

Phytoparasitische Kleinpilze in geophytenreichen Pflanzenbeständen im Stadtwald Eilenriede, Hannover

Julia Kruse



Zusammenfassung

Das Waldstück bei Heiligers Brunnen in der Eilenriede in Hannover ist das Untersuchungsgebiet dieser Arbeit. Aufbauend auf pflanzensoziologischen Aufnahmen wurde in einem Zeitraum von sechs Wochen im Frühjahr 2011 in sieben untersuchten Teilflächen der Befall der verschiedenen Pflanzen mit phytoparasitischen Kleinpilzen notiert. Insgesamt 28 verschiedene Pilz-Wirt-Kombinationen konnten nachgewiesen werden. Diese zeigten auffällige Unterschiede in ihrem phänologischen Auftreten. Während der eine Pilz, wie z. B. *Tranzschelia fusca* auf *Anemone nemorosa*, Mitte April schon seinen stärksten Befall zeigte, gab es auch Pilze, die erst am Ende des Untersuchungszeitraumes

(24.05.2011) fruktifizierten, wie z. B. *Puccinia sessilis* auf *Polygonatum multiflorum*.

Abstract

The investigation area of this article is a woodsite at Heiligers Brunnen within the forest of Eilenriede, Hannover. In seven sections the infection of different plants with phytoparasitic microfungi was noticed in spring 2011, based on plant sociological analyses in a period of six weeks. 28 Fungus-host combinations could be detected. Their phenological appearances were different. *Tranzschelia fusca* infected *Anemone nemorosa* most intensively in the middle of April, whereas *Puccinia sessilis* on *Polygonatum multiflorum* fructified primarily later.

Einleitung und Fragestellung

„Das ist Fliegendreck auf Blättern“, „Das sind doch gar keine richtigen Pilze“ oder „Die zerstören immer alle Pflanzen“. Dies sind nur einige Aussagen und Kommentare bezüglich phytoparasitischer Kleinpilze, die man zu hören bekommt, wenn man sich als Phytopathologe zu erkennen gibt. Es ist kein Geheimnis, dass die Phytoparasiten ein Stiefkind in der Mykologie sind, und es gibt in Deutschland nur wenige Personen, die sich mit dieser Materie, vor allem mit den Phytoparasiten an Wildpflanzen, näher beschäftigen. Nur die Pilze an Nutzpflanzen sind heutzutage immer mehr in das öffentliche Interesse gerückt, da sie erhebliche Ernteschäden verursachen können. Was zeichnet diese Pilzgruppe aus?

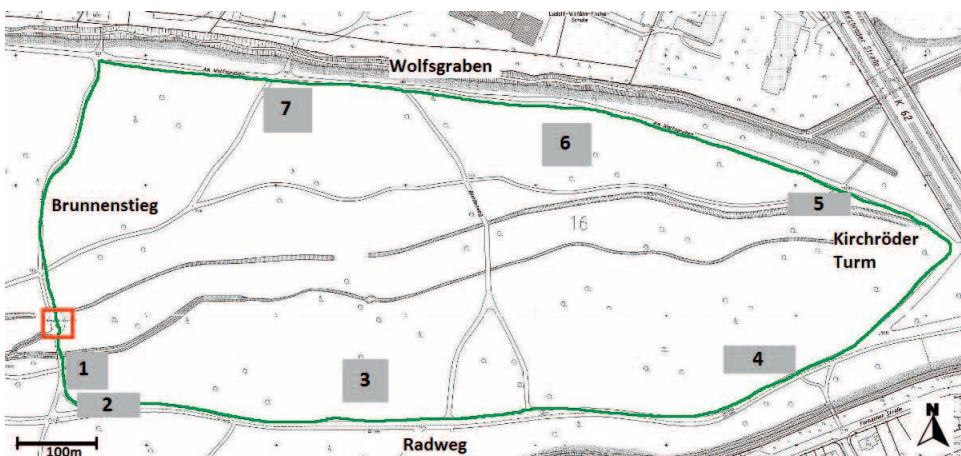
Zunächst ist es die enge Verknüpfung mit dem Pflanzenreich. Phytoparasitische Kleinpilze gedeihen auf Pflanzen, je nach Pilzgruppe auf lebenden Teilen, dann versorgen sie sich durch Anzapfen der Leitungsbahnen mit Nährstoffen oder auf

toten Teilen. Da sehr viele dieser Pilze wirtsspezifisch sind, d.h. auf nur einer Art, Gattung oder Familie vorkommen, ist es für die genaue Artansprache der Pilze unabdingbar, dass vorher der pflanzliche Wirt bestimmt wird. Man kann sagen, dass die Wirtsbestimmung schon der halbe Weg zur Identifizierung dieser kleinen Pilze ist. Das Problem ist allerdings der vermehrte Arbeitsaufwand, da man sich in zwei große Gebiete der Lebewesen einarbeiten muss. Hinzu kommt, dass diese Pilze recht unscheinbar und deshalb nur schwer zu finden sind. Natürlich ist ein parasitierender Kleinpilz, das sagt schon der Name, nicht mit einem Hutpilz zu vergleichen, wie z. B. einem Fliegen- oder Knollenblätterpilz, doch gerade die Winzigkeit fasziniert bei dieser Pilzgruppe, die bei derart geringer Größe trotzdem schöne Strukturen bilden kann.

Die Pflanzengesellschaften und das Arteninventar der Eilenriede in Hannover wurden bereits von Lohmeyer (1950) und

Abb. 1 Das Untersuchungsgebiet bei Heiligers Brunnen mit der Lage der sieben Aufnahmeflächen; das rote Quadrat zeigt die Quelle Heiligers

Brunnen (Stadtkarte 1:1000, Bereich Geoinformation, Hannover, verändert).



Haeupler & Wöldecke (1971) analysiert und in Vegetationskarten zusammengestellt. Schon damals hatte sich herausgestellt, dass im Untersuchungsgebiet bei Heiligers Brunnen die höchste Artenvielfalt des gesamten Stadtwaldes zu verzeichnen ist. Bis auf wenige Einzelerwähnungen in den Beiträgen zur Pilzflora Hannovers (Engelke 1930, 1947), in der Pilz-Onlinekartierung (www.brd.pilzkartierung.de) oder in den privaten Notizen von Klaus und Knut Wöldecke wurden die phytoparasitischen Kleinpilze in diesem Gebiet

noch nicht näher untersucht. Es kam daher der Wunsch auf, die Kleinpilzarten in dieser Fläche zu erfassen und ihr phänologisches Auftreten zu vergleichen. Bei einer ersten Begehung des Waldstückes stellte sich heraus, dass der Waldbewuchs nicht einheitlich ist und unterschiedliche Ausprägungen der Flora zu erkennen sind. Dies führte zu der Fragestellung, ob es einen Unterschied im Arteninventar der Phytoparasiten in den verschiedenen Pflanzenbeständen der sieben Teilflächen gibt.

Material und Methoden

In diesem Abschnitt wird das Untersuchungsgebiet vorgestellt, ein Überblick über die phytoparasitischen Kleinpilze gegeben und die genauen Methoden für die pilzsoziologischen Aufnahmen näher erläutert.

Das Untersuchungsgebiet

Bei der Fläche, auf der die phytoparasitischen Kleinpilze untersucht wurden, handelt es sich um ein Waldstück in der Eilenriede in Hannover. Die niedersächsische Landeshauptstadt Hannover liegt im Tal der Leine zwischen dem niedersächsischen Tiefland und dem Hügel- und Bergland (Garve 2004). Sie hat mit der 640 Hektar umfassenden Eilenriede den größten Stadtwald Europas. Der Wald nimmt eine Übergangstellung zwischen den letzten Ausläufern des südniedersächsischen Hügellandes und der Wietze-Niederung ein und weist daher einige Florenelemente des eben erwähnten Hügellandes auf (Haeupler & Wöldecke 1971). Die Eilenriede liegt 55 m ü.NN und befindet sich damit nur wenige Meter über dem Niveau der Leine bzw. der Wietze (Scherler &

Tiedemann 1971). Die Höhenunterschiede im Stadtwald betragen ca. zwei bis drei Meter. Die Eilenriede weist ein vorwiegend subozeanisch getöntes Übergangsklima auf. Die relative Trockenheit (nur 615 mm Jahresniederschlag) in Hannover ist durch die Lage im Regenschatten des Deisters bedingt (Lohmeyer 1950). Geologisch gesehen bilden vor allem sandige, mit Kiesen durchsetzte Böden den Untergrund der Eilenriede. Nur im westlichsten Teil des Stadtwaldes, bei Heiligers Brunnen, gehen diese in schwere Böden mit tonigen Schichten über (Scherler & Tiedemann 1971). Das Untersuchungsgebiet gehört zu den ältesten Teilen der Eilenriede und zählt aufgrund der besonderen Bodenbedingungen zu den staudenreichsten und wichtigsten Pflanzengesellschaften dieses Waldes (Haeupler & Wöldecke 1971). Die Ursachen der Mannigfaltigkeit des Gebietes um Heiligers Brunnen sind nach Auffassung von Haeupler & Wöldecke (1971) vor allem der Grundwassereinfluss und die geographische Randlage zum 105,5 m hohen Kronsberg. Von hier gelangen über Quellbäche viele Mineralstoffe ins Erdreich. Durch die geringen

absoluten Höhenunterschiede stehen die Pflanzen bei Heiligers Brunnen im direkten Kontakt mit dem Grundwasser, so dass eine gute Basenversorgung des Wurzelbereiches gewährleistet ist. Heiligers Brunnen am Brunnenstieg ist eine schwefelhaltige Quelle, die vom Botaniker Friedrich Erhart entdeckt und 1794 von dem damaligen Bürgermeister von Hannover, Ernst Anton Heiliger, in einen Steinblock gefasst wurde (www.dyn2.hannover.de). Die genaue Lage des Untersuchungsgebietes (Abb. 1) befindet sich südlich vom Ortsteil Kleefeld. Es wird im Westen durch den Brunnenstieg, im Norden durch den Wolfsgaben, der als Entwässerungsgraben zwischen dem Wald und dem Stadtteil Kleefeld liegt, im Osten durch den Kirchröder Turm und im Süden durch den zum Wolfsgaben parallel verlaufenden Radweg begrenzt. Das Areal hat ungefähr die Form eines spitzen Dreiecks und eine Fläche von ca. 0,24 km².

Phytoparasitische Kleinpilze

Zu den Phytoparasiten im weiteren Sinne zählen verschiedene Organismen, wie z. B. Viren, Bakterien, Tiere, Pflanzen und Pilze, die parasitisch auf oder in Pflanzen leben (Gäumann 1951). Die durch Pilze hervorgerufenen Krankheiten dominieren im Reich der Pflanzen und werden Mykosen genannt. Die Parasiten ernähren sich meist biotroph von lebenden Pflanzen. Dabei sind die meisten Gruppen obligate Parasiten, die für ihre Ernährung und auch Entwicklung lebendes Gewebe benötigen. Weniger häufig kommen fakultative Parasiten vor, die sich auch saprophytisch entwickeln können. Eine weitere Gruppe, die Perthophyten, lässt Gewebeteile der Pflanze absterben und ernährt sich davon (Prell 1996, Börner 2009). Durch diese Mykosen kann es an den Pflanzen zu erheblichen

makroskopisch sichtbaren Veränderungen kommen. Es können Hypertrophien, Chlorosen oder Welkeerscheinungen auftreten. Zusätzlich ist meist ein auffälliger Befall durch Sporenlager oder Myzelien zu erkennen. In diesen Sporenlagern werden die Verbreitungseinheiten der Pilze, die Konidien oder Sporen, gebildet, die für eine Infizierung von weiteren Pflanzen notwendig sind. Trotz des Befalls wird diese negative Wirkung meist von den gesunden Blättern ausgeglichen. Als Besonderheit in dieser Pilzgruppe gibt es sowohl Arten, die für ihre vollständige Entwicklung zwischen verschiedenen Pflanzenarten wechseln, als auch diverse wirtsspezifische Arten (Gäumann 1951).

Der Infektionszyklus

Wie dieser Kreislauf von Befall, Vermehrung und Überwinterung der phytoparasitischen Kleinpilze im Allgemeinen abläuft, soll im Folgenden anhand der Abbildung des Infektionszyklus näher erläutert werden (Abb. 2).

Grundvoraussetzungen für eine Infektion sind primär das Zusammentreffen von Wirt und Parasit und sekundär die unterschiedlichen Umweltbedingungen. Der erste Kontakt wird Inokulation genannt. Infektiöse Sporen oder Konidien der Pilze bilden das Inokulum. Sie können durch Wind, Wasser, Tiere oder Menschen mit der Pflanze in Kontakt gebracht und auf den verschiedenen Organen verteilt werden (Agrios 2005). Nach dem Eintreten dieser Inkubationsphase, in der die Sporen auf der nassen Kutikula Appressorien zur Anheftung und einen Schleimfilm zur Maskierung des Befalls ausbilden, kommt es auf verschiedene Art und Weise zu einem Eindringen (Hock & Elstner 1995). Wie von Elstner et al. (1996) aufgeführt, kann dieser Vorgang passiv über Wunden oder natürliche Öffnungen, wie z. B.

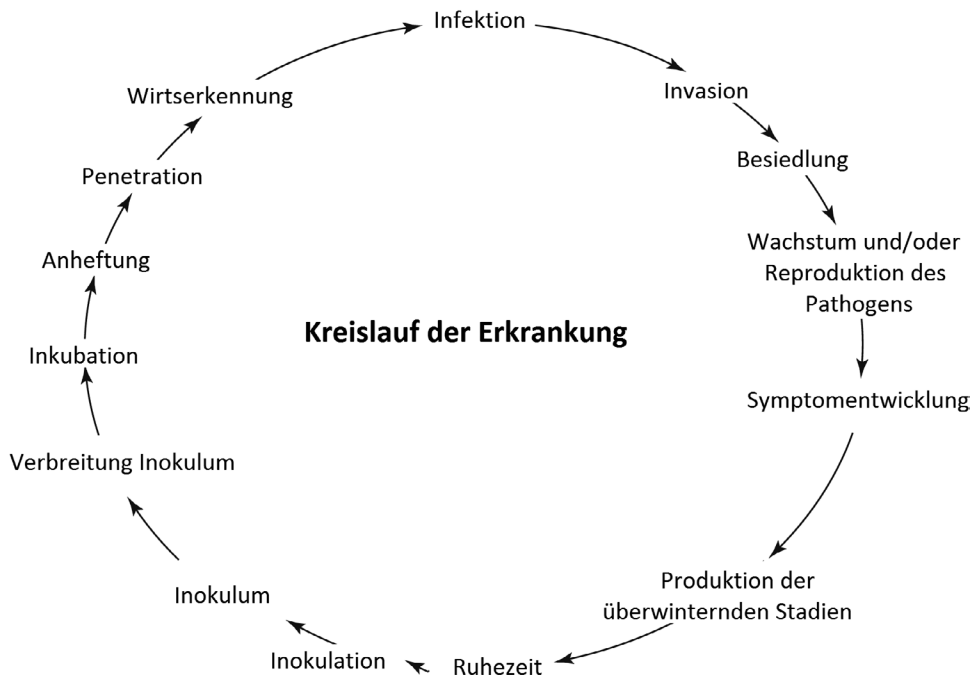


Abb. 2 Infektionszyklus: Befall einer Pflanze mit einem Phytoparasiten (Agrios 2005, verändert)

Stomata oder Lentizellen erfolgen oder aktiv über mechanische Penetration der Epidermis mittels einer spitzen Keimhypho oder Ausscheidung von Enzymen. Mit der Penetration geht die Wirtserkennung einher. Wie genau diese abläuft und wodurch die Keimung hervorgerufen wird, ist weiterhin unklar und wichtiger Bestandteil der Forschung (Agrios 2005). Erst danach ist die eigentliche Infektion abgeschlossen, und der Pilz kann Haustorien in den Zellen bilden, um die Nährstoffe der Pflanze anzupapfen und sich im Gewebe auszubreiten (Invasion). Obwohl oft das gesamte Gewebe der Pflanze befallen ist, kommt es meist nur an lokal begrenzten Stellen zu Symptomausprägungen. Ab diesem Zeitpunkt beginnt der eigentliche Krankheitsverlauf, der durch die Wechselwirkung von Parasit und Wirt entsteht, während sie sich aufeinander einstellen (Gäumann 1951).

Die ersten Krankheitssymptome wie Welkeerscheinungen oder Blattnekrosen bilden sich erst jetzt, nachdem die Pflanze auf die äußere Einwirkung des Parasiten reagiert hat. Schädigungen im Stoffwechsel oder Chlorophyllapparat können genauso Folgen des Entzugs wichtiger Metabolite oder der Ausscheidung von Toxinen durch den Pilz sein (Loeffler & Müller 1982). Nach einer erfolgreichen Besiedlung entwickeln sich an bestimmten Organen der Pflanze die Reproduktionseinheiten der Pilze, welche die typischen makroskopischen Symptome für phytoparasitische Pilze ausbilden. Dort kommt es zur Produktion von Sporen und Konidien für die weitere Infektion und zur Ausbildung von Dauersporen, die später in älteren Pflanzenteilen oder im Boden überwintern. Die Ruhephase dauert dabei so lange an, bis im Frühjahr die Bedingungen für den Start

eines neuen Infektionszyklus optimal sind (Gäumann 1951).

Abwehrmechanismen der Pflanze

Pflanzen erkranken nicht zwangsläufig, sobald sie mit den infektiösen Verbreitungseinheiten der Phytoparasiten in Kontakt kommen. Wichtig ist, dass die vorherrschenden Umweltbedingungen überhaupt erst eine Keimung oder Verbreitung des Parasiten ermöglichen. Weiterhin haben die verschiedenen Pflanzen unterschiedliche Krankheitsbereitschaften, die genetisch festgelegt sind.

Um einen Befall durch Parasiten zu verhindern, besitzen sie gewisse Strukturen oder Mechanismen zur Abwehr (Gäumann 1951). Einige Pflanzen besitzen Resistenzen gegenüber diesen Pilzen. Zur Verhinderung einer Erkrankung ist der Zeitraum, in dem eine Pflanze anfällig ist, begrenzt. Das direkte Eindringen wird durch eine dicke Kutikula oder Haare verhindert, die die Appressorienbildung erschweren (Hock & Elstner 1995). Falls es dennoch zu einem ersten Kontakt kommt, können die dicken Zellwände, das Fehlen essentieller Nährstoffe in Geweben oder pilzhemmende Barrikgewebe eine Ausbreitung verhindern. Die Pflanze besitzt zwei wichtige Abwehrreaktionen, die bei einem erfolgreichen Befall aktiviert werden können. Die wichtigste wird als hypersensitive Reaktion (Absterben von Zellen um die Infektionsstelle) bezeichnet und erfolgt sehr schnell. Durch das Abtöten von Zellen, die die infizierte Wirtszelle umgeben, kann sich bei biotrophen Pilzen der Parasit nicht weiter ausbreiten oder ernähren und stirbt ab. Bei einer normergischen Reaktion bilden die umgebenden Zellen neue Abwehrbarrieren durch Callose, Bildung von Papillen oder Verdickungen der Kutikula aus und verhindern so ebenfalls eine Ausbreitung des Parasiten (Prell 1996).

Ausgewählte Pilzgruppen in Kurzdarstellungen

Es gibt eine Vielzahl von Kleinpilzen, die sich parasitisch ernähren. Der Übersicht halber soll hier nur auf die für die Arbeit relevanten Gruppen, die Falschen Mehltaupilze, Brandpilze und Rostpilze, eingegangen werden. Über die weiteren Gruppen wie beispielsweise Imperfekte Pilze, Echte Mehltaupilze oder sonstige Ascomyceten informiert z. B. folgende Literatur: Brandenburger (1982), Braun (1995), sowie Ellis & Ellis (1997).

Falsche Mehltaupilze (Peronosporales)

Falsche Mehltaupilze sind nach Börner (2009) in folgender Weise systematisch eingeordnet:

- Reich: Protista (pilzähnliche Organismen)
- Abteilung: Oomycota
- Klasse: Oomycetes
- Ordnung: Saprolegniales
- Familie: Leptolegniaceae
- Ordnung: Peronosporales
- Familie: Pythiaceae
- Familie: Peronosporaceae
- Familie: Albugonaceae

Diese Gruppe ist den pilzähnlichen Organismen zuzuordnen. Charakteristisch ist vor allem das Fehlen von Chitin in den Zellwänden, die hier aus Cellulose bestehen (Börner 2009). Verbreitungseinheiten sind primär die Konidien, die an den Sporangienträgern gebildet werden. Diese Träger haben in jeder Gattung eine spezifische Struktur, meist ähneln sie kleinen Bäumchen. Die Überwinterung erfolgt mittels Dauersporen im Boden oder als Myzel in der Pflanze.

Der makroskopische Befall ist bei den

Arten der Familie der *Peronosporaceae* eher unscheinbar. Sie bilden wenig auffallende Rasen, die sich meist blattunterseits befinden. Diese können weißlich oder gräulich sein. Blattoberseits kommt es an den befallenen Stellen meist zu gelber Fleckenbildung (Klenke 1998). Die mikroskopischen Merkmale dieser Pilze werden in dieser Arbeit nicht berücksichtigt, da sie für die Fragestellung nicht relevant sind. Darüber informiert Brandenburger (1982).

Brandpilze (Ustilaginales)

Nach Börner (2009) und Scholler (1996) sind die Brandpilze systematisch wie folgt eingeordnet:

- Reich: Fungi (Echte Pilze)
- Abteilung: Basidiomycota
- Klasse: Ustomycetes
- Ordnung: Ustilaginales
- Familie: Ustilaginaceae
- Familie: Tilletiaceae
- Ordnung: Exobasidiales

Diese Pilzgruppe gehört zusammen mit den Rostpilzen und den typischen Vertretern der Hutpilze zu den Basidiomyceten (Ständerpilze). Es gibt weltweit ca. 1200 Arten von Brandpilzen. Sie gehören zu den hoch entwickelten Pilzen und besitzen typischerweise Chitin als Zellwandmaterial.

Im Gegensatz zu einigen Rostpilzen findet bei den Brandpilzen während der Entwicklung kein Wirtswechsel statt. Nach erfolgreicher Infektion wird zwar meist die gesamte Pflanze mit dem Myzel durchwuchert, aber es kommt oftmals nur an bestimmten Organen zu Symptomausprägungen (Börner 2009).

Das makroskopische Befallsbild bei den auffälligen Brandpilzarten sind schwarze, meist stäubende, verkohlt wirkende Flecken oder Streifen in den Blättern und Stängeln, aber auch in den Blüten der

Pflanze. Zu den weniger auffälligen Arten gehören die weißen oder hellen Brände, die entweder dauerhaft als weiße Flecken unter der Epidermis verbleiben oder als helles Sporenpulver in den Blüten sitzen (Klenke 1998).

Die mikroskopischen Merkmale dieser Pilze werden in dieser Arbeit nicht berücksichtigt, da sie für die Fragestellung nicht relevant sind. Sie wurden von Scholz & Scholz (1988) und Vánky (1994) dargestellt.

Rostpilze (Uredinales)

Nach Börner (2009) und Scholler (1996) ergibt sich folgende systematische Einordnung der Rostpilze:

- Reich: Fungi (Echte Pilze)
- Abteilung: Basidiomycota
- Klasse: Teliomycetes
- Ordnung: Pucciniales
- Ordnung: Herpobasidiales
- Ordnung: Septobasidiales

Diese ebenfalls zu den Basidiomyceten gehörende Gruppe umfasst obligate Parasiten, die teilweise einen Wirtswechsel während ihrer Entwicklung durchlaufen. Diese Heterözie zwischen zwei meist sehr entfernt stehenden Pflanzen in der Systematik ist im Pilzreich einmalig und als Besonderheit hervorzuheben. Der Zwischenwirt im Frühjahr und Sommer ist der Haplont und der Hauptwirt im Sommer bis Winter der Dikaryophyt (Klenke 1998). Die Arten, die ihre komplette Entwicklung auf einer Pflanze durchführen, werden autözisch genannt. Zum kompletten Entwicklungszyklus eines Rostpilzes gehören fünf verschiedene Stadien. Manche Arten verkürzen allerdings diesen Zyklus durch Nichtausbildung bestimmter Sporentypen (Loeffler & Müller 1982). Die eingeklammerten Zahlen sind als Kurzform eine gängige Bezeichnung für

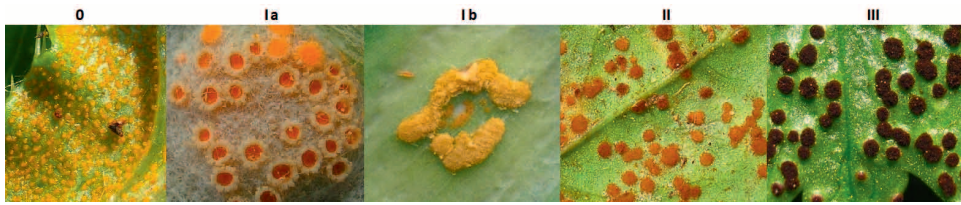


Abb. 3 Von links nach rechts sind die unterschiedlichen Entwicklungsstadien der Rostpilze zu sehen: Spermogonien (0), Aecien (Ia) mit

Pseudoperidie, Aecien (Ib) ohne Pseudoperidie (Caeoma), Uredien (II), Telien (III)

die verschiedenen Sporenlager.

Spermogonien (0) sind als kleine punktierte dunkle oder helle Lager meist blattoberseits auf gelblichen Flecken, seltener an unverändertem Gewebe zu sehen (Abb. 3).

Aecien (I) sind meist leuchtend orange bis gelblich, selten weiß. Sie können beiderseits des Blattes ausgebildet sein und haben entweder ein becherförmiges Aussehen, bei dem der Rand (Pseudoperidie) umgebogen oder hochgewölbt ist (Abb. 3), oder die Pseudoperidie fehlt, sodass es zur Ausbildung eines polsterförmigen Caeoma kommt (Abb. 3). Die Pflanzen weisen oft starke Deformationen auf.

Uredien (II) sind hauptsächlich zimt- oder rostbraun und als pulveriges punktförmiges Lager oder hervorgewölbt und polsterförmig ausgebildet (Abb. 3).

Telien (III) sind schwarz oder schwarzbraun, lange Zeit von der Epidermis bedeckt und können später aus dieser hervorbrechen und stäuben (Abb. 3). Die Epidermis ist oft noch als silbriges Häutchen am Rand der Lager zu erkennen. Bei manchen Gattungen sind die Telien gallertartig oder hörnchenförmig. Die Telien sind auch die Überwinterungsstadien.

Basidien (IV) werden meist in den Telien gebildet und treten oft nicht als eigenständiges makroskopisches Befallsbild auf. In einigen Fällen kann ein leicht gräulicher Überzug der Telien auf das Vorhandensein von Basidien hindeuten (Klenke 1998, Agrios 2005).

Pilzsoziologische Aufnahmen

Die Dokumentation des Befalls der Pflanzen mit den unterschiedlichen phytoparasitischen Kleinpilzen erfolgte im Rahmen einer pflanzensoziologischen Aufnahme. Im Zeitraum von sechs Wochen, vom 19. April bis zum 26. Mai 2011, wurden jeweils im Abstand von sieben Tagen in der Mitte der Woche die unterschiedlichen Phytoparasiten in sieben Untersuchungsflächen mit ihrer Befallsstärke notiert. Es fand eine systematische Begehung der einzelnen Teilflächen statt, um möglichst alle Pilze zu entdecken. Da in der gängigen Literatur immer nur Hilfen für pilzsoziologische Aufnahmen von Großpilzen erwähnt werden, wurden diese für die phytoparasitischen Pilze abgewandelt. Dierschke (1994) betont, dass das Auftauchen der Fruchtkörper teilweise sehr stark fluktuieren kann.

Daher wurde eine Skala entwickelt, die das Abschätzen des Befalls erleichtern und einen späteren Vergleich ermöglichen soll (Tab. 1). Beim Abschätzen verzichtete man bewusst darauf, von einzelnen befallenen Pflanzenindividuen zu sprechen, da es gerade bei Frühjahrsgeophyten, die Rhizome ausbilden wie beispielsweise das Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) oder die Vielblütige Weißwurz (*Polygonatum multiflorum*), fast unmöglich abzuschätzen ist, wie viele Triebe zu einer einzelnen Pflanze gehören.

Aus diesem Grund wird in der Skala der Begriff „Pflanzentriebe“ verwendet (Tab. 1). Um die Häufigkeiten zwischen den verschiedenen Teilflächen vergleichen zu können, hilft die 5-teilige Skala (Tab. 1 a–e). Die Angaben der Häufigkeit können jeweils nur für eine Teilfläche angewendet werden. Die Verbreitung der einzelnen Pilzarten mit Häufigkeitsangaben für Deutschland kann Klenke & Scholler (in Vorbereitung) entnommen werden. Um den Verlauf der Befallsstärke in den sechs Wochen verfolgen zu können, wurden alle Teilaufnahmen in Tab. 3 eingetragen. Die Bestimmung der Phytoparasiten erfolgte nach Klenke (1998), die Nomenklatur

Tab. 1 Skala für den Befall mit Phytoparasiten

Symbol	Anzahl Pflanzentriebe	Häufigkeit
a	1–5 Pflanzentriebe	sehr selten
b	6–10 Pflanzentriebe	selten
c	11–50 Pflanzentriebe	zerstreut
d	51–100 Pflanzentriebe	häufig
e	> 100 Pflanzentriebe	sehr häufig

richtet sich nach Klenke & Scholler (in Vorbereitung). Die Fotos der Kleinpilze wurden mit der Olympus FE 120 angefertigt.

Ergebnisse

Im Folgenden werden die pilzsoziologischen Aufnahmen näher erläutert und das Arteninventar der verschiedenen Phytoparasiten der Untersuchungsflächen porträtiert.

Pilzsoziologische Aufnahmen

Im gesamten Untersuchungsgebiet konnten aus den drei Pilzgruppen insgesamt 28 verschiedene Pilz-Wirt-Kombinationen nachgewiesen werden (Tab. 2). Dabei handelt es sich um verschiedene Wirtsarten. Der Rostpilz *Caeoma ribesii* konnte im Untersuchungsgebiet auf zwei verschiedenen Wirten, der Alpen-Johannisbeere (*Ribes alpinum*) und der Stachelbeere (*Ribes uva-crispa*), nachgewiesen werden. In Tab. 2 ist zu sehen, dass sich die Pilz-Wirt-Kombinationen wie folgt auf die verschiedenen Pilzgruppen verteilen: Es konnten insgesamt 11 Falsche Mehltaupilze, 12 Rostpilze und 4 Brandpilze ausgemacht werden. Von diesen Arten wurden vier außerhalb der abgesteckten

Untersuchungsflächen gefunden. Es handelt sich hierbei um den Falschen Mehltaupilz *Peronospora arenariae* auf der Dreinervigen Nabelmiere (*Moehringia trinervia*), um die beiden Rostpilze *Caeoma ribesii* auf der Alpen-Johannisbeere (*Ribes alpinum*) und *Puccinia violae* s. l. (s. l. = sensu lato = im weiteren Sinne) auf dem Wald-Weilchen (*Viola reichenbachiana*) sowie um den oft übersehenen Brandpilz *Urocystis ficariae* am Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria*) (Tab. 2). Sie sind im Abschnitt „Artenportraits der im Untersuchungsgebiet nachgewiesenen Kleinpilze“ mit Text und Bild aufgenommen worden.

Wenn man die pilzsoziologischen Aufnahmen der einzelnen Teilflächen betrachtet, so fällt auf, dass *Peronospora bulbocapni* auf dem Hohlen Lerchensporn (*Corydalis cava*) als einziger Pilz in allen sieben Flächen nachgewiesen werden konnte (Tab. 3). Der Befall war unterschiedlich stark und hatte auch leicht unterschiedliche phänologische Verläufe. Auf vier von sieben Sektionen (2, 5, 6, 7) stieg der

Tab. 2 Die verschiedenen nachgewiesenen Phytoparasiten und ihre Wirtspflanzen im Untersuchungsgebiet und außerhalb, alphabetisch nach Wirt sortiert

Wirt	Pilzgruppe	Art	Stadium
<i>Adoxa moschatellina</i>	Rostpilz	<i>Puccinia adoxae</i> R. Hedw.	III
<i>Aegopodium podagraria</i>	Rostpilz	<i>Puccinia aegopodii</i> (Schumach.) Röhl.	III
	Falscher Mehltaupilz	<i>Plasmopara nivea</i> (Unger) J. Schröt.	III
<i>Alliaria petiolata</i>	Falscher Mehltaupilz	<i>Hyaloperonospora niessliana</i> (Berl.) Constant.	–
<i>Anemone nemorosa</i>	Brandpilz	<i>Urocystis anemones</i> (Pers.) G. Winter	–
	Rostpilz	<i>Tranzschelia fusca</i> (Pers.) Dietel	0,III
	Falscher Mehltaupilz	<i>Plasmoverna pygmaea</i> (Unger) Constant., Voglmayr, Fatehi & Thines	–
<i>Anemone ranunculoides</i>	Falscher Mehltaupilz	<i>Plasmoverna anemones-ranunculoides</i> (Sävil. & Rayss) Constant., Voglmayr, Fatehi & Thines	–
<i>Arum maculatum</i>	Rostpilz	<i>Puccinia phalaridis</i> Plowr.	0,I
<i>Corydalis cava</i>	Brandpilz	<i>Entyloma corydalis</i> de Bary	–
	Rostpilz	<i>Melampsora magnusiana</i> G. H. Wagner	0,I
	Falscher Mehltaupilz	<i>Peronospora bulbocapni</i> Beck	–
<i>Corydalis intermedia</i>	Falscher Mehltaupilz	<i>Peronospora corydalis-intermediae</i> Gäum.	–
<i>Gagea lutea</i>	Rostpilz	<i>Uromyces gageae</i> Beck	III
<i>Galium aparine</i>	Falscher Mehltaupilz	<i>Peronospora aparines</i> (de Bary) Gäum.	–
<i>Galium odoratum</i>	Falscher Mehltaupilz	<i>Peronospora calotheca</i> Fuckel	–
<i>Moebingia trinervia</i>	Falscher Mehltaupilz	<i>Peronospora arenariae</i> (Berk.) Tul.	–
<i>Polygonatum multiflorum</i>	Rostpilz	<i>Puccinia sessilis</i> W. G. Schneid.	0,I
<i>Ranunculus ficaria</i>	Brandpilz	<i>Entyloma ficariae</i> A. A. Fisch. Waldh.	–
	Brandpilz	<i>Urocystis ficariae</i> (Liro) Moesz	–
	Rostpilz	<i>Uromyces ficariae</i> (Schumach.) Lév.	III
	Rostpilz	<i>Aecidium ficariae</i> Schumach.	0,I
	Falscher Mehltaupilz	<i>Peronospora ficariae</i> Tul. ex de Bary	–
<i>Ribes uva-crispa</i>	Rostpilz	<i>Caeoma ribesii</i> Link	0,I
<i>Ribes alpinum</i>	Rostpilz	<i>Caeoma ribesii</i> Link	0,I
<i>Veronica montana</i>	Rostpilz	<i>Puccinia veronicae</i> J. Schröt. s.str.	III
<i>Veronica sublobata</i>	Falscher Mehltaupilz	<i>Peronospora arvensis</i> Gäum.	–
<i>Viola reichenbachiana</i>	Rostpilz	<i>Puccinia violae</i> (Schumach.) DC. s. l.	0,I

Legende ■ Pilz- und Wirtsarten die nur außerhalb der Untersuchungsflächen gefunden wurden

Befall vom 19.04. bis 10.05.2011 nie über fünf Triebe an. Am 17.05. und 24.05.2011 konnten keine kranken Pflanzen mehr entdeckt werden, da der Lerchensporn komplett vertrocknet war. In den Flächen 1 und 3 war der Befall stärker und erreichte bis zu 50 Triebe. Doch auch hier konnten am letzten Untersuchungstag keine lebenden Lerchenspornpflanzen mehr gefunden werden, so dass der Befall gleich 0 gesetzt wurde (Abb. 4).

In jeweils sechs der sieben Flächen kamen sowohl der Rostpilz *Puccinia phalaridis* auf dem Aronstab (*Arum maculatum*) (1, 3, 4, 5, 6, 7) als auch der Rostpilz *Uromyces ficariae* auf dem Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria*) (1, 2, 3, 4, 5, 6) vor. Beim Rostpilz auf Aronstab wurde ein Befall meist erst in der zweiten Untersuchungswoche deutlich (26.04.2011). Vorher waren meist schon kleine gelbe Flecken zu sehen, eine genaue Zuordnung zu einem bestimmten Rostpilz war zu diesem Zeitpunkt aber noch nicht möglich. *Uromyces ficariae* war

von der ersten Woche an in den Flächen mit bis zu 50 befallenen Trieben zerstreut vertreten. In den Flächen 1, 3, 4, 5, 6 kam der Brandpilz *Urocystis anemones* auf dem Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) vor. Wie man in Tab. 3 sehen kann, war dieser Befall meist schon am ersten Tag der Begehung sehr gut ausgeprägt. In den Flächen 3 und 6 konnten sogar erkrankte Triebe im Bereich über 100 vermerkt werden. Doch auch hier war in der letzten Untersuchungswoche am 24.05.2011 keine Erkrankung mehr zu sehen, da das Busch-Windröschen komplett eingezogen hatte. Ebenso konnten Doppelinfektionen von diesem Brandpilz mit dem Rostpilz *Tranzschelia fusca* in mehreren Flächen gefunden werden.

In vier von sieben Untersuchungsflächen wurden jeweils die beiden Falschen Mehltäupilze *Peronospora aparines* am Kletten-Labkraut (*Galium aparine*) (3, 5, 6, 7) und *Plasmoverna pygmaea* am Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) (1, 4,

Befallsstärke

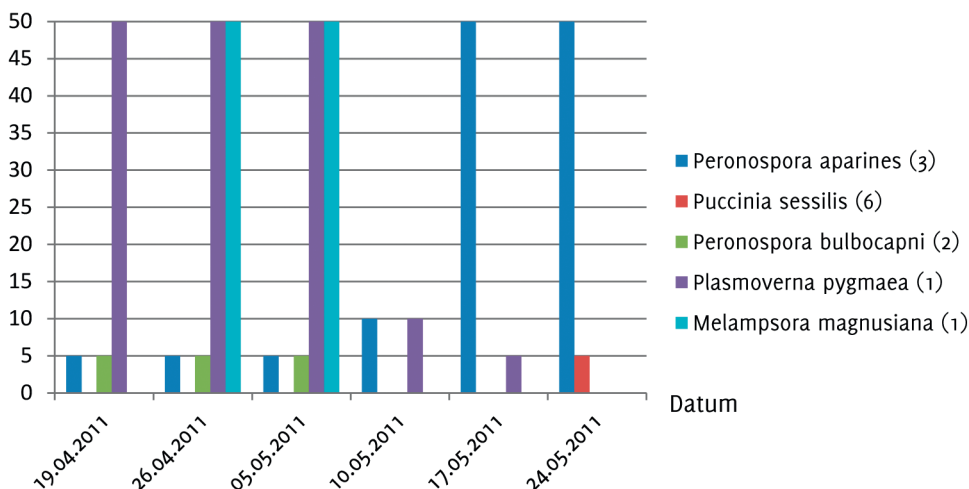


Abb. 4 Phänologischer Aspekt einiger ausgewählter Phytoparasiten der Flächen; die Zahlen in Klammern

geben die entsprechende Untersuchungsflächen wieder, aus der das Beispiel verwendet wurde

Tab. 3 Pilzsoziologische Aufnahme der sieben Untersuchungsflächen in der Eilenriede

Phytoparasiten Fläche 1		Datum					
Pilz; Stadium (bei Rostpilzen)	Pflanze	19.4.	26.4.	5.5.	10.5.	17.5.	24.5.
<i>Peronospora bulbocapni</i>	<i>Corydalis cava</i>	b	c	c	b	b	–
<i>Plasmoverta pygmaea</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	c	c	c	b	a	–
<i>Melampsora magnusiana</i> ; 0,I	<i>Corydalis cava</i>	–	c	c	–	–	–
<i>Puccinia phalaridis</i> ; 0,I	<i>Arum maculatum</i>	–	b	c	c	c	b
<i>Puccinia veronicae</i> s. str., III	<i>Veronica montana</i>	a	a	a	a	a	a
<i>Tranzschelia fusca</i> ; III	<i>Anemone nemorosa</i>	a	a	b	b	a	–
<i>Uromyces ficariae</i> ; III	<i>Ranunculus ficaria</i>	b	b	b	b	–	–
<i>Urocystis anemones</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	c	c	c	c	b	–

Arten gesamt: 8

Phytoparasiten Fläche 2		Datum					
Pilz, Stadium	Pflanze	19.4.	26.4.	5.5.	10.5.	17.5.	24.5.*
<i>Peronospora bulbocapni</i>	<i>Corydalis cava</i>	a	a	a	a	–	–
<i>Plasmopara nivea</i>	<i>Aegopodium podagraria</i>	a	a	a	a	b	–
<i>Aecidium ficariae</i> ; 0,I	<i>Ranunculus ficaria</i>	c	c	c	c	b	–
<i>Melampsora magnusiana</i> ; 0,I	<i>Corydalis cava</i>	–	a	a	–	–	–
<i>Puccinia aegopodii</i> ; III	<i>Aegopodium podagraria</i>	c	c	c	d	e	–
<i>Uromyces ficariae</i> ; III	<i>Ranunculus ficaria</i>	b	b	b	b	–	–
<i>Entyloma ficariae</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	b	b	c	c	c	–

Arten gesamt: 7

Phytoparasiten Fläche 3		Datum					
Pilz, Stadium	Pflanze	19.4.	26.4.	5.5.	10.5.	17.5.	24.5.
<i>Peronospora aparines</i>	<i>Galium aparine</i>	a	a	a	b	c	c
<i>Peronospora bulbocapni</i>	<i>Corydalis cava</i>	c	c	d	b	–	–
<i>Peronospora calotheca</i>	<i>Galium odoratum</i>	–	–	b	c	c	b
<i>Peronospora ficariae</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	c	c	d	b	–	–
<i>Caecoma ribesii</i> ; 0,I	<i>Ribes uva-crispa</i>	–	a	a	a	a	a
<i>Puccinia phalaridis</i> ; 0,I	<i>Arum maculatum</i>	–	b	c	c	c	b
<i>Tranzschelia fusca</i> ; III	<i>Anemone nemorosa</i>	d	d	e	c	b	–
<i>Uromyces ficariae</i> ; III	<i>Ranunculus ficaria</i>	c	c	c	c	b	–
<i>Entyloma corydalis</i>	<i>Corydalis cava</i>	–	b	b	–	–	–
<i>Urocystis anemones</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	e	e	e	d	b	–

Arten gesamt: 10

Phytoparasiten Fläche 4		Datum					
Pilz, Stadium	Pflanze	19.4.	26.4.	5.5.	10.5.	17.5.	24.5.
<i>Peronospora arvensis</i>	<i>Veronica sublobata</i>	b	c	b	–	–	–
<i>Peronospora bulbocapni</i>	<i>Corydalis cava</i>	d	d	c	b	–	–
<i>Peronospora ficariae</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	c	c	c	c	b	–
<i>Plasmoverta anemones-ranunculoides</i>	<i>Anemone ranunculoides</i>	c	c	c	a	–	–
<i>Plasmoverta pygmaea</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	c	d	d	c	–	–
<i>Puccinia phalaridis</i> ; 0,I	<i>Arum maculatum</i>	a	c	c	c	b	b
<i>Uromyces ficariae</i> ; III	<i>Ranunculus ficaria</i>	c	d	d	c	b	–

<i>Entyloma corydalis</i>	<i>Corydalis cava</i>	–	b	b	–	–	–
<i>Entyloma ficariae</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	b	c	c	c	b	–
<i>Urocystis anemones</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	b	d	d	c	c	–

Arten gesamt: 10

Phytoparasiten Fläche 5		Datum					
Pilz, Stadium	Pflanze	19.4.	26.4.	5.5.	10.5.	17.5.	24.5.
<i>Peronospora aparines</i>	<i>Galium aparine</i>	a	a	b	b	b	b
<i>Peronospora arvensis</i>	<i>Veronica sublobata</i>	b	b	b	–	–	–
<i>Peronospora bulbocapni</i>	<i>Corydalis cava</i>	a	a	a	a	–	–
<i>Peronospora corydalis-intermediae</i>	<i>Corydalis intermedia</i>	a	b	a	–	–	–
<i>Puccinia aegopodii</i> ; III	<i>Aegopodium podagraria</i>	b	b	c	c	c	c
<i>Puccinia phalaridis</i> ; 0,I	<i>Arum maculatum</i>	–	a	b	c	c	b
<i>Uromyces ficariae</i> ; III	<i>Ranunculus ficaria</i>	c	c	c	b	b	–
<i>Uromyces gageae</i> ; III	<i>Gagea lutea</i>	b	c	–	–	–	–
<i>Urocystis anemones</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	b	c	c	b	–	–

Arten gesamt: 9

Phytoparasiten Fläche 6		Datum					
Pilz, Stadium	Pflanze	19.4.	26.4.	5.5.	10.5.	17.5.	24.5.
<i>Peronospora aparines</i>	<i>Galium aparine</i>	a	b	b	c	c	c
<i>Peronospora bulbocapni</i>	<i>Corydalis cava</i>	a	a	a	a	–	–
<i>Peronospora ficariae</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	b	b	b	a	a	–
<i>Plasmo-verna pygmaea</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	c	c	c	c	b	–
<i>Puccinia adoxae</i> ; III	<i>Adoxa moschatellina</i>	d	e	e	e	c	b
<i>Puccinia phalaridis</i> ; 0,I	<i>Arum maculatum</i>	–	c	c	c	c	b
<i>Puccinia sessilis</i> ; 0,I	<i>Polygonatum multiflorum</i>	–	–	–	–	a	a
<i>Tranzschelia fusca</i> ; III	<i>Anemone nemorosa</i>	d	d	d	c	c	–
<i>Uromyces ficariae</i> ; III	<i>Ranunculus ficaria</i>	b	c	c	c	b	–
<i>Entyloma corydalis</i>	<i>Corydalis cava</i>	–	a	a	–	–	–
<i>Entyloma ficariae</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	–	b	b	c	b	–
<i>Urocystis anemones</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	e	e	e	d	c	–

Arten gesamt: 12

Phytoparasiten Fläche 7		Datum					
Pilz, Stadium	Pflanze	19.4.	26.4.	5.5.	10.5.	17.5.	24.5.
<i>Hyaloperonospora niessliana</i>	<i>Alliaria petiolata</i>	–	–	b	c	c	c
<i>Peronospora aparines</i>	<i>Galium aparine</i>	a	a	b	c	c	c
<i>Peronospora arvensis</i>	<i>Veronica sublobata</i>	b	b	b	–	–	–
<i>Peronospora bulbocapni</i>	<i>Corydalis cava</i>	a	a	a	–	–	–
<i>Plasmo-verna pygmaea</i>	<i>Anemone nemorosa</i>	–	b	b	b	–	–
<i>Melampsora magnusiana</i> ; 0,I	<i>Corydalis cava</i>	–	a	a	–	–	–
<i>Puccinia adoxae</i> ; III	<i>Adoxa moschatellina</i>	c	c	c	c	b	b
<i>Puccinia phalaridis</i> ; 0,I	<i>Arum maculatum</i>	–	b	b	c	c	b

Arten gesamt: 8

Legende o: Spermogonien, I: Aecien, III: Telien (Entwicklungsstadien der Rostpilze); *: Die Fläche wurde durch Mähen zerstört; a–e (Befallsskala Phytoparasiten, siehe Tab. 2), –: kein Pilzvorkommen

6, 7) nachgewiesen. *Plasmoverna pygmaea* war von Anfang an mit einem Befall von bis zu 50 Trieben zerstreut vertreten, was den ungefähren phänologischen Verlauf des Großteils der Pilzarten in diesem Gebiet aufzeigt (Abb. 4). Der typische Verlauf der Entwicklung der Pilze auf Frühblühern ist ein Befallsanstieg im April, Anfang Mai verringert sich der Befall, bis die Pflanze komplett eingezogen und abgestorben ist. Dieses Verhalten zeigen unter anderem *Tranzschelia fusca*, *Peronospora ficariae* und auch *Puccinia adoxae*. Der Befall mit *Peronospora aparines* auf dem Kletten-Labkraut (*Galium aparine*) hat sich anfangs nur zaghaft entwickelt. Wie man Abb. 4 entnehmen kann, sind in den ersten drei Wochen maximal fünf Triebe befallen. Erst zum Ende des Untersuchungszeitraums stieg der Befall bis auf 50 Triebe an. Die Hauptentwicklung dieses Pilzes findet demnach erst Ende Mai statt. In jeweils drei der sieben Flächen kamen *Tranzschelia fusca* (1, 3, 7), *Entyloma ficariae* (2, 4, 6), *Peronospora ficariae* (3, 4, 6), *Peronospora arvensis* (4, 5, 7), *Melampsora magnusiana* (1, 2, 7) und *Entyloma corydalis* (3, 4, 6) vor. Die letzten beiden Pilzarten zeigen eine Besonderheit, sie konnten in den Flächen nur im Zeitraum vom 26.04. bis 05.05.2011 entdeckt werden (Abb. 4). Die Zeitspanne für die Kartierung dieser beiden Pilzarten erstreckt sich demnach auf 9 Tage. Optimal waren die Pilze nur in der ersten Untersuchungswoche zu erkennen. In je zwei der 7 Sektionen kamen mit *Puccinia aegopodii* (2, 5) und *Puccinia adoxae* (6, 7) noch zwei weitere Arten zum Inventar hinzu. Bei diesen beiden Pilzen konnte in jeweils zwei Flächen ein durchgehendes Vorkommen registriert werden, und in der optimalen Entwicklungsphase haben die Pilze sogar über 100 Triebe befallen, weshalb man sie als sehr häufig einstufen kann. Da die Untersuchungsfläche 2 am letzten

Tag der Analyse gemäht wurde, konnten hier keine weiteren Daten erfasst werden. Die Pilzarten *Puccinia veronicae* s.str. (1, s.str. = sensu stricto = im engeren Sinne), *Plasmopara nivea* (2), *Aecidium ficariae* (2), *Peronospora calotheca* (3), *Caeoma ribesii* (3), *Plasmoverna anemones-ranunculoides* (4), *Peronospora corydalis-intermediae* (5), *Uromyces gageae* (5), *Puccinia sessilis* (6) und *Hyaloperonospora niessliana* (7) konnten jeweils nur in einer der Untersuchungsflächen nachgewiesen werden. Als phänologische Besonderheit ist hier *Puccinia sessilis* hervorzuheben, denn dieser Rostpilz tauchte erst in der letzten Untersuchungswoche am 24.05.2011 auf (Abb. 4). Weitere Besonderheiten für das Untersuchungsgebiet sind die folgenden Pilze: Der Brandpilz *Entyloma corydalis* kommt selten in Deutschland auf *Corydalis cava* vor. Der Rostpilz *Melampsora magnusiana* gedeiht ebenfalls in Deutschland selten auf *Corydalis cava*. Da es sich hierbei um einen wirtswechselnden Pilz handelt, muss als zweiter Wirt die Zitter-Pappel (*Populus tremula*) in der Nähe stehen. *Peronospora corydalis-intermediae* auf *Corydalis intermedia* ist zwar kein seltener Pilz, dennoch wird er oft aufgrund der sehr unscheinbaren *Corydalis*-Art übersehen. Der Rostpilz *Uromyces gageae* kommt zwar verbreitet auf *Gagea lutea* in Deutschland vor, dennoch ist er ein besonderer Fund für dieses Gebiet, da die kleinen Rostpilzlager oftmals übersehen werden. *Caeoma ribesii* ist sowohl auf *Ribes uva-crispa* als auch auf *Ribes alpinum* ein seltener Fund für Deutschland. Die Schwierigkeit der Auffindung dieses Pilzes liegt daran, dass oftmals nur ein Blatt in einem Pflanzenbestand befallen ist (Klenke & Scholler, in Vorbereitung).

Hinsichtlich des Arteninventars kann man zusammenfassend sagen, dass die höchste Phytoparasitenanzahl mit zwölf verschiedenen Arten die Fläche 6

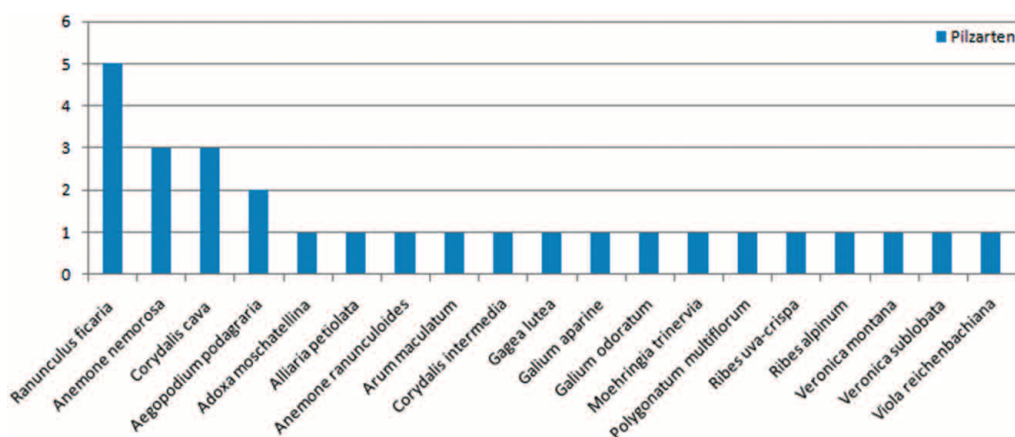


Abb. 5 Anzahl der nachgewiesenen phytoparasitischen Kleinpilzarten pro Wirtspflanze

aufgewiesen hat. Die wenigsten Arten konnten mit sieben in der Fläche 2 gefunden werden. Wenn man die Verteilung der einzelnen Pilze auf die verschiedenen Wirte betrachtet (Abb. 5), so fällt auf, dass das Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria*) mit fünf verschiedenen Phytoparasiten die meisten der nachgewiesenen Arten aufweist. Hierbei handelt es sich um Pilze aus den drei bearbeiteten Gruppen (Falsche Mehltaupilze, Rost- und Brandpilze), die in Deutschland auf diesem Wirt vorkommen können. An zweiter Stelle folgen mit jeweils drei verschiedenen Pilzarten das Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) und der Hohle Lerchensporn (*Corydalis cava*). Zwei verschiedene Arten konnten auf dem Giersch (*Aegopodium podagraria*) nachgewiesen werden. Sie sind beide sehr häufig, und zumindest der Rostpilz fehlt in Deutschland in keinem größeren Gierschbestand. Alle anderen Pflanzenarten, wie z. B. Moschuskraut (1, 5, 6, 7), Knoblauchsrauke (1, 4, 5, 6, 7), Gelbes Windröschen (1, 2, 4, 5) etc., waren, obwohl sie mehrfach in verschiedenen Untersuchungsflächen gefunden wurden, jeweils von nur einer Pilzart befallen (Abb. 5).

Artenportraits der im Untersuchungsgebiet nachgewiesenen Kleinpilze

Um eine Bestimmung der Arten im Feld zu erleichtern, sollen im folgenden Abschnitt die verschiedenen Arten der Phytoparasiten aus dem Gebiet um Heiligers Brunnen vorgestellt werden. Zur Erleichterung der Zuordnung sind die Arten nach den drei Pilzgruppen, Falsche Mehltaupilze, Rostpilze und Brandpilze, sortiert. Die Tab. 2 listet die Pilze nach ihren Wirten sortiert auf, um eine Übersicht über das Wirtsspektrum zu geben.

Falsche Mehltaupilze (Peronosporales)

Die Schwierigkeit bei den Falschen Mehltaupilzen ist, dass es manchmal zwar zu einer gelblichen Verfärbung aufgrund eines Befalls kommt, aber man blattunterseits noch keinen Pilzrasen sieht. In diesem Fall ist die Pflanze zwar infiziert, aber der Pilz hat noch nicht fruktifiziert.

Verwechslungsmöglichkeiten: Eine Gelbfärbung der Blätter (Chlorose) kann durch Mineralstoffmangel, eine Braunfärbung aufgrund von Gewebeverbrennungen durch die Sonne bedingt sein. Auch

können feinste Fraßschäden von Milben, die durch massiven Befall bleiche Pflanzen erzeugen, fälschlicherweise mit dem Pilzbefall verwechselt werden. Auch eine Verwechslung mit anderen Pilzen, vor allem Hyphomyceten, die ebenfalls einen weißlichen oder gräulichen Rasen ausbilden können, ist denkbar. Alle Angaben entsprechen denen bei Brandenburger (1982) sowie Klenke & Scholler (in Vorbereitung).

***Hyaloperonospora niessliana* (Berl.)**

Constant. – wirtsspezifisch

Wirt: Knoblauchsrauke (*Alliaria petiolata* (M. Bieb.) Cavara & Grande)

Dieser Pilz ist eher unscheinbar. Im Anfangsstadium weisen vor allem die Grundblätter der Knoblauchsrauke oberseits gelbliche Verfärbungen in Form von eckigen Flecken auf. Auf der Blattunterseite sind an diesen Stellen mehr oder weniger dichte weiße Rasen zu erkennen. Dieser wird durch die bäumchenartig verzweigten Konidienträger gebildet. Im Alter kann der Rasen immer dichter werden, und der Befall weitete sich auch auf die Stängelblätter aus. Ein Befall des Stängels ist ebenfalls möglich. Aufgrund neuer Erkenntnisse werden heutzutage alle Falschen Mehltaupilze mit einem weißen Rasen, die vorher in der Gattung *Peronospora* standen, zu der

Gattung *Hyaloperonospora* umgestellt. Dieser Falsche Mehltaupilz tritt vor allem im Frühjahr und Herbst auf (Abb. 6).

***Peronospora aparines* (de Bary) Gäm.**

Wirt: Kletten-Labkraut (*Galium aparine* L.)

Diese Art ist bei geringem Befall schlecht zu erkennen. Die Blätter weisen bei einem schwachen Befall blattoberseits gelbliche Flecken auf. Bei einer starken Erkrankung ist oft die gesamte Pflanze ausgebleicht. Blattunterseits befindet sich ein kräftiger grauvioletter Rasen, der typisch für die Gattung *Peronospora* ist. Der Pilz fruktifiziert vor allem von April bis September und kann fast das ganze Jahr über beobachtet werden (Abb. 7).

***Peronospora arenariae* (Berk.) Tul.**

Wirt: Dreinervige Nabelmiere (*Moebringia trinervia* (L.) Clairv.)

Es handelt sich hierbei um einen Falschen Mehltaupilz, der auf die Gattung *Moebringia* beschränkt ist. Oftmals sind die Triebe der Pflanze vollständig vergilbt. Vor allem die Blätter, selten auch die Blüten, sind oberseits gelblich verfärbt und weisen unterseits einen dichten grauvioletten Rasen aus Konidienträgern auf. Der Pilz kann vor allem zwischen April und

Abb. 6 *Hyaloperonospora niessliana* an *Alliaria petiolata*





Abb. 7 *Peronospora aparines* an *Galium aparine*



Juni gefunden werden, seltener kommt es auch im Herbst zu einer erneuten Pilzlagertbildung (Abb. 8).

Peronospora arvensis Gäum

Wirt: Schwachgelappter Efeu-Ehrenpreis (*Veronica sublobata* M. A. Fisch.)

Das Befallsbild ist besonders gut an jungen, gekeimten Pflanzen zu sehen. Es ist oft eine Deformation sowie eine gelbliche bis braune Verfärbung der Blätter oder der gesamten Pflanze zu erkennen. Meist ist sie im Wuchs gehemmt. Blattunterseits ist bei jungen Pflanzen ein schwacher grau-violetter Rasen zu sehen, der im Alter an Farbe und Dichte zunimmt. Weniger auffällig ist der Befall, wenn es zu keiner

Deformation kommt, sondern lediglich zu lokal begrenzten gelblichen Verfärbungen. Dieser Pilz ist vor allem im Frühjahr von April bis Juni anzutreffen. Er kommt sowohl auf *V. hederifolia* agg. vor (dazu gehört *V. sublobata*) als auch auf *V. triphyllos* (Abb. 9).

Peronospora bulbocapni Beck – wirtsspezifisch

Wirt: Hohler Lerchensporn (*Corydalis cava* (L.) Schweigg. & Körte)

Dieser Pilz verursacht ein sehr auffälliges Befallsbild und ist auf diesen Wirt beschränkt. Die befallenen Lerchenspornpflanzen sind hellgrün und meist in ihrem Wuchs gehemmt. Weiterhin sind ihre

Abb. 8 *Peronospora arenariae* an *Moehringia trinervia*





Abb. 9 *Peronospora arvensis* an *Veronica sublobata*

Blattränder umgebogen oder Sprossabschnitte verkrümmt. Eine befallene Pflanze in einer Population fällt bereits von oben auf. Blattunterseits ist ein grauvioletter Rasen zu sehen, der mit dem Alter etwas nachdunkelt. Da Lerchenspornpflanzen als Geophyten spätestens Ende Mai einziehen und deswegen vollständig vergilben, kann man diesen Pilz nur von April bis Mai finden (Abb. 10).

Peronospora calotheca Fuckel

Wirt: Waldmeister (*Galium odoratum* L.)

Hierbei handelt es sich um einen Pilz, der auf dem Waldmeister und auf weiteren Arten der Gattung *Asperula* vorkommt. Bei einem schwachen Befall weisen die



Blätter oberseits eine gelbliche oder bräunliche Verfärbung auf. Auf der Blattunterseite befindet sich dann ein grauer Rasen aus Konidienträgern. Wenn die Pflanzen stark befallen sind, kommt es zu Vergeilungen, so dass die befallenen Pflanzen größer als die gesunden sind. Im Zusammenhang damit tritt meist noch eine hellgrüne Verfärbung auf. Der Pilz kann von Mai bis Juli gefunden werden (Abb. 11).

Peronospora corydalis-intermediae Gäum. – wirtsspezifisch

Wirt: Mittlerer Lerchensporn (*Corydalis intermedia* (L.) Mérat)

Im Gegensatz zu *Peronospora bulbocapni* ist dieser Pilz in seinem Befallsbild relativ

Abb. 10 *Peronospora bulbocapni* an *Corydalis cava*

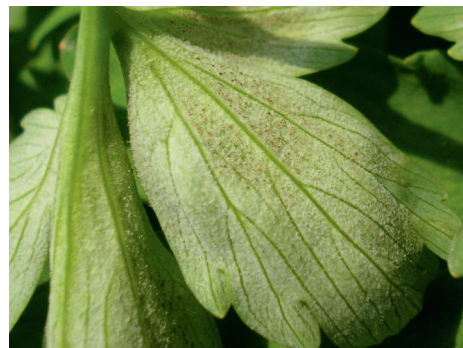
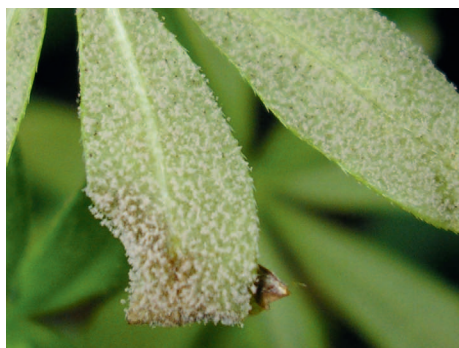




Abb. 11 *Peronospora calotheca* an *Galium odoratum*



unauffällig. Erschwerend kommt hinzu, dass die Pflanze im Wald oft übersehen wird, wenn sie mit dem Hohlen Lerchensporn zusammen vorkommt. Blattoberseits weisen die befallenen Blattflächen gelblich-braune Verfärbungen auf, an denen blattunterseits ein gräulich-violetter dichter Rasen sitzt. Da der Mittlere Lerchensporn früher einzieht als der Hohle Lerchensporn, ist es nur möglich, den Pilz im April zu finden und zu kartieren (Abb. 12).

***Peronospora ficariae* Tul. ex de Bary – wirtsspezifisch**

Wirt: Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria* L.)

Dieser Pilz kommt nur auf Scharbocks-

kraut vor. Das makroskopische Befallsbild ähnelt dem von *Peronospora bulbocapni*. Die erkrankten Pflanzen sind ebenfalls heller, und die Blätter sind löffelförmig nach unten verkrümmt. Allerdings kommt es hier oft zu einer Vergeilung, so dass die befallenen Pflanzen die gesunden überragen und deswegen ins Auge fallen. Blattunterseits ist häufig ein dicker grau-violetter Rasen zu erkennen. Mit dem Altern des Pilzes verfärben sich die Blätter bräunlich und werden zu diesem Zeitpunkt auch von Schwächeparasiten wie Grauschimmelfarnen (*Botrytis* sp.) befallen. Da das Scharbockskraut ebenfalls Ende Mai einzieht, kann man diesen Pilz von April bis Mai finden und kartieren (Abb. 13).

Abb. 12 *Peronospora corydalis-intermediae* an *Corydalis intermedia*





Abb. 13 *Peronospora ficariae* an *Ranunculus ficaria*



***Plasmopara nivea* (Unger) J. Schröt. – wirtsspezifisch**

Wirt: Giersch (*Aegopodium podagraria* L.)

Hierbei handelt es sich um einen Befall, der relativ leicht von oben anhand der gelbgrünen Fleckenbildung zu erkennen ist. An der Blattunterseite sitzt auf den Flecken ein verzweigter weißlicher Pilzrasen, welcher im Alter immer dichter wird. Oft kommt es zu Doppelfektionen mit dem Rostpilz *Puccinia aegopodii*. Der Pilz tritt von April bis September auf (Abb. 14).

***Plasmoverna anemones-ranunculoides* (Sävul. & Rayss) Constant., Voglmayr, Fatehi & Thines – wirtsspezifisch**

Wirt: Gelbes Windröschen (*Anemone*

ranunculoides L.)

Dieser Phytoparasit befällt nur die Blätter des Gelben Windröschens. Er verursacht blattoberseits gelblich bis rötlich begrenzte Flecken. Bei schwachem Befall sind diese gelbgrün und schwer zu erkennen. Blattunterseits sitzt auf den Flecken ein schneeweißer Rasen, der im Alter braun wird. Die Flecken werden dann trockenhäutig und bräunlich. Das Gelbe Windröschen blüht und verblüht später als das Busch-Windröschen. Daher kann dieser Pilz von April bis Juni in den Wäldern gefunden werden (Abb. 15).

***Plasmoverna pygmaea* (Unger) Constant., Voglmayr, Fatehi & Thines**

Abb. 14 *Plasmopara nivea* an *Aegopodium podagraria*





Abb. 15 *Plasmoverna anemones-ranunculoides* an *Anemone ranunculoides*

Wirt: Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa* L.)

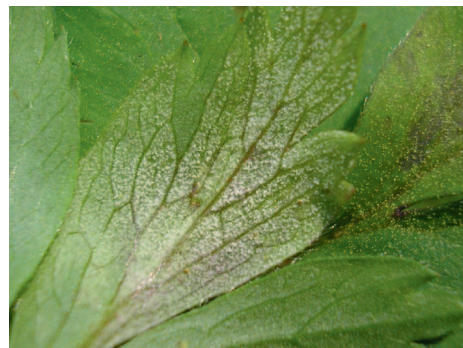
Das Busch-Windröschen wird von einem anderen Falschen Mehltaupilz als *A. ranunculoides* befallen, doch das Befallsbild ist sehr ähnlich. Auch hier sind blattoberseits bei einer Erkrankung gelbe Flecken zu sehen. Blattunterseits findet sich ein weißer Rasen aus Konidienträgern. Im fortgeschrittenen Alter werden die Flecken im Randbereich der Blätter bräunlich, und die Spitzen sterben ab. Der Pilz kommt von April bis Mai auf diesem Wirt vor und befällt auch Arten der Gattungen Eisenhut (*Aconitum*), Leberblümchen (*Hepatica*) und Küchenschelle (*Pulsatilla*) (Abb. 16).



Rostpilze (Uredinales) – einige mit Wirtswechsel

Die Arten dieser Pilzgruppe sind die einzigen phytoparasitischen Kleinpilze mit einem Wirtswechsel. Als Besonderheit werden in einem Zyklus verschiedene Entwicklungsstadien ausgebildet, die auch makroskopisch ein unterschiedliches Aussehen haben. Eine Zuordnung der Lager zu einem der vier verschiedenen makroskopisch gut sichtbaren Stadien (Sporogonien, Aecien, Uredien, Telien) erleichtert eine vorherige Einordnung der Pilze. Viele Rostpilze sind wirtsspezifisch und kommen auf nur einer Pflanzenart oder seltener einer Gattung vor.

Abb. 16 *Plasmoverna pygmaea* an *Anemone nemorosa*



Verwechslungsmöglichkeiten: Bei starker Gallbildung der Telien können diese aufgrund der dunklen Färbung mit Brandpilzen verwechselt werden. Weiterhin können bei nur flüchtiger Betrachtung von oben gelbbraune nekrotische Flecken oder auch kleine Gallen von Blattläusen etc. für Rostpilzlager gehalten werden. Alle Artbeschreibungen entsprechen Angaben bei Gäumann (1959) sowie Klenke & Scholler (in Vorbereitung).

***Aecidium ficariae* Schumach. – mit Wirtswechsel**

Wirt: Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria* L.) – Rispengras (*Poa*), Ampfer (*Rumex*)

Einer der Rostpilze auf Scharbockskraut ist *Aecidium ficariae*. Dieser Rostpilz umfasst zwei nur mikroskopisch trennbare Arten, die zum einen auf Rispengräs (*Poa*) wechseln und zum anderen auf Ampfer (*Rumex*). Zur Vereinfachung wird hier der Name *Aecidium ficariae* verwendet, der beide möglichen Pilzarten umfasst. Die Spermogonien und Aecien werden im Frühjahr auf dem Scharbockskraut gebildet. Der Befall äußert sich an den Blättern und Stielen durch gelbliche Flecken, in denen die gelblichen Spermogonien sitzen. Blattunterseits und am Stiel liegen die

becherförmigen Aecien in Gruppen auf mehr oder weniger verdickten oder deformierten Stellen. Die Pseudoperidie ist zerschlitzt. Der Pilz ist von April bis Juni anzutreffen (Abb. 17).

***Caeoma ribesii* Link – mit Wirtswechsel**

Wirt: Alpen-Johannisbeere (*Ribes alpinum* L.), Stachelbeere (*Ribes uva-crispa* L.) – Weide (*Salix*)

Dieser Rostpilz bildet seine Spermogonien und Aecien auf *Ribes* und vollendet nach einem Wirtswechsel zur Weide (*Salix*) seine Entwicklung mit der Bildung von Uredien und Telien. Falls bei einem Befall nur Spermogonien ausgebildet sein sollten, ist die Bestimmung nicht sicher, da auch eine zweite Art in Frage kommt, die Aecien mit Pseudoperidien ausbildet. In diesem Fall hilft ein späteres Aufsuchen des Pilzes. Der Befall ist sehr schwer zu entdecken, da meist nur ein bis zwei Blätter einer Pflanze befallen sind. Oberseits zeigen die Blätter gelbliche Flecken, in denen die orangefarbenen Spermogonien sitzen. Blattunterseits ist ein orangefarbenes polsterförmiges *Caeoma* ausgebildet. Die einzelnen Kleinarten von *Caeoma ribesii* sind nur durch Infektionsversuche sicher unterscheidbar. Der Pilz ist auf beiden Wirten von April bis Mai zu finden (Abb. 18).

Abb. 17 *Aecidium ficariae* an *Ranunculus ficaria*





Abb. 18 *Caeoma ribesii* an *Ribes uva-crispa*



Melampsora magnusiana G. H. Wagner – mit Wirtswechsel

Wirt: Hohler Lerchensporn (*Corydalis cava* (L.) Schweigg. & Körte) – Zitter-Pappel (*Populus tremula* L.)

Dieser wirtswechselnde Rostpilz bildet im Frühjahr seine Spermogonien und Aecien auf dem Lerchensporn, und im Sommer vollendet er die Entwicklung mit Uredien und Telien auf der Pappel (*Populus*). Als weitere Gattungen neben *Corydalis* werden z. B. Schöllkraut (*Chelidonium*) oder Mohn (*Papaver*) befallen. Ein Befall ist durch relativ kleine gelbgrüne Flecken blattoberseits, auf denen die honiggelben Spermogonien in Gruppen sitzen, gekennzeichnet. Da es keine Verwechslungsart

gibt, ist der Pilz bereits in diesem frühen Stadium sicher zu bestimmen. Auf der Blattunterseite befinden sich polsterförmige Aecienlager (*Caeoma*), die orange stäuben. Außen um die befallene Stelle kommt es oft zu einer hellen Hofbildung. Der Befall ist von April bis Mai auf dem Lerchensporn in Deutschland zu finden. Erschwerend kommt hinzu, dass dieser Pilz nur ungefähr eine Woche optimal ausgeprägt ist (Abb. 19).

Puccinia adoxae R. Hedw. – wirtsspezifisch

Wirt: Moschuskraut (*Adoxa moschatellina* L.)

Hierbei handelt es sich um einen Rostpilz, der keinen Wirtswechsel besitzt und

Abb. 19 *Melampsora magnusiana* an *Corydalis cava*





Abb. 20 *Puccinia adoxae* an *Adoxa moschatellina*

nur auf dem Moschuskraut vorkommt. Da er seinen Entwicklungszyklus verkürzt und als Sporenform nur Telien ausbildet, handelt es sich hierbei um eine Mikroform. Die Telien sind dunkel- bis kastanienbraun, haben einen Durchmesser von ca. 1 mm und werden an den Blättern und Stängeln an Deformationen oder Auftreibungen gebildet. Die Anordnung der Lager ist oftmals kreisförmig auf gelblich verfärbten Blattstellen. Mit fortschreitendem Alter brechen die Telien vollständig durch die Epidermis und stäuben dann. Der Pilz ist in Deutschland von April bis Mai anzutreffen (Abb. 20).

Abb. 21 *Puccinia aegopodii* an *Aegopodium podagraria*



***Puccinia aegopodii* (Schumach.) Röhl. – wirtsspezifisch**

Wirt: Giersch (*Aegopodium podagraria* L.)

Auch dieser Pilz ist wirtsspezifisch auf Giersch. Da in den Telien vereinzelt Uredosporen gebildet werden können, handelt es sich hierbei um eine Hemiform des Entwicklungszyklus. Die Telien sind länglich und werden vor allem an den Stängeln und den Blattnerven als gelbliche Schwielen gebildet. Die Blattepidermis reißt bei Reife der Telien auf und die Sporen können entlassen werden. An der Pflanze kann es dadurch zu erheblichen Deformationen kommen. Blattoberseits ist ein Befall durch kleine gelbe Vertiefungen zu sehen, auf denen blattunterseits die dunkelbraunen



Teliosporenlager zu sehen sind. Diese können mit dem Alter zu größeren Gruppen zusammenwachsen. Der Pilz ist von April bis August in Deutschland zu finden und fehlt im Untersuchungsgebiet in keinem größeren Gierschbestand (Abb. 21).

***Puccinia phalaridis* Plowr. –
mit Wirtswechsel**

Wirt: Aronstab (*Arum maculatum* L. s. str.) – Rohrglanzgras (*Phalaris arundinacea* L.)

Im Frühjahr werden die Spermogonien und Aecien auf dem Aronstab gebildet, im Sommer wechselt der Pilz dann auf Rohrglanzgras (*Phalaris arundinacea*), um mit Uredien und Telien seinen Entwicklungszyklus zu beenden. Der Befall ist blattoberseits gut durch runde gelbliche Flecken zu erkennen. In diesen sind die Spermogonien in Gruppen als kleine gelbe Punkte zu sehen. Unterseits der Flecken sitzen die orangefarbenen Aecien, welche in kreisförmigen Gruppen zusammenstehen und von einem gelben Hof umgeben sind. Die Pseudoperidie ist hier weit becherförmig und hat einen zerschlitzten Rand. Im zeitigen Frühjahr sieht man häufig erst einen Befall mit Spermogonien, später bilden sich dann die Aecien mit der Pseudoperidie aus. Allein anhand der Spermogonien

ist eine gesicherte Bestimmung nicht möglich, da in diesem Stadium noch eine Verwechslung mit einem *Caeoma* erfolgen könnte. Der Pilz ist in Deutschland auf diesem Wirt von Mitte April bis Juni zu finden (Abb. 22).

***Puccinia sessilis* W. G. Schneid. –
mit Wirtswechsel**

Wirt: Vielblütige Weißwurz (*Polygonatum multiflorum* (L.) All.) – Rohrglanzgras (*Phalaris arundinacea* L.)

Bei dieser Art handelt es sich ebenfalls um einen Pilz, der im Frühjahr seine Spermogonien und Aecien auf der Weißwurz, aber auch auf Maiglöckchen oder der Einbeere bildet. Im Sommer wechselt der Pilz dann auf Rohrglanzgras (*Phalaris arundinacea*) oder Riesen-Schwingel (*Festuca altissima*), um mit Uredien und Telien seinen Entwicklungszyklus zu beenden. Die Spermogonien sind meist beiderseits am Blatt und relativ klein. Die leicht röhrenförmigen Aecien sitzen auf gelblichen Blattflecken von ca. 7 mm Größe auf der Unterseite der Blätter und sind kreisförmig angeordnet. Seltener können die Aecien auch eine becherförmige Gestalt mit umgebogenem weißlichem Rand aufweisen. Die verschiedenen Kleinarten von *Puccinia sessilis* sind nur über den Wirtswechsel

Abb. 22 *Puccinia phalaridis* an *Arum maculatum*





Abb. 23 *Puccinia sessilis* an *Polygonatum multiflorum*

sicher unterscheidbar. Von Mai bis Juni kommt dieser Pilz auf der Vielblütigen Weißwurz vor (Abb. 23).

***Puccinia veronicae* J. Schröt. s.str. – wirtsspezifisch**

Wirt: Berg-Ehrenpreis (*Veronica montana* L.)

Hierbei handelt es sich um einen Rostpilz, der nur auf *Veronica montana* vorkommt und dort seine Entwicklung auf die Ausbildung von Telien verkürzt. Zum Befallsbild zählen blattoberseits kleine braune, oft eingesenkte Flecken. Auf der Blattunterseite dieser Flecken sitzen die kleinen zimtbraunen Telien, welche oft in konzentrischen Kreisen von 1 bis 2 mm



Durchmesser angeordnet sind. Die Lager sind polsterförmig und fest. Der Pilz kommt zwar erst ab Juli vor, kann aber im Frühjahr auf vorjährigen Blättern von *Veronica montana* noch nachgewiesen werden, auf denen er überwintert (Abb. 24).

***Puccinia violae* (Schumach.) DC. s.l. – wirtsspezifisch**

Wirt: Wald-Veilchen (*Viola reichenbachiana* Boreau)

Bei diesem Pilz handelt es sich um einen wirtsspezifischen Rostpilz auf der Gattung *Viola*. Es werden alle vier möglichen und gut sichtbaren Sporenformen ausgebildet. Im Frühjahr bilden sich auf gelblichen Verfärbungen und Schwielen an den

Abb. 24 *Puccinia veronicae* s. str. an *Veronica montana*





Abb. 25 *Puccinia violae* s.l. an *Viola reichenbachiana*

Blättern und Stängeln kleine Spermogonien und schüsselförmige Aecien mit einer weißen Pseudoperidie. Dieser Befall tritt von Mai bis Juni auf. Später im Jahr entstehen an nicht deformierten Blättern kleine zimtfarbene Uredien auf der Blattunterseite, die oberseits durch kleine gelbliche Punkte zu sehen sind. Ab Juli sind blattunterseits zusätzlich dunkelbraune Lager zu sehen, die Telien. Der Pilz kommt häufig in Deutschland vor (Abb. 25).

***Tranzschelia fusca* (Pers.) Dietel – wirtsspezifisch**

Wirt: Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa* L.)

Dieser Rostpilz vollzieht keinen



Wirtswechsel. Da er seine Entwicklung auf die Ausbildung von Spermogonien und Telien beschränkt, handelt es sich hierbei um eine Mikroform. Der Befall ist leicht von oben zu erkennen. Die Pflanzen haben ein mattes Aussehen und sind meist höher und insgesamt schmäler als die umgebenen gesunden Pflanzen. Die Spermogonien sind schwarzbraun und auf beiden Seiten des Blattes zu finden. Die Telien sind jung von der Epidermis überdeckt und brechen recht bald hervor. Sie sind bis zu 1 mm groß, dunkelbraun, kreisrund, pulverig und befinden sich immer auf der Blattunterseite. Der Pilz ist auf diesem Wirt zwischen April und Juni in Deutschland anzutreffen (Abb. 26).

Abb. 26 *Tranzschelia fusca* an *Anemone nemorosa*





Abb. 27 *Uromyces ficariae* an *Ranunculus ficaria*

***Uromyces ficariae* (Schumach.) Lév. – wirtsspezifisch**

Wirt: Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria* L.)

Hierbei handelt es sich um einen Rostpilz ohne Wirtswechsel, der nur auf Scharbockskraut vorkommt. Seine Entwicklung verkürzt er auf die Ausbildung von Telien, in denen auch wenige Uredosporen zu finden sind. Der Befall ist makroskopisch sehr auffällig. Beiderseits der Blätter und auch am Stiel sitzen die oft in Gruppen konzentrisch angeordneten dunkelbraunen Teli- en. Sie sind sehr früh nackt und pulverig. Weiterhin kommt es im Verlauf der Entwicklung oft zu Schwielenbildungen oder



Deformationen der Pflanze. Von April bis Juni ist dieser Pilz zu finden (Abb. 27).

***Uromyces gageae* Beck – wirtsspezifisch**

Wirt: Wald-Goldstern (*Gagea lutea* (L.) Ker Gawl.)

Dieser Pilz auf dem Goldstern vollzieht keinen Wirtswechsel und reduziert seine Entwicklung auf die Ausbildung von Teli- en (Mikroform). Die bis zu 4 mm langen Sporenlager sind dunkelbraun und anfangs blasenförmig von der Epidermis überdeckt. Diese reißt später mit dem Altern der Lager durch einen Längsriss auf, so dass die Teli- en nackt und stäubend vorliegen. Der Befall ist gut zu erkennen, wenn er auf

Abb. 28 *Uromyces gageae* an *Gagea lutea*



den breiten Blättern des Goldsternes sitzt. Wenn er nur auf den fädigen Blättern ausgebildet ist, muss man sehr genau nach ihnen suchen. Eine Verwechslung ist makroskopisch mit einem Brandpilz auf dem Goldstern möglich, seine Lager sind aber schwärzlich. Auf anderen Goldsternarten kommen noch weitere Rostpilzarten in Frage. Der Pilz ist in Deutschland von April bis Juni zu finden. (Abb. 28)

Brandpilze (Ustilaginales) – generell wirtsspezifisch

Sie zählen allgemein zu der seltensten Gruppe der Phytoparasiten. Sie sind meist auf bestimmte Pflanzengattungen spezialisiert. Die Gattung *Entyloma* ist oftmals sehr schwer zu erkennen, da das typische Befallsbild der weißen Flecken im Blattgewebe auch durch Tierfraß zustande kommen kann. Deswegen ist es hier stets hilfreich, ein Blatt gegen die Sonne zu halten. Sind dunkle Flecken zu erkennen, handelt es sich um einen Brandpilz. Ist das nicht der Fall, wird es sich um Tierfraß handeln. Von vielen Brandpilzen sind Anamorphen bekannt, welche in die Gruppe der Hyphomyceten gestellt werden.

Verwechslungsmöglichkeiten: Wie bereits erwähnt, kann es zu Verwechslungen

mit Tierfraß kommen. Auch tierische Gallbildungen sehen dem Befallsbild von Brandpilzen ähnlich, so dass man stets nach Anzeichen von dunklem Sporenpulver suchen sollte. Bei Verdacht kann man die Gallen einfach mit dem Fingernagel anritzen. Weitere Informationen sind bei Scholz & Scholz (1988), Vánky (1994) sowie Klenke & Scholler (in Vorbereitung) zu finden.

Entyloma corydalis de Bary

Wirt: Hohler Lerchensporn (*Corydalis cava* (L.) Schweigg. & Körte)

Es handelt sich hierbei um eine von zwei möglichen *Entyloma*-Arten auf dem Lerchensporn. Als Befallsbild weisen die Blätter kleine rundliche gelblich-weiße Flecken auf, welche beiderseits des Blattes zu sehen und im Durchlicht dunkel sind. Diese Blattflecken sind flach (die Verwechslungsart *Entyloma verruculosum* hat gewölbte Flecken). Im Alter werden die Flecken gräulich und weisen nur noch in der Mitte kleine weiße Stellen auf. Der Pilz befällt oft etwas ältere Pflanzen und wird leicht übersehen. In Deutschland ist dieser Pilz von April bis Mai auf dem Hohlen Lerchensporn zu finden (Abb. 29).

Abb. 29 *Entyloma corydalis* an *Corydalis cava*





Abb. 30 *Entyloma ficariae* an *Ranunculus ficaria*

Entyloma ficariae A. A. Fisch. Waldh.

Wirt: Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria* L.)

Dieser Pilz gehört zu den auffälligen *Entyloma*-Arten, da der Befall meist sehr massiv ist. Die Blätter vom Scharbockskraut weisen bei Befall beiderseits 2 bis 8 mm große runde, gelblich-weiße Flecken auf, welche im Durchlicht dunkel erscheinen. Oftmals kann man auf den Flecken einen weißlichen Rasen erkennen, der von der Anamorphe *Entylomella ficariae* hervorgerufen wird. Im Alter dunkeln die Flächen etwas bräunlich nach. Dieser Pilz kommt von April bis Juni in Deutschland vor und ist einer der häufigsten Brandpilze (Abb. 30).



Urocystis anemones (Pers.) G. Winter

Wirt: Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa* L.)

Dieser Brandpilz zählt zu den auffälligen schwarz stäubenden Arten und kommt auf diversen *Anemone*-Arten vor. Die Sori liegen in aufgetriebenen Blasen oder Schwellen der Pflanze, oft im Stängel- oder Blattnervenbereich. Zuerst sind diese noch von der Epidermis umschlossen und schimmern bleigrau durch. Häufig kommt es in diesem Zustand schon zu einer leichten Deformation der Pflanze. Später reißen diese Blasen auf und geben das schwarze Sporenpulver frei. Von April bis Mai ist dieser Pilz auf *Anemone nemorosa* in Deutschland anzutreffen (Abb. 31).

Abb. 31 *Urocystis anemones* an *Anemone nemorosa*





Abb. 32 *Urocystis ficariae* an *Ranunculus ficaria*

Urocystis ficariae (Liro) Moesz

Wirt: Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria* L.)

Hierbei handelt es sich um einen Brandpilz, der nur auf Scharbockskraut vorkommt. Er bildet an Blattstängeln und Blattspreite blasige Schwielen, die mit schwarzer Sporenmasse gefüllt sind. Im juvenilen Stadium sieht man diese Masse



oftmals leicht bleifarben durchscheinen. Mit dem Altern reißen die Blasen auf und geben das schwarze Sporenpulver frei. Das kann sowohl oberseits als auch unterseits der Pflanzenteile geschehen. Der Pilz kommt von April bis Mai vor. In seinem juvenilen Stadium kann er leicht übersehen werden (Abb. 32).

Diskussion

Bei der pilzsoziologischen Aufnahme konnten insgesamt 28 verschiedene Pilz-Wirt-Kombinationen im Untersuchungsgebiet nachgewiesen werden. Die Anzahl der phytoparasitischen Kleinpilze setzte sich wie folgt zusammen: 11 Falsche Mehltaupilze, 12 Rostpilze und 4 Brandpilze. Vier weitere phytoparasitische Kleinpilze wurden außerhalb der abgesteckten Teilflächen gefunden. In dem Gebiet kamen noch weitere Kleinpilze vor, wie z. B. *Podosphaera aphanis* auf Echter Nelkenwurz (*Geum urbanum*), *Synchytrium anemones* auf Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) und *Septoria aegopodii* auf Giersch (*Aegopodium podagraria*). Auf sie wird hier nicht näher eingegangen, weil sie zu schwierigen Pilzgruppen gehören, bei denen die Funde

meist mikroskopiert werden müssen oder weil ihr Hauptfruktifikationszeitpunkt in den Herbstmonaten liegt.

Im phänologischen Auftreten zeigten einige der Pilze Unterschiede (s. Abb. 4). *Tranzschelia fusca* oder *Plasmoverna pygmaea*, die auf Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) wachsen, sind in den Flächen die typischen Vertreter von Pilzen an Frühblühern. Der Befall dieser Pflanzen war zum Anfang der Untersuchungsperiode, Mitte April, bei dem Rostpilz auf dem Busch-Windröschen nur gering ausgeprägt. Das entspricht ungefähr dem typischen Verlauf einer Infektion mit einem Phytoparasiten. Die Nächte davor waren Taunächte, so dass morgens die Blätter noch lange mit Wasser benetzt waren.

Dieses benötigen die Sporen, um darin ihre Keimhyphen auszubilden, die Pflanze zu penetrieren und letztendlich dann zu infizieren. Hier stellt sich ein Problem beim Notieren des Befalls heraus. Man zählt die Pflanzen, welche die typischen Sporenlager der Pilze zeigen. Doch wenn diese auftreten, ist die Pflanze meist schon 10 bis 14 Tage vorher infiziert worden (Gäumann 1951). Es wird hier also dargestellt, wann ein Pilz auf einer Pflanze fruktifiziert, und nicht, wann er sie infiziert. Die Witterung war kurz vor dem 19.04.2011 sehr feucht. Die maximale relative Luftfeuchtigkeit betrug zwischen 92% und 97% (www.wetter.com). Der Einbruch von sowohl Feuchtigkeit als auch Temperatur um den 03.05.2011 herum können kaum Einfluss auf die Pilze gehabt haben, weil die meisten von ihnen zu diesem Zeitpunkt vermutlich ihre Wirte schon infiziert hatten. Die Temperaturen waren morgens für das Pilzwachstum optimal. Im Laufe der nächsten zwei bis drei Wochen stieg der Befall stark an, vor allem in den Flächen, in denen viele Exemplare des potentiellen Wirtes eng beieinander standen. Das könnte damit zusammenhängen, dass es sich hierbei um eine Infektionskrankheit handelt und dass, sobald der Pilz auf der einen Pflanze sporuliert, auch andere Pflanzen mit den Sporen infiziert werden können (Gäumann 1951). Auch ein starker Regenguss kann die Verbreitung fördern, da Sporen durch die Regentropfen weiter verbreitet werden können. Ein Eindringen der Sporen wird meist zusätzlich erleichtert, da es durch den Regen auch zu Verletzungen des Gewebes kommen kann (Gäumann 1951). In den letzten ein bis zwei Wochen im Mai kam es dann wieder zu einer Befallsminderung (s. Abb. 4). Das könnte damit zusammenhängen, dass Frühjahrsgeophyten ab einem gewissen Zeitpunkt einziehen, d.h. sie lagern alle

Nährstoffe in ihre Überdauerungsorgane wie Rhizome, Zwiebeln oder Wurzeln ein, die oberirdischen Teile der Pflanze sterben dann ab. Dadurch wird auch dem Pilz, der biotroph ist, die Nahrungsgrundlage entzogen, er stirbt bis auf die Sporen ebenfalls ab. Um den 17.05.2011 herum lagen die Höchsttemperaturen bei 23 °C. Das könnte auch das schnellere Vergehen der Frühjahrsgeophyten aufgrund von Trockenheit begünstigt haben (www.wetter.com). Damit eine Infektion im nächsten Jahr erleichtert wird, bilden die meisten Pilze sog. Dauerstadien aus, wie z. B. bei den Falschen Mehltaupilzen die Oosporen. Diese haben eine besonders dicke Zellwand und überwintern in den unterirdischen Organen der Pflanzen oder im Boden. So wird eine erneute Infektion im nächsten Frühjahr gewährleistet (Gäumann 1951). Der Rückgang der Befallsstärke könnte also damit zusammenhängen, dass zu diesem Zeitpunkt schon einige Pflanzen der Population eingezogen haben. Beim Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) waren am 17.05.2011 z. B. schon zwei Drittel des gesamten Bestandes abgestorben, beim Hohlen Lerchensporn (*Corydalis cava*) war dies schon eine Woche vorher am 10.05.2011 der Fall. In der letzten Untersuchungswoche waren die meisten Geophyten nur noch als braune vertrocknete Reste auf dem Waldboden zu sehen.

Beim Notieren der Pilze in Bezug auf den phänologischen Aspekt darf nicht außer Acht gelassen werden, dass mit zunehmendem Alterungsprozess der Pflanzen der Pilz immer schwieriger zu erkennen ist. Auch phytoparasitische Pilze unterliegen einem Alterungsprozess. Der sonst helle Rasen der Falschen Mehltaupilze wird mit dem Alter bräunlich, und die Aecien der Rostpilze werden, je älter sie sind, zunehmend von Schnecken und anderen Tieren gefressen. Nur die dunklen Brandpilze

brechen im Alter unter der Epidermis hervor und sind dann optimal zu sehen. Wie man anhand der Abb. 4 sehen kann, wurden einige Pilze wie z. B. *Plasmoverna pygmaea* auf dem Busch-Windröschen (*Anemone nemorosa*) in den Untersuchungsflächen bereits mit einer hohen Befallsstärke am ersten Untersuchungstag notiert. Leider konnte der Befallsverlauf hier nicht von Anfang an verfolgt werden, da dafür der Untersuchungsbeginn zu spät angesetzt war. Auch hier könnte sich das feucht-warme Wetter der vorhergehenden Wochen im April günstig auf das Wachstum der Pilze ausgewirkt haben. Der Startpunkt der Analyse wurde auf eigene Erfahrungswerte aus dem letzten Jahr aufgebaut, in welchem die Autorin mehrere private Exkursionen hinsichtlich phytoparasitischer Kleinpilze im Frühjahr unternommen hat. 2010 war der April weniger nass und vor allem viel kühler. Wie man anhand der Abb. 4 sehen kann, gab es immer wieder Ausnahmen von dem typischen Befallsablauf mit einem Phytoparasiten. Sowohl der Rostpilz *Melampsora magnusiana* als auch der Brandpilz *Entyloma corydalis* auf dem Hohlen Lerchensporn (*Corydalis cava*) konnten nur in einem kurzen Zeitfenster von zwei Wochen beobachtet werden. Weder vorher noch nachher waren Anzeichen einer Lagerbildung zu erkennen. Das Auftreten von *Melampsora magnusiana* in den Flächen 1, 2 und 7 war allerdings stark an das Vorkommen

der Zitter-Pappel (*Populus tremula*) auf der anderen Seite des Weges bei Heiligers Brunnen gebunden. Da es sich hierbei um einen wirtswechselnden Rostpilz handelt, wird dieser Pilz auch nur auftreten, wenn der Wechelpartner in der Nähe steht. Während in den Flächen 1 und 2 in unmittelbarer Nähe der Pappel der Befall stark ausgeprägt war, zeigten sich in Fläche 7 nur zwei Triebe mit befallenen Blättern. Das bedeutet, dass die Befallshäufigkeit und Intensität mit zunehmendem Abstand zum Wirt sinkt (Gäumann 1951).

Es haben noch weitere ökologische Faktoren einen mehr oder weniger starken Einfluss auf das Vorkommen von verschiedenen phytoparasitischen Kleinpilzen.

So schreibt Agrios (2005), dass die Erhöhung der Turgeszenz durch viel Wasseraufnahme Pflanzen anfälliger macht für gewisse Pilze. Doch darf nicht außer Acht gelassen werden, dass verschiedene Pflanzenindividuen unterschiedliche genetische Prädispositionen aufweisen können. So kann es sein, dass zwei Pflanzen derselben Art nebeneinander stehen und die eine befallen ist, die andere nicht, weil eine Pflanze aufgrund ihrer genetischen Prädisposition quasi immun gegen den Erreger ist. Auch hohe Stickstoffwerte im Boden sollen einen Befall fördern, da durch die Stickstoff-Einlagerungen das Gewebe weicher wird und der Pilz leichter eindringen kann (Gäumann 1951).

Schlussbetrachtung

Die Untersuchungen haben gezeigt, dass das Gebiet um Heiligers Brunnen eine hohe Artenvielfalt an phytoparasitischen Kleinpilzen aufweist. Die Methode der pilzsoziologischen Aufnahme eignet sich gut, um den phänologischen Aspekt der einzelnen

Pilze darzustellen. Weiterhin hat sie gezeigt, dass es wichtig ist, eine Fläche mehrmals aufzusuchen, da gewisse Pilze später im Frühjahr erscheinen oder wie der Rostpilz auf dem Hohlen Lerchensporn nur für einen kurzen Zeitraum gut entwickelt ist.

Dank

An dieser Stelle möchte ich mich besonders bei Herrn Prof. Dr. Hansjörg Küster bedanken, der mich während dieser Arbeit betreut und unterstützt hat. Außerdem danke ich herzlich Herrn Klaus Wöldecke, der mir immer mit Rat und Tat zu Seite stand. Auch meine Schwester Cathrin, die mir bei der Korrektur half, ist hier zu erwähnen. Herrn Friedemann Klenke

und Herrn Dr. Markus Scholler möchte ich herzlich für die Möglichkeit der Benutzung ihres Manuskriptes danken. Nicht zuletzt möchte ich mich auch bei meiner Familie, meinen Freunden und Bekannten bedanken, denn ohne ihre Unterstützung wären mein Studium und diese Arbeit nicht möglich gewesen.

Literatur

- Agrios, George N. (2005): Plant Pathology. – New York.
- Börner, Horst (2009): Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz. – Heidelberg.
- Brandenburger, Wolfgang (1982): Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. – Stuttgart.
- Braun, Uwe (1995): The Powdery mildews (Erysiphales) of Europe. – Stuttgart.
- Dierschke, Hartmut (1994): Pflanzensoziologie. Grundlagen und Methoden. – Stuttgart.
- Ellis, Martin B.; Ellis, J. Pamela (1997): Microfungi on Land Plants: An Identification Handbook. – Berkshire.
- Elstner, Erich F.; Oßwald, W.; Schneider, I. (1996): Phytopathologie. Allgemeine und biochemische Grundlagen. – Heidelberg.
- Engelke, C. (1930): Beiträge zur hannoverschen Pilzflora. I. Teil. – Jahresberichte der Naturhistorischen Gesellschaft Hannover, 75 – 80: 1 – 36; Hannover.
- Engelke, K. (1947): Beiträge zur hannoverschen Pilzflora. II. Teil. – Jahresberichte der Naturhistorischen Gesellschaft Hannover, 94 – 98: 83 – 102; Hannover.
- Garve, Eckhard (2004): Rote Liste und Florenliste der Farn- und Blütenpflanzen in Niedersachsen und Bremen, 5. Fassung vom 01.03.2004. – Informationsdienst Naturschutz Niedersachsen, 1: 1 – 76; Hannover.
- Gäumann, Ernst (1951): Pflanzliche Infektionslehre. Lehrbuch der Allgemeinen Pflanzenpathologie für Biologen, Landwirte, Förster und Pflanzenzüchter. – Basel.
- Gäumann, Ernst (1959): Die Rostpilze Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. – Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz, XII; Bern.
- Haeupler, Henning; Wöldecke, Klaus (1971): Die Gefäßpflanzenflora der Eilenriede und ihre pflanzengeographische Stellung in Niedersachsen. – Beihefte zu den Berichten der Naturhistorischen Gesellschaft Hannover, 7: 129 – 138; Hannover.
- Härdtle, Werner; Ewald, Jörg; Hölzel, Norbert (2004): Wälder des Tieflandes und der Mittelgebirge. – Stuttgart.
- Hock, Berthold; Elstner, Erich F. (Hrsg.) (1995): Schadwirkung auf Pflanzen. Lehrbuch der Pflanzentoxikologie. – Heidelberg.
- Klenke, Friedemann (1998): Sammel- und Bestimmungshilfen für phytoparasitische Kleinpilze in Sachsen. – Berichte der Arbeitsgemeinschaft Sächsischer Botaniker, Neue Folge, 16: 1 – 256; Sachsen.
- Klenke, Friedemann; Scholler, Markus (in Vorbereitung): Parasitäre Kleinpilze an Gefäßpflanzen sammeln und bestimmen. Exkursionsflora für Deutschland, Österreich und die Schweiz für Brand-, Rost-, Mehltau- und andere phytoparasitäre Kleinpilze.
- Loeffler, Wolfgang; Müller, Emil (1982): Mykologie. Grundriß für Naturwissenschaftler und Mediziner. – Stuttgart.
- Lohmeyer, Wilhelm (1950): Die Pflanzengesellschaften der Eilenriede bei Hannover. – Berichte der Naturhistorischen Gesellschaft Hannover, 99 – 101: 78 – 145; Hannover.

- Prell, Hermann H. (1996): Interaktion von Pflanzen und phytopathogenen Pilzen. Parasitierung und Resistenz, Genetik und molekulare Phytopathologie. – Jena.
- Scherler, P. C.; Tiedemann, O. (1971): Das Grundwasser in der Eilenriede und deren Umgebung. – Beihefte zu den Berichten der Naturhistorischen Gesellschaft Hannover, 7: 111–119; Hannover.
- Scholler, Markus (1996): Die Erysiphales, Pucciniales und Ustilaginales der Vorpommerschen Boddenlandschaft. – Regensburger Mykologische Schriften, 6: 1–325; Regensburg.
- Scholz, Hildemar; Scholz, Ilse (1988): Die Brandpilze Deutschlands (Ustilaginales). – Englera, 8: 1–691; Berlin.
- Ványi, Kalman (1994): European Smut Fungi. – Stuttgart.

Karten:

- Landeshauptstadt Hannover, Bereich Geoinformation (Hrsg.): Stadtkarte Hannover 1:1000. Kirchröder Straße/Eilenriede: Kirchrode-West 1–3 und Osterfeld 13–15. – Hannover.

Internet:

- [www.brd.pilzkartierung.de:](http://www.brd.pilzkartierung.de/)
<http://brd.pilzkartierung.de/>
 [Stand: 10.06.2011].
- [www.dyn2.hannover.de:](http://www.dyn2.hannover.de/)
http://dyn2.hannover.de/data/download/umwelt_bauen/umw_gruen_LHH/Brosch_Eilenriede.pdf [Stand: 30.05.2011].
- [www.wetter.com:](http://www.wetter.com/)
http://www.wetter.com/wetter_aktuell/rueckblick/?id=DE0004160&prev=3days
 [Stand: 10.06.2011].

Arbeit eingereicht: 21.04.2012

Arbeit angenommen: 09.10.2012

Anschrift der Verfasserin:

Julia Kruse
 Ringstraße 41
 24360 Barkelsby



Wie alles anfang ...

Die frühen Jahre der NGH

Wer waren die Gründer der Naturhistorischen Gesellschaft Hannover, welche Schwierigkeiten der Literaturbeschaffung mussten an der Wende zum 19. Jahrhundert bewältigt werden, worüber wurde in den ersten Vorträgen referiert?

Der 210. Geburtstag im Jahre 2007 ist ein willkommener Anlass, sich mit den frühen Jahren der NGH zu beschäftigen. Das gelingt Prof. Joachim Knoll, dem ehemaligen langjährigen Leiter der NGH, mit der ihm eigenen Vorliebe für historische Zusammenhänge hervorragend und unterhaltsam.

48 S., Preis 5,00 €

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Naturhistorica - Berichte der Naturhistorischen Gesellschaft Hannover](#)

Jahr/Year: 2011

Band/Volume: [153](#)

Autor(en)/Author(s): Kruse Julia

Artikel/Article: [Phytoparasitische Kleinpilze in geophytenreichen Pflanzenbeständen im Stadtwald Eilenriede, Hannover 117-152](#)