelor medicinale și oleo-eterice cultivate in Romania unele Mijloace de combatere (I). *Stud. Cecet. Biol. Ser. Botan.* 19, 1- 3

- SCHMID, A., DANIEL, C., WEIBEL, F. P., LINDER, C. und CROSS, J. V. (2004): Effect of cultural methods on leaf spot (*Mycosphaerella fragariae* Tul.) incidence in strawberries. Bulletin OILB/SROP 27, 55 - 56
- SCHMID, A., DANIEL, C. und WEIBEL, F. (2005): Effect of cultural methods on leaf spot (*Mycosphaerella fragariae*) and gray mold (*Botrytis cinerea*) damage in strawberries. Biocontrol 50, 179 - 194
- SHERIDAN, J. J. (1993): The survival of *Mycosphaerella pinodes* on pea haulm buried in soil. Ann. Appl. Biol. 17, 195 - 203
- SHTIENBERG, D. (1992): Effects of seed treatment with thiabendazole on *Septoria* leaf blotch and growth of wheat. Plant Disease 76, 178 - 181
- SHULGA, E. B. und ZHURBENKO, M. M. (1984): Ocenkaustojjchivosti selekcionogo materiala fenhelja k cercosporozy na iskusstvennom infekcionnom fone - UDK 633. 819. 631. 52. 632.4
- SIBILIA, C. (1932): Un parassita del finocchio. Boll. Staz. Path. Veg. Roma 12, 210 - 235
- SIMAY, E. I. (1989): Fungi occurring on symptom-free leaves of sweet fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). Novenyvedelem 25, 435 - 437
- SIMON, M. R., WORLAND, A. J. und STRUIK, P. C. (2004): Influence of plant height and heading date on the expression of the resistance to *Septoria tritici* blotch in near isogenic lines of wheat. Crop Science 44, 2078 - 2085
- SIMON, M. R., PERELLO, A. E., CORDO, C. A., LARRAN, S., PUTTEN, P. E. L. und VAN DER STRUIK, P. C. (2005): Association between *Septoria tritici* blotch, plant height, and heading date in wheat. Agronomy Journal 97, 1072 - 1081
- SINGH, R. D. (1974): Histopathology of fennel infected by *Ramularia foeniculi*. Indian J. Mycol. and Pl. Pathol. 4, 166 - 170
- SISTO, D. (1983): *Cercosporidium punctum* (Lacroix) Deighton su finocchio (*Foeniculum vulgare* Mill. var. *azoricum* Thell.) in Italia meridionale. Informatore Fito-patologico 7, 55 - 58
- SIVANESAN, A. (1990): *Mycosphaerella graminicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 986). Kluwer Academic Press, Dordrecht N.L.
- SIVANESAN, A. und HOLLIDAY, P. (1981): *Mycosphaerella fragariae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria (No. 708). Kluwer Academic Press, Dordrecht N.L.
- SIVIERO, P. und PRENCIPE, N. (2005): Funghi ipogei e insetti le avversita del finocchio. Colture Protette 34, 29 - 31
- SKIBA, B., FORD, R. und PANG, E. C. K. (2003): Amplification and detection of polymorphic sequence-tagged sites in *Lathyrus sativus*. Plant Molecular Biology Reporter 21, 391 - 404

- SKIBA, B., FORD, R., und PANG, E. C. K. (2004a): Construction of a linkage map based on a *Lathyrus sativus* backcross population and preliminary investigation of QTL's associated with resistance to *Ascochyta* blight. *Theoretical and Applied Genetics* 109, 1726 - 1735
- SKIBA, B., FORD, R. und PANG, E. C. K. (2004b): Genetics of resistance to *Mycosphaerella pinodes* in *Lathyrus sativus*. *Australasian Journal of Agricultural Research* 55, 953 - 960
- SKIBA, B., FORD, R. und PANG, E. C. K. (2005): Construction of a cDNA library of *Lathyrus sativus* inoculated with *Mycosphaerella pinodes* and the expression of potential defence-related expressed sequence tags (ESTs). *Physiological and Molecular Plant Pathology* 66, 55 - 67
- STEWART, E. L., LIU, Z., CROUS, P. W. und SZABO, L. J. (1999): Phylogenetic relationships among some cercosporoid anamorphs of *Mycosphaerella* based on rDNA sequence analysis. *Mycol. Res.* 103, 1491 - 1499
- SYDOW, H. und McRAE, W. (1929): Hyphomycetes Indiae orientalis. Pars. I (East India Hyphomycetes Part I). *Ann. Cryptog. Exot.* 2, 262 - 271
- TALENTONI, G., VINCIGUERRA, A. und CATALDO, G. T. (1980): Fennel and celery: Two important vegetables. *Lotta Antiparassitar* 32, 188 - 121
- TARABEIH, A. M. und ABOU-EL-FADL, A. (1979): Effect of *Sclerotinia sclerotiorum* on the volatile oil content of some medicinal plants. *Acta Phytopathologica Academiae Scientiarum Hungaricae* 14, 31 - 35
- TAUBENRAUCH, K., GABLER, J., RABENSTEIN, F., PANK, F. und HAU, B. (2001): Erste Ergebnisse zur Sortenanfälligkeit von Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* Mill.) gegenüber *Mycosphaerella anethi* Petr.. *Z. Arzn. Gew. Pfl.* 6, 120 - 124
- TIVOLI, B., BÉASSE, C., LEMARCHAND, E. und MASSON, E. (1996): Effect of ascochyta blight (*Mycosphaerella pinodes*) on yield components of single pea (*Pisum sativum*) plants under field conditions. *Ann. Appl. Biol.* 129, 207 - 216
- ULRICH, R. und SCHÜTZ, S. (1999): Der Steckbrief: Wanzen Schäden an Fenchel durch *Orthops kalmi*. *Gemüse* 12, 750
- VALERIO, R., LINDORF, H. und GARCIA DE GARCIA, E. (2003): Anatomia foliar comparada de ocho cultivares de banano con relacion ala resistencia o susceptibilidad a la sigatoka (amarilla y negra). *Agronomia Tropical (Maracay)* 52, 507 - 521
- VAN REGENMORTEL, M. H. V. und BURCKARD, J. (1980): Detection of a wide spectrum of tobacco mosaic-virus strains by indirect enzyme-linked immunosorbent assays (ELISA). *Virology* 106, 327 - 334
- VARVARO, L., SANTINI, L. und BALESTRA, G. M. (1998): I principali parassiti nelle colture di finocchio. *Informatore Agrario* 54, 47 - 50
- VOGELSANGER, J. und GRIMM, R. (1981): Bakterien als Krankheitsursache beim Samenanbau von Fenchel. *Gemüse* 3, 80 - 82

VUKOVITS, G. (1980): Obstkrankeiten - Erkennung, Ursachen und ihre Bekämpfung. BA Pflanzenschutz Wien, Teil IV, Stocker Verlag, Graz und Stuttgart

WAKEHAM A. J. und KENNEDY R. (2002): Quantification of airborne inoculum using antibody-based systems. Brighton Crop Protection Conference, Pests and Diseases – 2002, Vol. 1 and 2, 409 - 416

WARD, E., FOSTER, S. J., FRAAIJE, B. A. und McCARNEY, H. A. (2004): Plant pathogen diagnostics: immunological and nucleic acid-based approaches. Ann. Appl. Biol. 145, 1 - 16

WEBSTER, C. G., WYLIE, S. J. und JONES, M. G. K. (2004): Diagnosis of plant viral pathogens. Current Science 86, 1604 - 1607.

ZHANG, J. X., FERNANDO, W. G. D. und XUE, A. G. (2003): Virulence and genetic variability among isolates of *Mycosphaerella pinodes*. Plant Disease 87, 1376 - 1383

ZIMMER, R. C. und SABOURIN, D. (1986): Determining resistance reactions of field pea cultivars at the seedling stage to *Mycosphaerella pinodes*. Phytopathology 76, 878 – 881

## E Methodenanhang

Für die mykologischen und epidemiologischen Untersuchungen im Pathosystem *M. anethi* an Fenchel waren umfangreiche Vorarbeiten und Methodentestungen notwendig, um optimale Ergebnisse erzielen zu können. Diese Vorarbeiten und genauen Testabläufe sollen hier dargestellt werden.

### 1. Scannerbonitur

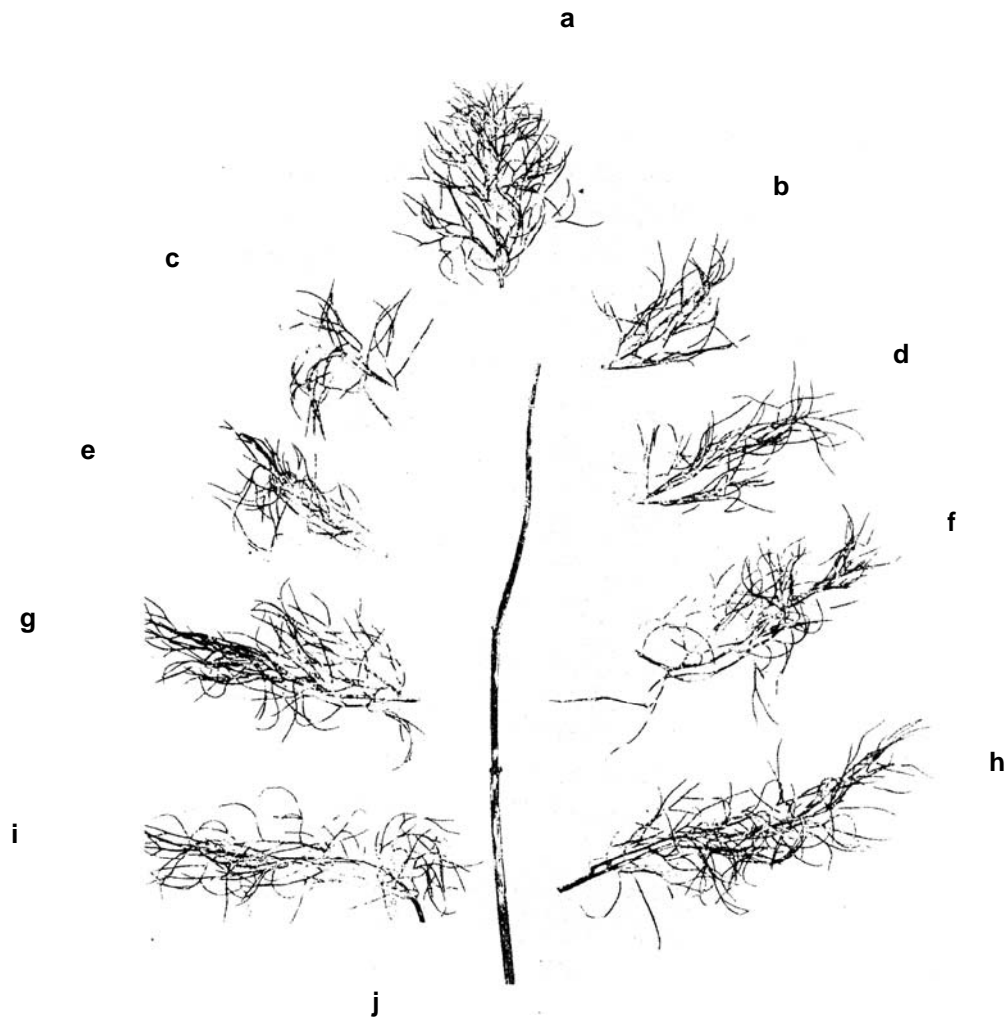
Zur Präzisierung der Sichtbonitur wurde für die Auswertung der Feldversuche auf dem Versuchsfeld der BAZ Aschersleben im Jahr 2000 die Bildanalysesoftware 'BAfix' (GTA-Sensorik, Neubrandenburg) eingesetzt. Für den Befall wurde ein symptomspezifisches Farbprofil erstellt, das den Anteil der gesunden Blattfläche zur Gesamtfläche eingescannter Blättern ermittelte. Der Pilzbefall unterschied sich mit dunkelbraunen bis schwärzlichen Flecken von der unbefallenen Blattfläche.

#### ***Blattanalysesystem 'BAfix'***

Das System beruht auf der computergestützten Analyse von Blattproben auf der Grundlage von digitalisierten Bildern. Die Bildaufnahme erfolgte mit einem handelsüblichen Farbscanner. Die Bildverarbeitung umfasste die Separierung der Blätter und die Klassifizierung in unterschiedlich gefärbte Blattbereiche durch Auflösung in Pixel. Jedem Krankheitserreger können beliebig viele Farbtöne zugeordnet werden. Auf diese Weise wird ein abgespeichertes individuelles Farbprofil erstellt. Das Blatt wird mit einer blauen Hintergrundfolie („blue box“ - Effekt) abgedeckt und eingescannt. Das Bild wird in einzelne Pixel (Auflösung 300 dpi) zerlegt und mit dem Farbschema verglichen. Die Hintergrundfarbe wird abgerechnet, um die Blattfläche ermitteln zu können (Tab. 1). Für jedes Blatt wird die Gesamtblattfläche (cm<sup>2</sup>), der prozentuale Anteil grüner Blattmasse (% GBM) und der prozentuale Schädigungsgrad (% befallene Fläche) durch die Anzahlen der zugeordneten Pixelfarbwerte errechnet. Durch ein Kontrollbild mit farblich hervorgehobenen Schädigungsbereichen und dem Originalbild kann der errechnete Blattschaden überprüft werden.

#### ***Reproduktion der Befallsermittlung***

Zur Überprüfung der Reproduktion der Befallsermittlung wurden Blätter wiederholt eingescannt (Tab. 2).

**Befallsverteilung auf Blättern**

**Abb. 1:** Befallsverteilung auf Fiederabschnitten eines Fenchelblattes mit 'BAfix' – Bildanalysesoftware (Kontrollbildansicht) (Befallswerte siehe Tab. 3).

Die Befallsverteilung wurde anhand einzelner Fiederabschnitte von Blättern durch mehrmalige Erfassung ermittelt (Abb. 1). Der Befallswert des Blattes lag hier zwischen 17,3 - 27,4 %. Ein typisches „Befallsmuster“, z. B. stärkerer Befall der Blattspitze, war bei Fenchelblättern nicht erkennbar. Die Befallswerte ganzer Blätter waren aber, trotz der zahlreichen Überlappungen der feinen Fiedern, gut zu reproduzieren, daher konnte auf mehrmaliges Einscannen bzw. eine Aufteilung in einzelne Blattfiedern zur Befallsbonitur der Feldversuche verzichtet werden (Tab. 3).

**Tab. 1:** Farbprofil von Fenchelblättern mit *M. anethi* - Befall. Ermittlung der Pixelfarbwerte im grünen, blauen und roten Bereich des eingescannten Bildes mit der Farbprofilsoftware 'BAfix' (GTA-Sensorik). **GBM:** gesunde Blattfläche in % der Gesamtfläche, **Befall:** befallene Blattfläche in % der Gesamtfläche. **NDVI:** nicht normierte Pixel des Vegetationsindexes.

Messgrößen	Blatt 1 wenig Befall		Blatt 2 mittlerer Befall		Blatt 3 mittlerer Befall		Blatt 4 100% Befall	
	Anzahl Pixel	Helligkeit des Farb- kanals	Anzahl Pixel	Helligkeit des Farb- kanals	Anzahl Pixel	Helligkeit des Farb- kanals	Anzahl Pixel	Helligkeit des Farb- kanals
Farbwert Rot (R)	1000	76	6893	90	6276	91	25655	204
Farbwert Grün (G)	1165	90	6703	90	7238	90	33500	214
Farbwert Blau (B)	1202	59	8897	60	10133	59	42837	234
Farbwert Schwarz / Weiß (I)	1117	75	7170	79	7831	89	32551	217
NDVI (grün – rot)	2397	136	17366	134	22735	128	209644	130
NDVI (grün – blau)	1463	158	9159	158	11339	162	242565	123
NDVI (rot – blau)	1528	149	11278	153	11539	163	141580	120
Blattgröße (cm <sup>2</sup> )	0,09		0,68		1,02		347,01	
GBM (%)	83,8		77,6		72,6		0,0	
Befall (%)	16,2		22,4		27,4		100,0	

**Tab. 2:** Vortestung der Boniturmethode durch wiederholtes Einscannen von Vorder- und Rückseiten von Fenchelblättern mit 'BAfix' - Bildanalysesoftware. **GBM:** gesunde Blattfläche in % der Gesamtfläche, **Befall:** befallene Blattfläche in % der Gesamtfläche.

Blatt	Boniturseite	Wdh.	Blattfläche (cm <sup>2</sup> )	GBM (%)	Befall (%)
1	Vorderseite	1	148,09	98,40	1,60
		2	144,59	98,80	1,20
	Rückseite	1	143,38	98,40	1,60
		2	147,31	98,40	1,60
2	Vorderseite	1	92,44	92,80	7,20
		2	92,00	92,60	7,40
	Rückseite	1	93,96	94,90	5,10
		2	93,61	94,40	5,60
		3	92,19	94,10	5,90
3	Vorderseite	1	105,72	79,80	20,20
		2	104,11	78,50	21,50
		3	107,18	78,30	21,70
	Rückseite	1	103,83	79,90	20,10
		2	101,55	79,10	20,90
		3	106,20	78,00	22,00
4	Vorderseite	1	83,00	42,30	57,70
	Rückseite	1	84,51	50,20	49,80
		2	84,10	49,80	50,20

**Tab. 3:** Befallsverteilung einzelner Blattabschnitte (siehe Abb. 1) bei dreimaliger Wiederholung der Erfassung mit 'Bafix' - Bildanalysesoftware.

Befallsverteilung von <i>M. anethi</i> auf Blattfiederabschnitten von Fenchel					
Fiederabschnitt	Blattfläche (cm <sup>2</sup> )	Befall (%)	1. Wdh.	2. Wdh.	3. Wdh.
a	5,4	22,2	23,2	22,8	23
b	2,3	21,9	22,7	22	22,6
c	2,09	20,5	21	20,5	20,9
d	3,25	17,5	18,1	19,9	18,1
e	2,69	27,4	27,8	27,3	27,6
f	4,57	24,1	25,3	24,7	25,2
g	5,45	17,7	18,4	18	18,2
h	6,77	17,3	17,9	17,6	17,9
i	4,96	25,4	26,4	26	26,4
j	3,08	19,6	21,5	21,7	22,7

### ***Befall bei unterschiedlicher Blattfärbung***

Bei grüner, gelber oder brauner Blattfärbung (Zuordnung nach Sichtbonitur) wurde ein unterschiedlich hohes Befallsniveau festgestellt (Tab. 4). Die Befallswerte überwiegend grüner Blätter variierten zwischen 5,7 – 18,6 %, die leicht gelblichen zwischen 13,3 – 44,0 % und die gelben zwischen 30,4 – 74,5 %. Bei diesen starken Schwankungen war die Befallserfassung mit dem Scanner für die Bonitur der Feldversuche notwendig. Durch die gleichmäßig hohen Befallswerte (95 – 97 % Befall) konnte aber zur Arbeitserleichterung auf die Probenahme brauner Blätter verzichtet werden.



**Tab. 4:** Befallsboniturwerte von *M. anethi* bei unterschiedlicher Blattfärbung von Fenchelblättern (Sichtbonitur).

Blattflächenbefall bei unterschiedlicher Blattfärbung				
Färbung	Nr.	Blattfläche in cm <sup>2</sup>	Gesund (%)	Befall (%)
grüne Blätter	1	51,58	94,30	5,70
	2	71,48	90,10	9,90
	3	37,88	89,60	10,40
	4	82,05	89,40	10,60
	5	39,44	87,50	12,50
	6	95,81	87,20	12,80
	7	42,31	86,50	13,50
	8	56,58	83,40	16,60
	9	78,14	82,60	17,40
	10	34,95	81,40	18,60
gelbliche Blätter	1	17,38	86,70	13,30
	2	48,54	85,20	14,80
	3	17,47	84,20	15,80
	4	33,17	83,80	16,20
	5	7,86	82,30	17,70
	6	13,36	81,70	18,30
	7	4,69	81,10	18,90
	8	38,08	79,90	20,10
	9	13,88	74,70	25,30
	10	32,27	56,00	44,00
gelbe Blätter	1	24,79	69,60	30,40
	2	21,80	68,30	31,70
	3	24,12	62,90	37,10
	4	20,77	62,80	37,20
	5	39,98	53,20	46,80
	6	27,93	46,80	53,20
	7	43,16	40,40	59,60
	8	29,80	40,2	59,80
	9	25,68	31,3	68,70
	10	47,81	25,5	74,50
braune Blätter	1	26,12	4,9	95,1
	2	9,25	4,9	95,1
	3	28,01	4,7	95,3
	4	22,68	4,7	95,3
	5	46,03	4,6	95,4
	6	30,67	4,2	95,8
	7	45,7	3,8	96,2
	8	15,64	3,6	96,4
	9	56,46	3,4	96,6
	10	26,98	3,2	96,8

## 2. Serologische Methoden

### **ELISA**

Für die Befallsbeurteilung im Pathosystem *M. anethi* und Fenchel war es wichtig, einen spezifischen Erregernachweis zur frühzeitigen Selektion von Pflanzen zu entwickeln. Mit Hilfe eines serologischen Tests unter Verwendung von polyklonalen Antiseren sollte das Mycel innerhalb des Blattgewebes sowie die gebildete Konidienmenge erfasst werden, um Hinweise auf mögliche Anfälligkeitsunterschiede zwischen den Sorten und auf das Vermehrungspotenzial des Pilzes zu erhalten. Serologische Techniken werden in der Mykologie zur Bestimmung und Überwachung von Konidien- und Ascosporenkonzentrationen aus Sporenfallen genutzt. Fungizide können auf diese Weise gezielter eingesetzt werden (Kennedy et al. 2000, Wakeham und Kennedy 2002). Auch zum Nachweis und der Quantifizierung von Pilzmaterial in Pflanzengewebe und in Samen wird der ELISA genutzt (Joerger et al. 1992, Lyon et al. 1995, Melby und Stave 1995, Kema 1996). Monoklonale Antikörper werden in Pathosystemen zum spezifischen Nachweis verwendet (Petersen et al. 1990, Mittermeier et al. 1990, Hodgson 1992, Jones et al. 1998, Bowen et al. 1996).

Der Enzyme-Linked-Immuno-Sorbent-Assay (ELISA) (Avrameas 1969; Clark 1981) ist ein serologisches Verfahren, das in der Phytopathologie zum Nachweis von Viren (Webster et al. 2004), Bakterien (Kishinevsky und Bar-Joseph 1978, Alvarez 2004) und Pilzen (Casper und Mengen 1979, Ward et al. 2004) im Pflanzengewebe genutzt wird. Die Konzentration eines Antigens wird dabei nach Ablauf der Reaktionskette durch die Aktivität eines Enzyms, in der Regel wird mit alkalischer Phosphatase gearbeitet, welches an spezifische Antikörper angelagert wird, bestimmt. Die Zunahme des Farbumschlags eines zunächst farblosen Enzymsubstrates, wie z. B. p-Nitrophenylphosphat (p-NPP), wird nach einer festgelegten Zeitspanne in einem speziellen Spektralphotometer, im Falle von p-NPP bei 405 nm, die Absorption (im folgenden O.D.) gemessen (Kemeny 1994, Liddell und Weeks 1996). Für die Erfassung von aussagekräftigen (semi)-quantitativen Werten sollte parallel zu den Proben eine Referenzkurve mituntersucht werden. Die Kurvenform sollte nicht zu flach sein, da sonst eine starke Veränderung in der Konzentration nur eine sehr kleine Veränderung im Extinktionswert hervorruft. Zur Absicherung sind bei jeder Testdurchführung Positiv- und Negativ-Kontrolle

mitzuführen, um Reagenzien-Stabilität und korrekte Testdurchführung sicherzustellen. Der Test ist korrekt verlaufen, wenn der O.D. - Wert (Extinktionswert) der Negativ-Kontrolle bei 450 nm kleiner 0,1 und der gemessene Wert der Positiv-Kontrolle größer 0,8 ist. Der Endpunkt (unterer Grenzwert) sollte nicht zu nahe am Leerwert liegen, normal sind 0,2 O.D. - Einheiten über dem Background (Leerwert d.h. nur Pufferlösung). Messwerte unter 0,2 O.D. als positive Nachweise zu werten sind zweifelhaft. In einem polyklonalen Antiserum liegt immer ein Gemisch von Antikörpern mit sehr unterschiedlicher Affinität vor. Affinität bezeichnet die Bindungsstärke eines Antikörpers an sein Antigen. Die Kurvenform der Eichkurve wird von dieser Bindung beeinflusst (Kemeny 1994).

### ***Impfschema zur Antiserenherstellung***

Zum Nachweis von *M. anethi* waren noch keine serologischen Untersuchungsmethoden verfügbar. Aus diesem Grund wurden die Antiseren an der BAZ Aschersleben im Labor von Herrn Dr. F. Rabenstein hergestellt.

**Tab. 5:** Impfschema für die Gewinnung der Antiseren gegen Konidienpräparate (unsteriles Freilandmaterial) von *M. anethi*.

<b>Impfschema BAZ Aschersleben zur Herstellung des IgG-K (<i>M. anethi</i>)</b>				
<b>Kaninchen Nr. 46 und 56</b>	<b>1. Termin</b>	<b>2. Termin</b>	<b>3. Termin</b>	<b>4. Termin</b>
<b>Impfung</b> (Abstand 7 Tage) 1 ml Konidienlösung + 1 ml F. Adj. compl.	17.09.99	24.09.99	01.10.99	
<b>Blutentnahmen</b> (nach 10 Tagen, Abstand 7 Tage)	11.10.99	18.10.99	25.10.99	03.11.99
<b>IgG-Herstellung</b> (Datum, Kaninchen, Blutentnahmen)	02.11.99	02.11.99	02.11.99	02.11.99
	46/1	46/2	46/3	46/4
	56/1	56/2	56/3	56/4
<b>Nachimmunisierung</b> (nach 4 Monaten / Abstand 7 Tage) 1 ml Konidienlösung + 1 ml F. Adj. incompl.	14.01.00	21.01.00	28.01.00	
<b>Blutentnahme</b> (nach 10 Tagen)	07.02.00	14.02.00	21.02.00	01.03.00
<b>IgG-Herstellung</b> (Datum, Kaninchen, Blutentnahmen)	11.02.00	22.02.00	23.02.00	07.03.00
	46/5	46/6	46/7	46/8
	56/5	56/6	56/7	56/8

Zur Gewinnung der Antiseren gegen *M. anethi* (biologisch korrekt: *P. punctum*) Konidien wurden im September 1999 von stark sporulierenden, natürlich be-

fallenen Fenchelstängeln Konidien unter dem Binokular abgeschabt und in st. LW aufgenommen. Die Lösung wurde in Tubes abgefüllt, eingefroren und diente als Antigen für die Immunisation von zwei Kaninchen (Nr. 46, 56). Nachdem der Erreger in Reinkultur eindeutig als *M. anethi* identifiziert werden konnte, wurde ein weiteres Antiserum gegen das Mycel hergestellt. Das Mycel (ohne Konidien) wurde unter der Sterilbank mit st. LW homogenisiert und ebenfalls in Tubes eingefroren (Kaninchen Nr. 48, 51).

Aus allen Antiseren wurden die Immunglobulinfraktionen (IgG's) durch Ammoniumsulfatfällung (Clark und Adams 1979) und anschließender Ionenaustauschchromatographie an DEAE-Cellulose nach (Clark und Bar-Joseph 1984) gereinigt (Tab. 5 und 6). Es folgten umfangreiche Arbeiten zur ersten Eignungstestung.

**Tab. 6:** Impfschema für die Gewinnung der Antiseren gegen Mycelpräparate (Reinkultur) von *M. anethi*.

<b>Impfschema BAZ Aschersleben zur Herstellung des IgG-M (<i>M. anethi</i>)</b>				
<b>Kaninchen Nr. 48 und 51</b>	<b>1. Termin</b>	<b>2. Termin</b>	<b>3. Termin</b>	<b>4. Termin</b>
<b>Impfung</b> (Abstand 7 Tage) 1 ml Mycelsuspension + 1 ml F. Adj. compl.	14.01.00	21.01.00	28.01.00	
<b>Blutentnahmen</b> (nach 10 Tagen, Abstand 7 Tage)	07.02.00	14.02.00	21.02.00	
<b>IgG-Herstellung</b> (Datum, Kaninchen, Blutentnahmen)	11.02.00	22.02.00	23.02.00	
	48/1	48/2	48/3	
	51/1	51/2	51/3	
<b>Nachimmunisierung</b> (nach 4 Monaten / Abstand 7 Tage) 1 ml Mycelsuspension + 1 ml F. Adj. incompl.	28.05.00	05.05.00	12.05.00	
<b>Blutentnahme</b> (nach 10 Tagen)	22.05.00	29.05.00	05.06.00	13.06.00
<b>IgG-Herstellung</b> (Datum, Kaninchen, Blutentnahmen)	30.05.00	06.06.00	30.06.00	30.06.00
	48/4	48/5	48/6	48/7
	51/4	51/5	51/6	51/7

Zunächst wurde der Versuchsablauf durch Testung von Antiserenverdünnungen, Pufferkonzentrationen und Substratinkubationszeiten optimiert. Für den Antigenachweis in Wurzeln, Stängeln, Dolden und Früchten wurden die Konzentrationen der verschiedenen IgG-Präparationen, der Puffervarianten und die Probenaufbereitung optimiert.

Hierfür wurden Konidien- und Mycelverdünnungsreihen angefertigt und nach Abschluss der Untersuchungen die besten Antikörperpräparationen aus zwei Serumentnahmetermenen mit den geringsten Kreuzreaktionen für die Testung der Feldproben ausgewählt.

### ***ELISA-Testmethode zum Nachweis von *M. anethi* an Fenchel***

Die Rohseren 46, 48, 51 und 56 wurden nicht geprüft. Alle daraus gewonnenen IgG-Präparate ermöglichten einen sicheren Erregernachweis, die Kreuzreaktionen waren sehr gering. Das beste IgG zum Nachweis von Konidien stammte aus der 7. Serumentnahme des Kaninchen Nr. 46 (46/7), und wurde später mit IgG-K bezeichnet. Das geeignetste IgG zum Nachweis von Mycel war die Präparation 48/6, welches die Bezeichnung IgG-M erhielt. Für den Antigennachweis im Pathosystem *M. anethi* an Fenchel wurde ein indirekter ELISA nach Lommel et al. (1982) entwickelt, der auch als plate trapped antigen (PTA)-ELISA bezeichnet wird (Harrison et al. 1990) (Tab. 7). Solche ELISA-Varianten, bei denen die Mikrotiterplatten direkt mit dem Antigen, meistens in Coating-Puffer, beschichtet werden, sind relativ einfach durchzuführen und besitzen in der Regel eine breitere Reaktivität (Van Regenmortel und Burkhard 1980, Richter et al. 1994).

#### **1. Coating**

Die Fenchelblätter wurden nach den Probenahmen einzeln in Tüten eingefroren. Die Untersuchung konnte auf diese Weise zeitunabhängig erfolgen. Die Blätter wurden mit der Walzenpresse gepresst und der Saft in Tubes aufgefangen. Vor dem Auftragen auf die Mikrotiterplatten (NUNC PolySorb) (Rohde und Rabenstein 2005) wurde der Coating-Puffer (160 µl) vorgelegt. Es wurden immer zwei Platten parallel mit den Presssaftproben (je 40 µl) bestückt, um die Proben gleichzeitig gegen Konidien und Mycel zu testen. Es wurden immer eine Positiv- und eine Negativkontrolle sowie eine Konidien- und eine Mycelverdünnungsreihe mitgetestet. Die Platten verblieben über Nacht im Kühlschrank. Mit Ausnahme des Extraktionspuffer für das Antigen entsprach der Testverlauf dem Reaktionsschema wie bei Cumagun et al. (2004) bzw. Miedaner et al. (2004) beschrieben.

#### **2. Blocking**

Die Platten wurden ausgegossen und mit 200 µl PBS + 1% Mgm (immer frisch angesetzt = 20 ml pro Platte notwendig).

### **3. Inkubation**

Die Inkubationszeit betrug 30 min bei 37 °C. Die Lösung wurde abgegossen. Es folgten 3 Waschungen: 2 x mit LW und 1 x mit Waschpuffer (PBS + 1 Tropfen Tween zur Brechung der Oberflächenspannung). In die leeren Vertiefungen (wells) der Platten kam das betreffende IgG (IgG-K und IgG-M) gegen *M. anethi* (Verdünnung 1: 1000 mit PBS + 1 % Mgm). Die Inkubationszeit betrug 2 h. Anschließend wurde 4 x gewaschen, 3 x mit LW und 1 x mit Waschpuffer.

### **4. Inkubation mit Anti-Kaninchen-IgG-Konjugat aus Ziege**

In die leeren wells der Mikrotiterplatte wurde das alkalische Phosphatase Konjugat zum Nachweis der gebundenen IgG Anti-Kaninchen-IgG-Konjugat aus Ziege (Dianova, Hamburg) (1: 2000 verdünnt) mit Tris-HCL-Puffer (0,005M HCL = 1 : 10 verdünnt) + 1 % Mgm eingefüllt (Cumagun et al. 2004). Die Inkubationszeit betrug 1 ½ h bei 37 °C. Es folgten 5 Waschgänge: 4 x LW und 1 x Waschpuffer (PBS + Tween).

### **5. Substratreaktion**

Für die Substratreaktion wurde 1 mg / ml p-NPP in Substratpuffer (Diäthanol-amin-Puffer) gelöst und je well 200 µl eingefüllt. Die Platten wurden für eine gleichmäßige Farbreaktion abgedeckt und bei Raumtemperatur inkubiert.

### **6. Messung der Farbreaktion**

Die Messung fand nach 1 und 2 h im TECAN „Rianbow“ ELISA-Reader (Tecan SLT Laboratory Instruments, Crailsheim, Deutschland). bei O.D. <sub>405nm</sub> statt. Es erfolgte eine Wertekorrektur durch den Abgleich mit den Pufferwerten (Blank-Korrektur) (Miedaner et al. 2004).

### **Kreuzreaktionen**

Zur Überprüfung der Kreuzreaktionen wurden die IgG`s mit anderen pilzlichen Erregern getestet (Tab. 8). Die Erreger waren (in einer 1: 5 Verdünnung mit PBS) für weitere Untersuchungen eingefroren. Nach dem Auftauen wurden sie in einer 1: 2 Verdünnung mit Coatingpuffer für den PTA-ELISA verwendet.

### **Verdünnungsreihen**

Für die Konidienverdünnungsreihe (Ausgangskonzentration ca.  $2 \times 10^6$  / ml in LW) wurde eine Konidienabschwemmung von stark befallenem Stängelmaterial herge-

stellt und portionsweise in Tubes eingefroren. Für die Mycelverdünnungsreihe wurde eine Kultur von *M. anethi* fein gemörsert, in LW aufgenommen und ebenfalls portionsweise eingefroren. Von diesen Ausgangslösungen wurden die einzelnen Verdünnungsstufen mit Coatingpuffer für jeden Test angefertigt (Abb. 2 und 3).

**Tab. 7:** Schema des PTA-ELISA zum Antigennachweis im Pathosystem *M. anethi* und Fenchel

PTA - ELISA bei Fenchelblättern					
Testablauf	1. Antigen	2. Blockierung	3. IgG	4. Konjugat	5. Substrat
Verdünnung	Probenauflistung		1 : 1000	ZAKAK 1 : 2000	1 mg p-NPP
Puffer	Coating-puffer	PBS + 1% Mgmpulver	PBS + 1% Mgm-pulver	0,005M Tris-HCL (pH 8) mit 1 % Mgmpulver	je 1 ml Diäthanol-amin-Puffer
Inkubation	über Nacht bei 4 °C	0,5 h bei 37 °C	2 h bei 37 °C	1,5 h bei 37 °C	Raumtemperatur (Abdeckung)
Waschen	nicht waschen,	1x LW	2x LW	3x LW	
	nur ausgießen	2 x PBS / Tween	2 x PBS / Tween	2 x PBS / Tween	
Messung					nach 1 und 2 h

### **Testung befallener Blätter**

Für eine erste Testung von Fenchelblättern mit unterschiedlich starkem Befallsgrad wurden die Probenblätter nach Färbung vorsortiert. Der Presssaft wurde mit den beiden IgG-Präparaten IgG-K und IgG-M untersucht. Bei den braunen trockenen Blättern war keine Saftgewinnung möglich, sie wurden vor dem Pressen mit Coatingpuffer angefeuchtet, um eine Testung durchführen zu können.

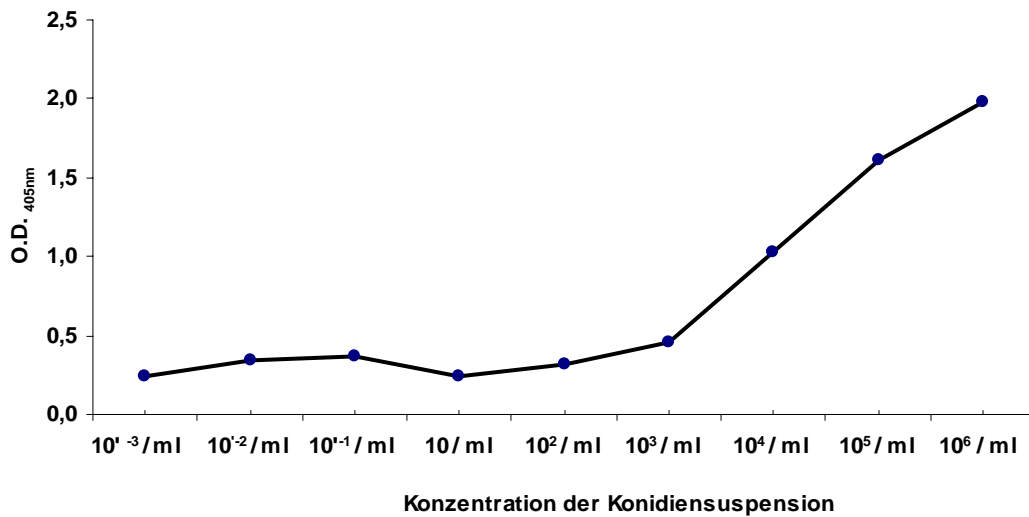
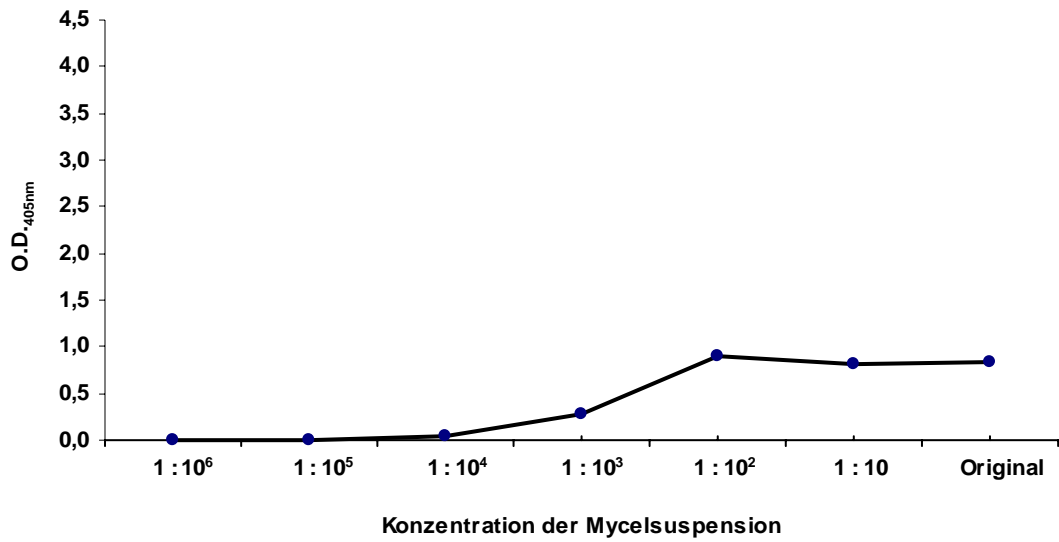
**Tab. 8:** Kreuzreaktionen von IgG-K und IgG-M mit anderen Pilzen.

Erreger	IgG-K (O.D. 405nm)	IgG-M (O.D. 405nm)
<i>Alternaria ssp.</i>	0,007	0,128
<i>Botrytis ssp.</i>	0,004	0,255
<i>Fusarium ssp.</i>	0,000	0,000
<i>Mycocentrospora acerina</i>	0,029	0,013
<i>M. anethi</i> - Konidien	2,413	1,399
<i>M. anethi</i> - Mycel	0,180	1,902
Positivkontrolle	2,879	3,820
Gesundkontrolle	0,006	0,027
Puffer	0,000	0,000

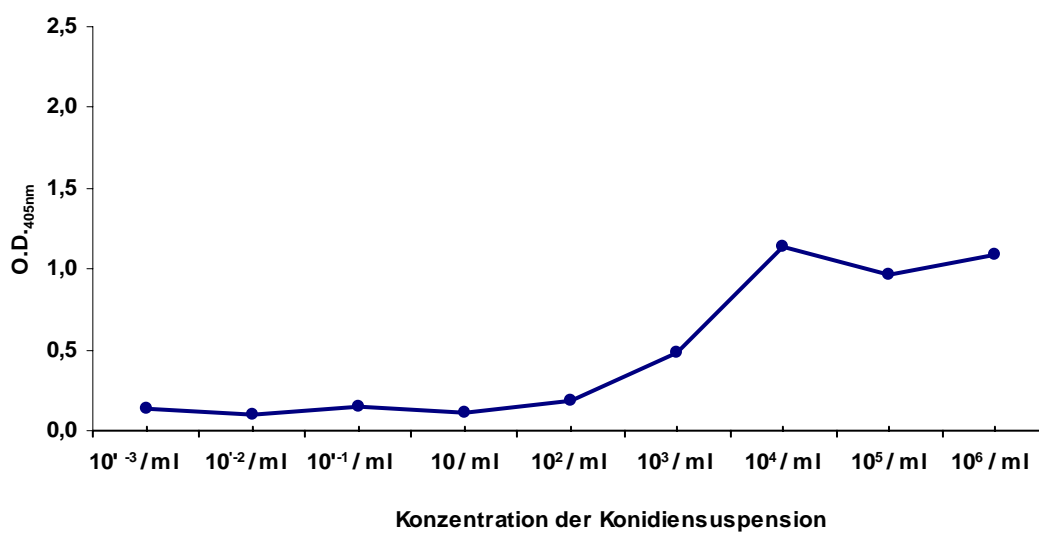
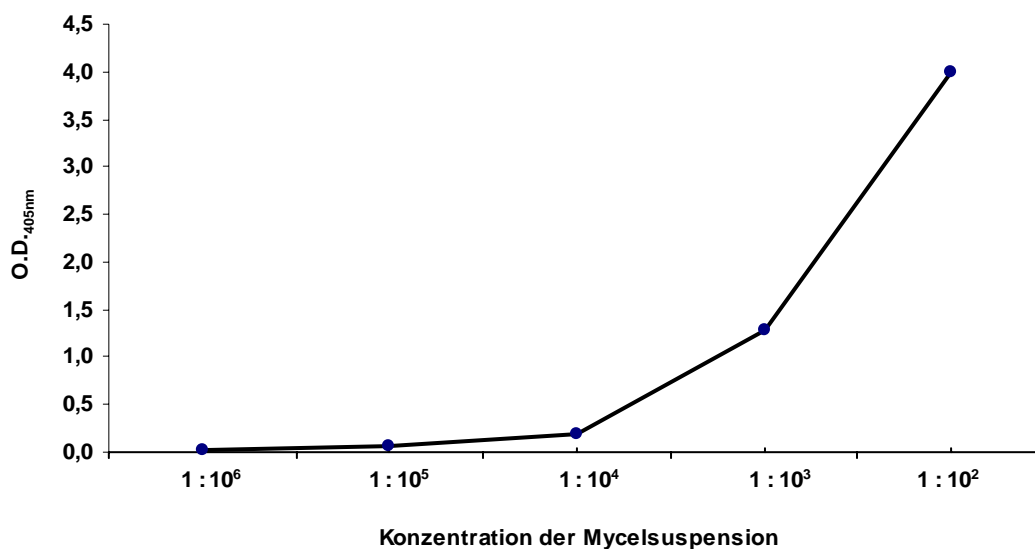
**Tab. 9:** ELISA - Testung von Fenchelblättern mit IgG-K und IgG-M bei unterschiedlicher Blattfärbung, die durch Befall mit *M. anethi* hervorgerufen wurde.

ELISA - Werte von Fenchelblättern			
Blattfärbung	Nr.	IgG-K (O.D. 405nm)	IgG-M (O.D. 405nm)
grüne Blätter	1	0,044	0,130
	2	0,030	0,095
	3	0,024	0,059
	4	0,001	0,047
	5	0,015	0,068
	6	0,035	0,101
gelbliche Blätter	1	1,830	4,000
	2	2,211	3,705
	3	2,697	3,202
	4	2,789	1,256
	5	2,999	1,082
	6	3,070	2,517
braune Blätter	1	0,505	1,928
	2	0,618	1,621
	3	0,636	1,502
	4	0,707	1,825
	5	0,762	1,740
	6	0,863	2,137





**Abb. 2:** Extinktionswerte von **IgG-K** (zum Nachweis von *M. anethi* - Konidien) bei Mycel- und Konidiensuspensionsverdünnungsreihen. Pufferkontrollwert: 0,000 O.D., Gesundkontrolle Blatt: 0,000 O.D., Positivkontrolle Blatt: 1,175 O.D.



**Abb. 3:** Extinktionswerte von **IgG-M** (zum Nachweis von *M. anethi* - Mycel) bei Mycel- und Konidiensuspensionsverdünnungsreihen. Pufferkontrollwert: 0,000 O.D., Gesundkontrolle Blatt: 0,002 O.D., Positivkontrolle Blatt: 3,819 O.D.

## Verwendete Lösungen für die serologischen Untersuchungen

### Coatingpuffer (pH 9.6)

1,59 g Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>  
2,93 g NaHCO<sub>3</sub>  
1,00 l Aqua dest.

### Blockingpuffer

PBS + 1 % Trockenmilchpulver

### PBS

8,0 g NaCl  
0,2 g KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>  
2,9 g Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> x 12 H<sub>2</sub>O  
0,2 g KCL  
1,0 l Aqua dest.

### Substrat

1 mg p-Nitrophenylphosphat  
1 ml Substratpuffer

### Substratpuffer (pH 9.8)

97 ml Diethanolamin  
800 ml Aqua dest.  
203 mg MgCl<sub>2</sub> x 6 H<sub>2</sub>O

### Waschpuffer

1,0 l PBS  
0,5 ml Tween

### 3. Molekularbiologische Methoden

Für *M. anethi* waren aus der Literatur keine molekularbiologischen Untersuchungen bekannt, daher wurden die praxisüblichen Methoden und Techniken modifiziert, um sie für die Untersuchungen in diesem Pathosystem anzuwenden (siehe mykologische Untersuchung) (Brown 1996, Newton und Graham 1997, Gassen und Schrimpf 1999, Mühlhardt 2000).

### 4. Verrechnung mit SAS

```
data fenichel;
input sorte$ whlg befall;
cards;

run;

proc sort data=fenichel;
by sorte;
run;

title1 "Befall Fenchel durch Pilz";
title2 "BefallsprozentL";
proc univariate data=fenichel noprint;
var befall;
by sorte;
output out=ausgabe n=anzahl mean=Mittel stderr=Fehler min=Miniumum Max=Maximum;
run;
proc print data=ausgabe;
run;

proc glm data=dill;
class sorte;
Model befall= sorte whlg;
means sorte /tukey lines;
run;
```



## Lebenslauf

**Name:** Kerstin Taubenrauch  
**Adresse:** An der Königsheide 33, D-27578 Bremerhaven  
**Geboren am:** 11.03.1968 in Bremerhaven

**Schulbildung:**  
1974 - 1978 Fritz-Husmann-Schule, Bremerhaven  
1978 – 1984 Johann-Gutenberg-Schule, Bremerhaven  
1984 - 1987 Schulzentrum Geschwister Scholl - Abitur

**Berufsausbildung:**  
1987 - 1990 LTA-Ausbildung bei der Firma Gebr. Dippe Saatzucht GmbH, Bad Salzuflen  
3/1990 Abschluss als Landwirtschaftlich-technische Assistentin

**Studium:**  
1990 - 1995 Gartenbaustudium an der Universität Hannover  
1/1996 Abschluss als Diplom-Agraringenieurin

**Praktika:** Gebrüder Dippe Saatzucht GmbH, Gartenbauamt Bremerhaven, Gemüsehof Olendieck, BAZ Ahrensburg, BAZ Aschersleben

**Berufliche Tätigkeiten:**  
**11/1998 - 01/1999** BAZ Ahrensburg, Institut für Zierpflanzenzüchtung: wissenschaftliche Mitarbeit bei unterschiedlichen Projekten  
**2/1999 – 12/2002** BAZ Aschersleben, Institut für Resistenzforschung und Pathogendiagnostik: wissenschaftliche Mitarbeiterin

**Referendariat:**  
**9/2003 - 11/2005** Agrarreferendariat Nordrhein-Westfalen am Landesinstitut für Landwirtschaftspädagogik, Bonn

**Dienststellen:** Landwirtschaftskammer NRW Kreisstelle Soest  
Berufsschule Kempen, Schulort Willich  
Wilhelm-Normann-Berufskolleg, Herford  
Gartenbauzentrum Straelen der LK NW

**11/2005** Abschluss als Assessorin der Agrarwirtschaft

## Curriculum Vitae

### Personal Details:

Name: Kerstin Taubenrauch  
Address: An der Königsheide 33, D-27578 Bremerhaven  
Date of Birth: March 11, 1968  
Citizenship: German

### Education:

Primary School: 1974 - 1978 Fritz-Husmann-Schule  
Grammar School/High School: 1978 - 1984 Johann-Gutenberg-Schule  
1984 - 1987 Schulzentrum Geschwister Scholl

Apprenticeship: September 1987 - April 1990 LTA (agricultural technical assistant), Gebrüder Dippe Saatzucht GmbH, Bad Salzuffen

University: October 1990 - January 1996 Horticultural Sciences Hannover

*relevant course work:* Vegetable and Fruit Science, Biosystems and Horticultural Engineering, Plant Diseases and Plant Protection

trainee and student teacher: October 2003 - November 2005 Internship in Agrarian Studies, Nordrhein-Westfalen, Landesinstitut für Landwirtschaftspädagogik, Bonn (Landwirtschaftskammer NRW Kreisstelle Soest; Berufsschule Kempen, Schulort Willich; Wilhelm-Normann-Berufskolleg, Herford; Gartenbauzentrum Straelen)

### Qualifications:

G.C.E. A-Level June 1987  
LTA (agricultural technical assistant) April 1990  
Dipl.- Ing. agr. (Certified Agrarian Engineer) January 1996  
Assessorin der Agrarwirtschaft (Assessor of Agrarian Economics) November 2005

### Work Experience:

November 1998 - January 1999 Federal Centre for Breeding Research on Cultivated Plants (BAZ) Ahrensburg, Institute of Ornamental Plant Breeding

February 1999 - December 2002 BAZ Aschersleben, Institute of Resistance Research and Pathogen Diagnostics

### Practical training:

Gebrüder Dippe Saatzucht GmbH, Gartenbauamt Bremerhaven, Gemüsehof Olendieck, BAZ Ahrensburg, BAZ Aschersleben

## **Danksagung**

Ich möchte mich besonders herzlich bei Herrn Prof. Dr. B. Hau, Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz der Universität Hannover, für die Übernahme der Betreuung dieser Arbeit und die Durchsicht des umfangreichen Manuskriptes bedanken. Frau Dr. K. Wydra danke ich für die Übernahme des Koreferats.

Herrn Direktor und Prof. Dr. T. Kühne, dem Leiter des Instituts für Resistenzforschung und Pathogendiagnostik der Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen, danke ich für die Unterstützung bei der Versuchsbearbeitung, dem Interesse am Fortgang der Arbeit und für die Durchsicht des Manuskriptes. Frau Dr. J. Gabler danke ich für die Überlassung des Themas.

Mein besonderer Dank geht an meine beiden technischen Mitarbeiterinnen Karin Klingebeitl und Elke Zimmermann für die Durchführung der Feld- und Laboruntersuchungen, sowie Marion Urban für die Computerbetreuung.

### **Für die Mithilfe bei der Durchführung der Untersuchungen danke ich:**

Dr. F. Ehrig und seinen Mitarbeiterinnen für die Durchführung der elektronenmikroskopischen Untersuchungen; Dr. F. Rabenstein und seinem Labor, speziell Frau Mühlheim und Frau Wesemann, für die Anfertigung der polyklonalen Antisera; Dr. E. Schliephake für die Unterstützung bei der Versuchsverrechnung; Dr. F. Dunemann für die Einführung in die molekularbiologischen Techniken; PD Dr. F. Pank für die Bereitstellung von Saatgut.

Für die bibliografischen Arbeiten danke ich Frau Ballhause und Frau Gieseke.

Zusätzlich möchte ich mich bei allen MitarbeiterInnen der BAZ Aschersleben, Quedlinburg und Ahrensburg für die Unterstützungen bei den Laboruntersuchungen und der Durchführung der Feldversuche bedanken.

### **Vielen Dank für die Projektunterstützung:**

- der Fachagentur Nachwachsende Rohstoffe
- der Forschungsvereinigung der Arzneimittelhersteller, Bonn
- der AGRIMED Hessen, Trebur
- dem Landespflanzenchutzamt Sachsen-Anhalt, Magdeburg
- der Staatlichen Lehr- und Versuchsanstalt für Landwirtschaft, Weinbau und Gartenbau, Bad Neuenahr-Ahrweiler
- der Lehr- und Versuchsanstalt des Landes Sachsen-Anhalt, Bernburg
- dem Hessischen Landesamt für Regionalentwicklung und Landwirtschaft - Pflanzenschutzdienst, Wetzlar
- dem Bundessortenamt Hannover

Besonderer Dank geht an meine Familie und meine Freunde für die Unterstützung, Motivation, Diskussionsbereitschaft und finanzielle Unterstützung in der gesamten Projektlaufzeit und speziell meinem Bruder Elmar Taubenrauch für die Lösung von Computerproblemen.