Aus dem Institut für Obst-, Gemüse- und Weinbau
Fachgebiet Weinbau
der Universität Hohenheim
Prof. Dr. Blaich

in Zusammenarbeit mit der
Staatlichen Lehr- und Forschungsanstalt für Landwirtschaft,
Weinbau und Gartenbau, Neustadt/Weinstraße
Fachbereich Phytomedizin

Untersuchungen zur Abundanz der Reblaus (*Dactylosphaera vitifolii* Shimer) und zur Nodositätenbildung in Abhängigkeit von Umweltfaktoren

Dissertation
zur Erlangung des Grades eines Doktors
der Agrarwissenschaften
vorgelegt
der Fakultät III - Agrarwissenschaften I
(Pflanzenproduktion und Landschaftsökologie)
der Universität Hohenheim

von

Andreas Kopf

Diplom-Agraringenieur
aus Landau in der Pfalz

2000

Die vorliegende Arbeit wurde am 29.06.2000 von der Fakultät III – Agrarwissenschaften I – (Pflanzenproduktion und Landschaftsökologie) der Universität Hohenheim als „Dissertation zur Erlangung des Grades eines Doktors der Agrarwissenschaften“ angenommen.

Tag der mündlichen Prüfung:	26.07.2000
Dekan:	Prof. Dr. Kaupenjohann
Berichterstatter, 1. Prüfer:	Prof. Dr. Blaich
Mitberichterstatter, 2. Prüfer:	Prof. Dr. Zebitz
3. Prüfer:	Prof. Dr. Römheld

Für Susanne

Die vorliegende Arbeit wurde im Fachbereich Phytomedizin der Staatlichen Lehr- und Forschungsanstalt für Landwirtschaft, Weinbau und Gartenbau (SLFA) in Neustadt/Weinstraße unter der Leitung von Dr. F. Louis und Betreuung durch Dr. A. Schropp in Zusammenarbeit mit dem Institut für Obst-, Gemüse- und Weinbau, Universität Hohenheim unter der Leitung von Prof. Dr. R. Blaich angefertigt.

Inhaltsverzeichnis

A	**Allgemeiner Teil**	**1**
1	**Allgemeine Einleitung und Zielsetzung**	**1**
2	**Material und Methoden**	**9**
2.1	**Versuchsaufbau**	**9**
2.1.1	Pflanzenmaterial	9
2.1.2	Pflanzenpflege	9
2.1.3	Reblausmaterial	10
2.1.4	Inokulation von Reblauseiern	12
2.2	**Versuchsauswertung**	**13**
2.2.1	Ernte und Aufbereitung des Pflanzenmaterials	14
2.2.2	Bestimmung der Nodositätenquantität und -qualität	14
2.2.3	Bestimmung der Sproß- und Wurzeltrockenmasse	15
2.2.4	Bestimmung der Wurzellänge	16
2.2.5	Statistische Auswertung	16
B	**Spezieller Teil**	**17**
3	**Rebe-Reblaus-Interaktionen im Freiland**	**17**
3.1	**Einleitung**	**17**
3.2	**Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung**	**19**
3.2.1	Häufigkeit reblausbefallener Unterlagenaustriebe in der Pfalz	19
3.2.2	Wechselwirkung zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und einer Ertragsanlage	20
3.2.2.1	Bestimmung des Gallicolenbefalls	21
3.2.2.2	Bestimmung des Radicicolenbefalls	21
3.2.2.3	Erfassung der Flug- und Verdriftungsrichtung von Sexuparen	22

3.3 Ergebnisse 25

3.3.1 Häufigkeit von reblausbefallenen Unterlagenaustrieben in der Pfalz 25

3.3.2 Wechselwirkung zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und einer Ertragsanlage 26

3.3.2.1 Gallicolenbefall 26
3.3.2.2 Radicicolenbefall 28
3.3.2.3 Flug- und Verdriftungsrichtung der Sexuparen 30

3.4 Diskussion 32

4 Rebe-Reblaus-Interaktionen unter definierten Umweltbedingungen 39

4.1 Einleitung 39

4.2 Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung 41

4.2.1 Untersuchungen im dualen aseptischen in vitro System zur Aggressivität von Rebläusen verschiedener Herkünfte gegenüber unterschiedlichen Rebsorten 41

4.2.1.1 Versuchsgefäß 41
4.2.1.2 Nährmedium 42
4.2.1.3 Pflanzenmaterial 42
4.2.1.4 Sterilisation und Inokulation der Reblauseier 43
4.2.1.5 Versuchsbonituren 43
4.2.1.5.1 Wachstumsparameter der Reben 43
4.2.1.5.2 Fitneß und Populationsdynamik der Rebläuse 44
4.2.1.5.3 Schadsymptome an den Rebwurzeln 45
4.2.1.6 Versuchsumfang 45

4.3 Ergebnisse 46

4.3.1 Wachstum der Reben 46
4.3.2 Fitneß und Populationsdynamik der Rebläuse 46
4.3.3 Schadsymptome 48

4.4 Diskussion 49

5 Einfluß der Bodenart auf die Rebe-Reblaus-Interaktionen 53

5.1 Einleitung 53

5.2 Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung 54

5.2.1 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in 5 l-Gefäßen 54

5.2.2 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in Schrägwandgefäßen 55

5.3 Ergebnisse 57

5.3.1 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in 5 l-Gefäßen 57

5.3.2 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in Schrägwandgefäßen 58

5.4 Diskussion 61

6 Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Rebe-Reblaus-Interaktionen 64

6.1 Einleitung 64

6.2 Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung 65

6.2.1 Einfluß der Stickstoffdüngung vor und nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen 65

6.2.2 Einfluß einer einmaligen, geringen Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen 66

6.2.2.1 Analyse des Gesamtstickstoffs 67
6.2.2.2 Analyse der N_{min}-Gehalte 68
6.2.2.3 Analyse der Salzkonzentration 68

6.2.3 Einfluß der Substratfeuchte und ein- bzw. zweimaliger Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen 69

6.2.3.1 Bestimmung der Substratfeuchte 69

6.2.4	Einfluß des Stickstoffstatus von Grünstecklingen auf die Nodositätenbildung	71
6.2.5	Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung an Pfropfreben in einer Ertragsanlage	72
6.2.6	Einfluß unterschiedlicher Stickstoffkonzentrationen auf die Schlupfrate von Radicicoleneiern	75
6.3	**Ergebnisse**	**76**
6.3.1	Einfluß der Stickstoffdüngung vor und nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen	76
6.3.2	Einfluß einer einmaligen, geringen Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen	77
6.3.3	Einfluß der Substratfeuchte und ein- bzw. zweimaliger Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen	79
6.3.4	Einfluß des Stickstoffstatus von Grünstecklingen auf die Nodositätenbildung	82
6.3.5	Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung an Pfropfreben in einer Ertragsanlage	83
6.3.6	Einfluß unterschiedlicher Stickstoffkonzentrationen auf die Schlupfrate von Radicicoleneiern	86
6.4	**Diskussion**	**87**
C	**Zusammenfassender Teil**	**94**
7	**Allgemeine Diskussion und Schlußfolgerungen**	**94**
8	**Zusammenfassung**	**100**
D	**Anhang**	**103**
E	**Literaturverzeichnis**	**116**

A Allgemeiner Teil

1 Allgemeine Einleitung und Zielsetzung

Die Reblaus wurde 1855 erstmals von dem Entomologen Asa Fitch als unbedeutendes Insekt beschrieben, das an nordamerikanischen Wildreben parasitiert (SCHAEFER 1978). Seit der ersten Erwähnung der Reblaus änderte sich die Nomenklatur mehrmals und damit auch ihre Bezeichnung (STELLWAAG 1928; RUSSELL 1974). Nach der Einschleppung der Reblaus von Nordamerika nach Europa Mitte des 19. Jahrhunderts befiel sie Wurzeln europäischer Kulturreben (*Vitis vinifera* L.) und zerstörte große Teile der europäischen Rebfläche (SEELIGER 1933), da die europäischen Kulturreben keine Abwehrmechanismen gegen ihren Angriff aufwiesen. Aufgrund ihres vielgestaltigen Entwicklungszyklusses, ihrer hohen Reproduktionsrate, ihrer Schadwirkung an Reben sowie ihrer aktiven und passiven Verbreitung gehört sie zu den wirtschaftlich bedeutendsten Rebschädlingen und kommt weltweit nahezu in allen Weinbaugebieten vor .

Die Reblaus (*Dactylosphaera vitifolii* Shimer), ein Insekt der Ordnung Pflanzenläuse (*Homoptera*), Unterordnung Blattläuse (*Aphidina*), gehört zur Familie der Zwergläuse (*Phylloxeridae*) (SHIMER 1867). Das Insekt ist ein oviparer, monözischer Parenchymsauger und unterscheidet sich von anderen Familien der Unterordnung *Aphidina* durch die Rückbildung des Afters und das Fehlen von Siphonen. Dadurch ist die Bildung von Honigtau ausgeschlossen. Die Reblaus ist zur Gallenbildung an Wirtspflanzen befähigt. Der Entwicklungszyklus der Reblaus umfaßt parthenogenetische und sexuelle Generationen, mit einem Wirtswechsel zwischen Sproß und Wurzel der Rebe. In Abbildung 1.1 ist der holozyklische Entwicklungszyklus der Reblaus dargestellt. Im folgenden Text beziehen sich die Ziffern in Klammern auf die Abbildung 1.1 und weisen auf die einzelnen Entwicklungsstadien hin.

Unterirdisch leben weibliche Wurzelläuse, die Radicicolen (1 - 4), die sich parthenogenetisch fortpflanzen und bis zu 600 Eier pro Weibchen legen können. Die Radicicolen stechen Rebwurzeln an und saugen an diesen. Bei Anstich meristematischer Wurzelspitzen bilden sich Gewebewucherungen in Form von Gallen, die Nodositäten. An älteren verholzten Wurzeln entstehen nach Anstich Anschwellungen, die als Tuberositäten bezeichnet werden. Unter deutschen

Klimaverhältnissen beschränkt sich die Vermehrung der Radicicolen auf vier bis sechs Generationen pro Jahr. Jungläuse der letzten Generation, die Hiemalen (4) bilden die Überwinterungsform. Gegen Ende des Hochsommers treten unter den Radicicolen Larven mit Flügelanlagen auf, die Nymphen (5). Diese verlassen den Boden und entwickeln sich nach ihrer letzten Häutung zu geflügelten Rebläusen, den Sexuparen (6): Gynoparen und Androparen. An mehrjährigem Holz von Reben mit amerikanischem Erbgut legen sie verschieden große Eier ab (7 - 8). Aus den größeren Eiern schlüpfen die weiblichen (9), aus den kleineren die männlichen Larven (10). Die Geschlechtstiere (11 - 12), die Sexualen verfügen über kein Rostrum und sind daher nicht zur Nahrungsaufnahme befähigt. Nach der Kopulation legt das Weibchen (11) ein einziges Winterei (13) in die Ritzen des zwei- bis dreijährigen Holzes von Reben mit amerikanischem Erbgut. Aus diesem Winterei geht im darauffolgenden Frühjahr die Maigallenlaus, die Fundatrix (14 - 15), hervor. Durch den Anstich von meristematischen Blättern von Reben mit amerikanischem Erbgut induziert die Fundatrix die Maigalle, in die sie Eier (16) ablegt, aus denen Blattrebläuse, die Gallicolen (17) schlüpfen. Unter deutschen Klimaverhältnissen vermehren sich die Gallicolen (18 - 20) parthenogenetisch in sechs bis acht Generationen pro Jahr und rufen Blattgallen an jungen Blättern hervor. Im Laufe der oberirdischen Generationsfolge können Blattrebläuse zur Rebwurzel abwandern. Andererseits besteht die Möglichkeit, daß sich aus Eiern der Radicicolen Gallicolen entwickeln, die oberirdische Sproßteile besiedeln.

Die Reblaus befällt Reben der Gattung *Euvitis* sowie *Muscadinia rotundifolia* (BOUBALS 1966), wobei die Reaktionen zwischen den Rebarten differieren. Unterschieden wird zwischen Rebarten, die sowohl Blatt- als auch Wurzelgallen bilden, Arten, die Wurzelgallen, jedoch keine Blattgallen bilden sowie Arten, die Blattgallen, aber keine Wurzelgallen bilden. Die Gruppe der resistenten Rebarten bildet weder Blatt- noch Wurzelgallen (WAPSHERE und HELM 1987).

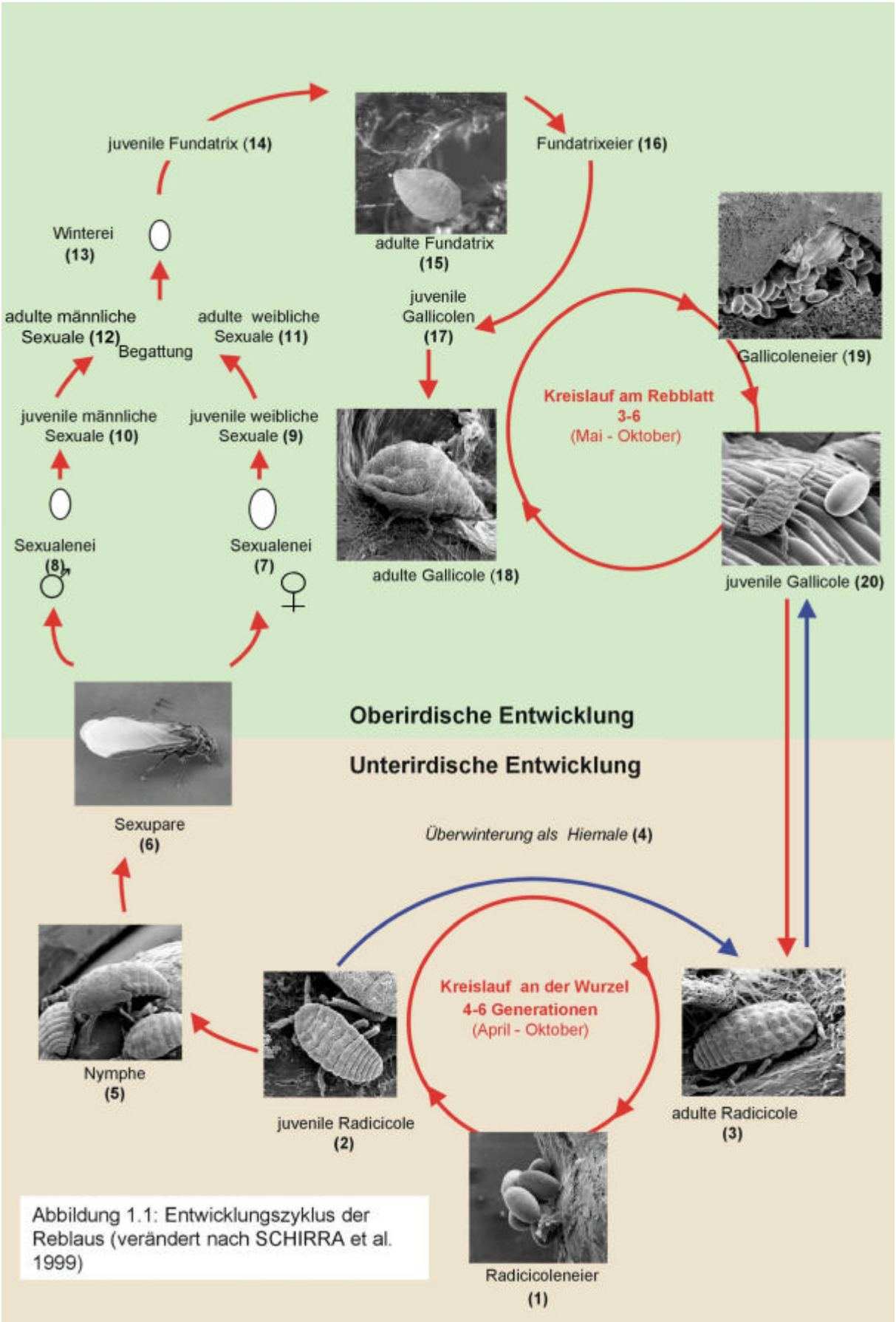


Abbildung 1.1: Entwicklungszyklus der Reblaus (verändert nach SCHIRRA et al. 1999)

Die Begriffe Resistenz und Toleranz von *Vitis*-Arten und -sorten werden in der Arbeit entsprechend den von DE PONTI (1977) getroffenen Definitionen verwendet. Danach liegen zwei grundlegend unterschiedliche Mechanismen vor, wie Pflanzen auf einen parasitären Befall reagieren können. Bei der Resistenz verfügt die Pflanze über einen genetischen Anlagenkomplex, Befall und Besiedlung des Parasiten zu verhindern oder zu reduzieren. Die Toleranz beschreibt lediglich die Fähigkeit einer Pflanze, den Befall eines Parasiten ohne Beeinträchtigung ihrer Leistungsfähigkeit zu überstehen.

Es wurde schnell erkannt, daß die Reblaus trotz der Durchführung von Quarantäne- und Bekämpfungsmaßnahmen wie z.B. der Überflutung von Rebflächen und der Bodenentseuchung mit Insektiziden in Europa nicht auszurotten war. Mit dem Pfropfrebenanbau bot sich eine Möglichkeit, die Toleranz bzw. Resistenz von verschiedenen *Vitis*-Arten und -Sorten zu nutzen und ein biotechnisches Verfahren zur Eindämmung der Reblausproblematik einzusetzen. Pfropfreben werden durch Pfropfung von Rebholz zweier unterschiedlicher Genotypen gewonnen. Das Edelreis, das von einer *V. vinifera*-Sorte stammt und eine hohe Toleranz gegenüber den Gallicolen aufweist, bildet den Sproß (Hyperbiont). Als Unterlage (Hypobiont) werden Kreuzungen der amerikanischen Wildarten *V. berlandieri, V. riparia* und *V. rupestris* verwendet, die tolerant gegenüber dem Befall der Radicicolen reagieren. Unterlagensorten aus Kreuzungen zwischen amerikanischen Wildarten und europäischen Edelreissorten (*V. vinifera sp.*), reagieren nicht ausreichend tolerant auf Reblausbefall und werden aufgrund ihrer großen Reblausanfälligkeit nicht mehr als Unterlagen für Wiederbepflanzungen von Rebflächen empfohlen (SCHMID et al. 1998). Reblausanfällige *V. vinifera*-Sorten und Kreuzungen zwischen *V. vinifera*-Sorten und amerikanischen Wildarten reagieren auf Reblausbefall mit Gewebewucherungen in Form von Nodositäten und Tuberositäten. Diese Anschwellungen können nach Sekundärbefall mit Pilzen in Fäulnis übergehen und zum Absterben der Wurzeln führen (GRANETT et al. 1998). Dadurch reduziert sich die Wurzelmasse erheblich. Die Rebe reagiert mit Kümmerwuchs, im Extremfall kann sie aufgrund der verminderten Nährstoff- und Wasseraufnahme absterben. Reblaustolerante Unterlagensorten bilden im Unterschied zu anfälligen Rebsorten unterhalb einer Tuberosität mehrere Lagen eines verkorkten Wundperiderms aus. Damit ist das Eindringen der Fäulnis in das zentrale Gefäßsystem der Wurzel unterbunden. Bei anfälligen Sorten fehlt das Wundperiderm oder ist lückenhaft.

Nodositäten bilden sich auch bei reblaustoleranten Unterlagensorten. Pfropfrebenbestände sind deshalb nicht immer reblausfrei, sondern können hohe Populationsdichten von Rebläusen aufweisen (HERRMANN 1995; RÜHL 1995; SCHULZE und LIPPS 1996; HERRMANN und HERRMANN 1997; SOPP et al. 1997; SOPP et al. 1998). PRESSER et al. (1993) vermuten, daß hohe Reblausdichten an Nodositäten Wachstumsdepressionen bei reblaustoleranten Unterlagensorten bewirken können. Die derzeit einzige klassifizierte reblausresistente Unterlagensorte ist die Sorte Börner, eine Kreuzung aus *V. riparia* x *V. cinerea* Arnold (BECKER 1989). Nach Reblausanstich der Wurzel bilden sich Nekrosen, Gewebewuchererungen unterbleiben.

Ziel dieser Arbeit ist es, die komplexen Interaktionen zwischen Rebe und Reblaus im Hinblick auf die Abundanz und Dispersion von Rebläusen im Freiland, das Vorkommen von Reblausbiotypen, die Reblauswiderstandsfähigkeit von Unterlagensorten und den Einfluß von Umweltfaktoren zu untersuchen. In Abbildung 1.2 sind die Untersuchungsschwerpunkte dieser Arbeit sowie die verwendeten Methoden und Versuche dargestellt. Zur Erfassung der Reblausbefallsstärke wurden die Gallenquantität und -qualität als Parameter herangezogen, da sich die Reblaus nur auf solchen pflanzlichen Geweben entwickeln und fortpflanzen kann, auf denen die Injektion ihres Speichels die Bildung einer Galle verursacht. Gallen an Wurzelspitzen, die Nodositäten, und Blattgallen wurden zur Beurteilung der Interaktionen herangezogen.

Die Rebe-Reblaus-Interaktionen können stark variieren. Als beeinflussende Größen wirken Wirtspflanze, Reblausbiotyp und abiotische Umweltfaktoren (GRANETT et al. 1983). Einige Autoren machen darauf aufmerksam, daß vermehrt Unterlagenaustriebe an Pfropfreben vorkommen und somit die Verbreitung und Populationsdichte der Reblaus in den Weinbaugebieten steigt (HELLER und JÖRGER 1993; SCHLAMP 1997; SOPP et al. 1997). An den Wurzeln von reblausanfälligen und -toleranten Unterlagensorten kann sich die Reblaus nur anholozyklisch vermehren. Die holozyklische Entwicklung wird erst dann möglich, wenn geeignete klimatische Bedingungen gegeben und blattanfällige Rebsorten vorhanden sind (STELLWAAG 1928). Diese Vermehrung kann an einem Phänotyp oder durch den „Wirtswechsel“ zwischen Wurzel und Sproß zweier Phänotypen stattfinden. Bei unsachgemäßem Pfropfrebenanbau ist die Möglichkeit gegeben, daß

die Unterlage austreibt. Die Blätter der Unterlagenaustriebe sind stark anfällig für Gallicole.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde das Vorkommen von reblausbefallenen Unterlagenaustrieben in der Pfalz und die Wechselwirkungen zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und benachbarten Weinbergen bezüglich der Abundanz, dem Vorkommen und der Verbreitung verschiedener Reblausentwicklungsstadien untersucht.

Bei holozyklischer Entwicklung der Reblaus ist infolge der sexuellen Fortpflanzung die Möglichkeit von genetischen Neukombinationen und damit die Bildung aggressiverer Biotypen bzw. Rassen gegeben (SCHRUFT 1992; PRESSER et al. 1993; BOUBALS 1994). Unter der Aggressivität wird die Fähigkeit eines Organismus verstanden, eine Pflanze zu befallen, anzugreifen, ihren Widerstand zu überwinden, sie für ihre Ernährungszwecke zu nutzen und sich auf ihr zu vermehren (SCHAEFER und TISCHLER 1983). In verschiedenen weinbautreibenden Ländern wird von der Bildung neuer Reblausbiotypen berichtet. Dabei beschreibt der Begriff Biotyp genetisch homogene Gruppen von Individuen, die sich physiologisch von anderen Biotypen derselben Art unterscheiden (SCHAEFER und TISCHLER 1983). Zur Differenzierung von Reblausbiotypen wurden Untersuchungen zu genetischen Unterschieden (LIN und WALKER 1996; CORRIE et al. 1997, FORNECK et al. 1998) und zum biologischen Verhalten von Rebläusen (STEVENSON 1970; DE KLERK 1979; KING und RILLING 1985, 1991; GRANETT et al. 1987; SONG und GRANETT 1990; FERGUSSON-KOLMES und DENNEHY 1993) durchgeführt.

In dieser Arbeit sollte geprüft werden, inwiefern in Deutschland Reblausbiotypen vorkommen. Insbesondere sollte die Aggressivität, das biologische Verhalten von Rebläusen verschiedener Herkünfte gegenüber Edelreis- und Unterlagensorten untersucht werden. Hierzu wurde das von FORNECK (1995) entwickelte duale aseptische in vitro System eingesetzt, das die uneingeschränkte und kontinuierliche Beobachtung der Rebe-Reblaus-Interaktionen ermöglichte.

In Gefäß- und Freilandversuchen wurde andererseits der Einfluß von Umweltfaktoren auf die Rebe-Reblaus-Interaktionen untersucht. Zu den Umweltfaktoren, zählen das Klima (Temperatur, Niederschlag), der Standort

(Bodenfaktoren) und die Bewirtschaftung (Erziehungsform, Bodenmanagement, Düngung) (HOFFMANN et al. 1994). Einflüsse, die die Reblausentwicklung fördern, spielen ebenso eine Rolle wie Faktoren, die zusätzlich zu einem latenten Reblausbefall rebschwächend wirken (SOPP et al. 1998).

Aufgrund von Praxisbeobachtungen machten einige Autoren auf die Bedeutung des Bodens für die Ausbreitung der Reblaus aufmerksam (MORITZ 1891; RÁCZ 1894). Für pfälzische Weinbergsböden wurde der Zusammenhang zwischen dem Reblausbefall und der Bodenart bislang nicht untersucht. Deshalb wurde in Gefäßversuchen der Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung geprüft. Ergänzend dazu wurde der Einfluß der Bodenart auf die Migration der Reblaus in Schrägwandgefäßen ermittelt.

Im Jahre 1976 machte SCHAEFER die Beobachtung, daß es bei Pfropfreben in Junganlagen zu zeitlich begrenzten Wachstumsdepressionen aufgrund von starkem Reblausbefall und mangelnder Nährstoffversorgung kommen kann. Zur Reduktion von Streßbedingungen in reblausbefallenen Rebflächen werden in Kalifornien gezielte Düngegaben, Bewässerung und Bodenbearbeitung eingesetzt um die Anlagen noch solange wie möglich wirtschaftlich nutzen zu können (CZENSKOWSKI 1993). Über den Einfluß der Pflanzenernährung auf die Interaktionen zwischen phytopathogenen Organismen und ihren Wirtspflanzen werden in Sammelreferaten von FUCHS und GROSSMANN (1972) zahlreiche Beispiele angeführt. Insbesondere wird die Wirkung der Stickstoffdüngung auf bodenbürtige phytopathogene Organismen herausgestellt. Es fehlen jedoch bisher Untersuchungen, die die Wechselwirkungen zwischen Reblausbefall und Stickstoffversorgung von Reben aufzeigen. Im Rahmen dieser Arbeit wurde deshalb in einem weiteren Schwerpunkt der Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Rebe-Reblaus-Interaktionen in Gefäß- und Freilanduntersuchungen ermittelt.

Die einzelnen Fragestellungen werden im folgenden kapitelweise vorgestellt.

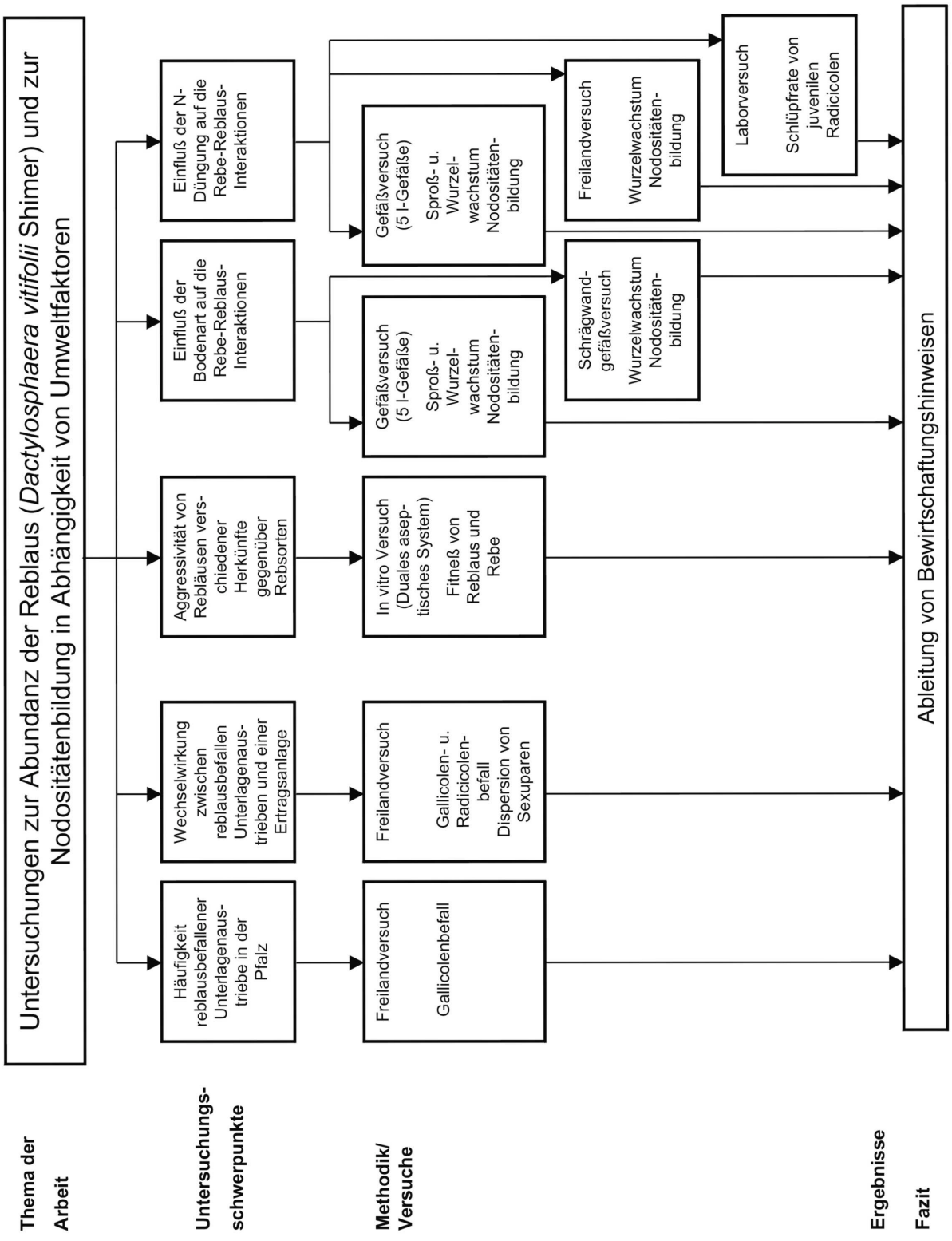


Abbildung 1.2: Untersuchungsschwerpunkte der Arbeit

2 Material und Methoden

In diesem Kapitel werden Materialien und Methoden vorgestellt, die bei den durchgeführten Gefäßversuchen häufig verwendet wurden. Verfahren, die hier nicht vorgestellt werden, aber für spezielle Versuche eingesetzt wurden, werden im jeweiligen Kapitel im speziellen Teil der Arbeit unter Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung beschrieben.

2.1 Versuchsaufbau

2.1.1 Pflanzenmaterial

Als Versuchspflanzen für die Gefäßversuche wurden Grünstecklinge (Zweiaugenstecklinge) der Unterlagensorten 26G (*V. vinifera x V. riparia*), SO4 (*V. berlandieri x V. riparia*), 5BB (*V. berlandieri x V. riparia*) sowie Grünstecklinge der Edelreissorte Riesling (*V. vinifera*) verwendet. Die Grünstecklinge wurden von grünen Rebtrieben aus dem Freiland von Vermehrungsanlagen der SLFA oder von kräftigen Gewächshausreben gewonnen und in geblähtem Perlite-Gestein Hortiperl® (Otavi Minen AG, Dorfprozelten) unter einer Sprühnebelanlage angezogen. Nach etwa vier Wochen konnten die ausgetriebenen und bewurzelten Grünstecklinge getopft werden.

2.1.2 Pflanzenpflege

Die getopften Reben verblieben bis Versuchsbeginn ein bis zwölf Monate im Gewächshaus der SLFA Neustadt/Weinstraße. Die Pflanzen wurden sowohl während der Anzuchtphase als auch während der Versuchsphase per Hand mit Leitungswasser versorgt. Nach dem Austrieb wurden die Reben bis auf einen Trieb ausgedünnt. Gegen Echten Mehltau (*Uncinula necator* (Schwein.) Burr.) wurde in vierzehntägigen Abständen Folicur E® (0,25 %ig [Dichlofluanid + Tebuconazol]) appliziert. Nach der Anzuchtphase wurden die Pflanzen in das Glasgewächshaus auf dem Gemüsebauversuchsbetrieb der SLFA Queckbrunnerhof/Schifferstadt überführt. Die Versuchstöpfe wurden auf Podeste in ein Wasserbad gestellt, so daß eine Wanderung von Rebläusen von Topf zu Topf auszuschließen war.

2.1.3 Reblausmaterial

Um auf eine entsprechende Anzahl von Reblauseiern als Inokulum von Gefäß- und in vitro Reben zurückgreifen können wurde eine Zucht mit Rebläusen verschiedener Herkünfte an Topfpflanzen etabliert. Diese Vermehrung wurde in einem temperierbaren Glas-Gewächshaus des Gemüsebauversuchsbetriebs Queck-brunnerhof / Schifferstadt der SLFA Neustadt / Weinstraße in insektensicheren Kammern durchgeführt. Jede Kammer war mit nur einer bestimmten Herkunft von Rebläusen belegt, um Vermischungen von Rebläusen verschiedener Herkünfte zu verhindern.

Die Sammlung der Rebläuse erfolgte im Freiland in den Monaten Juli bis September. In diesem Zeitraum ermittelte STEVENSON (1964) in Kanada die höchste Reblauspopulationsdichte im Boden. Die Rebwurzeln wurden mit einem Spaten freigegraben und reblausbefallene Wurzelteile entnommen. Um die Gefahr der Austrocknung der Wurzeln und damit das Absterben der Tiere aufgrund der großen Entfernungen zwischen dem Entnahmeort der Rebläuse und dem Vermehrungsort zu minimieren, wurden die Wurzelstücke in einer Kühltasche bei einer Temperatur von 15 bis 20 °C, verpackt in Polyethylentüten mit angefeuchtetem Wattebausch bei einer Luftfeuchte von annähernd 100 % transportiert. Im Gewächshaus erfolgte die Inokulation der Rebläuse an Wurzeln der Vermehrungspflanzen der Reblauszucht entsprechend der unter Kap. 2.1.4 beschrieben Verfahren. Standen keine befallenen Wurzeln der gewünschten Herkunft zur Verfügung wurde auf befallene Blätter zurückgegriffen. Hierzu wurden Triebe mit reblausbefallenen Blättern von entsprechenden Freilandreben entnommen und der Transport entsprechend den Wurzeln durchgeführt. Die Inokulation an Wurzeln der Vermehrungspflanzen erfolgte ebenfalls wie unter Kap. 2.1.4 beschrieben. Die geschlüpften Jungläuse induzierten Nodositäten an den Vermehrungspflanzen und legten als Adulte in großer Anzahl Eier ab, die vier Wochen nach der Inokulation der Rebwurzeln zur Inokulation von Versuchspflanzen gesammelt werden konnten.

Die Rebläuse wurden sowohl an der Unterlagensorte 26G (*V. vinifera x V. riparia*), als auch an 5BB (*V. berlandieri x V. riparia*) und SO4 (*V. berlandieri x V. riparia*) vermehrt. Der Schwerpunkt der Vermehrung lag dabei auf der Sorte 26G, da sich an dieser reblausanfälligen Sorte eine hohe Reblausdichte entwickeln konnte. Ein Gemisch aus zwei Teilen tonhaltiger Anzuchterde Floraton 1® (Fa. Floragard,

Oldenburg) und einem Teil geblähtem Perlite-Gestein Hortiperl® (Otavi Minen AG, Dorfprozelten) dienten als Substrat. Als Pflanztöpfe wurden Mitscherlich-Gefäße mit Innentopf und einem Volumen von 10 l verwendet, die mit relativ geringem Arbeitszeitaufwand die Entnahme von Reblauseiern durch das Herausziehen des Innentopfes ermöglichten. Jeden dritten Tag wurde der Zustand der Pflanzen kontrolliert und bei Bedarf Leitungswasser gegossen. In vierzehntägigen Abständen wurden die Pflanzen mit Makronährstoffen durch Kaliumsulfat (K_2SO_4), Kaliumhydrogenphosphat (KH_2PO_4) und mit Magnesium- und Mikronährstoffen mit Fetrilon-Combi® gedüngt. Nach dem Austrieb wurden die Reben auf einen Trieb ausgedünnt. Gegen Echten Mehltau (*Uncinula necator* (Schwein.) Burr.) wurde in vierzehntägigen Abständen Folicur E® (0,25 %ig [Dichlofluanid + Tebuconazol]) appliziert. Gegebenenfalls wurden die Reben zurückgeschnitten.

Zur Vermehrung von Gallicolen wurden die Reben der Reblauszucht an den Trieben inokuliert. Hierzu wurden befallene Blätter auf befeuchtetes Filterpapier gelegt. Filterpapier und die befallenen Blätter wurden um den Trieb der Vermehrungspflanze gewickelt und mit einer Aluminiumfolie umschlossen, um einer Austrocknung der Reblausblattgallen vorzubeugen. Die wanderungsaktiven juvenilen Gallicolen stachen die jüngsten Rebblätter der Vermehrungspflanze an, und nach vier Wochen konnten Blattgallen mit Eiern zur Inokulation der Versuchspflanzen mit Gallicoleneiern entnommen werden.

Rebläuse vier deutscher und einer italienischen Herkunft aus dem Freiland sowie ein deutscher Laborstamm wurden in der Reblauszucht vermehrt. Der Laborstamm stammt aus der Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen, Institut für Rebenzüchtung Geilweilerhof. Die Rebläuse deutscher Herkünfte wurden in den Weinbaugebieten Franken, Mosel, Pfalz und Rheingau (s. Tab. 2.1) von befallenen Ertragsanlagen bzw. offengelassenen Weinbergen, sogenannten Drieschen und Unterlagenaustrieben gesammelt und vermehrt. Die Rebläuse der italienischen Herkunft stammen von der Versuchsanlage Caprino (Gardasee) der Bayerischen Landesanstalt für Weinbau und Gartenbau Würzburg/Veitshöcheim.

Tab. 2.1 Herkünfte der Rebläuse

Herkunft	Gemarkung	Nutzungsform der Herkunftsfläche, Edelreis- bzw. Unterlagensorte	Eityp von Wirtspflanze	Eityp zur Inokulation
Deutschland				
Franken	Randers-acker	Ertragsanlage SO4	Radicicolen	Radicicolen
Mosel	Logen	Driesche Riesling wurzelecht	Radicicolen	Radicicolen
Pfalz	Mörzheim	Driesche SO4	Gallicolen	Gallicolen
Rheingau	Erbach	Ertragsanlage SO4	Radicicolen	
Italien				
Gardasee	Caprino	Muttergarten 5BB	Gallicolen	Radicicolen
Laborstamm				
	Geilweiler-hof	Topfreben SO4	Gallicolen	Radicicolen Gallicolen

2.1.4 Inokulation von Reblauseiern

Der Reblausbefall an Rebwurzeln in Gefäßversuchen setzt das Zusammentreffen von Reblaus und Rebe voraus, deshalb werden Reben künstlich mit Rebläusen inokuliert. Funktionalität und erfolgreicher Befall nach einmaliger Inokulation sind die Anforderungen die an ein Inokulationsverfahren gestellt werden. Vorraussetzungen dafür sind eine ausreichende Inokulumdichte sowie optimale Umweltbedingungen für die Vermehrung der inokulierten Rebläuse (HOFFMANN et al. 1994). Verschiedene Autoren verwendeten für Gefäßversuche zur Inokulation der Rebwurzeln Gallicoleneier (HOFMANN 1957a, 1957b; BOUBALS 1966; KING und RILLING 1985, 1991). Es wurde jedoch nie überprüft, ob Rebläuse inokulierter Radicicolen- bzw. Gallicicoleneier unterschiedlich viele Nodositäten induzieren. Auch über die absolute Anzahl inokulierter Reblauseier liegen keine übereinstimmende Angaben vor. Deswegen wurden diese Fragen in Vorversuchen geklärt und Methoden zur Inokulation entwickelt. Es stellte sich heraus, daß die Nodositätenanzahl nach Inokulation von Gallicolen- bzw. Radicicoleneiern übereinstimmte (s. Abbildung A1, im Anhang). Daraufhin wurden auch Gallicoleneier zur Inokulation verwendet. Der

Vorteil der Inokulation von Gallicoleneiern lag in dem geringeren Arbeitsaufwand zur Präparation aus Blattgallen. Da die Inokulationsstärke die Anzahl der Schadsymptome (s. Abbildung A2, im Anhang), das heißt der Anzahl von Nodositäten beeinflußt, wurde eine definierte Eianzahl inokuliert. Die Inokulationsstärke von 100 Reblauseiern erwies sich für die einmalige und erfolgreiche Inokulation von Grünstecklingen in 4 l Substrat der verwendeten 5 l-Gefäße (Haugolit®) als ausreichend.

Für die Präparation von Radicicoleneiern wurde der Wurzelballen einer Vermehrungsrebe aus dem Mitscherlich-Gefäß entnommen, Nodositäten entfernt und die Radicicoleneier unter dem Binokular mit einer Präpariernadel umgesetzt. Entsprechend wurden Blattgallen mit einem Skalpell aufgeschnitten und Gallicicoleneiern entnommen.

Bei den Vorversuchen stellte sich folgende Inokulationsmethode als funktionellste heraus: Mit einem Pikierholz wurde ein ca. 10 cm tiefes, senkrechtes Loch (Durchmesser 2 cm) in das Substrat gebohrt und dieses durch einen PVC-Schlauch (Länge 10 cm, Durchmesser 1,8 cm) stabilisiert. Bei tonigen Substraten wurden Löcher mit einem Korkbohrer vorgefertigt. Die zuvor abgezählten Reblauseier wurden auf Rundfilter, Durchmesser 90 mm, Typ 595 (Schleicher und Schüll, Dassel) überführt. Das Filterpapier wurde zigarrenähnlich gerollt und konnte so in den vorgefertigten Schacht eingelassen werden.

2.2 Versuchsauswertung

Zur quantitativen und qualitativen Bewertung des Radicicolenbefalls bieten sich verschiedene Parameter an. Ein direktes Kriterium ist dabei die Bestimmung der Populationsdichte. Um die Populationsdichte von Rebläusen direkt zu bestimmen müßte die absolute Radicicolendichte aus Böden und Substraten isoliert werden. Dazu liegen verschiedene Verfahren vor: Bodenausgrabung und Handauslese der Arthropoden; Siebverfahren zum Auslesen von Tieren bestimmter Größe; Flotationsverfahren zum Auslesen von Tieren, deren spezifische Gewichte geringer sind als die verwendete Flüssigkeit; Köderverfahren und dynamische Austreibung aktiver Tiere aus Bodenproben (HOFFMANN et al. 1994). Die Methoden der dynamischen Austreibung aktiver Tiere aus Böden mit dem Auslesetrichter nach TULLGREN (1917) sowie mit dem Infrarotindikator nach KEMPSON et al. (1963)

eignen sich nicht für die Bestimmung von Radicicolen (SCHRUFT 1998; PORTEN 1998). Indirekt kann die Stärke des Reblausbefalls jedoch durch die Erfassung des Schadsymptoms, der Nodositäten (HOFMANN 1957a; KING und RILLING 1985) und durch die Bewertung der Wachstumsparameter: Wurzeltrockenmasse, Wurzellänge, Sproßtrockenmassse und Sproßlänge ermittelt werden (KREBS 1995; KOZMA et al. 1998).

2.2.1 Ernte und Aufbereitung des Pflanzenmaterials

Bei Versuchsende wurden die Reben im basalen Bereich des Sprosses dekapitiert. Danach wurde der Wurzelballen der Versuchspflanze komplett aus dem Topf entnommen und in einem mit Wasser gefüllten Eimer (Volumen 10 l) eingeweicht. Das Wurzelsystem wurde anschließend mit Hilfe einer feinen Wasserbrause über einem Sieb (V_2A-Stahl, Maschenweite 1 mm, Außenmaße 50 x 50 cm) ausgewaschen und bis zur Auswertung in 50 %igen Ethanollösung gelagert.

2.2.2 Bestimmung der Nodositätenquantität und -qualität

Die Anzahl der Nodositäten wurde an vier zufällig gewählten Primärwurzeln bestimmt. Da die Nodositätenanzahl eng mit der Inokulationsstärke korreliert (s. Abbildung A2, im Anhang), kann über die Nodositätenquantität auf die Populationsdichte geschlossen werden. In Vorversuchen wurde weiterhin festgestellt, daß die Nodositätenqualität mit der Anzahl saugender Radiciciolen korreliert (s. Abbildung A3, im Anhang). Die Nodositätenklassen wurden in Anlehnung an die von KING und RILLING (1985) definierten Größen eingeteilt (Tab. 2.2).

Tab. 2.2: Nodositätenklassen

	Klasse		
	1	2	3
Nodositätendurchmesser [mm]	< 2	< 3	> 3
Nodositätenlänge [mm]	< 5	< 10	> 10

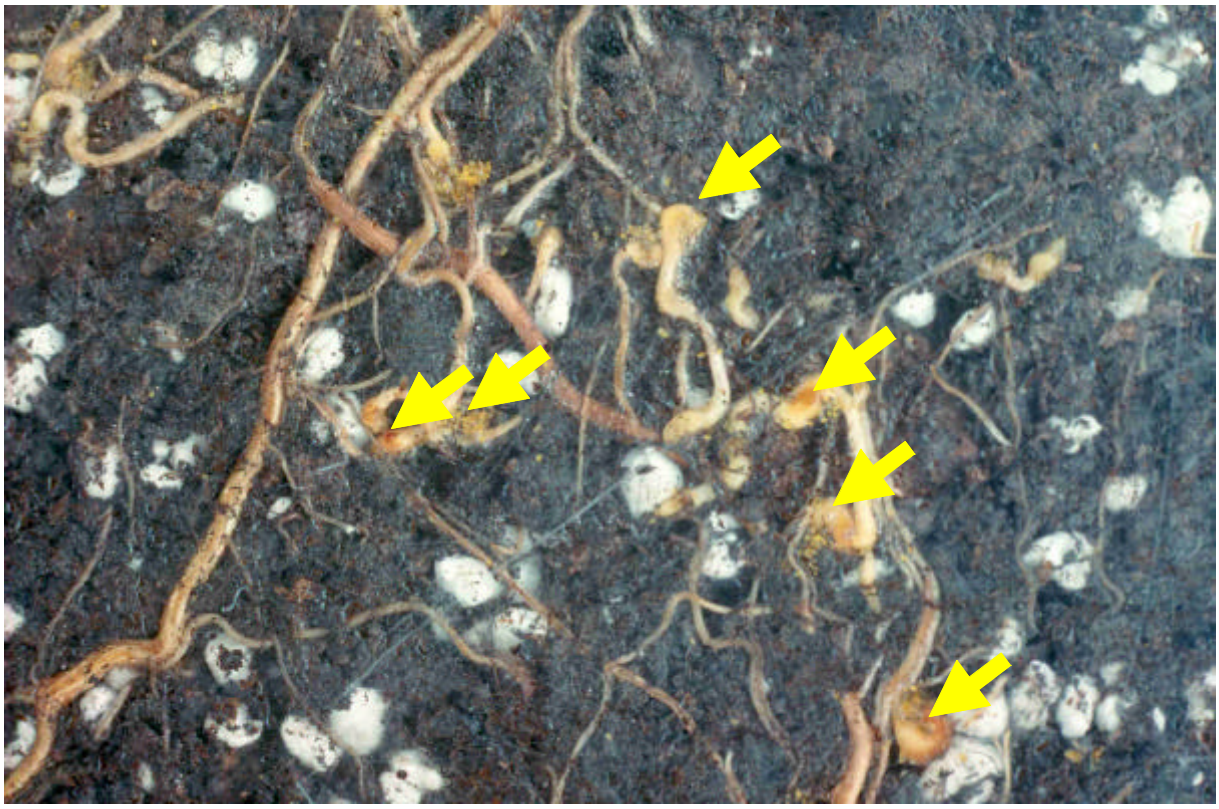


Abbildung 2.1: Nodositäten (Pfeile) an der Unterlagensorte SO4 20 Tage nach der Inokulation mit Gallicicoleneiern im Substratgemisch Floraton®-Hortiperl®

2.2.3 Bestimmung der Sproß- und Wurzeltrockenmasse

Der Sproß wurde getrennt nach Blattspreiten („Blätter“) und Sproßachse mit Blattstiel geerntet. Die Bestimmung der Trockenmasse der oberirdischen Rebteile bezieht sich auf den gesamten oberirdischen Aufwuchs (Blätter + Stiele + Sproßachse) und wird im folgenden als Sproßtrockenmasse bezeichnet. Je nach Versuchsansatz wurde die Trieblänge der Reben zum Erntetermin bestimmt. Hierbei wurde der Zuwachs des Sprosses vom ausgetriebenen basalen Auge aus berücksichtigt.

Die Trockenmassebestimmung der unterirdischen Pflanzenteile teilt sich auf in die vier Primärwurzeln, die zur Nodositätenbonitur (siehe 2.2.2) herangezogen wurden, sowie die Restwurzeln. Die Gesamttrockenmasse der Wurzeln wird als Wurzeltrockenmasse bezeichnet. Die Bestimmung der Trockensubstanz erfolgte nach der Trocknung im Trockenschrank bei 85 °C bis zur Gewichtskonstanz.

2.2.4 Bestimmung der Wurzellänge

Als weiterer Parameter des Wurzelwachstums und als Relationsgröße zur Nodositätenanzahl pro Primärwurzel wurde neben der Wurzeltrockenmasse pro Primärwurzel (s. Kap. 2.2.3), die Wurzellänge pro Primärwurzel bestimmt. Die Ermittlung der Wurzellänge der vier Primäwurzeln erfolgte nach der von TENNANT (1975) beschriebenen Intersektionsmethode. Hierzu wurde die Primärwurzel in 1 cm lange Stücke geschnitten und auf einer Glasplatte mit der Kantenlänge 20 x 20 cm zufällig verteilt. Auf dieser Platte war ein Raster von 1 x 1 cm aufgezeichnet. Die Anzahl der Schnittpunkte der aufliegenden Wurzelstücke und mit den horizontalen bzw. vertikalen Linien des Rasters wurde gezählt und mit folgender Formel verrechnet:

Wurzellänge [cm] = (Schnittpunkt horiz.+Schnittpunkt vertik.) x Gitterabstand [cm] x 11/14

2.2.5 Statistische Auswertung

Die statistische Verrechnung der Daten erfolgte mit Hilfe der Varianzanalyse. Die Prozentzahlen befallener Wurzelspitzen wurden nach $y \Rightarrow$ arc sin Wurzel y/100 transformiert, da die Daten bekanntlich nicht normalverteilt waren. Bei Signifikanzen des F-Wertes wurden die Mittelwerte mit dem Scheffé-Test verglichen, bei ausschließlich paarweisen Vergleichen Variante gegen Kontrolle (z.B. „nicht inokuliert“ gegen „inokuliert“) wurde der Dunnett-Test eingesetzt. Zur Kennzeichnung von gesicherten Unterschieden zwischen den Mittelwerten wurden Buchstaben benutzt. Signifikante Unterschiede sind jeweils, falls nicht anders angegeben, mit 5 % Irrtumswahrscheinlichkeit ($p \leq 5$ %) angegeben.

B Spezieller Teil

3 Rebe-Reblaus-Interaktionen im Freiland

3.1 Einleitung

Im Weinbaugebiet Pfalz werden auf 95 % der bewirtschafteten Rebflächen Pfropfreben angebaut (EDER 1999). Bei unsachgemäßem Anbau von Pfropfreben besteht die Möglichkeit, daß die Unterlage austreibt und Triebe bildet. Unterlagenaustriebe an Pfropfreben können sich spontan und unbeabsichtigt bilden in Ertragsanlagen, in offen gelassenen Weinbergen, auf Flächen, die keiner landwirtschaftlichen Nutzung unterliegen oder beabsichtigt in Unterlagenschnittgärten. Weinberge, die länger als zwei Jahre nicht mehr ordnungsgemäß bewirtschaftet werden, werden als Drieschen bezeichnet (ANONYM 1997).

Abbildung 3.1: Unterlagenaustriebe der Sorte SO4 an einer Böschung in der Gemarkung Bockenheim, Pfalz

Der holozyklische Entwicklungszyklus der Reblaus mit unter- und oberirdischer Vermehrung wird dann möglich, wenn die klimatischen Bedingungen gegeben sind und das entsprechende Angebot blattanfälliger Rebsorten vorhanden ist (STELLWAAG 1928). Die holozyklische Entwicklung kann an ein und derselben Rebenart bzw. -sorte oder durch den „Wirtswechsel“ zwischen Wurzel und Sproß an zwei Rebenarten bzw. -sorten ablaufen. An den Wurzeln von reblausanfälligen und -toleranten Unterlagensorten kann sich die Reblaus anholozyklisch vermehren. Bei unsachgemäßem Pfropfrebenanbau ist jedoch die Möglichkeit gegeben, daß die Unterlage austreibt. Die Blätter der Unterlagenaustriebe sind stark anfällig für die Bildung von Reblausblattgallen.

Ein Ziel der vorliegenden Untersuchung war, die Befallshäufigkeit von Unterlagenaustrieben durch Gallicolen auf nicht weinbaulich genutzten Flächen im Anbaugebiet Pfalz zu ermitteln. Für das Anbaugebiet Pfalz liegen zu diesem Themenkomplex bislang keine Untersuchungen vor. Im zweiten Teil dieses Untersuchungsabschnitts wurden mögliche Zusammenhänge zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und Reblausbefall in einer unmittelbar benachbarten Ertragsanlage überprüft. Bereits 1928 beschreibt STELLWAAG die Möglichkeit der Blattgallenbildung an *V. vinifera*-Sorten unter klimatisch günstigen Bedingungen, insbesondere bei Reben, die neben befallenen Reben mit amerikanischen Erbgut stehen. In der für die Untersuchung ausgewählten Versuchsanlage wurde der Blattbefall durch Gallicolen und der Wurzelbefall durch Radicicolen ermittelt. Die absolute Abundanz der Radicicolen im Boden ist schwer ermittelbar, da bei der Probenahme viele Individuen verloren gehen. Die Abundanz der Radicicolen wurde daher indirekt durch die Bestimmung der Schadsymptome, den Nodositäten, bestimmt (s. Kap. 2.2.2).

Durch die Ermittlung der Flug- bzw. Verdriftungsrichtung der Sexuparen mit Hilfe von leimbestrichenen Gelbtafeln wurde überprüft, inwieweit diese aus der Versuchsanlage stammten und die Unterlagenaustriebe in der Driesche zur Eiablage anflogen. Die Abundanz von Radicicolen, Nymphen und Sexuparen untersuchte STEVENSON (1964) in Kanada, DE KLERK (1974) in Südafrika und HELM (1983) in Australien. In Deutschland wurden die komplexen Wechselwirkungen zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und dem Reblausbefall in benachbarten Ertragsanlagen bisher nicht untersucht. Durch die holozyklische Entwicklung und

durch die sexuelle Vermehrung der Reblaus besteht auch die Möglichkeit der genetischen Neukombination, sowie der Bildung aggressiverer Biotypen bzw. Rassen (ZWEIGELT 1941; BECKER 1952; SCHRUFT 1992). Die Ergebnisse der Untersuchungen zur Aggressivität von Rebläusen verschiedener Herkünfte sind in Kap. 4.3 aufgeführt.

3.2 Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung

3.2.1 Häufigkeit reblausbefallener Unterlagenaustriebe in der Pfalz

Im Weinbaugebiet Pfalz wurden auf 27 nicht weinbaulich genutzten Flächen in der Zeit vom 25.06. bis 07.08.1996 Unterlagenaustriebe auf Blattbefall durch Gallicolen untersucht. Die Auswahl der Flächen mit Unterlagenaustrieben fand zufällig statt. Bei den untersuchten Flächen handelte es sich zum einen um Drieschen, zum anderen um Ökonischen, d.h. Gehölzpflanzungen mit verschiedenen Arten, entlang von Wegen und Wegkreuzungen, die im Rahmen von Flurbereinigungsverfahren ausgewiesen wurden (LOUIS 1988), oder um nicht weinbaulich genutzte Flächen, wie Böschungen oder Gräben. Boniturkriterien waren das Alter und die Ausdehnung der Unterlagenaustriebe, die Befallstärke mit Gallicolen, ermittelt durch die Gallenquantität und -qualität sowie die Entfernung der Unterlagenaustriebe zu Ertragsanlagen (Tab. 3.1).

Tab. 3.1: Boniturkriterien für Unterlagenaustriebe

Alter der Unterlagenaustriebe	Ausdehnung der Unterlagenaustriebe	Befallsstärke Gallicolen	Nähe zu Ertragsanlagen
[Jahre]	[m]	[Klasse]	[m]
1 - 2	< 2	Gering	> 50
2 - 4	2 - 10	Mittel	20 - 50
> 4	> 10	Hoch	Benachbart

3.2.2 Wechselwirkung zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und einer Ertragsanlage

Am Versuchsstandort Gemarkung Mörzheim, Anbaugebiet Pfalz, Bereich Südliche Weinstraße wurden die möglichen Wechselwirkungen zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben in einer Driesche und einer benachbarten Ertragsanlage der Rebsorte Riesling auf der Unterlagensorte SO4 untersucht. Die Anlage wies keine reblausbedingten Wachstumsdepressionen auf. Die Rebzeilen verliefen in west-östlicher Richtung, bei einer Gassenbreite von 2,0 m und einem Stockabstand von 1,2 m. Insgesamt umfaßte der Weinberg 15 Rebreihen mit jeweils 90 Rebstöcken pro Rebreihe und damit eine Gesamtfläche von 3240 m². Bei der Bodenart handelte es sich um einen schwach tonigen Schluff. Die Rebgassen waren mit einer Gräsermischung ganzflächig begrünt, zur Regulierung der Beikräuter des Unterstockbereichs wurde zweimalig das Herbizid Roundup® [Glyphosat] eingesetzt. Am nord-westlichen Ende der Rebfläche befand sich eine Hecke der Pflanzenarten Hartriegel (*Cornus sanguinea*), Schwarzer Holunder (*Sambucus nigra*), Hundsrose (*Rosa canina*), Brombeere (*Rubus fruticosus*) und Walnuß (*Juglans regia*) an der Unterlagenaustriebe der Sorte SO4 hochgewachsen waren und starken Befall mit Gallicolen aufwiesen. Die Unterlagenausschläge stammten von einer teilweise gerodeten Driesche, waren mehrjährig und erstreckten sich auf einer Länge von 25 m. Driesche und Weinberg waren durch einen 3,5 m breiten, betonierten Feldweg voneinander getrennt. Am östlichen Rand des Weinbergs schloß sich Ackergelände an. Die Hauptwindrichtung im Versuchsgebiet verlief von West nach Ost.

3.2.2.1 Bestimmung des Gallicolenbefalls

In der Ertragsanlage wurden die Triebe jedes einzelnen Rebstocks auf Gallenquantität und -qualität bonitiert. Die Quantität der Blattgallen bezog sich auf die befallenen Triebe pro Rebstock und wurde in Klassen von 0 bis 3 untergliedert (Tab. 3.2). Die Gallenqualität wurde in Anlehnung an die „Richtlinie des Bundessortenamtes für die Durchführung der Prüfungen von Rebsorten auf die Anfälligkeit für die Reblaus“ (ANONYM 1989) festgelegt (Tab. 3.2):

Tab. 3.2: Kriterien zur Bonitur der Gallenquantität und –qualität in Ertragsanlagen

Gallenquantität	Gallenqualität
Klasse 0 Alle Triebe ohne Gallen	Klasse 1 Stichnekrosen, Reblaus stirbt, wandert ab
Klasse 1 1 Trieb mit Gallen	Klasse 3 Stärkere Gewebeschwellung, Reblaus stirbt, wandert ab
Klasse 2 2-3 Triebe mit Gallen	Klasse 5 Gallen nicht voll ausgebildet, Reblaus reift nicht, wenige Eier
Klasse 3 > 3 Triebe mit Gallen	Klasse 7 Gallen größer, Reblaus pflanzt sich fort
	Klasse 9 Gallen groß, viele Eier, Reblaus pflanzt sich fort

3.2.2.2 Bestimmung des Radicicolenbefalls

Die Bonitur des Reblausbefalls an den Rebwurzeln in der Ertragsanlage erfolgte in der Zeit vom 20.08. bis 27.08.1997. Da aufgrund des hohen Arbeitsaufwandes nicht jeder Rebstock auf Reblausbefall untersucht werden konnte, wurden Stichproben nach folgendem Untersuchungsraster genommen:
In jeder zweiten Rebzeile wurde jeder 16. Rebstock beprobt. Im Protokoll erhielt jeder untersuchte Rebstock eine Positionsnummer, die sich aus 3 Ziffern zusammensetzt. Die erste Ziffer beschreibt, vom nördlichen Ende der Versuchsfläche aus gezählt, die Rebzeile, in welcher der Rebstock steht. Die zweite Ziffer steht für die Anzahl der Zwischenräume von Weinbergspfahl zu

Weinbergspfahl, vom westlichen Ende des Grundstücks aus gezählt und mit der dritten Ziffer wurde die Position des Rebstocks im Zwischenraum von Weinbergspfahl zu Weinbergspfahl angegeben. Insgesamt wurden 45 Rebstöcke beprobt. Die Probenahme der Wurzeln erfolgte in der Rebzeile zwischen zwei Rebstöcken auf der westlichen Seite direkt neben dem Rebstamm. Durch einen Holzrahmen (Innenmaße 50 cm x 20 cm) wurde die zu beprobende Fläche abgesteckt. Das definierte Bodenvolumen von 25 l wurde mit einem Spaten bis zu einer Tiefe von 25 cm entnommen (s. Abbildung 3.2). Der Boden wurde anschließend gesiebt und alle darin befindlichen Rebwurzeln gesammelt. Für den Transport wurden die Rebwurzeln in einer 50 %igen Ethanollösung in Polyethylendosen aufbewahrt. Im Labor wurde die Nodositätenquantität und -qualität sowie die Wurzellänge und die Wurzeltrockenmasse der Wurzeln (s. Kap. 2.2.) mit weniger als 3 mm Durchmesser bestimmt.

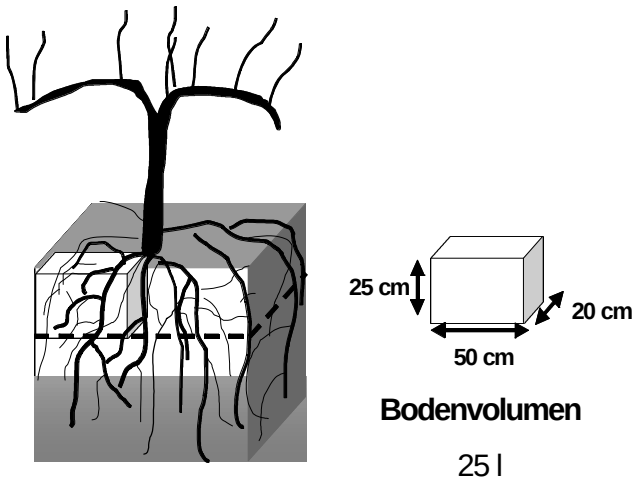


Abbildung 3.2: Schematische Darstellung einer Wurzelprobenahme in einem definierten Wurzelraum von 25 l

3.2.2.3 Flug- bzw. Verdriftungsrichtung der Sexuparen

Während der Wurzelbonitur wurden neben Reblauseiern, juvenilen und adulten Radicicolen auch Nymphen festgestellt. Nymphen wandern im August und September an die Erdoberfläche und häuten sich dort zu flugfähigen Sexuparen. Um Kenntnis darüber zu erlangen, ob sich Sexuparen bilden und aus der Ertragsanlage gezielt an die benachbarten Unterlagenaustriebe fliegen, wurden die Flugaktivität und die Verdriftungsrichtungen zwischen dem 8.09.1997 und 22.09.1997 durch leimbestrichene Gelbtafeln (Typ Rebell ® giallo, Eidg. Forschungsanstalt für Obst-,

Wein-, und Gartenbau, Wädenswil, Schweiz) ermittelt. Die Außenmaße der Gelbfallen betrugen 8 cm x 15 cm. Je zwei Fallen wurden in der Mitte der längeren Seite bis zur Hälfte eingeschnitten, im rechten Winkel ineinander gesteckt und auf einen Bambusstab montiert. Die Anordnung der so konstruierten Gelbfallen in der Ertragsanlage ist in Abbildung 3.3 dargestellt. Die parallel verlaufenden Linien stellen die Rebzeilen, das Kreuz eine Gelbfalle auf einem Weinbergspfahl dar. Durch die Anordnung der beiden Gelbfallen zueinander konnten acht Flug- bzw. Verdriftungsrichtungen, die in der Windrose rechts in der Abbildung aufgeführt sind, ermittelt werden.

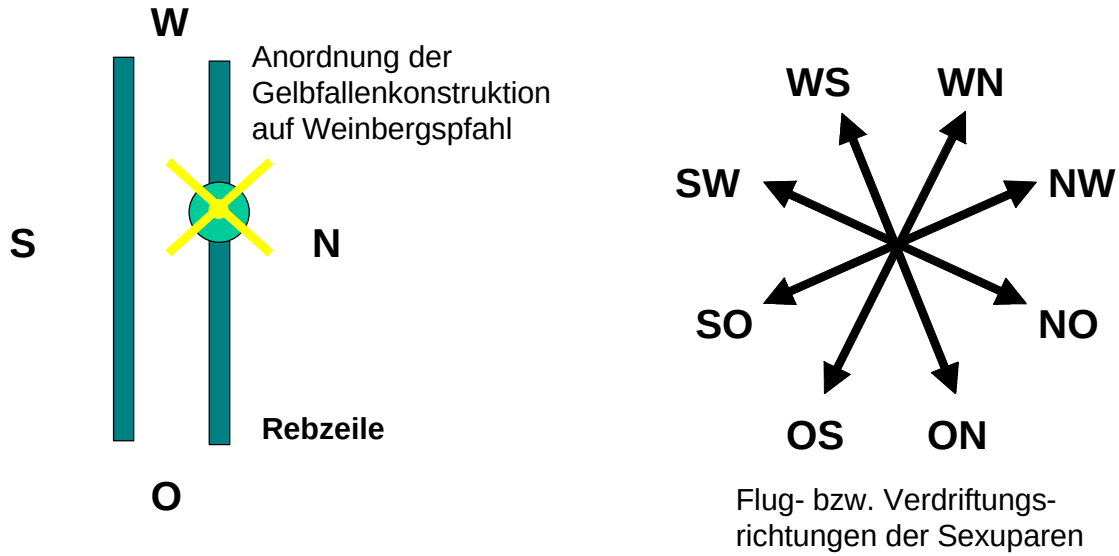


Abbildung 3.3: Anordnung der Gelbfallenkonstruktion in der Versuchsanlage Riesling/SO4, Mörzheim, Pfalz mit Angabe der Flug- bzw. Verdriftungsrichtungen der Sexuparen

In der 6. und 12. Rebzeile wurden je sechs Fallen (A1 - A6, B1 - B6) im Abstand von 4 Weinbergspfählen an dem entsprechenden Pfahl befestigt (Abbildung 3.7). Je eine Falle wurde in der achten und zehnten Rebzeile (AB1, AC1) im ersten Zwischenraum von Weinbergspfahl zu Weinbergspfahl von Westen aufgestellt. Die Gelbfallen wurden ca. 0,2 m über der Laubwand, d. h. in 2,40 m Höhe montiert. Die absolute Anzahl der gefangenen Sexuparen in den acht Flug- bzw. Verdriftungsrichtungen auf den Gelbfallen wurde mit Hilfe eines Binokulars bei 10-facher Vergrößerung bestimmt.

In Abbildung 3.4 ist die tägliche mittlere Temperatur und der Niederschlag während der zweiwöchigen Versuchsphase der Ermittlung der Flug- bzw. Verdriftungsrichtung

der Sexuparen mit Gelbfallen dargestellt. Die Meßwerte wurden an einer 4 km von der Versuchsfläche entfernten Wetterstation in Landau aufgezeichnet. Während der Versuchsphase fiel kaum Niederschlag. Die durchschnittliche Tagestemperatur während der Versuchsphase lag bei 13,9 °C.

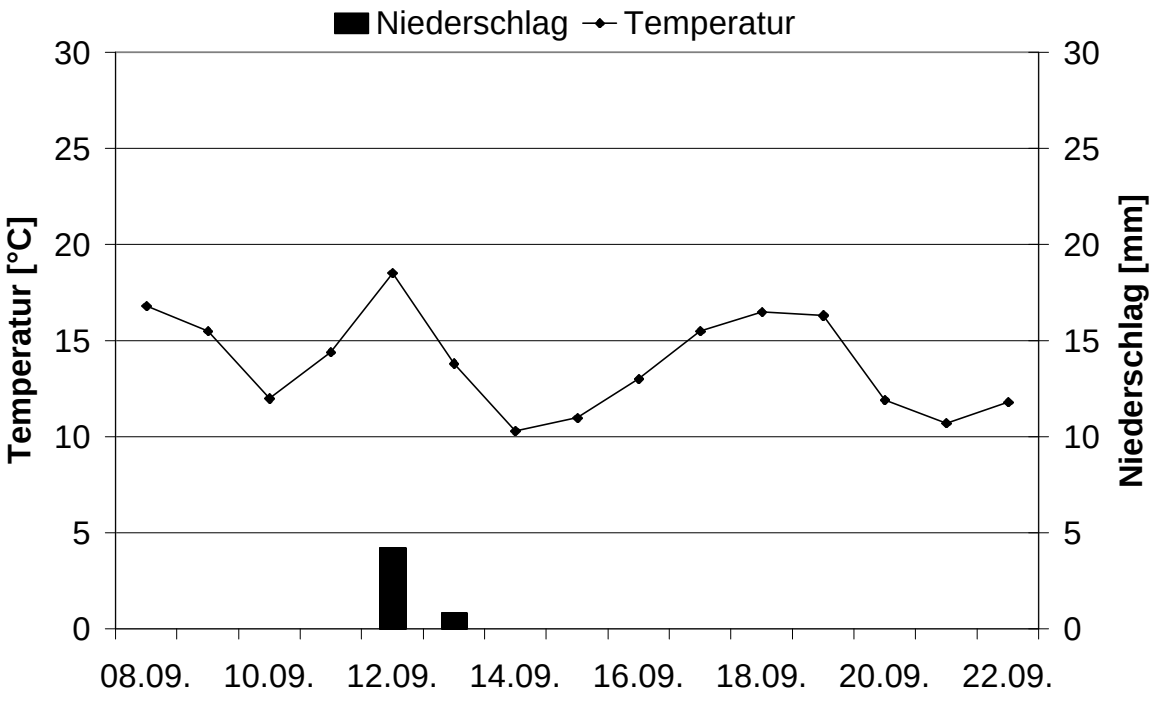


Abbildung 3.4: Mittlere Temperatur (in 2 m Höhe) und Niederschlag während der zweiwöchigen Versuchsphase 08.09.1997 – 22.09.1997, Wetterstation Landau

3.3 Ergebnisse

3.3.1 Häufigkeit von reblausbefallenen Unterlagenaustrieben in der Pfalz

Die Standorte Mußbach, Neustadt/Weinstraße, Weisenheim a. B. und Zell befinden sich im Bereich Mittelhaardt, die restlichen Standorte im Bereich Südliche Weinstraße des Weinbaugebiets Pfalz. Mit Ausnahme von Mußbach und Neustadt/Weinstraße sind alle Standorte als von der Reblaus befallene Gemeinden und Ortsteile der rheinland-pfälzischen Weinbaugebiete registriert (ANONYM 1992).

Wie die Tabelle 3.3 zeigt, korrelierte das Alter der Unterlagenaustriebe mit der Ausdehnung der Unterlagenaustriebe (Tab. 3.3). An 23 der 27 untersuchten Standorte konnte Blattreblausbefall festgestellt werden. An drei der vier Standorte mit reblausfreien Unterlagenaustrieben waren die Unterlagenaustriebe zwischen einem und zwei Jahre alt. Die reblausfreien Unterlagenaustriebe des Standorts Wollmesheim, Mütterle 1, befanden sich in einem tiefen, schattigen Hohlweg. Die restlichen Standorte wiesen Blattreblausbefall auf. Diese Unterlagenaustriebe waren alle älter als zwei Jahre. An den Standorten Zell / Kreuzberg und Bad Bergzabern / Altenberg lag die Befallsstärke mit Gallicolen in der Befallsklasse „gering“. Dies waren auch die Standorte mit Unterlagenaustrieben, die mehr als 50 m von Ertragsanlagen entfernt lagen. An den restlichen Standorten dagegen lag die Befallsstärke mit Gallicolen in den Befallsklasse „mittel“ bis „hoch“.

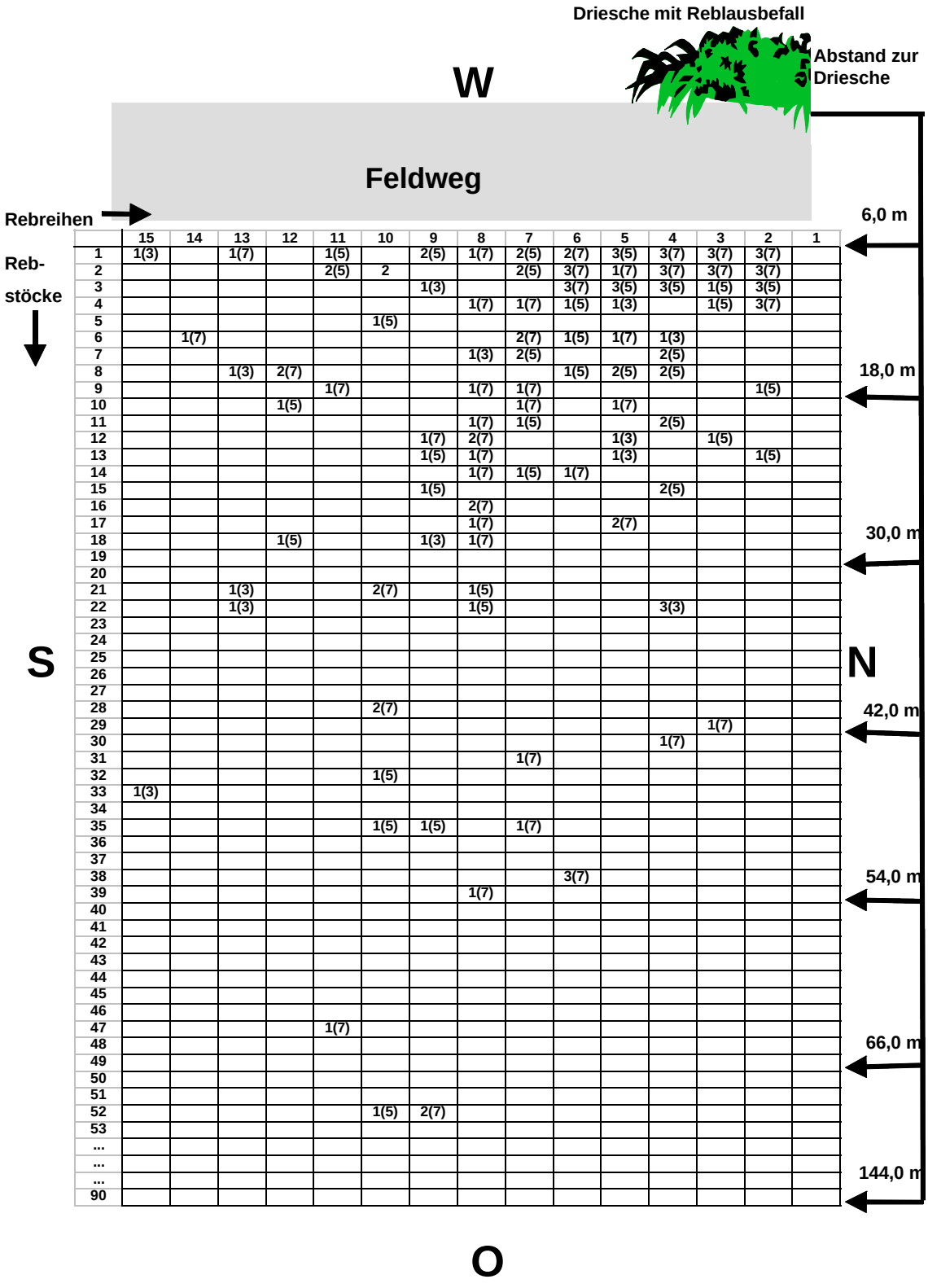
Tab. 3.3: Vorkommen von reblausbefallenen Unterlagenaustrieben außerhalb von Ertagsanlagen im Anbaugebiet Pfalz, Erhebungszeitraum 25.06. bis 07.08.1996 (Verwendete Bezeichnungen siehe Tab. 3.1, - = nicht vorhanden)

Gemarkung, Einzellage	Alter der Unterlagen-austriebe	Ausdehnung der Unterlagen-austriebe	Befallsstärke mit Gallicolen	Entfernung zu Ertrags-anlagen
	[Jahre]	[m]	[Klasse]	[m]
Appenhofen, Steingebiß 1	2-4	2-10	mittel	20-50
Appenhofen, Steingebiß 2	2-4	2-10	mittel	20-50
Appenhofen, Steingebiß 3	2-4	2-10	mittel	20-50
Arzheim, Seligmacher	2-4	2-10	mittel	20-50
Bad Bergzabern, Altenberg	>4	>10	gering	>50
Edesheim, Schloß	2-4	2-10	mittel	benachbart
Gleisweiler, Hölle	1-2	<2	-	20-50
Impflingen, Abtsberg	>4	>10	hoch	benachbart
Ingenheim, Pfaffenberg 1	2-4	2-10	mittel	20-50
Ingenheim, Pfaffenberg 2	2-4	2-10	mittel	20-50
Ingenheim, Pfaffenberg 3	2-4	2-10	mittel	20-50
Leinsweiler, Sonnenberg 1	2-4	<2	mittel	20-50
Leinsweiler, Sonnenberg 2	2-4	2-10	mittel	20-50
Mörzheim, Pfaffenberg 1	>4	2-10	hoch	benachbart
Mörzheim, Pfaffenberg 2	2-4	2-10	mittel	20-50
Mörzheim, Pfaffenberg 3	>4	>10	hoch	20-50
Mörzheim, Pfaffenberg 4	>4	>10	mittel	20-50
Mußbach, Eselshaut	1-2	<2	-	20-50
Neustadt/Weinstraße, Grain	1-2	<2	-	20-50
Ranschbach, Seligmacher	2-4	2-10	mittel	20-50
Siebeldingen, Im Sonnenschein	2-4	2-10	hoch	20-50
Weisenheim a.B., Sonnenberg 1	2-4	2-10	mittel	benachbart
Weisenheim a.B., Sonnenberg 2	2-4	2-10	mittel	benachbart
Weisenheim a.B., Mandelgarten	2-4	2-10	mittel	benachbart
Wollmesheim, Mütterle 1	>4	2-10	-	>50
Wollmesheim, Mütterle 2	2-4	2-10	hoch	20-50
Zell, Kreuzberg	>4	>10	gering	20-50

3.3.2 Wechselwirkung zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und einer Ertragsanlage

3.3.2.1 Gallicolenbefall

In Abbildung 3.5 sind die Ergebnisse der Erhebung zur Gallenquantität und –qualität aufgeführt. Die Quantität der Reblausblattgallen war im obersten Drittel des westlichen Weinbergteils höher als in der restlichen Rebfläche. Weiter südlich nahm die Gallenquantität ab. Es konnten keine Unterschiede in der Gallenqualität in Abhängigkeit von der Entfernung zur Driesche ermittelt werden.



	15	14	13	12	11	10	9	8	7	6	5	4	3	2	1
1	1(3)		1(7)		1(5)		2(5)	1(7)	2(5)	2(7)	3(5)	3(7)	3(7)	3(7)	
2					2(5)	2			2(5)	3(7)	1(7)	3(7)	3(7)	3(7)	
3							1(3)			3(7)	3(5)	3(5)	1(5)	3(5)	
4								1(7)	1(7)	1(5)	1(3)		1(5)	3(7)	
5						1(5)									
6		1(7)							2(7)	1(5)	1(7)	1(3)			
7								1(3)	2(5)			2(5)			
8			1(3)	2(7)						1(5)	2(5)	2(5)			
9					1(7)			1(7)	1(7)					1(5)	
10				1(5)					1(7)		1(7)				
11								1(7)	1(5)			2(5)			
12							1(7)	2(7)			1(3)		1(5)		
13							1(5)	1(7)			1(3)			1(5)	
14								1(7)	1(5)	1(7)					
15							1(5)					2(5)			
16								2(7)							
17								1(7)			2(7)				
18				1(5)			1(3)	1(7)							
19															
20															
21			1(3)			2(7)		1(5)							
22			1(3)					1(5)				3(3)			
23															
24															
25															
26															
27															
28						2(7)									
29													1(7)		
30												1(7)			
31									1(7)						
32						1(5)									
33	1(3)														
34															
35						1(5)	1(5)		1(7)						
36															
37															
38										3(7)					
39								1(7)							
40															
41															
42															
43															
44															
45															
46															
47					1(7)										
48															
49															
50															
51															
52						1(5)	2(7)								
53															
...															
...															
...															
90															

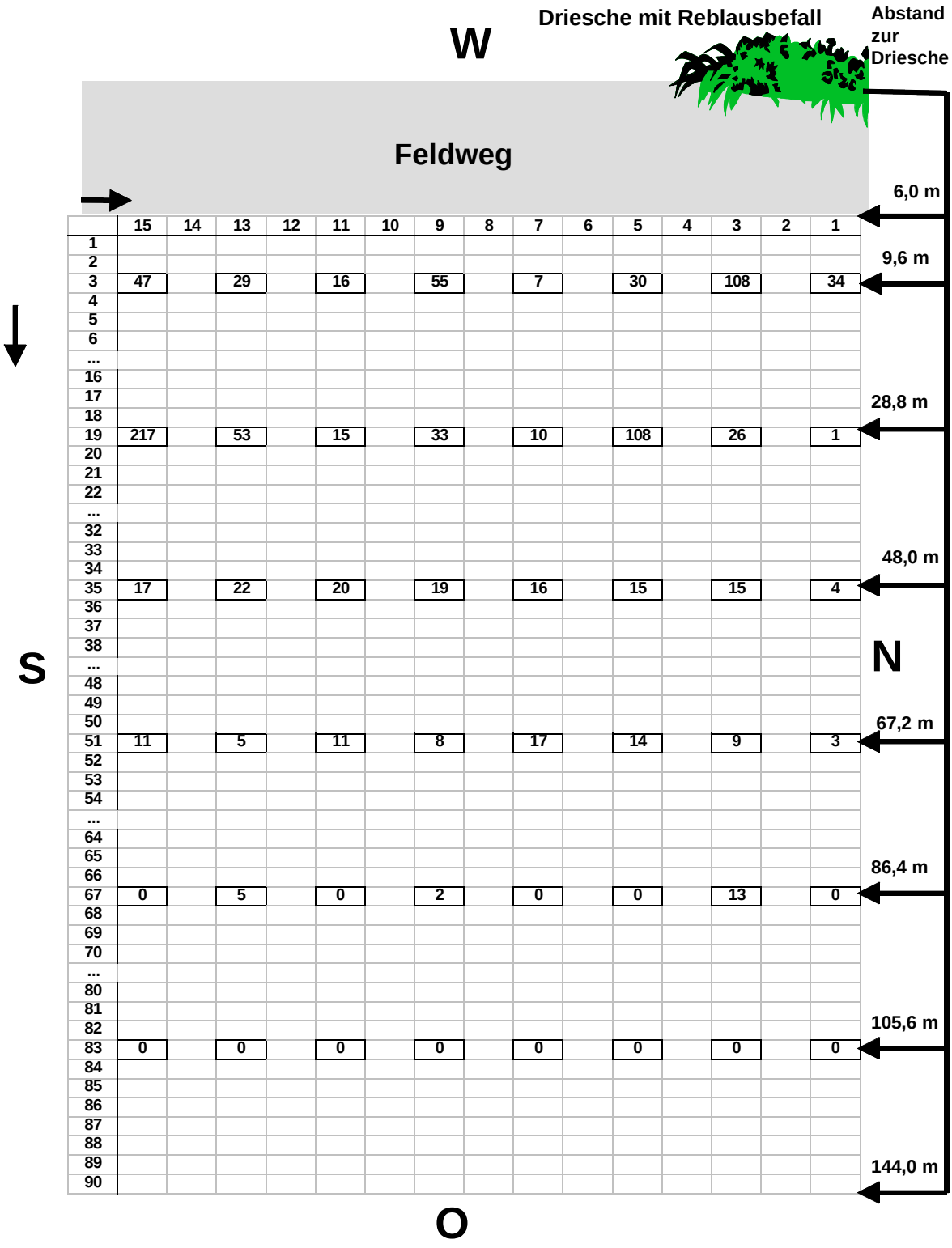
□ = bonitierter Rebstock, ohne Ziffern = befallsfrei,

1. Ziffer = Gallenquantität (2. Ziffer = Gallenqualität)

Abbildung 3.5: Verteilung, Intensität und Ausprägung von Reblausblattgallen am 08.09.1997, Ertragsanlage Riesling/SO4, Mörzheim, Pfalz

3.3.2.2 Radicicolenbefall

Die untersuchten Rebstöcke wiesen in keinem Fall Edelreiswurzeln auf. Eine erhöhte Anfälligkeit der Reben konnte deshalb ausgeschlossen werden. Die Wurzellänge bezogen auf 25 l Bodenvolumen von Wurzeln mit einem Durchmesser von weniger als 3 mm lag im Durchschnitt bei 0,02 cm/cm^3. Die Einzeldaten dazu sind im Anhang, Tab. A2 aufgeführt. Die Ergebnisse der Nodositätenbestimmung sind in Abbildung 3.6 dargestellt. Grundsätzlich ließ sich ein Gradient für die Nodositätenanzahl von Westen nach Osten ermitteln. Die Nodositätenanzahl war im oberen westlichen Drittel des Weinbergs mit bis zu 217 Nodositäten pro 25 l Bodenvolumen am höchsten. Zum östlichen Drittel der Fläche hin nahm die Anzahl der Nodositäten kontinuierlich ab. Die Verteilung der Nodositätenklassen 1 - 3 über die Rebfläche ließ keine eindeutige Beziehung zum Standort der Driesche erkennen, weshalb auf ihre Auflistung verzichtet wurde. Ab dem 83. Rebstock in 105 m Entfernung zur Driesche konnten keine Nodositäten festgestellt werden.



xx = bonitierter Rebstock,

Ziffer = Nodositätenanzahl / 25 l Bodenvolumen

Abbildung 3.6: Anzahl der Nodositäten an ausgewählten Rebstöcken und Bodenvolumina der Ertragsanlage Riesling/SO4, Mörzheim, Pfalz

3.3.2.3 Flug- bzw. Verdriftungsrichtung der Sexuparen

Die Ergebnisse der Erhebung zur Flug- bzw. Verdriftungsrichtung der Sexuparen sind in Abbildung 3.7 aufgeführt. Die Gesamtanzahl gefangener Sexuparen pro Gelbtafel ist als Ziffer, die Flug- und Verdriftungsrichtungen durch die Vektorrichtung und die absolute Anzahl der Sexuparen in dieser Richtung ist durch die Länge des Vektors dargestellt. Die absoluten Fangzahlen summiert über alle acht Flug- bzw. Verdriftungsrichtungen der Gelbfallen A1, A2, B1, B2, AB1 und AC1 am westlichen Weinbergsende lagen mit Werten zwischen 22 und 43 gefangenen Tieren gegenüber Fallen im Osten A3 - A6 und B3 – B6 mit 9 bis 18 Tieren am höchsten. Die Fangzahlen aufgeschlüsselt nach den acht Flug- bzw. Verdriftungsrichtungen bewegten sich auf den einzelnen Gelbtafelabschnitten zwischen 0 und 12 Sexuparen. In den Fallen A1, AB1, AB2 und B1 wiesen über 70 % der Sexuparen eine westliche Flug- bzw. Verdriftungsrichtung auf. In den nach Osten anschließenden Fallen A2 - A4 und B2 - B4 wiesen noch 45 % eine westliche und 55 % der Tiere eine östliche Flug- bzw. Verdriftungsrichtung auf. Im östlichen Teil der Anlage (Fallen A5, A6, B5 und B6) verstärkte sich der Anteil an Sexuparen mit östlicher Flug- bzw. Verdriftungsrichtung auf 70 % bis 85 %.

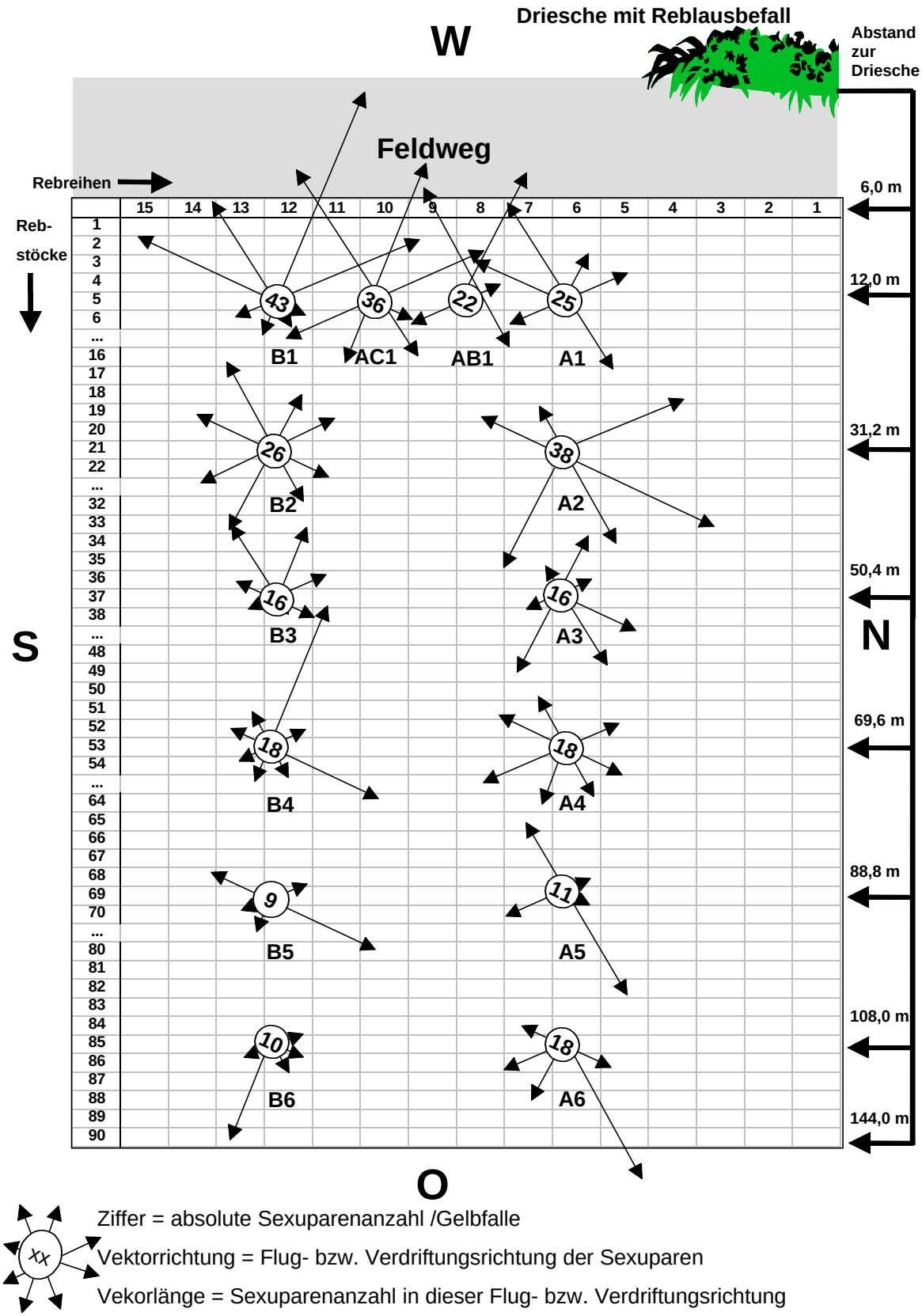


Abbildung 3.7: Anzahl, Flug- bzw. Verdriftungsrichtung von Sexuparen bestimmt durch Gelbtafeln im Zeitraum 08.09. – 22.09.1997, Ertragsanlage Riesling/SO4, Mörzheim, Pfalz

3.4 Diskussion

Das Monitoring zur Häufigkeit von reblausbefallenen Unterlagenaustrieben zeigte, daß Unterlagenaustriebe im Weinbaugebiet Pfalz keine Seltenheit darstellen. Werden Rebanlagen in Folge von Nutzungsaufgabe, Flurveränderungen oder Wegebau nicht oder unvollständig gerodet können Unterlagen ungehindert austreiben. Das kommt insbesondere auf Flächen vor, die schlecht zugänglich sind oder keiner weinbaulichen Nutzung unterliegen wie z.B. Böschungen, Gräben oder Ökonischen, die im Rahmen von Flurbereinigungsverfahren ausgewiesen wurden. Von besonderer Bedeutung in diesem Zusammenhang sind offengelassene Weinberge, sogenannte Drieschen. Meistens handelt es sich um größere, geschlossene Areale, die sich in unmittelbarer Nähe zu Ertragsanlagen befinden. Teilweise wachsen Unterlagentriebe an Bäumen, Sträuchern oder Mauern empor. Da Unterlagensorten eine hohe Toleranz gegenüber den Pilzerkrankungen Echter Mehltau (*Uncinula necator*) und Falscher Mehltau (*Plasmopara viticola*) besitzen, ist ihr Wachstum kaum oder nicht eingeschränkt (HILLEBRAND et al. 1995). Unterlagenaustriebe sind aus reblausbiologischer Sicht von enormer Bedeutung, da sie die Voraussetzungen für die holozyklische Entwicklung der Reblaus bilden. Unterlagenaustriebe mit Reblausblattgallen liefern einen leicht erkennbaren Nachweis für die Existenz und das Ausmaß der Verbreitung der Reblaus in einem ausgewählten Gebiet (SCHLAMP 1997). Der Anteil der Standorte mit reblausbefallenen Unterlagenaustrieben im Rahmen des durchgeführten Monitorings lag bei 85 % und weist auf eine flächendeckende Verbreitung sowie eine oberirdische Vermehrung der Reblaus im Weinbaugebiet Pfalz hin (s. Tab. 3.3). Lediglich in den Weinbaugemarkungen, Mußbach und Neustadt/Weinstraße wurde bis zum Abschluß der eigenen Untersuchungen kein Reblausbefall festgestellt.

BÖRNER und SCHILDER (1933) waren der Meinung, daß die oberirdische Vermehrung der Reblaus, die Bildung von Sexuparen, Sexualen, Winterei und Gallicolen aufgrund der klimatischen Bedingungen in allen Weinbaugebieten Deutschlands möglich ist. MAILLET (1957) untersuchte den Einfluß von Klimabedingungen auf den Entwicklungszyklus der Reblaus. Entscheidende Klimaparameter bilden seinen Ergebnissen zufolge Niederschlag, Temperatur (Temperaturmaxima und -minima) und relative Luftfeuchte. Die Bildung von Maigallen, der ersten Generation von Gallicolen, bleibt aus, wenn die Temperatur

während der Schwärmperiode der Sexuparen niedrig ist. In Ländern mit aridem Klima wie z.B. in Teilen Australiens (HELM 1983), in Teilen Südafrikas (DE KLERK 1974) und in Kalifornien (FERGUSSON-KOLMES und DENNEHY 1991, 1993), kommen dagegen Gallicolen selten vor. Trotz der Bildung von Sexuparen ist die holozyklische Vermehrung in Kalifornien nicht möglich (GRANETT et al. 1991a). GÖTZ (1966) konnte nachweisen, daß das Auftreten von Maigallen im Weinbaugebiet Kaiserstuhl eng mit den klimatischen Bedingungen eines Jahres korreliert.

Die Sexuparen legen ihre Eier an die Borke von mehrjährigem Holz ab. Dies könnte eine Ursache dafür sein, daß bei dem in der Pfalz durchgeführten Untersuchungen an den ein- bis zweijährigen Unterlagenaustrieben keine Reblausblattgallen festgestellt wurden, deren Borkenstruktur noch wenig ausgebildet ist. BÖRNER und SCHILDER (1933) stellten fest, daß Blattbefall an Hybriden erst dann eintrat, nachdem die Reben mehrjährig waren und eine dicke Borkenschicht entwickelt hatten.

Im zweiten Teil der Untersuchungen konnten intensive Wechselwirkungen zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und Reblausbefall in der benachbarten Ertragsanlage beobachtet werden. Überraschend war der hohe Blattbefall der *V. vinifera*-Sorte Riesling (s. Abbildung 3.5), der eine hohe Feldresistenz gegenüber Gallicolen aufweist (SCHRUFT 1992). Doch auch SCHILDER (1949) konnte anhand umfangreicher Infektionsversuche mit Gallicolen an *V. vinifera*-Sorten Blattbefall nachweisen. Der Autor verweist darauf, daß sämtliche *V. vinifera*-Sorten nur gegen die aus dem geschlechtlich erzeugten Winterei hervorgegangene erste Frühjahrsgeneration (Fundatrixgeneration) resistent reagieren. Bei für die Reblausentwicklung vorteilhaften Klimabedingungen und in Nähe zu blattbefallenen Reben mit amerikanischen Erbgut ist Blattbefall durch Gallicolen an *V. vinifera*-Sorten möglich (STELLWAAG-KITTLER 1955). BECKER (1956b) konnte an den *V. vinifera*-Sorten Portugieser und Silvaner blattvergallte Triebe feststellen, die in 1000 - 2000 m Entfernung zu blattbefallenen Hybriden mit amerikanischen Erbgut standen. Der Autor nahm an, daß Gallicole von den befallenen Hybriden durch Wind verdriftet wurden. Untersuchungen zur Windverdriftung von Gallicolen wurden von STEVENSON (1975) in Kanada, KING und BUCHANAN (1986) in Neuseeland und Australien sowie von HAWTHORNE und DENNETHY (1991) in Nordamerika

durchgeführt. HAWTHORNE und DENNETHY (1991) konnten verdriftete Gallicolen in 61 m Entfernung von einer mit Gallicolen befallenen Ertragsanlage auf leimbestrichenen Fallen ermitteln. Die im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Untersuchungen konnten zeigen, daß in der Ertragsanlage die Anzahl an Reblausblattgallen mit wachsender Entfernung von der Driesche abnahmen. Es ist davon auszugehen, daß die Gallicolen auch hier durch den Wind von den Unterlagenaustrieben in die Ertragsanlage eingeweht wurden. Die Hauptwindrichtung am Untersuchungsstandort Mörzheim verläuft von West nach Ost. Neben der Windverdriftung und der aktiven Wanderung der Gallicolen ist eine Verschleppung der Tiere durch den Menschen und durch Bearbeitungsgeräte in Ertragsanlagen möglich (STELLWAAG 1928; BUCHANAN 1987). Inwieweit die Verbreitung der Gallicolen in der untersuchten Ertragsanlage auf diese Faktoren zurückzuführen ist, kann nicht beantwortet werden.

Als Ursache für das Auftreten von Blattgallen in Ertragsanlagen besteht neben der Einwehung von Gallicolen von Unterlagenaustrieben die Möglichkeit, daß Radicicolen in einer bereits befallenen Ertragsanlage die oberirdischen Teile der Rebstöcke besiedeln. Bei hohen Temperaturen und hoher Luftfeuchte gelang es BÖRNER (1921), im Gewächshaus aus Radicicoleneiern Gallicolen zu vermehren, die Blattgallen induzierten. Durch die Modifikation der Umweltbedingungen Licht und Temperatur konnte RILLING (1964) nachweisen, daß Eier von Gallicolen und Radicicolen in ihrer Entwicklung zur Junglarve prädeterminiert werden können. Unter Langtagbedingungen entstehen aus Radicicoleneiern Gallicolen und bei Dauerdunkelheit aus Gallicoleneiern Radicicolen. Die Ergebnisse der Induktionsversuche lassen sich nur bedingt auf das Freiland und die dortigen Klimabedingungen übertragen, da unter anderem die Versuchstemperaturen von 23 bis 28 °C weit über den Temperaturmittelwerten im Freiland liegen. Andererseits ist in der Regel die Beleuchtungsstärke im Freiland deutlich höher gegenüber den Versuchsbedingungen im Gewächshaus. Eine unmittelbare Blattbesiedlung von wurzelbürtigen Rebläusen ohne die Zwischenschaltung von Sexuparen, Sexualen und Wintereiern ist daher auch für die Versuchsfläche nicht vollkommen auszuschließen.
STELLWAAG (1928) beschreibt, daß in Blattgallen geborene Gallicolen zur Rebwurzel wandern und dort Populationen von Radicicolen begründen. STEVENSON (1975) nimmt andererseits an, daß verdriftete Gallicolen direkt in den

Boden einwandern und Rebwurzeln befallen. Diese Meinung teilen auch HAWTHORNE und DENNETHY (1991).

Entsprechend dem in der untersuchten Ertragsanlage von Westen nach Osten sinkenden Befallsgradienten der Gallicolen nahm auch bei den Radicicolen die Anzahl der befallenen Rebstöcke sowie die Nodositätenanzahl pro befallenem Rebstock mit der Entfernung von der Driesche ab (s. Abbildung 3.6). Auch STEVENSON (1975) konnte in seinen Untersuchungen feststellen, daß Reben mit Blattbefall auch verstärkt Wurzelbefall aufwiesen. Die Entwicklung der Radicicolen spielt sich jedoch unabhängig von der oberirdischen Vermehrung ab. Eine umfassende Untersuchung zur Abundanz der Radicicolen in Ontario, Kanada führte STEVENSON (1964) in einer Ertragsanlage der Sorte Delaware durch. Ab Mitte Juni konnte er die ersten Nodositäten ermitteln. Diese erreichten ihr Häufigkeitsmaximum Ende August bzw. Anfang September und korrelierten mit der Radicicolendichte. Innerhalb dieser relativ stationären Entwicklungs- und Vermehrungsphase der Radicicolen findet jedoch auch eine Dispersion durch die Wanderung von Jungläusen im Boden bzw. an der Bodenoberfläche statt. Diese Wanderung der Rebläuse dient der Auffindung von Rebwurzeln. Neben der aktiven Wanderung können Radicicolen passiv durch Bodenerosion (STELLWAAG 1928; GRANETT et al. 1991a) und Bearbeitungsgeräte (STELLWAAG 1928; KING und BUCHANAN 1986; BUCHANAN 1987) verbreitet werden. Die untersuchte Ertragsanlage war ganzflächig begrünt, im Unterstockbereich wurden Beikräuter durch Herbizide reguliert. Bodenbearbeitungsgeräte wie Fräse oder Grubber wurden nicht eingesetzt. Eine Verschleppung der Radicicolen durch die Begrünungspflege ist deshalb als sehr gering einzustufen. Dies läßt darauf schließen, daß die Verbreitung der Gallicolen in engem Zusammenhang mit der Verbreitung der Radicicolen steht.
Zwischen Juni und September beginnt im Lebenszyklus der Reblaus eine Phase der großräumigen Dispersion. Es bilden sich geflügelte Stadien, die sich weiträumig verbreiten können (RILEY 1878). STEVENSON und JUPP (1976) konnten das Auftreten von Sexuparen für Ontario, Kanada ab Ende Juli bis Ende September feststellen, mit einem gehäuften Auftreten von Mitte August bis Mitte September. BÖRNER und SCHILDER (1933) geben für Deutschland die Flugphase der Sexuparen zwischen Juli und Oktober an, in Ausnahmen fliegen die Tiere aber bereits ab Juni und bis spätestens November. Die Zeitspanne, in der die Flug- bzw.

Verdriftungsrichtung der Sexuparen für die vorliegende Untersuchung ermittelt wurde, nämlich Mitte September, ist damit als optimal einzustufen.

Sexuparen ersteigen die Triebspitze von Reben und beginnen dort ihren Flug, der aktiv 100 bis 200 m betragen kann (STELLWAAG 1928). HOFFMANN et al. (1994) beschreiben, daß kleine, flugfähige Arthropoden in höhere Luftschichten aufsteigen und durch Winde und Luftströmungen verdriftet werden können. BÖRNER und SCHILDER (1933) geben den Ausbreitungsradius der geflügelten Reblaus sogar mit bis zu 30 km an. Bereits 1891 macht MORITZ auf die Gefahr der weiträumigen Verbreitung der Reblaus durch Sexuparen aufmerksam. Im Gegensatz zu ungeflügelten Rebläusen, weisen geflügelte zwei statt einer Riechplatte je Fühler, sowie Komplexaugen, bestehend aus 200 Einzellaugen, auf, wodurch sie besser für die Migration ausgerüstet sind. BECKER (1952) und WEINMANN (1997) konnten zeigen, daß Sexuparen eine positive Phototaxis aufweisen. Deren Dispersionsdynamik kann durch leimbestrichene Fallen überprüft werden (RILEY 1878; STEVENSON und JUPP 1976; HELM 1983; KING und BUCHANAN 1986; HAWTHORNE und DENNEHY 1991). STEVENSON und JUPP (1976) konnten in Rebbeständen auf Fallen in einer Höhe von 1,50 m eine größtere Anzahl geflügelter Rebläuse als auf Fallen in einer Höhe von 0,80 m über der Erdoberfläche ermitteln. Auch WEINMANN (1997) fand auf Gelbfallen in einer Höhe von 1,30 m gegenüber Fallen in 0,45 m eine erhöhte Anzahl. Die Gelbfallen im vorliegenden Freilandversuch waren in einer Höhe von 2,40 m und damit 0,20 m über der Laubwand angebracht. Somit konnte ein Zuflug der Sexuparen in einem freien Raum stattfinden.

Im westlichen Teil der untersuchten Rebfläche wiesen über 70 % der Sexuparen westliche und im östlichen Teil zwischen 70 % und 85 % östliche Flug- bzw. Verdriftungsrichtung auf (s. Abbildung 3.7). Im mittleren Teil der Rebfläche war keine zielgerichtete Flugrichtung erkennbar. Im westlichen Teil des Weinbergs, in der Nähe der Unterlagenaustriebe, ist aufgrund der Fallenfänge von einem gerichteten Flug der Sexuparen auf die Unterlagenaustriebe in der Driesche auszugehen. Da sich am östlichen Rand des Weinbergs Ackerland anschließt, ist eine weitere Attraktionsrichtung für Rebläuse nicht anzunehmen. Die Hauptwindrichtung im Versuchsgebiet verläuft von West nach Ost. Neben einem aktiven Flug ist deshalb eine Verdriftung in Windrichtung nicht auszuschließen. Die Anzahl gefangener

Sexuparen auf Gelbfallen war am westlichen Ende der Versuchsfläche am höchsten. Es lag somit eine enge Korrelation zwischen der Nodositätenanzahl und der Anzahl an Sexuparen vor. Da über den Reblausbefall und das Vorkommen von Sexuparen in benachbarten Rebanlagen keine Ergebnisse vorliegen, kann über den Einfluß von Tieren, die ihren Flug nicht von der Versuchsanlage begannen, aber diese überflogen und gefangen wurden, keine Angaben gemacht werden.

Die großräumige Verbreitungsphase der geflügelten Reblaus endet mit der Ablage der Sexualeneier an oberirdischen Teilen, insbesondere der Borke von zwei- oder mehrjährigem Holz von Amerikanerreben (STELLWAAG 1928). Die schlüpfenden Sexuales begatten sich und legen ein Winterei wiederum an die Borke der Amerikanerreben. BUCHANAN und HARDIE 1978 fanden ein einziges Winterei an der Borke des zweijährigen Holzes der Unterlagensorte 3309C. In Deutschland wurde bislang kein Winterei gefunden, trotzdem vermutet BECKER (1960), daß die holozyklische Entwicklung der Reblaus in Deutschland möglich ist.

HAWTHORNE und DENNEHY (1991) konnten zeigten, daß an wurzelechten Reben der Sorte Concord *(V. labruscana*) Sexuparen gebildet wurden und in die blattanfällige Hybridensorte Aurora (*V. vinife*ra x *V. rupestris* (Scheele) x *V. lincececumii* (Munson) zur Eiablage einflogen. An der Sorte Aurora wurden anderseits viele Gallicolen gebildet, die durch den Wind verfrachtet werden und die Wurzeln der Sorte Concord befielen. Vergleichbare Verhältnisse lagen in der Versuchsanlage vor. In Abbildung 3.8 sind die Wechselwirkungen zwischen den reblausbefallenen Unterlagenaustrieben der Driesche und dem Reblausbefall in der Ertragsanlage zusammenfassend dargestellt.

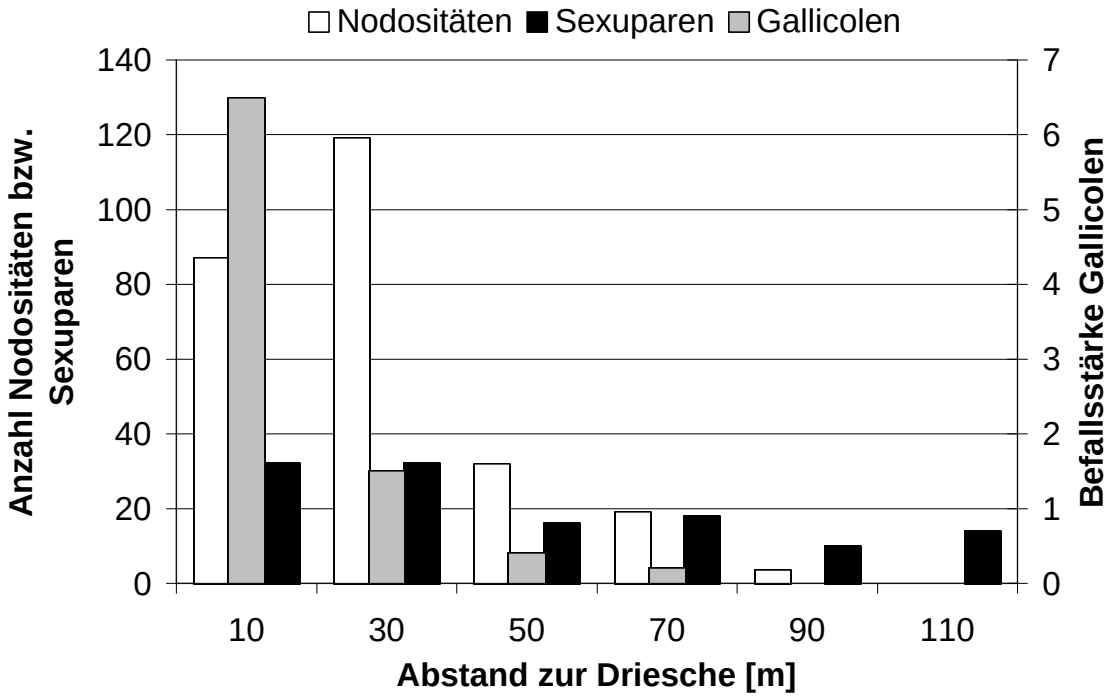


Abbildung 3.8: Anzahl an Nodositäten bzw. Sexuparen, Befallsstärke der Gallicolen Abhängigkeit des Abstands zur Driesche in der Ertragsanlage Riesling/SO4, Mörzheim, Pfalz, 1997

Die Befallsstärke der Gallicicolen ist das Produkt aus Gallenquantität und -qualität. Entsprechend den Ergebnissen von HAWTHORNE und DENNEHY (1991) sind in der vorliegenden Untersuchung die reblausbefallenen Unterlagenaustriebe möglicherweise der Geburtsort für Gallicolen, die durch Wind in die Ertragsanlage verdriftet werden. In der Ertragsanlage entspricht der Befallsgradient der Gallicolen von West nach Ost dem Gradienten für den Wurzelbefall und der Nodositätenbildung. Andererseits geht von den befallenen Wurzeln die Bildung der Sexuparen aus, deren Anzahl am westlichen Ende der Versuchsanlage am höchsten lag. Die vorliegenden Ergebnisse unterstreichen die große Bedeutung von Unterlagenaustrieben, die die holozyklische Vermehrung, die weiträumige Verbreitung und den Anstieg der Reblauspopulationsdichte in Ertragsanlagen fördern. Unterlagenaustriebe sollten zur Minderung des Reblausrisikos in jedem Fall vollständig beseitigt werden.

4 Rebe-Reblaus-Interaktionen unter definierten Umweltbedingungen

4.1 Einleitung

Bereits 1878 vermutete RILEY, daß sich die Aggressivität von Rebläusen verändern und es zur Biotypenbildung kommen kann. BÖRNER (1914a) beschrieb zwei Reblausrassen, die er entsprechend ihres geographisches Auftretens als *Vastatrix*-Rasse (südliche Reblaus) aus Südfrankreich und als *Pervastatrix*-Rasse (nördliche Reblaus) aus Lothringen benannte. Diese Bezeichnungen revidierte der Autor, nachdem sich zeigte, daß sich die Verbreitung beider Rassen nicht auf ihre geographische Herkunft zurückführen ließ. Danach führte der Autor umfangreiche Untersuchungen an Rebenarten und -sorten mit Rebläusen verschiedener Herkünfte durch. Das biologische Verhalten bzw. die Aggressivität der Reblausrassen korrelierte bei seinen Ergebnissen mit dem morphologischen Unterschied in der Stechborstenlänge der Jungläuse (BÖRNER 1922). Die langrüsslige Form der Reblaus bezeichnete der Autor als *vastatrix*-Rasse und die kurzrüsslige Form als *vitifolii*-Rasse. Diese Rassentheorie wurde von BAUER (1925), TOPI (1929) und SCHNEIDER-ORELLI (1939) in Frage gestellt, da sich nach ihren Untersuchungen die morphologischen Unterschiede nicht immer mit dem biologischen Verhalten deckten. BÖRNER (1929) definierte 1929 neue Rassenindices. BECKER (1952b) stellte jedoch fest, daß sich auch diese nicht klar differenzieren ließen. GÖTZ (1962) untersuchte Rebläuse von südbadischen und nordwürttembergischen Herkünften nach den von BÖRNER (1929) beschriebenen morphologischen Unterscheidungsmerkmalen und konnte dabei keine eindeutige Korrelation zwischen den morphologischen Merkmalen und dem biologischen Verhalten der Rebläuse feststellen. RILLING (1968) fand heraus, daß die Stechborstenlänge von Reblausjunglarven durch Temperatur- und Lichtbedingungen beeinflußt wird und damit als morphologisches Unterscheidungsmerkmal nicht geeignet ist.

Heute weisen verschiedene Autoren auf das Vorkommen von Reblausbiotypen hin. Dabei wird der Begriff „Biotyp“ für die Beschreibung von Individuen-Varianten mit unterschiedlichem biologischen Verhalten innerhalb einer Spezies verwendet. Da sich Biotypen nicht in ihrer Morphologie unterscheiden (DIEHL und BUSCH 1984), werden als Parameter für das biologische Verhalten von Reblausbiotypen gegenüber *Vitis*-Arten und -Sorten die Überlebensfähigkeit, die Populationsdynamik und ihre

Wirtspräferenzen herangezogen. Untersuchungen zur Differenzierung von Reblausbiotypen durch genetische Unterschiede wurden in Nordamerika (WILLIAMS und SHAMBAUGH 1988; LIN und WALKER 1996), Australien (CORRIE et al. 1997) und Deutschland (FORNECK et al. 1998) durchgeführt.

Untersuchungen zur Differenzierung von Reblausbiotypen über das biologische Verhalten von Rebläusen wurden in Kanada (STEVENSON 1970), Südafrika (DE KLERK 1979), Frankreich (SONG und GRANETT 1990) und Nordamerika (GRANETT et al. 1985; GRANETT et al. 1987; WILLIAMS und SHAMBAUGH 1988; GRANETT et al. 1991a; DE BENEDICTIS und GRANETT 1992; DE BENEDICTIS und GRANETT 1993; FERGUSSON-KOLMES und DENNEHY 1993; HAWTHORNE und VIA 1994; OMER et al. 1995; DE BENEDICTIS et al. 1996) durchgeführt. In Kalifornien wird zwischen zwei Reblausbiotypen A und B (GRANETT et al. 1987; DE BENEDICTIS und GRANETT 1992; DE BENEDICTIS und GRANETT 1993) unterschieden, die sich in ihrer Aggressivität gegenüber der Unterlagensorte AxR#1 (*V. vinifera* (Aramon) x *V. rupestris*) unterscheiden. KING und RILLING (1985, 1991) konnten das Vorkommen von Biotypen bestätigen. In Gefäßversuchen stellten die Autoren fest, daß deutsche und neuseeländische Rebläuse unterschiedliche Anzahlen von Nodositäten und Tuberositäten an den getesteten Rebsorten induzierten.

Da in den deutschen Weinbaugebieten große Unterschiede zwischen den Standortfaktoren Klima, Boden und Bewirtschaftung sowie im Anbau von Unterlagensorten vorliegen und die einzelnen Weinbaugebiete teilweise weiträumig voneinander getrennt sind, könnten sich auch innerhalb Deutschlands Reblausbiotypen mit unterschiedlicher Aggressivität gebildet haben. Aufgrund dessen wurden in der vorliegenden Untersuchung Rebläuse unterschiedlicher deutscher Herkünfte auf ihre Aggressivität gegenüber der Edelreissorte Riesling und den Unterlagensorten 26G sowie SO4 geprüft. Die geprüften Sorten weisen unterschiedliche Widerstandsfähigkeit gegenüber Rebläusen auf (BECKER 1956a, 1959, 1960; BOUBALS 1966; SCHAEFER 1974; SCHROPP 1996; SCHMID et al. 1999). Wobei der Unterlagensorte SO4 die höchste Widerstandsfähigkeit gegenüber Radicicolenbefall zugesprochen wird und der Edelreissorte Riesling die geringste.

4.2 Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung

4.2.1 Untersuchungen im dualen aseptischen in vitro System zur Aggressivität von Rebläusen verschiedener Herkünfte gegenüber unterschiedlichen Rebsorten

Zur Prüfung von Rebläusen verschiedener Herkünfte auf ihre Aggressivität gegenüber Edelreis- bzw. Unterlagensorten wurde das von FORNECK (1995) entwickelte aseptische duale in vitro System verwendet. In diesem Bioassay konnte der Lebensraum von Reblaus und Rebe kontinuierlich und unabhängig kontrolliert werden. Im Unterschied zu Gefäßkulturen ermöglichte das duale aseptische System den Ausschluß von sekundären Einflüssen, wie Infektionen durch Bodenmikroorganismen und durch Bodeneffekte. Das System findet unterschiedliche Anwendung. FORNECK et al. (1996) sowie GREGORCZYK und WALKER (1998) prüften verschiedene *Vitis*-Arten und -Sorten, HÖFLING et al. (1998) führten Untersuchungen zur Frühselektion von Sämlingspopulationen auf ihr Resistenzverhalten gegenüber der Reblaus in dem Bioassay durch. Außerdem wurde es von CORRIE et al. (1997) zur Prüfung von Rebläusen verschiedener Herkünfte auf ihre Aggressivität verwendet.

In Vorversuchen wurden Boniturparameter für die Beurteilung der Aggressivität von Rebläusen unterschiedlicher Herkünfte sowie für die Beurteilung der Wachstumsparameter und Schadsymptome an den Reben entwickelt. Diese werden im Kap. 4.2.1.5 vorgestellt.

4.2.1.1 Versuchsgefäß

Als Versuchsgefäß des Bioassays wurde ein rechteckiger durchsichtiger Kunststoffbehälter (Maße 77 x 77 x 97 mm) mit aufsetzbarem Deckel, der für in vitro Versuche unter dem Namen „Magentacontainer“ (Magenta GA-7 Vessel, V-8505 Sigma Chemical Co., St. Louis, MO) Verwendung findet, eingesetzt.

4.2.1.2 Nährmedium

In die Magentacontainer wurden 30 ml eines halbkonzentrierten MS-Mediums nach der unten aufgezeigten Zusammensetzung (Tab. 4.1) (MURASHIGE und SKOOG 1962) gefüllt. Die Magentacontainer wurden nach dem Autoklavieren im Winkel von 45° gelagert, so daß das Medium nach der Erstarrung nur die Hälfte des Containerbodens bedeckte.

Tab. 4.1: Zusammensetzung des Nährmediums

Menge	Einheit	Bezeichnung
50	ml/l	½ konz. MS Mineralsalze (MURASHIGE und SKOOG 1962)
1	ml/l	½ konzentrierte MS-Vitamine (Sigma M-7150)
10	g/l	Saccharose (Merck)
1	mg/l	Indol-3-Essigsäure (Sigma I-1250)
6	g/l	Agar-Agar für in vitro Kulturen (Sigma A-1296)

4.2.1.3 Pflanzenmaterial

Das Vermehrungsmaterial der Einaugenstecklinge stammte aus der in vitro Vermehrung der SLFA Neustadt, Fachbereich Phytomedizin. Pro Magentacontainer wurde je ein Einaugensteckling in das Medium intubiert und zwei Wochen in der Klimakammer aufrecht kultiviert. Die Klimaparameter der Kammer betrugen 24 °C Tagestemperatur, 20 °C Nachttemperatur, 50 % relative Luftfeuchte und 16 h Photoperiode bei einer Lichtintensität von 30 - 40 µMol m^{-2} s^{-1}. Nach zwei Wochen wurde der Magentacontainer 90° um die horizontale Achse gedreht. Die Wurzeln wuchsen entsprechend der geothropen Polarität verstärkt in den mediumfreien Raum. Nach weiteren zwei Wochen erreichte der Trieb den Deckelrand und die Wurzeln hatten sich im mediumfreien Raum ausgebreitet. Danach wurde die Triebspitze bis auf zwei Blätter dekapitiert.

4.2.1.4 Sterilisation und Inokulation der Reblauseier

Die Reblauseier zur Inokulation stammten aus der unter Kap. 2.1.3 beschriebenen Reblauszucht. Für die in vitro Versuche wurden ausschließlich Radicicoleneier verwendet. Die Eier stammten von Rebläusen, die an Wurzeln der Unterlagensorte 26G parasitiert hatten. Je 30 ein bis drei Tage alte Eier wurden von den Rebwurzeln der Vermehrungspflanzen gesammelt und in Eppendorf-Reaktionsgefäßen transportiert. Um eine Kontamination der Magentacontainer mit Pilzen und Bakterien auszuschließen, wurden die Reblauseier vor der Inokulation der Reben oberflächensterilisiert. Hierzu wurde eine 50 %ige Ethanollösung verwendet. Je 1 ml der Lösung wurde in die Reaktionsgefäße einpipettiert, 3 Minuten geschüttelt und weitere 3 Minuten zentrifugiert (12000 Umdrehungen min^{-1}). Nach der Phasentrennung wurde der Überstand mit einer Eppendorf-Pipette abgezogen. Mit einem autoklavierten Pinsel wurden die Eier in die Magentacontainer überführt. Freiliegende Wurzeln wurden bei der Ablage der Eier bevorzugt. Alle unter Kap. 4.2.1.3 und Kap. 4.2.1.4 beschriebenen Arbeiten wurden unter der Sterilbank durchgeführt.

4.2.1.5 Versuchsbonituren

In Abständen von 7, 14, 21 und 28 Tagen nach der Inokulation wurden die Rebe-Reblaus-Interaktionen durch die Bestimmung der Wachstumsparameter der Pflanze, der Fitneß und der Populationsdynamik der Rebläuse sowie der Nodositätenquantität bonitiert.

4.2.1.5.1 Wachstumsparameter der Reben

Neben der Bonitur des Sproßwachstums durch die Bestimmung der Anzahl junger Blätter und durch die Bestimmung der Sproßlänge [cm] wurde das Wurzelwachstum durch die Wurzellänge und Anzahl von Wurzelspitzen beschrieben. Die Anzahl der Wurzelspitzen wurde sowohl im mediumfreien Raum als auch im Nährmedium bestimmt, da nicht auszuschließen war, daß Rebläuse während des vierwöchigen Versuchszeitraums über Risse in das Nährmedium eindrangen und dort Wurzeln anstachen. Durch die wöchentliche Bonitur von Wurzelspitzen und von Nodositäten konnte somit neben der absoluten Anzahl von Nodositäten pro Magentacontainer der prozentuale Anteil befallener Wurzelspitzen berechnet werden.

4.2.1.5.2 Fitneß und Populationsdynamik der Rebläuse

Unter „Fitneß“ versteht man die Eignung von Individuen, sich an verschiedene Umweltbedingungen zu adaptieren und bezeichnet damit die Fähigkeit, sich bei Änderung der Umweltsituation zu behaupten (SCHAEFER und TISCHLER 1983).

Hierzu wurden die Parameter „F2-Generation“ sowie die Beziehung „F2-Generation/F1-Gerneration“, im folgenden als „Entwicklungskoeffizient“ bezeichnet, verwendet.

Zur Berechnung dieser Parameter wurde die Individuendichte, d.h. die Anzahl lebender Reblausstadien (Radicicoleneier, juvenile und adulte Radicicolen) für jede Generation (F1-Gen., F2-Gen.) erhoben.

Der Parameter „F2-Generation“ kennzeichnet die Etablierung der F2-Generation an den Versuchspflanzen:

$$F2-Gen.[\%] = \frac{(Anzahl\ Pflanzen\ mit\ Entwicklungsstadien\ der\ F2-Gen.)}{(Summe\ der\ Pflanzen)}$$

Der „Entwicklungskoeffizent“ errechnet sich aus dem Quotienten der Individuendichte lebender Reblausstadien der F2-Generation durch die Individuendichte lebender Reblausstadien der F1-Generation:

$$Entwicklungskoeffizient\ [\%] = \frac{(lebende\ Reblausstadien\ F2-Gen.)}{(lebende\ Reblausstadien\ F1-Gen.)}$$

Tab. 4.2: Entwicklungskoeffizent [F2-Gen./F1-Gen.]

Koeffizient	**Verhältnis**	**Aussage**
= 100%	F2-Gen.-Individuendichte = F1-Gen.-Individuendichte	= konstante Dichte
< 100%	F2-Gen.-Individuendichte < F1-Gen.-Individuendichte	= verringerte Dichte
> 100%	F2-Gen.-Individuendichte > F1-Gen.-Individuendichte	= erhöhte Dichte

Bei dem Koeffizienten 100 % ist die Individuendichte der zweiten Generation [F2-Gen.] gleich der Individuendichte der ersten Generation [F1-Gen.]. Ist der Koeffizient kleiner 100 % ist die Individuendichte von der ersten zur zweiten Generation gesunken. Bei Werten über 100 % ist die Individuendichte von der ersten zur zweiten Generation angestiegen.

4.2.1.5.3 Schadsymptome an den Rebwurzeln

Die Ausprägung der durch die Rebläuse bedingten Schadsymptome an den Rebwurzeln wurde mit Hilfe der Anzahl von Nodositäten und der Anzahl von Hypernodositäten ermittelt. Unter Hypernodositäten werden Anschwellungen junger Wurzelbereiche verstanden (FORNECK 1995).

4.2.1.6 Versuchsumfang

In Tab. 4.3 sind die geprüften Reblausherkünfte und die Unterlagensorten sowie die Anzahl der Wiederholungen aufgeführt. Die Rebläuse der Herkunft Italien wurden ausschließlich an der Unterlagensorte SO4 geprüft. Mit Pilzen oder Bakterien kontaminierte Wiederholungen wurden verworfen und gingen nicht in die Bewertung mit ein.

Tab. 4.3: Anzahl der auswertbaren Wiederholungen der in vitro Versuche 1997 (5 Herkünfte von Rebläusen, 2 Unterlagensorten, 1 Edelreissorte), (Laborst. = Laborstamm Geilweilerhof)

Herkunft	Rebsorte		
	Riesling	26G	SO4
Italien	-	-	11
Laborst.	9	14	8
Pfalz	8	14	9
Rheingau	4	4	8
Mosel	8	9	4

4.3 Ergebnisse

4.3.1 Wachstum der Reben

In den Tabellen A2 und A3 im Anhang sind die Wachstumsparameter des Sprosses (Blattanzahl, Sproßlänge) und in den Tabellen A4 und A5 die Wachstumsparameter der Wurzeln (Wurzellänge, Wurzelspitzen) der in vitro Pflanzen aufgelistet. Unterschiede traten zwischen einzelnen Rebsorten bezüglich ihres Sproß- und Wurzelwachstums auf. Riesling wies über alle Herkünfte die größte Blattanzahl und die größte Sproßlänge auf. Tendenziell konnte die größte Anzahl von Wurzelspitzen und die größte Wurzellänge bei der Unterlagensorte SO4 festgestellt werden. Die Reblausherkünfte hatten keinen Einfluß auf das Wachstum der geprüften Sorten.

4.3.2 Fitneß und Populationsdynamik der Rebläuse

Den höchsten Prozentsatz an Pflanzen, an denen sich die F2-Generation bilden konnte, hatte die Sorte SO4 (Abbildung 4.1). Rebläuse aller Herkünfte etablierten an dieser Sorte an etwa gleich vielen Pflanzen eine Nachfolgegeneration. Den geringsten Prozentsatz an Pflanzen, an denen sich eine F2-Generation bilden konnte, stellte die Sorte Riesling. Bei Riesling sowohl als auch bei 26G traten jedoch bei der Bildung der F2-Generation große Unterschiede in Abhängigkeit von der Herkunft der Rebläuse auf. Rebläuse des Laborstamms Geilweilerhof etablierten an annähernd gleich vielen Pflanzen der Sorten Riesling, 26G und SO4 Nachfolgegenerationen. Rebläuse der Herkunft Mosel konnten nur an 25 % der Sorte Riesling eine F2-Generation bilden. Die Herkünfte Pfalz und Rheingau bildeten an 26G und Riesling wesentlich seltener eine F2-Generation als an SO4.

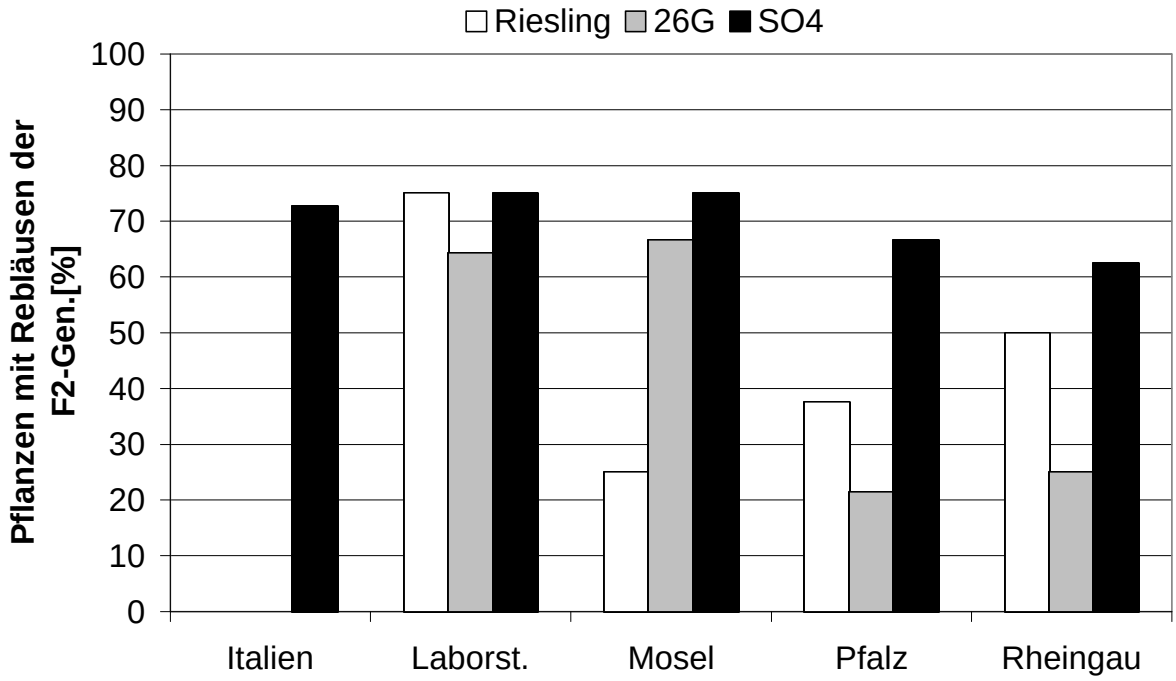


Abbildung 4.1: Bildung der F2-Generation im dualen aseptischen System
(5 Herkünfte von Rebläusen; 2 Unterlagensorten, 1 Edelreissorte)

Die Ermittlung des Entwicklungskoeffizienten [F2-Gen./F1-Gen.] der einzelnen Herkünfte an verschiedenen Rebsorten ergab bei der Herkunft Rheingau signifikante Unterschiede (Abbildung 4.2). Die Reblausdichte war an Riesling und an 26G gegenüber SO4 signifikant reduziert. Bei den restlichen Herkünften lagen verschiedene Tendenzen der Entwicklungskoeffizienten zwischen einzelnen Edelreis- bzw. Unterlagensorten vor, welche aber nicht statistisch abgesichert werden konnten. Die Individuendichte über die Generationen blieb gleich bei der Herkunft Italien auf SO4 und bei der Herkunft Laborstamm an Riesling und 26G. Eine starke Vermehrung wies die Reblauspopulation der Herkunft Mosel an 26G auf.

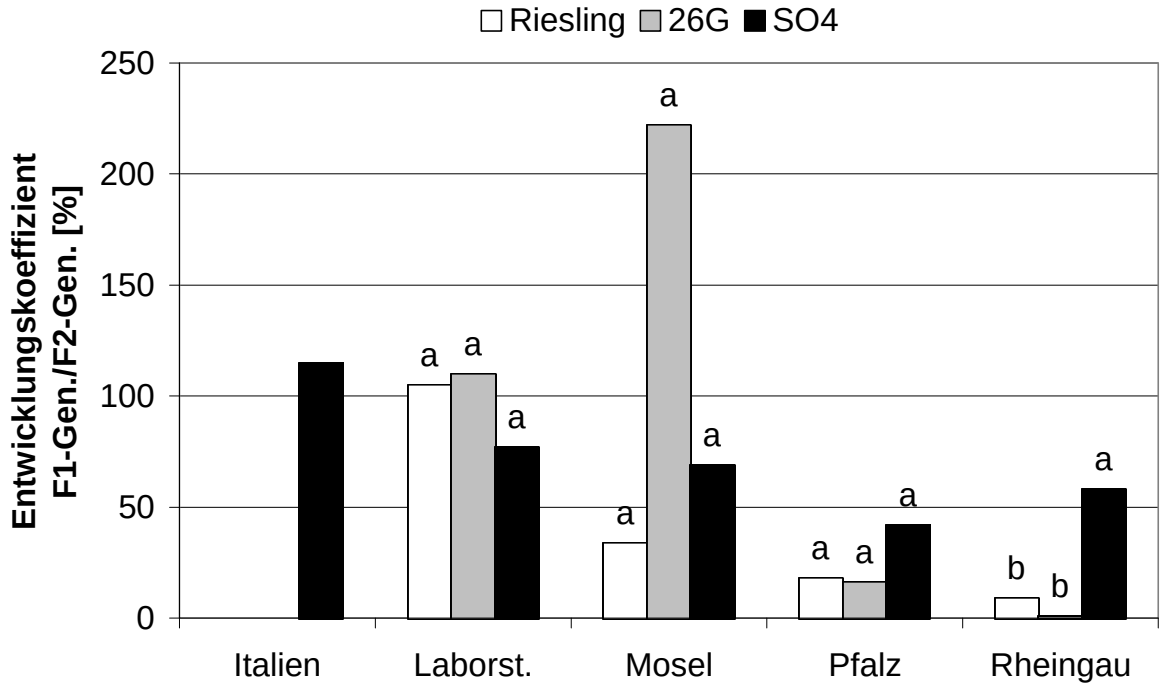


Abbildung 4.2: Entwicklungskoeffizient [F2-Gen./F1-Gen.] (5 Herkünfte von Rebläusen, 2 Unterlagensorten, 1 Edelreissorte)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, [Scheffé-Test, $p \leq 0,05$])

4.3.3 Schadsymptome

An der Unterlagensorte SO4 konnte über alle Herkünfte die höchste Anzahl an Nodositäten und Hypernodositäten ermittelt werden, gefolgt von Riesling und 26G (Abbildung 4.3). Die Rebläuse der Herkunft Rheingau induzierten an SO4 signifikant die höchste Nodositätenanzahl. Die Herkunft Mosel wies an Riesling eine höhere Nodositätenanzahl auf als sie von anderen Herkünften an Riesling verursacht wurde.

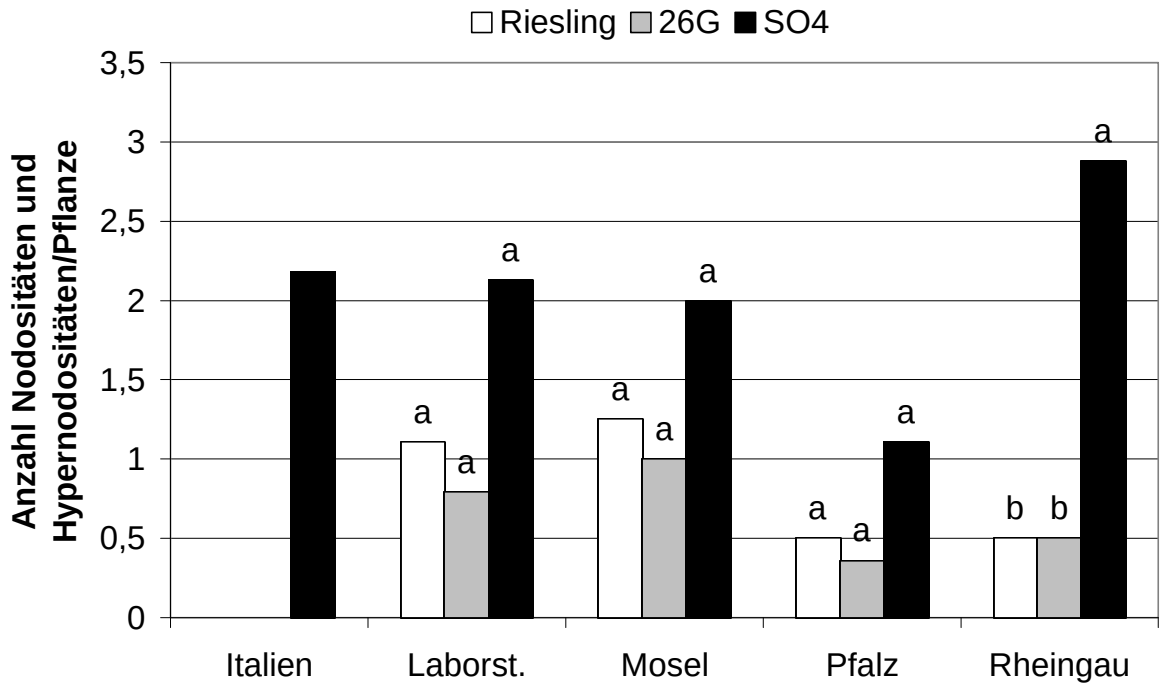


Abbildung 4.3: Nodositätenbildung bei Rebsorten in Abhängigkeit von der Herkunft der Rebläuse (5 Herkünfte von Rebläusen; 2 Unterlagensorten, 1 Edelreissorte)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, [Scheffé-Test, $p \leq 0,05$])

4.4 Diskussion

Das von FORNECK (1995) entwickelte duale aseptische in vitro System wurde verwendet um die Rebe-Reblaus-Interaktionen in einem überschaubaren, abgeschlossenen Raum, unter Ausschluß von Umweltfaktoren wie Boden- und Witterungsbedingungen sowie Pathogenen kontinuierlich und zeitlich unabhängig zu untersuchen. Durch die Steuerung der Beleuchtungsdauer, -intensität und Temperatur wurden für Reben und Rebläuse während der Versuchsdauer einheitliche Umweltbedingungen geschaffen.

In der vorliegenden Untersuchung wurden Rebläuse verschiedener Herkünfte auf ihre Aggressivität gegenüber verschiedenen Rebsorten geprüft. Rebläuse von vier deutschen Herkünften (Laborstamm Geilweilerhof, Mosel, Pfalz, Rheingau) wurden an der Edelreissorte Riesling und an den Unterlagensorten 26G sowie SO4 getestet, die Rebläuse italienischer Herkunft ausschließlich an der Unterlagensorte SO4.

Sowohl an der Edelreissorte Riesling (*V. vinifera)* als auch an den Unterlagensorten 26G (*V. vinifera x V. riparia*) und SO4 (*V. berlandieri x V. riparia*) konnten sich die

Rebläuse der getesteten Herkünfte etablieren, Nachkommen der F2-Generation bilden (s. Abbildung 4.1 und 4.2), sowie Nodositäten induzieren (s. Abbildung 4.3). An der Unterlagensorte SO4 wurde die höchste Nodositätenanzahl ermittelt, an der Unterlagensorte 26G die geringste. Das Ergebnis der vorliegenden Untersuchung steht im Kontrast zu den von MILLARDET (1892), BOUBALS (1966), POUGET (1975), und FORNECK (1995) ermittelten Anfälligkeitsklassen von Rebarten bzw. –sorten. Bei FORNECK (1995) wiesen *V. berlandieri x V. riparia*-Kreuzungen, eine geringere Nodositätenanzahl auf als *V. vinifera*-Sorten. E x A-Kreuzungen nahmen hinsichtlich der Nodositätenanzahl eine Mittelstellung ein.

Die vorliegenden Ergebnisse zeigten, daß für die Ausprägung von Nodositäten ein komplexes Zusammenspiel von Rebe und Reblaus verantwortlich ist. In den Untersuchungen konnte festgestellt werden, daß die Rebläuse der Herkunft Mosel an Riesling im Gegensatz zu anderen Herkünften die höchste Nodositätenanzahl induzierten (Abbildung 4.3). Die Rebläuse der Herkunft Mosel stammten von Rebwurzeln der Edelreissorte Riesling. Die Rebläuse der Herkunft Rheingau wiesen den höchsten Entwicklungskoeffizenten an SO4 auf und induzierten an dieser Unterlage die höchste Nodositätenanzahl, diese Rebläuse stammten von Rebwurzeln der Unterlagensorte SO4. Zum Aufbau der Reblauszucht konnte die Herkunft Mosel erst nach dreimaliger Inokulation an den Vermehrungspflanzen der Unterlagensorte 26G etabliert werden.

Die Ergebnisse der in vitro Versuche zeigten, daß die Aggressivität der Rebläuse unterschiedlicher Herkünfte in Abhängigkeit von ihrer Adaptation an eine Wirtspflanze, d.h. an eine Edelreis- bzw. Unterlagensorte steht. Diese Adaptation wird auch von anderen Autoren bestätigt: In Wurzelbeobachungskästen konnten KING et al. (1982) an Müller-Thurgau (*V. vinifera*) die höchste Anzahl an Rebläusen, Nodositäten und Tuberositäten ermitteln und nur wenige Rebläuse überlebten dagegen an den Unterlagensorten 5BB (*V. berlandieri x V. riparia*), SO4 (*V. berlandieri x V. riparia*) und 1202C (*V. vinifera x V. rupestris*). Die Rebläuse zur Inokulation der von KING et al. (1982) durchgeführten Untersuchungen stammten ursprünglich von einer wurzelechten Müller-Thurgau Ertragsanlage und wurden an Topfreben der Sorte Müller-Thurgau im Gewächshaus vermehrt. Das von KING et al. (1982) aufgezeigte Ergebnis scheint nicht besonders bemerkenswert, wenn davon ausgegangen wird, daß Müller-Thurgau wurzelecht viel reblausanfälliger ist als die

anderen getesteten Sorten. WILLIAMS und SHAMBAUGH (1988) konnten jedoch zeigen, daß Gallicole, die von der Sorte Concord (*V. labruscana* Bailey) stammten, an Topfreben sowohl an der Sorte Concord als auch an der Sorte Clinton Blattgallen induzierten. Dagegen konnten Gallicole, die von der Sorte Clinton stammten, lediglich an der Sorte Clinton Gallen bilden. SONG und GRANETT (1990) prüften in einer Wurzel-Segment-Studie Rebläuse von drei französischen Herkünften an Cabernet Sauvignon (*V. vinifera)* sowie an den Unterlagensorten 41B (*V. berlandieri x V. vinifera*), 3309C (*V. riparia x V. rupestris)* und Lot (*V. rupestris*). Die Autoren stellten fest, daß die Adaptation von Rebläusen an eine Wirtspflanze sehr hoch ist. An der Unterlage 41B war die Überlebensrate von Rebläusen, die von der Unterlage 41B stammten, im Bioassay 10 mal höher als an der Unterlagensorte 3309C. Auch die Untersuchungen von FERGUSSON-KOLMES und DENNEHY (1991, 1993) bestätigen die Adaptation von Rebläusen an bestimmte Sorten. Reblauspopulationen wurden von Wildreben (*V. riparia, V. labruscana* Bailrey Concord) im Staat New York und von Ertragsreben der Sorte Cabernet Sauvignon (*V. vinifera*) in Kalifornien gesammelt. Die in New York von *V. riparia* gesammelten Rebläuse verursachten einen geringeren Befall an Cabernet Sauvignon im Wurzel-Segment-Test als Rebläuse, die von Cabernet Sauvignon aus Kalifornien stammten. Nachdem sich die aus New York stammenden Rebläuse über einige Generationen auf Cabernet Sauvignon vermehrt hatten, ließen sich keine signifikanten Unterschiede im Befallsgrad ermitteln. Es traten jedoch Unterschiede in der Entwicklung und der Fruchtbarkeit der Rebläuse auf.

Von einigen Autoren in früheren Untersuchungen wurde die Adaptation von Rebläusen an ihren Wirt bestätigt. VIA (1991) postulierte, daß mindestens vier Generationen nötig sind, um eine Adaptation an einem neuen Wirt festzustellen. WILTHOIT und MITTLER (1991) beschreiben die Fähigkeit der Aphiden, sich innerhalb weniger Generationen an veränderte Umweltbedingungen zu adaptieren, als ein Charakteristikum dieser Insekten. FADER (1999) gelang es, die Anpassungsfähigkeit von Rebläusen verschiedener Herkünfte an neue Wirtspflanzen und Umweltbedingungen nachzuweisen.

Die Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung machen deutlich, daß die Fähigkeit von Rebläusen verschiedener Herkünfte, sich an eine Rebsorte zu adaptieren, unterschiedlich stark ausgeprägt ist. Je nach Herkunft der Rebläuse traten deutliche

Unterschiede sowohl in der Entwicklung der Nachkommen (s. Abbildung 4.1 und Abbildung 4.2) als auch in der Bildung von Nodositäten (s. Abbildung 4.3) auf. Rebläuse der Herkunft Laborstamm Geilweilerhof, die von SO4 stammten, konnten an allen getesteten Rebsorten vergleichbare Populationsdichten etablieren und Nodositäten induzieren. Rebläuse der Herkünfte Pfalz und Rheingau, die von SO4 stammten, bildeten an SO4 gegenüber 26G oder Riesling größere Populationsdichten und eine höhere Anzahl Nodositäten.

Für die Durchführung der in vitro Versuche wurden die Rebläuse der einzelnen Herkünfte an Wurzeln von Topfreben der Unterlagensorte 26G vermehrt (s. Kap. 2.1.1). Inwieweit eine Adaptation der Rebläuse in dieser kurzen Zeit ihrer Vermehrung an diese Unterlagensorte eintrat, kann nicht beantwortet werden. SONG und GRANETT (1990) vermehrten Rebläuse französischer Herkünfte vor ihrer Prüfung in Wurzel-Segment-Versuchen ausschließlich an Cabernet Sauvignon und konnten dennoch Unterschiede zwischen der Fitneß von unterschiedlich adaptierten Rebläusen feststellen. Ideal für Untersuchungen zur Fitneß von Rebläusen wäre die Verwendung des Orginalwirtes, von dem die Tiere im Freiland gesammelt wurden, als Wirtspflanze zur Vermehrungszucht.

Die Mutation im Genom von Aphiden wird diskutiert und könnte eine Grund für die intraklonale Variabilität sein (BLACKMAN 1979). Die hohe Reproduktionsrate ist möglicherweise ein Grund für die Bildung überlebensfähiger Mutanten (FADER 1999). Somit ist die Möglichkeit, daß sich parthenogenetisch fortpflanzende Rebläuse innerhalb mehrerer Generationen verändern und sich an neue Wirte adaptieren, gegeben. Im Kap. 3.1 wurde darauf hingewiesen, daß eine sexuelle Vermehrung von Rebläusen unter pfälzischen Klimabedingungen stattfinden kann. Prinzipiell besteht deshalb auch die Möglichkeit, daß sich über genetische Neukombinationsprozesse Rebläuse an unterschiedliche Rebsorten bzw. -arten als Wirtspflanzen adaptieren.

5 Einfluß der Bodenart auf die Rebe-Reblaus-Interaktionen

5.1 Einleitung

Bereits zur Jahrhundertwende machten einige Autoren darauf aufmerksam, daß im besonderen Maße die Bodenart den Reblausbefall beeinflußt. 1878 beschrieb RILEY, daß in sandigen Böden nur selten Reblausbefall vorliegt, da sich die Reblaus hier nur bedingt fortbewegen könne. Dieser Meinung schloß sich auch MORITZ (1891) an. RÁCZ (1894) definierte Sandböden mit einem Quarzanteil von mindestens 75 % als reblausimmune Sandböden, in denen kein Reblausbefall auftreten könne. Aufgrund dieser Erkenntnisse wurde der Weinbau in Weinbaugebieten mit Sandböden ausgeweitet, z.B. in Südfrankreich, in Ungarn, im Banat, in der Tschechei und auf Sizilien (STELLWAAG 1928). Andererseits bezeichnete KASERER (1927) die Lößlehmböden Niederöstereichs als halbimmun. Eine Kartierung zu Bodenarten und dem Vorkommen von Reblausherden wurde im Weinbaugebiet Rheingau angefertigt (SCHRÖDER 1967). Der Autor stellte fest, daß Pfropfrebenbestände auf kalkfreien, trockenen und leicht erwärmbaren Böden gegenüber denen auf frischen bis feuchten Böden verstärkt Reblausbefall aufweisen. In breit angelegten Untersuchungen prüften NOUGARET und LAPHAM (1928) den Einfluß der Bodenart auf den Reblausbefall in Kalifornien, STEVENSON (1963, 1964) untersuchte diese Fragestellung in Kanada und DE KLERK (1972, 1974) in Südafrika.

In den vorliegenden Untersuchungen wurden die Erkenntnisse zum Einfluß der Bodenart auf den Reblausbefall, die sich überwiegend auf Freilanderhebungen stützen unter definierten Bedingungen in Gewächshausversuchen überprüft. Neben Untersuchungen in 5 l-Gefäßen wurde in Schrägwandgefäßen, mit einem Substratvolumen von 16,65 Litern das Vorkommen von Nodositäten in unterschiedlichen Bodenschichten geprüft.

5.2 Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung

5.2.1 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in 5 l-Gefäßen

In dem Versuch sollte der Einfluß der Bodenart auf das Wurzelwachstum und auf die Nodositätenbildung unter definierten Umweltbedingungen untersucht werden. Für den Gefäßversuch wurden drei Bodenarten ausgewählt (Tab. 5.1). Der Tonanteil der Substrate stieg von reinem Schluff über schwach tonigen Schluff zu stark tonigem Schluff an. Die Böden wurden gesiebt (< 25 mm) und acht Stunden bei 120 °C sterilisiert. Vom Fachbereich Bodenkunde und Bodenschutz, der SLVA Trier wurden die Bodenart und die Korngrößen der Böden bestimmt (Tab. 5.1).

Tab. 5.1: Chemische und physikalische Eigenschaften der Versuchsböden

Bodenart	P	K	Mg	pH	Ton	Grob / Mittel-sand	Fein-sand	Schluff
	(CAL)	(CAL)	($CaCl_2$)	(KCl)				
	[mg/100 g Boden]							
Reiner Schluff	25,3	19,1	6,8	7,2	5,2	4,1	2,5	88,2
Schwach toniger Schluff	3,9	3,3	2,7	7,7	9,2	6,4	1,0	83,4
Stark toniger Schluff	9,2	47,3	7,3	7,8	20,8	1,6	1,4	76,2

Es wurden Grünstecklinge (Zweiaugenstecklinge) der Unterlagensorten 26G und SO4 zugeschnitten und wie unter 2.1.1 beschrieben angezogen. Nach vierwöchiger Anzuchtphase wurden die Grünstecklinge in vier Liter Substrat und in 5 l-Gefäße (Haugolit®) getopft. Nach weiteren 90 Tagen wurden die Reben mit 100 Gallicoleneiern (Laborstamm Geilweilerhof) inokuliert. Über eine Tröpfchenbewässerung wurden alle Varianten einheitlich mit Wasser versorgt. Der vorliegende Versuch wurde über den Zeitraum von 315 Tagen im Gewächshaus durchgeführt. Die durchschnittliche Temperatur betrug 26 ± 5 °C am Tag (16 h) bzw. 20 ± 6 °C in der Nacht (8 h). Bei nicht ausreichender natürlicher Beleuchtung wurde Zusatzlicht (Osram HQI Lampen, 400 W, DH) gegeben. Ab der vierten Woche nach

Inokulation wurde in vierwöchigen Abständen 0,02 g Stickstoff pro Pflanze in Form von Ammoiumnitrat (NH_4NO_3) appliziert. Zur Überwinterung wurden die Reben auf zwei sichtbare Augen zurückgeschnitten. Nach der Versuchsphase von 315 Tagen wurden die Pflanzen abgeerntet und entsprechend den unter Kap. 2.2 beschriebenen Boniturverfahren ausgewertet.

5.2.2 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in Schrägwandgefäßen

Die im Gefäßversuch Kap. 5.2.1 ermittelten Ergebnisse wurden in einer weiteren Versuchsanstellung in Schrägwandgefäßen überprüft. Als weitere Fragestellung wurde hier untersucht, wie sich die Rebläuse und die von ihnen induzierte Nodositätenanzahl in unterschiedlichen Substratschichten verteilen.

Die für die Untersuchung verwendeten Schrägwandgefäße waren aus PVC gefertigt und wiesen eine Höhe von 50 cm, eine Breite von 37 cm und eine Tiefe von 9 cm (Volumen 16,65 l) auf. Die Gefäße wurden in einem Winkel von 20° noch vorne geneigt, so daß entlangwachsende Wurzeln während ihres Wachstums an der abnehmbaren Frontplatte beobachtet werden konnten. Um die Wurzeln vor Lichteinfluß zu schützen, wurden die Gefäße mit schwarzer Folie abgedeckt.

Abbildung 5.1: Grünsteckling der Sorte 26G im Schrägwandgefäß 30 Tage nach Inokulation mit Gallicoleneiern im Substratgemisch Floraton®-Hortiperl®

Es wurden Grünstecklinge (Zweiaugenstecklinge) der Unterlagensorte SO4 verwendet und wie unter Kap. 2.1.1 beschrieben angezogen. Nach vierwöchiger Anzuchtphase wurden die Grünstecklinge in die Schrägwandgefäße gepflanzt. Die in Kap. 5.2.1 beschriebenen Bodenarten reiner Schluff, schwach toniger Schluff und stark toniger Schluff wurden als Substrate verwendet. Zur besseren Durchlüftung wurden die Böden mit 20 % (Volumenanteil) Perlite-Gestein Hortiperl® (Otavi Minen AG, Dorfprozelten) gemischt. Die Reben wurden über alle Varianten einheitlich mit Wasser versorgt. 120 Tage nach dem Topfen wurden die Reben mit 200 Gallicoleneiern (Herkunft Pfalz) inokuliert. Der vorliegende Versuch wurde in der Zeit vom 11.09. – 13.10.1997 bzw. – 13.11.1997 im Gewächshaus durchgeführt. Durchschnittliche Temperatur und Beleuchtung entsprechen den unter 5.2.1 beschriebenen Bedingungen. Zu zwei Boniturzeitpunkten wurden Pflanzen abgeerntet. Die erste Bonitur erfolgte 32 Tage, die zweite Bonitur 62 Tage nach der Inokulation. Die Wurzeln wurden schichtweise in Bodenblöcken (10 cm hoch, 37 cm breit, 9 cm tief) entnommen und ausgewaschen. Für die vier Bodenschichten (0 - 10

cm; 10 - 20 cm; 20 - 30 cm; 30 - 40 cm) wurden jeweils die Wurzeltrockenmasse und die Nodositätenanzahl nach den unter Kap. 2.2 beschriebenen Verfahren bestimmt.

5.3 Ergebnisse

5.3.1 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in 5 l-Gefäßen

In Tab. 5.2 ist der Einfluß der Bodenart auf die Wurzeltrockenmasse pro Primärwurzel und die Wurzellänge/Primärwurzel dargestellt. Die größte Wurzeltrockenmasse pro Primärwurzel wurde in der Variante reiner Schluff ermittelt, gefolgt von den Varianten schwach toniger Schluff und stark toniger Schluff. Die Unterlagensorte SO4 bildete in allen Bodenarten eine größere Wurzeltrockenmasse pro Primärwurzel als 26G. Die größte Wurzellänge pro Primärwurzel wurde bei der Unterlagensorte SO4 auf schwach tonigem Schluff ermittelt.

Tab. 5.2: Einfluß der Bodenart auf die Wurzeltrockenmasse und die Wurzellänge (3 Bodenarten, 2 Unterlagensorten, Versuchsphase 315 Tage (d) 20.09.1996 - 01.08.1997 bzw. 26.09.1996 - 07.08.1997)(PW = Primärwurzel)
(Werte in Spalten, mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnet signifikante Unterschiede [Scheffé-Test, p≤0,05]; Mittelwerte, n = 8 aus 32 Einzelbonituren)

Varianten	26G		SO4	
	Wurzetrocken-masse/PW	Wurzellänge/ PW	Wurzetrocken-masse/PW	Wurzellänge/ PW
	[g]	[cm]	[g]	[cm]
Reiner Schluff	1,10 a	989,12 a	1,22 a	968,59 ab
Schwach toniger Schluff	0,84 a	919,48 a	1,16 a	1310,33 a
Stark toniger Schluff	0,79 a	647,28 a	0,88 a	681,41 b

Die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel ist in Abbildung 5.2 dargestellt. Tendenziell nahm die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel mit ansteigendem Tonanteil im Substrat von reinem Schluff über schwach tonigen Schluff zu stark tonigem Schluff zu. Die Unterlagensorte 26G wies gegenüber SO4 in allen Bodenarten die höchste Nodositätenanzahl pro Primärwurzel auf.

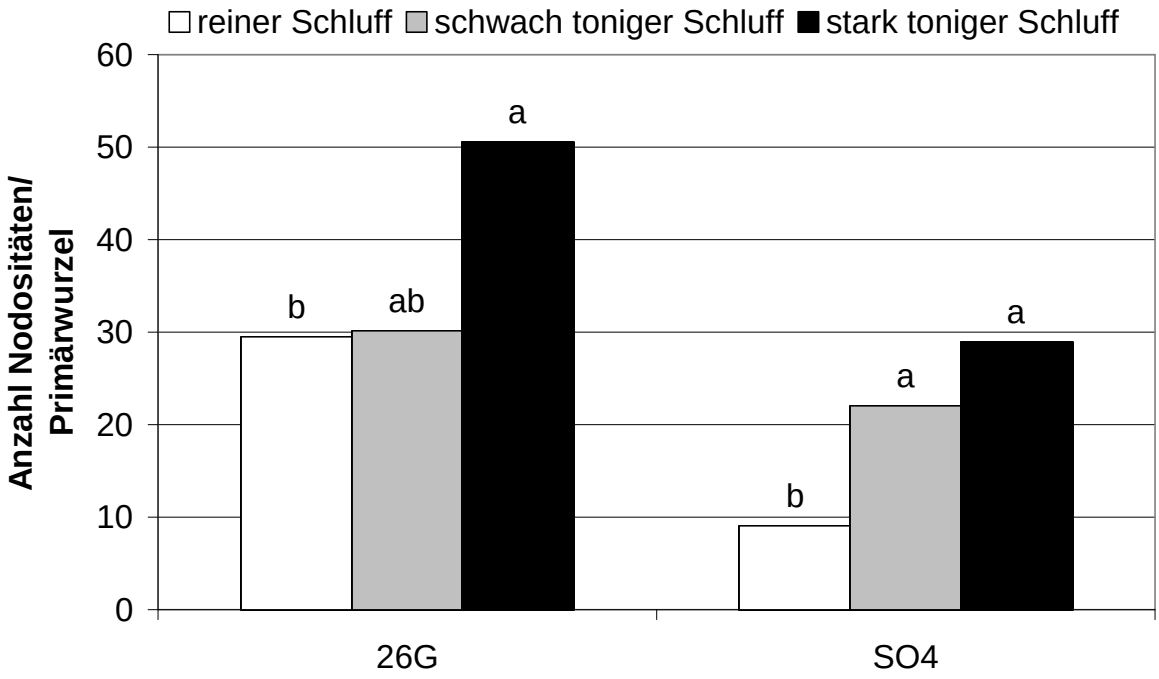


Abbildung 5.2: Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenanzahl/Primärwurzel (3 Bodenarten, 2 Unterlagensorten, Versuchsphase 315 Tage (d) 20.09.96 - 01.08.97 bzw. 26.09.96 - 07.08.97)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede [Scheffé-Test, $p \leq 0,05$] Mittelwerte, n = 8 mit je 32 Einzelbonituren)

5.3.2 Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung und das Wurzelwachstum von Grünstecklingen in Schrägwandgefäßen

In reinem Schluff konnte die größte Wurzeltrockenmasse pro Bodenschicht festgestellt werden (Tab. 5.3). Die geringste Wurzeltrockenmasse pro Bodenschicht wies die Variante schwach toniger Schluff auf. Gegenüber der ersten Bonitur konnte zur zweiten Bonitur in allen Bodenartenvarianten eine erhöhte Wurzeltrockenmasse pro Bodenschicht ermittelt werden. Die Wurzeltrockenmasse lag bei allen Bodenarten in der Bodenschicht 0 - 10 cm tendenziell am höchsten.

Tab. 5.3: Einfluß der Bodenart auf die Wurzeltrockenmasse/Bodenschicht

(3 Bodenarten, 4 Bodenschichten, Versuchsphase 32 Tage 11.09. - 13.10.1997, 62 Tage 11.09. - 13.11.1997)
(Werte in Spalten, die mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich signifikant [Scheffé-Test, p≤0,05]; Mittelwerte, n = 8 aus 32 Einzelbonituren)

Boden-schicht	Reiner Schluff		Schwach toniger Schluff		Stark toniger Schluff	
	32 d	62 d	32 d	62 d	32 d	62 d
0 - 10 cm	5,11 a	11,55 a	1,44 a	1,32 a	2,15 a	3,46 a
10 - 20 cm	3,80 bc	7,57 a	0,49 a	0,49 ab	2,26 a	2,59 a
20 - 30 cm	3,26 c	7,72 a	0,48 a	0,41 b	1,99 a	2,98 a
30 - 40 cm	4,29 ab	7,40 a	1,16 a	0,33 b	2,34 a	3,60 a

In Abbildung 5.3 ist die Nodositätenanzahl pro Bodenschicht zur ersten Bonitur, 32 Tage nach Inokulation dargestellt. Tendenziell stieg die Nodositätenanzahl pro Bodenschicht von reinem Schluff über schwach tonigen Schluff zu stark tonigen Schluff an. Gegenüber der ersten Bonitur konnte zur zweiten Bonitur in allen Bodenartenvarianten eine erhöhte Nodositätenanzahl pro Bodenschicht festgestellt werden (Abbildung 5.4). Die signifikant höchste Nodositätenanzahl konnte in der Variante stark toniger Schluff in der Bodenschicht 10 - 20 cm und die signifikant geringste in der Bodenschicht 30 - 40 cm die Nodositätenanzahl ermittelt werden. In der Variante stark toniger Schluff konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Bodenschichten festgestellt werden. Es lag eine homogene Nodositätenanzahl in den Bodenschichten vor. In der Variante reiner Schluff, Bodenschicht 0 - 10 cm konnte die signifikant höchste Nodositätenanzahl ermittelt werden. Die Nodositätenanzahlen in den anderen Bodenschichten lagen dagegen auf einem geringeren Niveau.

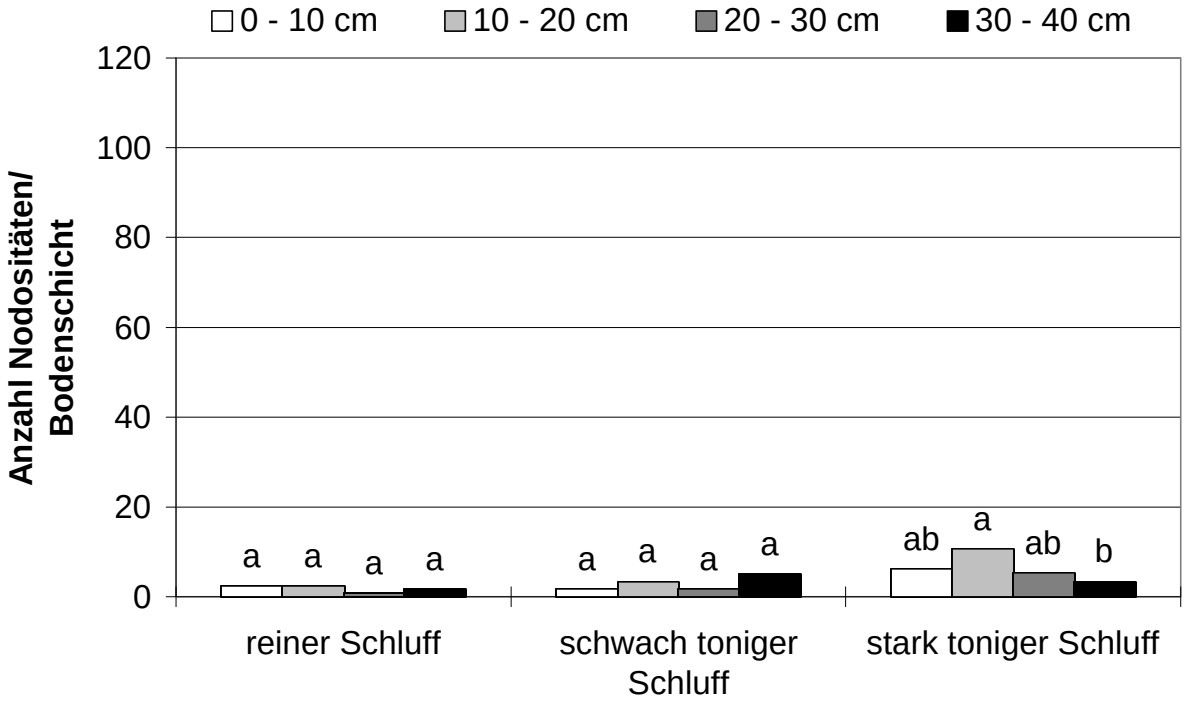


Abbildung 5.3: Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenanzahl/Bodenschicht
(3 Bodenarten, 4 Bodenschichten, Versuchsphase 32 Tage (11.09. - 13.10.1997))
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede [Scheffé-Test, p≤0,05] Mittelwerte, n = 3)

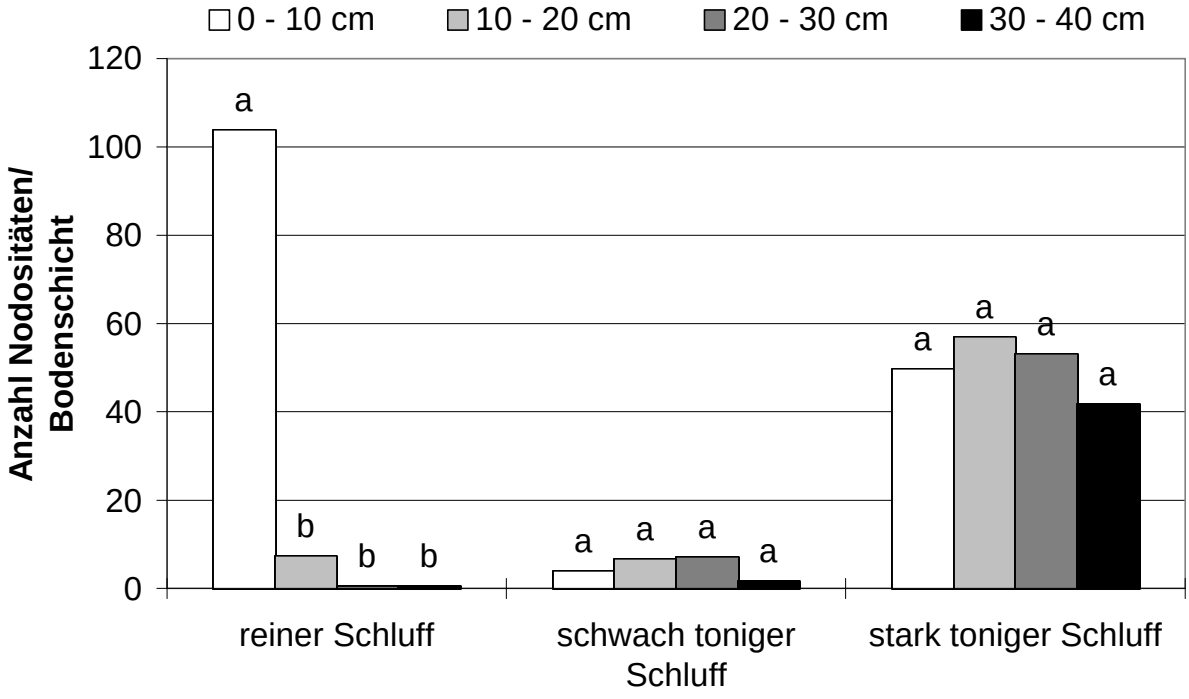


Abbildung 5.4: Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenanzahl/Bodenschicht

(3 Bodenarten, 4 Bodenschichten, Versuchsphase 62 Tage (11.09. - 13.11.1997))
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede [Scheffé-Test, p≤0,05] Mittelwerte, n = 3)

5.4 Diskussion

Ausgangspunkt der vorliegenden Untersuchungen war die Frage, inwieweit die Bodenart die Nodositätenbildung beeinflußt. Sowohl in dem Versuch mit den 5 l-Gefäßen als auch in dem Versuch mit Schrägwandgefäßen konnte gezeigt werden, daß die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel bei der Unterlagensorte 26G und bei der Unterlagensorte SO4 tendenziell mit steigendem Tonanteil im Substrat von reinem Schluff, über schwach tonigem Schluff zu stark tonigem Schluff zunimmt.

Dieses Ergebnis deckt sich mit den von verschiedenen Autoren gewonnenen Erkenntnissen. In zahlreichen Freilandbeobachtungen war festgestellt worden, daß in Böden mit hohem Sandanteil, im Gegensatz zu Böden mit hohem Tonanteil kein bzw. nur geringer Reblausbefall vorliegt (RILEY 1878; MORITZ 1891; RÁCZ 1894, STELLWAAG 1928; NOUGARET und LAPHAM 1928). Auch neuere Meldungen aus verschiedenen Weinbaugebieten bestätigen die gewonnenen Ergebnisse. DE KLERK (1972) bemerkt, daß im Nordwesten der Kap Province Südafrikas, im Weinbaugebiet Oilifants River Reblausbefall in schwereren Böden, wie Alluvial- und Karooböden auftrat. Auf Sandböden kam es dagegen nie zu Reblausbefall. Nach BUCHANAN und HARDIE (1978) ist die Virulenz der Reblaus in Australien am höchsten auf schweren kalkreichen Böden. Auch STEVENSON (1963, 1964) konnte in Kanada auf tonigen Lehmböden eine erhöhte Anzahl befallener Reben, vergallter Wurzeln und eine erhöhte Reblausdichte feststellen. Untersuchungen von DE KLERK (1974) zeigen, daß der Reblausbefall auf schweren Böden signifikant höher ist als auf leichten. Auf Böden mit einem Fein- und Mittelsandanteil von 84,8 % bis 97,4 % und einem Tonanteil von 1,8 % bis 3,8 % konnte der Autor keinen Reblausbefall ermitteln.

Eine mögliche Ursache für den erhöhten Reblausbefall in tonigem Boden könnte auf ein erhöhtes Wurzelwachstum in dieser Bodenart zurückzuführen sein, da dann für die Entwicklung der Reblaus mehr meristematisches Gewebe zur Verfügung stehen würde. In den Untersuchungen zum Einfluß der Bodenart in 5 l-Gefäßen wurde deshalb die Wurzeltrockenmasse bestimmt. Die größte Wurzeltrockenmasse pro Primärwurzel fand sich dabei in reinem Schluff, gefolgt von schwach tonigem Schluff und stark tonigem Schluff (s. Tab. 5.2), während sich die Nodositätenanzahl gegenläufig verhielt (Abbildung 5.2). Die Unterlagensorte SO4 bildete gegenüber 26G in allen Bodenarten die größte Wurzeltrockenmasse pro Primärwurzel, während

26G in allen Bodenarten mehr Nodositäten aufwies. Nach diesen Ergebnissen besteht offensichtlich keine Korrelation zwischen Wurzelwachstum und Nodositätenanzahl.

Die Untersuchung von DE KLERK (1974) zeigt, daß sich Reblauspopulationen nicht homogen über alle Bodenschichten verteilen, sondern besonders in der obersten Bodenschicht vorkommen. Der Versuch in den 5-l Gefäßen konnte nicht aufzeigen, wie sich Wurzeltrockenmasse und Nodositäten auf verschiedene Bodenschichten verteilen. Deswegen wurde in einem Versuch mit Schrägwandgefäßen die Verteilung der Wurzeln und Nodositäten auf die Bodenschichten untersucht (s. Tab. 5.2). In der Variante stark toniger Schluff konnten dabei keine signifikanten Unterschiede zwischen den Bodenschichten festgestellt werden. Hier lag eine homogene Nodositätenanzahl sowie Wurzeltrockenmasse in den Bodenschichten vor. In der Variante schwach toniger Schluff konnten keine Unterschiede zwischen der Nodositätenanzahl der einzelnen Bodenschichten ermittelt werden. Das Wurzelwachstum war aufgrund von Verschlemmung in dieser Bodenart sehr gering. In der Variante reiner Schluff, die den höchsten Sandanteil aufwies, konnte in der Bodenschicht 0 - 10 cm die signifikant höchste Nodositätenanzahl ermittelt werden (s. Abbildung 5.4). Die Nodositätenanzahlen in den anderen Bodenschichten lagen dagegen auf einem wesentlich geringeren Niveau. Auch die Wurzeltrockenmasse war in der Bodenschicht 0 - 10 cm am höchsten.

Das Ergebnis zeigt nicht nur einen Zusammenhang zwischen Wurzeltrockenmasse und Nodositätenanzahl, sondern macht deutlich, daß nur in Böden mit höheren Tongehalten eine Verbreitung der Reblauspopulation über mehrere Schichten eintrat. Der Reblausbefall in reinem Schluff beschränkte sich nahezu ausschließlich auf die oberste Bodenschicht also im Bereich der Inokulation. Dies läßt auf unterschiedliche Migrationsmöglichkeiten für die Reblaus in den Böden schließen. Diese Annahme legt auch die Untersuchung von BREIDER (1938) nah. Er konnte bei Versuchen in Wurzelkästen feststellen, daß der Reblausbefall anfälliger Unterlagensorten auch in Sand möglich ist. Der Reblausbefall beschränkte sich jedoch auf die Inokulationsstelle. Eine Ausbreitung des Insekts auf weitere Teile der Wurzel war nur eingeschränkt möglich.

Die aktive Verbreitung von wandernden Radicicolen steht also in Abhängigkeit von Bodenfaktoren wie der Bodenart und der Bodenfeuchte (STELLWAAG 1928). Migrationsmöglichkeiten erhält die Reblaus durch Risse im Boden, die durch Schrumpfung und Quellung entstehen. Das Ausmaß der Schrumpfung und Quellung bei gleichem Wassergehalt steigt mit zunehmender spezifischer Oberfläche der Böden bzw. deren Tonminerale, bei gleicher Tonmineralzusammensetzung also mit zunehmendem Tongehalt. Tonreiche Böden weisen im trockenem Zustand Risse auf, die tief in den Boden hineinreichen können und sich nach intensiver Befeuchtung schließen. Durch die Bildung von Schrumpfungsrissen in tonhaltigen Substraten besteht für juvenile Radicicolen neben der unterirdischen Migration von Wurzel zu Wurzel die Möglichkeit weit entfernte Wurzeln aufzusuchen (STELLWAAG 1928). In sandigen Böden, die nicht schrumpfen und quellen, ist die Wanderungsgeschwindigkeit, durch die Sandteilchen gehemmt.

6 Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Rebe-Reblaus-Interaktionen

6.1 Einleitung

Bereits 1875 machte WITTMACK aufgrund von Praxisbeobachtungen auf die Stickstoffdüngung zur Regulierung der Reblaus aufmerksam: „Mit gutem Erfolg haben sich an manchen Stellen die sogenannten künstlichen Düngemittel bewährt, namentlich stickstoffreiche und kalireiche; eingehende Versuche unter den verschiedenen Verhältnissen sind jedoch noch nöthig.“ Auch RILEY (1878) empfahl neben der Anwendung von Bodenentseuchungsmitteln kalium- und stickstoffhaltige Düngemittel zur Reduktion der Reblausdichte und zur Förderung des Rebenwachstums einzusetzen. BÖRNER (1939) wies andererseits darauf hin, daß Düngesalze nicht als Insektizide wirken, sondern durch die Düngung das Wachstum der Wurzeln gefördert und somit eine Massenvermehrung der Reblaus begünstigt wird. Da die Wüchsigkeit der Rebe von fast jeder weinbaulichen Maßnahme beeinflußt wird, bezog STELLWAAG (1928) Schnitt, Erziehungsform, Düngung und Bodenbearbeitung mit in die Reihe der Faktoren ein, die die Reblauswiderstandsfähigkeit von Reben modifizieren. 1955 berichtete SIEGEL von Wachstumsdepressionen an Pfropfreben, die auf Nährstoffmangel und Reblausbefall hindeuten. Auch SCHAEFER (1976) machte darauf aufmerksam, daß es bei Pfropfreben in Junganlagen zu zeitlich begrenzten Wachstumsdepressionen aufgrund von starkem Reblausbefall, schlechter Kulturführung oder mangelnder Nährstoffversorgung kommen kann.

Trotz dieser Hinweise zum Einfluß der Düngung auf den Reblausbefall liegen bisher keine detaillierten Untersuchungen vor, die die Wechselwirkungen zwischen Reblausbefall an Pfropfreben und der Nährstoffversorgung der Reben aufzeigen. Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurden daher Labor-, Gefäß- und Freilanduntersuchungen zum Einfluß der Stickstoffdüngung auf den Reblausbefall bzw. die Nodositätenbildung durchgeführt.

6.2 Versuchsanordnung und Versuchsdurchführung

6.2.1 Einfluß der Stickstoffdüngung vor und nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen

Für den Versuch wurden Grünstecklinge (Zweiaugenstecklinge) der Unterlagssorten 26G und SO4 verwendet. Als Substrat wurde ein Gemisch tonhaltiger Anzuchterde Floraton 1® (Fa. Floragard, Oldenburg) und geblähten Perlite-Gestein Hortiperl® (Otavi Minen AG, Dorfprozelten) im Volumenverhältnis 2 : 1 verwendet. In Tab. 6.1 sind die Substratanalysen für Floraton 1®, die vom Hersteller angefertigt wurden, aufgeführt. Die Reben wurden 45 Tage nach dem Topfen mit 100 Gallicoleneiern (Herkunft Pfalz) inokuliert.

Tab. 6.1: Chemische Kenndaten des Kultursubstrats Floraton 1®

N	P	K	pH	Leitfähigkeit	Salzgehalt	Volumen Gewicht tr.
(mg/l)	[mg/100 g]			[µS/cm]	[g/l]	[g/l]
114[87]	44[33]	105[80]	5,7	300	0,9	131

Drei Stickstoffvarianten mit je sechs Wiederholungen wurden angelegt (Tab. 6.2). In den Stickstoffvarianten 1,0 g N/Pfl. (Gramm Stickstoff pro Pflanze) und 1,5 g N/Pfl. wurde Stickstoff in fünf Gaben (21.08., 10.09., 22.09., 02.10., 13.10.1997) in Form von Ammoniumnitrat (NH_4NO_3) direkt auf die Substratoberfläche pipettiert. Anschließend wurden die Pflanzen mit 250 ml Leitungswasser gegossen. Umgerechnet entspricht die Stickstoffmenge von 1,0 g N/Pfl. im Gefäßversuch 60 kg N/ha im Freiland (MERKT 1998a). Zwei Stickstoffgaben wurden vor, drei nach der Inokulation von Reblauseiern appliziert. In der Variante 0 g N/Pfl. wurde über die gesamte Versuchsphase kein Stickstoff gegeben.

Tab. 6.2: Versuchsvarianten

Variante	Einzel-N-Gabe/Pflanze	Anzahl der Einzel-N-Gaben	Gesamt-N-Gabe/Pflanze	Ernte nach Inokulation
	[g]		[g]	[d]
0 g N/Pfl.	0	0	0	40
1,0 g N/Pfl.	0,2	5	1,0	40
1,5 g N/Pfl.	0,3	5	1,5	40

Die Pflanzen wurden nach Bedarf einheitlich mit Leitungswasser gegossen. 40 Tage nach der Inokulation wurden die Reben wie in Kap. 2.2 beschrieben abgeerntet und die Nodositätenquantität und -qualität, die Wurzellänge, die Wurzeltrockenmasse sowie die Trockenmasse der oberirdischen Sproßteile ermittelt.

6.2.2 Einfluß einer einmaligen, geringen Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen

In einem weiteren Versuchsansatz wurde überprüft, inwiefern Stickstoff direkt auf bestimmte Reblausstadien wirkt oder die Toleranz der Pflanze durch die Stickstoffgaben gefördert wird und somit eine indirekte Stickstoffwirkung vorliegt. In diesem Gefäßversuch wurde deshalb eine einmalige, geringe Stickstoffgabe nach der Inokulation appliziert.

Für den Versuch wurden Grünstecklinge der Unterlagensorte SO4 verwendet. Gefäße, Substrate und Behandlungen während der Versuchsphase entsprachen den in Kap. 6.2.1 beschriebenen. 60 Tage nach dem Topfen wurden die Reben mit 100 Gallicoleneiern (Laborstamm Geilweilerhof) inokuliert. Nach weiteren 20 Tagen wurden die Reben mit Stickstoff in Form von Ammoniumnitrat (NH_4NO_3) gedüngt. In Tab. 6.3 sind die Stickstoffvarianten aufgeführt. Die Stickstoffmengen wurden direkt auf die Substratoberfläche pipettiert. Die Pflanzen wurden anschließend mit 250 ml Leitungswasser gegossen. In der Variante 0,2 g N/Pfl.+H_2O wurde die Stickstoffmenge von 0,2 g zusammen mit 250 ml Wasser appliziert. Die Pflanzen der Variante 0 g N/Pfl. wurden über die gesamte Versuchsphase nicht mit Stickstoff versorgt.

Tab. 6.3 Versuchvarianten

Variante	Einzel-N-Gabe/Pflanze	Anzahl der Einzel-N-Gaben	Gesamt-N-Gabe/Pflanze	Ernte nach Inokulation
	[g]		[g]	[d]
0 g N/Pfl.	0	0	0	40
0,05 g N/Pfl.	0,05	1	0,05	40
0,1 g N/Pfl.	0,1	1	0,1	40
0,2 g N/Pfl.	0,2	1	0,2	40
0,2 g N/Pfl.+H_2O	0,2	1	0,2	40

40 Tage nach der Inokulation (20 Tage nach der Stickstoffgabe) wurden die Pflanzen wie in Kap. 2.2 beschrieben abgeerntet und die Nodositätenquantität und -qualität, die Wurzellänge, die Wurzeltrockenmasse, die Trockenmasse der oberirdischen Sproßteile sowie die Gesamtstickstoffgehalte der Blattspreiten ermittelt. Zusätzlich wurden die N_{min}-Gehalte und die Salzkonzentration im Substrat bestimmt. Die Analyse des Gesamtstickstoffgehalts (6.2.2.1), die Analyse der N_{min}-Gehalte (6.2.2.2) und die Analyse der Salzkonzentration (6.2.2.3) werden im folgenden vorgestellt.

6.2.2.1 Analyse des Gesamtstickstoffgehalts

Bei den Gefäßversuchen wurde der Gesamtstickstoffgehalt der Blattspreiten ermittelt. Dazu wurden die getrockneten Blattspreiten in einer Achatmühle staubfein gemahlen und bis zur Analyse in einem Exikkator aufbewahrt. Die quantitative Ermittlung des Stickstoffgehalts erfolgte nach Kjeldahl. Dazu wurde 1 g der gemahlenen Trockensubstanz unter Zugabe von 15 ml konzentrierter Schwefelsäure und 7,5 g Missouri-Katalysator aufgeschlossen (Aufschluß-Apparatur: Büchi Digestor 425). Anschließend wurde die aufgeschlossene Probe mit 70 ml entionisiertem Wasser verdünnt, mit 90 ml Natronlauge (32 %ig) alkalisiert und das Ammoniak in einer Borsäurevorlage (2 %ig) mit Wasserdampf überdestilliert (Wasserdampf-Destillator: Büchi Destillier Unit). Zur Bestimmung des Stickstoffgehalts wurde das Destillat mit 0,1 N Schwefelsäure auf den Ausgangswert pH 4,65 titriert (Metrohm 655 Dosimat, pH-Meter Metrohm 610, Impulsomat Metrohm 614) und aus dem Schwefelsäureverbrauch der Stickstoffgehalt berechnet.

6.2.2.2 Analyse der N_{min}-Gehalte

Um einen Mineralisierungsschub zu unterbinden, wurden sowohl die Bodenproben aus den Freilandversuchen als auch die Substratproben aus den Gefäßversuchen direkt nach der Probenahme gekühlt. Der Transport erfolgte in mit Kühlaggregaten ausgestatteten Kühlboxen, die Zwischenlagerung bis zur Analyse in einer Tiefkühltruhe bei –18 °C. Für die Extraktion wurden die Proben in einem Kühlraum bei 2 – 4 °C aufgetaut. Die Analyse der N_{min}-Gehalte erfolgte nach der von SCHALLER (1988) beschriebenen Methode. Dazu wurden 10 g Feuchtboden bzw. –substrat mit 25 ml 0,01 M $CaCl_2$-Lösung versetzt und für 2 h geschüttelt. Nach zehnminütiger Zentrifugation (5000 Umdrehungen min^{-1}) wurde der Überstand durch Faltenfilter (Schleicher und Schuell, Typ 595 ½) filtriert. Die Messung des Nitrat-Stickstoffgehalts erfolgte im Photometer (UV, 210 nm).

6.2.2.3 Analyse der Salzkonzentration

Die Analyse wurde entsprechend der von HOFFMANN (1991) beschriebenen Methode der Leitfähigkeitsmessung zur Bestimmung des Salzgehaltes in Böden, gärtnerischen Erden und Substraten vorgenommen. Das Prinzip der Bestimmung basiert auf der Extraktion der Erde mit *Aqua. dest.* im Verhältnis 1 : 10 (m : v) und auf der Berechnung des Salzgehalts als KCl nach konduktometrischer Messung der Leitfähigkeit. 10 g Bodentrockensubstanz (105 °C) wurde mit 100 ml *Aqua. dest.* zwei Stunden geschüttelt, über einem aschefreien Filter abfiltriert und anschließend bei 25 °C konduktometrisch vermessen. Aus der Leitfähigkeit [mg/l] KCl läßt sich die Salzkonzentration in W (KCl) berechnen.

6.2.3 Einfluß der Substratfeuchte und ein- bzw. zweimaliger Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen

In diesem Gefäßversuch wurde geprüft inwieweit der Effekt der Stickstoffdüngung auf die Veränderung der Salzkonzentration im Substrat zurückzuführen ist. Bedingt durch die Stickstoffdüngung verändern sich die Salzkonzentration und das osmotische Verhältnis im Substrat. Dies könnte einen direkten Einfluß auf die Reblauspopulation und damit auf die Bildung von Nodositäten haben. Neben der Stickstoffdüngung hat die Substratfeuchte einen Einfluß auf die Salzkonzentration (MERKT 1998b). Aufgrund dessen wurde der Einfluß von unterschiedlich hohen Stickstoffgaben in zwei Substratfeuchten nach zwei Ernteterminen getestet. Die Bestimmung der Substratfeuchte ist unter Kap. 6.2.3.1 beschrieben.

6.2.3.1 Bestimmung der Substratfeuchte

Für den Gefäßversuch Kap. 6.2.3 wurde während der Versuchsphase eine definierte Substratfeuchte eingestellt. Vor dem täglichen Gießen der Pflanzen wurden die Gefäße gewogen und danach bis zum errechneten Sollgewicht gegossen. Um die gewünschte Substratfeuchte einzustellen, wurde in einem Vorversuch die maximale Wasserkapazität (WK_{max}) für das verwendete Substrat ermittelt. Als maximale Wasserkapazität wird diejenige Wassermenge bezeichnet, die ein Boden - abhängig von seiner Struktur - maximal entgegen der Schwerkraft zu halten vermag. 100 g ofentrockenes Substrat (105 °C) wurde auf einen mit Wasser angefeuchtetes Faltenfilter in einen Glastrichter (ausgewogen) gegeben und danach in ein Wasserbad gestellt, so daß sich das Substrat kapillar mit Wasser sättigte. Anschließend wurde der Trichter, mit einem Uhrglas abgedeckt und zum Abtropfen stehengelassen. Bei Abschluß der Abtropfphase wurde zurückgewogen. Dieser Vorgang wurde zweimal wiederholt und aus den ermittelten Meßdaten die WK_{max} für das Substrat errechnet:

WK_{max} [%] = x – 100 g
x = Gewicht von 100 g trockenem Substrat (105 °C) nach Wassersättigung [g]

Für den Gefäßversuch wurden Grünstecklinge der Unterlagensorte 26G verwendet. Gefäße, Substrate und Behandlungen während der Versuchsphase entsprechen den unter Kap. 6.2.1 beschriebenen. Ein Teil der Pflanzen wurde 40 Tage nach dem

Topfen mit 100 Gallicoleneiern (Laborstamm Geilweilerhof) inokuliert, die restlichen Pflanzen dienten als nicht inokulierte Kontrollen.

Täglich wurden die Pflanztöpfe gewogen und Wasser bis zu einer Substratfeuchte von 50 % WK_{max} (Variante 30 % – 50 % WK_{max} Substratfeuchte) bzw. 80 % WK_{max} (Variante 60 % - 80% WK_{max} Substratfeuchte) gegossen. Zur Inokulationskontrolle wurden 20 Tage nach Inokulation sechs Pflanzen abgeerntet und die Nodositätenanzahl bonitiert. In Tab. 6.4 sind die Versuchsvarianten aufgeführt. In den Varianten 1 x 0,15 g N/Pfl. und 1 x 0,3 g N/Pfl. wurden 20 Tage nach Inokulation einmalig 0,15 g N bzw. 0,3 g N pro Pflanze in Form von Ammoniumnitrat (NH_4NO_3) appliziert. Die Stickstoffmengen wurden direkt auf die Substratoberfläche pipettiert. Die Pflanzen wurden anschließend mit 250 ml Wasser gegossen. In der Variante 1 x 0 g N/Pfl. wurde kein Stickstoff appliziert. Die Pflanzen wurden 30 Tage nach Inokulation (10 Tage nach Düngung) abgeerntet. In den Varianten 2 x 0,15 g N/Pfl. und 2 x 0,3 g N/Pfl. wurde zweimalig die Stickstoffmenge von 0,15 g N/Pfl. bzw. 0,3 g N/Pfl. appliziert. In der Variante 2 x 0 g N/Pfl. wurde über die gesamte Versuchsphase kein Stickstoff gedüngt.

Tab. 6.4: Versuchsvarianten

Variante	Einzel-N-Gabe/Pflanze	Anzahl der Einzel-N-Gaben	Gesamt-N-Gabe/Pflanze	Ernte nach Inokulation
	[g]		[g]	[d]
1 x 0 g N/Pfl.	0	0	0	30
1 x 0,15 g N/Pfl.	0,15	1	0,15	30
1 X 0,30 g N/Pfl.	0,3	1	0,3	30
2 x 0 g N/Pfl.	0	0	0	40
2 x 0,15 g N/Pfl.	0,15	2	0,3	40
2 x 0,30 g N/Pfl.	0,3	2	0,6	40

Diese Pflanzen wurden 40 Tage nach Inokulation (10 bzw. 20 Tage nach Düngung) abgeerntet und bonitiert. Neben den in 2.2 beschriebenen Bonituren wurde die Trieblänge bestimmt.

6.2.4 Einfluß des Stickstoffstatus von Grünstecklingen auf die Nodositäten-bildung

Um festzustellen, inwieweit der Stickstoffeffekt auf die Stickstoffversorgung der Pflanze zurückzuführen ist, wurde in einem weiteren Gefäßversuch der Einfluß des Stickstoffstatus der Rebe auf die Nodositätenbildung geprüft. Für diesen Versuchsansatz wurden Reben mit unterschiedlich hohen Stickstoffgaben angezogen, dann in stickstoffreies Substrat umgetopft, anschließend inokuliert und nach einer Versuchsphase abgeerntet und ausgewertet. Es wurden Grünstecklinge der Unterlagensorte 26G verwendet. Die Reben wurden in Pflanztöpfe (Durchmesser 12 cm) mit 0,7 l Blähton (Seramis®) getopft und in fünf Einzelgaben mit Makronährstoffen durch Kaliumsulfat (K_2SO_4), Kaliumhydrogenphosphat (KH_2PO_4) und Magnesium sowie mit Mikronährstoffen (Fetrilon-Combi®) über alle Varianten gedüngt.

Es wurden 3 Stickstoffvarianten mit je 15 Wiederholungen angelegt (Tab. 6.5). Stickstoff wurde in Form von Ammoniumnitrat (NH_4NO_3) in der Variante 0,2 g N/Pfl. in zwei Einzelgaben von 0,1 g N/Pfl., in der Variante 0,5 g N/Pfl. in fünf Einzelgaben von 0,1 g N/Pfl. und in der Variante 1,0 g N/Pfl. in fünf Einzelgaben von 0,2 g N/Pfl. appliziert. Die Stickstoffgabe erfolgte wie in Kap. 6.2.1 beschrieben.

Tab. 6.5: Versuchsvarianten

Variante	Einzel-N-Gabe/Pflanze	Anzahl der Einzel-N-Gaben	Gesamt-N-Gabe/Pflanze	Ernte nach Inokulation
	[g]		[g]	[d]
0,2 g N/Pfl.	0,1	2	0,2	40
0,5 g N/Pfl.	0,1	5	0,5	40
1,0 g N/Pfl.	0,2	5	1,0	40

40 Tage nach der Anzucht wurden die Pflanzen in 2,5 l nährstoffreies Seramis® in 5 l-Pflanztöpfe (Haugolit®) umgetopft und nach weiteren 7 Tagen mit 100 Gallicoleneiern (Laborstamm Geilweilerhof) inokuliert. Täglich wurden die Pflanztöpfe gewogen und Wasser bis zu einer Substratfeuchte von 50 % WK_{max} (Varinate 30 % – 50 % WK_{max} Substratfeuchte) gegossen. 40 Tage nach der

Inokulation wurden die Pflanzen wie in Kap. 2.2 beschriebenen abgeerntet und bonitiert.

6.2.5 Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung an Pfropfreben in einer Ertragsanlage

Aufgrund der Ergebnisse der Gefäßversuche zum Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung sollte die Übertragbarkeit des Effekts auf das Freiland untersucht werden.

Der Versuch wurde in einem 1983 angelegten Weinberg der Rebsorte Müller-Thurgau auf der Unterlagensorte 26G, im Anbaugebiet Pfalz, Bereich Mittelhaardt, Gemarkung Zell durchgeführt. Die Anlage wies starke Wachstumsdepressionen auf. In einer 1997 durchgeführten Bonitur konnte auf der gesamten Rebfläche ein hoher und homogener Befall mit Rebläusen festgestellt werden. Bei der Bodenart handelte es sich um stark tonigen Schluff. Dieser Boden wurde auch für die Gefäßversuche zum Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung verwendet (s. Kap. 5.2.1). Jede zweite Gasse war mit einer Gräsermischung begrünt, die anderen Gassen waren offen gehalten worden. Im Unterstockbereich waren zweimal Herbizide zur Regulierung der Beikräuter eingesetzt worden. Die Rebzeilen verliefen in Nord-Süd-Richtung, hatten eine Gassenbreite von 2,65 m und 1,2 m Stockabstand. Insgesamt umfaßte der Weinberg 15 Rebreihen mit jeweils 70 Rebstöcken pro Rebreihe und einer Gesamtfläche von 3340 m².

Als Versuchsanodnung wurde die randomisierte Blockanlage mit vier Wiederholungen gewählt. Es wurden vier Stickstoffdüngungsvarianten geprüft (Tab. 6.6). Die Stickstoffgabe in der Variante 30+0 kg N/ha erfolgte vor der Rebblüte (19.05.1998), die in den Varianten 45+45 kg N/ha und 90+90 kg N/ha vor und nach der Rebblüte (30.06.1998). Gedüngt wurde Kalkammonsalpeter (NH_4NO_3 + $CaCO_3$), bei dem Stickstoff zu 50 % in Nitrat- und 50 % in der Ammoniumform vorliegt. Die Stickstoffgaben wurden in der linken und rechten Gasse der Rebzeile des Prüfglieds flächendeckend ausgebracht. In der Variante 0 g N/ha wurde kein Stickstoff ausgebracht. Jede zweite Rebzeile wurde für Bonituren herangezogen, die Rebzeilen dazwischen dienten als ungedüngte Pufferzeilen.

Tab. 6.6: Versuchsvarianten

Variante	N-Gabevor Blüte	N-Gabe nach Blüte	Gesamt-N-Gabe
	[kg/ha]		
0 kg N/ha	0	0	0
30+0 kg N/ha	30	0	30
45+45 kg N/ha	45	45	90
90+90 kg N/ha	90	90	180

Jeweils 5 Rebstöcke pro Prüfglied des gleichen Alters und des gleichen Habitus wurden markiert. An ihnen wurden Wurzelproben entnommen und der Traubenertrag, das Mostgewicht und die Mostgesamtsäure bestimmt.

Die Entnahme von Wurzeln zur Bestimmung der Nodositäten erfolgte am 06.08.1998 auf der südlichen Seite und am 20.10.1998 auf der nördlichen Seite des zu beprobenden Rebstockes in einem definierten Wurzelraum. Die Entnahme der Wurzelprobe wurde entsprechend der unter Kap. 3.2.2.2 beschriebenen Methode vorgenommen.

Jeweils zum Zeitpunkt der Nodositätenbestimmung erfolgte auch die Bestimmung der N_{min}-Gehalte. Mit einem Pürkhauer-Bohrstock wurden dafür 10 Einzelproben je Prüfglied im Unterstockbereich aus einer Bodentiefe von 0 - 30 cm entnommen.

Die Bestimmung des Traubenertrags erfolgte an den auf Nodositätenbildung untersuchten Rebstöcken. Die Stockerträge wurden vor Ort ausgepreßt und aus dem gewonnenen Saft mittels eines Handrefraktometers das Mostgewicht [°Oe] bestimmt. Nach Zentrifugation der Maische wurde die Gesamtsäure des Mosts über Laugentitration auf pH 7 mit einem pH-Meter bestimmt.

In Tab. 6.7 ist die monatliche mittlere Lufttemperatur, Temperaturminimum und -maxiumum, mittlere relative Luftfeuchte und Niederschlagsmenge für die Monate Januar bis Dezember des Jahres 1998 der Wetterstation Weierhof, Landkreis Kirchheim-Bolanden, dargestellt. Die Versuchsfläche Müller-Thurgau/26G, Zell, befindet sich etwa 12 km östlich von der Wetterstation. Der Zeitraum zwischen der Stickstoffdüngung, im Mai bzw. Juni und der ersten Nodositätenbestimmung im August war durch eine geringe Niederschlagstätigkeit mit 18 bis 40 mm und relativ

hohen Durchschnittstemperaturen, von 13,8 bis 17,3 °C gekennzeichnet. Im September stieg die Niederschlagsmenge auf 82 mm, die Temperaturen fielen bis 13,5 °C. Zum Zeitpunkt der zweiten Nodositätenbestimmung fielen die größten Niederschläge des Jahres (154 mm). Die Durchschnittstemperatur für 1998 lag bei 9,5 °C, die Niederschlagssumme bei 614 mm.

Tab. 6.7.: Mittlere Temperatur, Temperaturminimum und -maximum, mittlere relative Luftfeuchte und Niederschlagsmenge für die Monate Januar bis Dezember des Jahres 1998 gemessen an der Wetterstation Weierhof in 2 m über der Bodenoberfläche

Monat	Mittlere Temperatur	Temperatur -minimum	Temperatur -maximum	Mittlere relative Luftfeuchte	Nieder-schlags-menge
	[°C]	[°C]	[°C]	[%]	[mm]
Jan.	2,6	-10,7	11,5	87	55
Feb.	3,6	-14,3	16,5	82	9
März	6,2	-5,3	22,6	74	47
April	8,7	-1,9	20,3	80	72
Mai	13,8	0,4	28,2	72	18
Juni	16,7	3,3	31,7	71	40
Juli	16,8	6,0	32,4	72	37
Aug.	17,3	3,7	36,0	65	28
Sep.	13,5	4,4	24,4	82	82
Okt.	9,5	1,1	19,0	87	154
Nov.	2,4	-9,6	13,1	89	48
Dez.	1,9	-9,2	11,6	91	26
Jahr	9,5	-14,3	36,0	79	614

6.2.6 Einfluß unterschiedlicher Stickstoffkonzentrationen auf die Schlupfrate von Radicicoleneiern

Um den direkten Einfluß unterschiedlicher Stickstoffkonzentrationen auf die Schlupfrate von Radicicoleneiern, zu überprüfen wurde ein spezieller Laborversuch in Petrischalen angelegt. Zur Prüfung kamen zwei unterschiedliche Testsysteme, in denen als Trägersubstanz für die Stickstofflösungen entweder Filterpapier oder Agar verwendet wurde.

Für das Testsystem Filterpapier wurden 5 Rundfilter, Durchmesser 90 mm (Typ 595, Schleicher und Schüll), übereinandergelegt und 5 ml der in Tabelle 6.8 aufgeführten Stickstofflösungsvarianten pipettiert. Die im Filterpapier getesteten Stickstoffvarianten wurden ebenfalls in einem Wasseragar geprüft. Dazu wurden 5 g Agar pro Liter Lösung verwendet und 20 ml der Nährlösung in Petrischalen gegossen. Die Konzentrationen der Stickstoffvarianten entsprachen den Stickstoffkonzentrationen, die in den Gefäßversuchen Kap. 6.2.1 und Kap. 6.2.2 eingesetzt worden waren. Die Stickstofflösungen wurden mit destilliertem Wasser angesetzt. Destilliertes Wasser (AD) und Leitungswasser (LW) dienten als stickstoffreie Kontrollen. Die Varianten wurden in beiden Testsystemen fünffach wiederholt.

Tab. 6.8: Versuchsvarianten in den Testsystemen Filterpapier und Agar

Variante	Stickstoff (N) in Lösung	Ammoniumnitrat (NH_4NO_3) in Lösung
	[mg/l]	
Leitungswasser (LW)	0	0
Destilliertes Wasser (AD)	0	0
0,01 g N	2,5	7,1
0,05 g N	12,5	35,7
0,1 g N	25,0	71,4
0,2 g N	50,0	142,8

Jeweils 10 Reblauseier (Laborstamm Geilweilerhof) im Alter zwischen 1 und 3 Tagen wurden in die Petrischalen mit Filterpapier bzw. mit Agar überführt. Anschließend wurden die Petrischalen mit Parafilm® verschlossen. Die Lagerungstemperatur in der verdunkelten Klimakammer betrug 24 °C bei einer Luftfeuchte von 65 %. Ausgewertet wurde die Anzahl geschlüpfter Larven nach 24, 48, 72 und 96 Stunden.

6.3 Ergebnisse

6.3.1 Einfluß der Stickstoffdüngung vor und nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen

In Tab 6.9 ist der Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Sproß- und die Wurzeltrockenmasse pro Pflanze dargestellt. Tendenziell stieg die Sproßtrockenmasse mit zunehmender Stickstoffdüngung bei beiden Unterlagensorten 26G und SO4, während die Wurzeltrockenmasse sank.

Tab. 6.9: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Sproß- und Wurzeltrockenmasse /Pfl. (2 Unterlagensorten, 3 Stickstoffvarianten, Versuchsdauer 40 d, 11.09 .- 21.10.1997)
(Werte in Spalten, die mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich signifikant [Scheffé-Test, p≤0,05]; Mittelwerte, n = 6 aus 24 Einzelbonituren)

Variante	Sproßtrockenmasse/ Pflanze [g]		Wurzeltrockenmasse/ Pflanze [g]	
	26G	SO4	26G	SO4
0 g N/Pfl.	15,8 b	15,4 a	6,4 a	4,5 a
1,0 g N/Pfl.	19,1 ab	18,2 a	3,5 b	3,2 ab
1,5 g N/Pfl.	20,0 a	17,9 a	3,7 b	2,2 b

Die Stickstoffdüngung hatte keinen Einfluß auf die Wurzellänge pro Primärwurzel (s. Tab A8, im Anhang). Auch zwischen den beiden geprüften Unterlagensorten lagen keine signifikanten Unterschiede vor. Die Wurzellänge pro Primärwurzel der Unterlagensorte 26G belief sich im Durchschnitt aller Stickstoffvarianten auf 705 cm, die der Unterlagensorte SO4 auf 696 cm.

In Abbildung 6.1 ist die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel dargestellt. Zwischen den Stickstoffvarianten konnten große Unterschiede in der Nodositätenanzahl pro Primärwurzel ermittelt werden. In der Variante 0 g N/Pfl. lag die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel bei beiden Unterlagensorten auf einem bis zu zehnmal höheren Niveau als bei den Varianten 1,0 g N/Pfl. und 1,5 g N/Pfl.. In der Variante 1,5 g N/Pfl. wurden gegenüber der Variante 1,0 g N/Pfl tendenziell weniger Nodositäten festgestellt, was sich jedoch statistisch nicht absichern ließ.

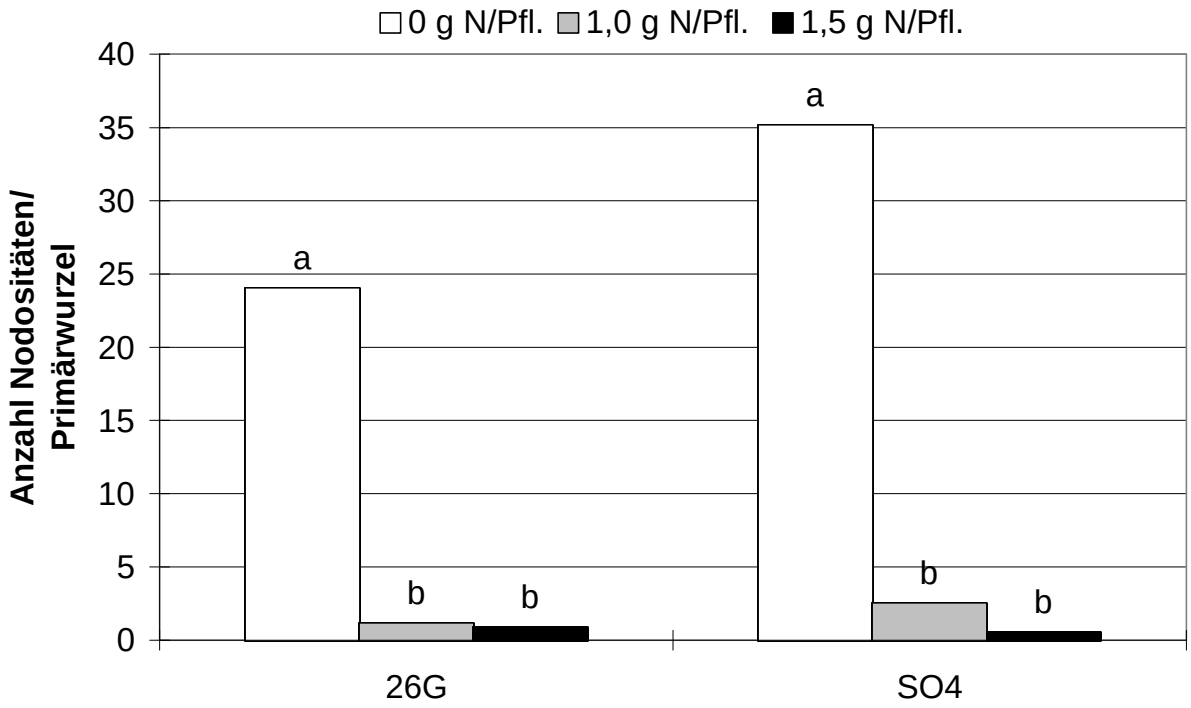


Abbildung 6.1 : Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenanzahl /Primärwurzel (2 Unterlagensorten, 3 Stickstoffvarianten, Versuchsdauer 40 d, 11.09. - 21.10.1997)
(Werte die mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet sind symbolisieren signifikante Unterschiede [Scheffé-Test, p≤0,05] Mittelwerte, n = 6 mit je 24 Einzelbonituren

6.3.2 Einfluß einer einmaligen, geringen Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen

Der Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Wurzellänge pro Primärwurzel ist in Tab. A10, im Anhang dargestellt. Tendenziell sank die Wurzellänge pro Primärwurzel mit zunehmender Stickstoffgabe, was sich statistisch nicht absichern ließ. Durchschnittlich lag die Wurzellänge pro Primärwurzel bei 392 cm.

Die Wurzeltrockenmasse pro Pflanze nahm mit zunehmender Stickstoffgabe tendenziell ab (s. Tab. A11, im Anhang). Im Durchschnitt lag die Sproßtrockenmasse pro Pflanze bei 38,5 g und die Wurzeltrockenmasse pro Pflanze bei 11,28 g.

20 Tage nach der Inokulation, also zu dem Zeitpunkt, in dem die Stickstoffgaben in den Stickstoffvarianten appliziert wurden, konnten in der Variante 0 g N/Pfl. durchschnittlich 2,5 Nodositäten pro Primärwurzel festgestellt werden (Abbildung 6.2). 40 Tage nach der Inokulation hatte sich die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel annähernd verzehnfacht.

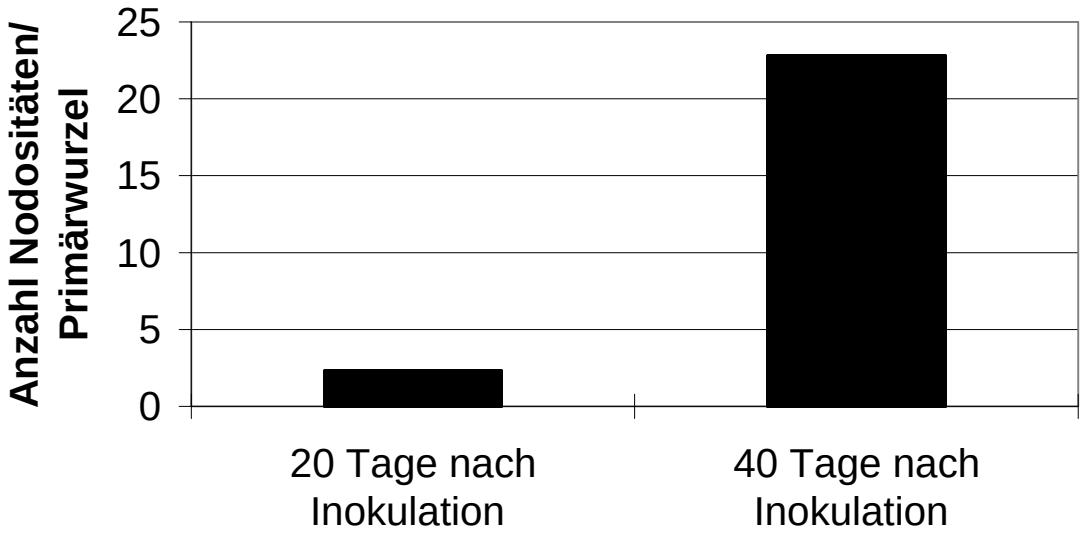


Abbildung 6.2: Nodositätenanzahl/Primärwurzel in der Variante 0 g N/Pfl. 20 Tage (17.11.1997) bzw. 40 Tage (07.12.1997) nach Inokulation, Unterlagensorte SO4 (n = 6 aus 24 Einzelbonituren)

Mit steigender Stickstoffgabe konnte eine geringere Nodositätenanzahl pro Primärwurzel festgestellt werden (Abbildung 6.3). Die Variante 0 g N/Pfl. wies die signifikant höchste Nodositätenanzahl pro Primärwurzel auf, die Variante 0,2 g N/Pfl. die geringste. Die Varianten 0,05 g N/Pfl. und 0,1 g N/Pfl. lagen zwischen der Variante 0 g N/Pfl. und 0,2 g N/Pfl..

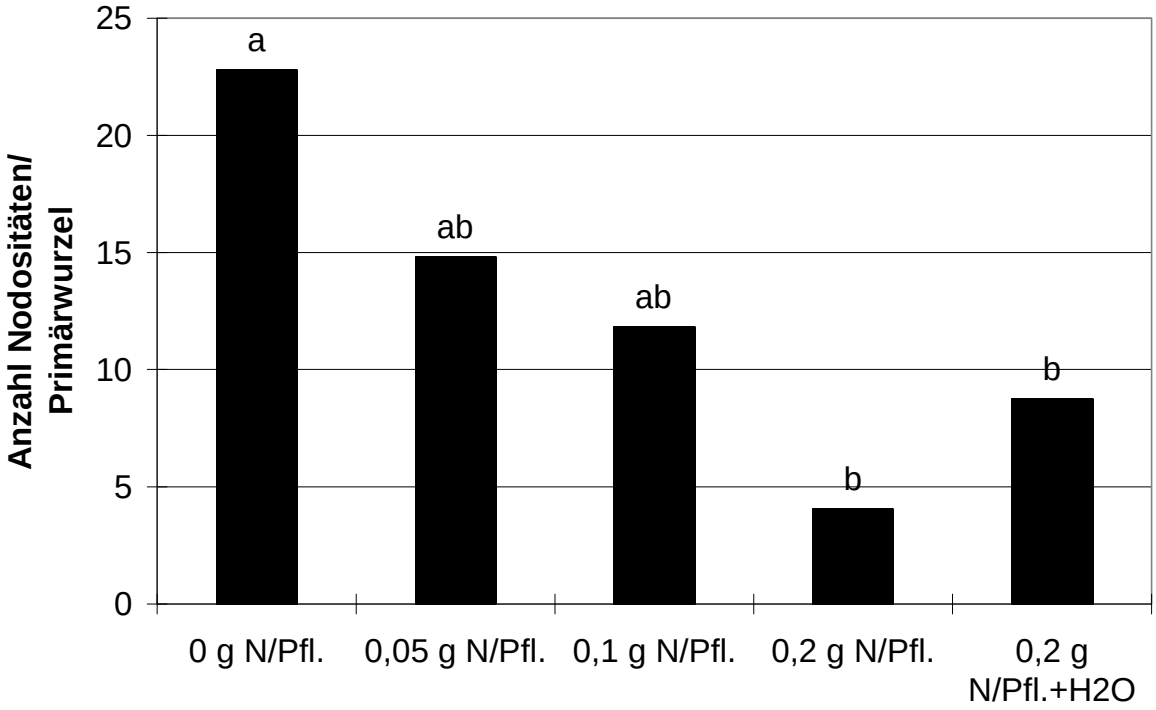


Abbildung 6.3: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenanzahl /Primärwurzel, Unterlagensorte SO4 (5 Düngungsvarianten, Versuchsphase 40 Tage; 28.10. - 07.12.1997)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede [Scheffé-Test, $p \leq 0,05$] Mittelwerte, n = 6 mit je 24 Einzelbonituren)

6.3.3 Einfluß der Substratfeuchte und ein- bzw. zweimaliger Stickstoffdüngung nach Inokulation auf die Nodositätenbildung bei Grünstecklingen

Die ermittelten Ergebnisse der Wurzelwachstumsparameter (Wurzellänge/ Primärwurzel, Wurzeltrockenmasse/Primärwurzel) und der Triebwachstums-parameter (Sproßtrockenmasse/Pflanze), Gesamtstickstoffgehalte der Blätter, N_{min}- und Salzgehalte im Substrat sind im Anhang Tab. A13, A14, A15 dargestellt. Tendenziell nahm die Wurzellänge pro Primärwurzel und die Wurzeltrockenmasse pro Primärwurzel mit steigender Stickstoffgabe ab, die Sproßtrockenmasse pro Pflanze sowie die Gesamtstickstoffgehalte der Blätter dagegen nahmen zu.

Durch die Stickstoffdüngung erhöhten sich unabhängig von der Substratfeuchte der N_{min}-Gehalt und die Salzkonzentration im Substrat (Tab. A13, im Anhang). Die Unterschiede zwischen der Variante 0 g N/Pfl. und den Düngungsvarianten ließen sich statistisch absichern. Es ließ sich also kein Zusammenhang zwischen der Substratfeuchte und der Salzkonzentration ermitteln.
In Abbildung 6.4 ist der Einfluß dargestellt, den die Substratfeuchte und die Stickstoffdüngung bis zur ersten Bonitur auf die Nodositätenbildung hatten. In Abbildung 6.5 ist der Einfluß aufgezeigt, den diese Parameter bis zur zweiten Bonitur

bedingten. Die Unterschiede zwischen der Variante 0 g N/Pfl. und den Stickstoffdüngungsvarianten ließen sich für die Substratfeuchte WK_{max} 30 % - 50 % zu beiden Ernteterminen (30 Tage bzw. 40 Tage nach Inokulation) statistisch absichern. Für die Substratfeuchte WK_{max} 60 % - 80 % konnte der Einfluß der Stickstoffdüngung nicht abgesichert werden. Zur ersten Bonitur, also 30 Tage nach Inokulation wiesen die Varianten der Substratfeuchte 30 % - 50 % signifikant höhere Nodositätenanzahlen pro Primärwurzel auf als die Varianten der Substratfeuchte WK_{max} 60 % - 80 %. Zur zweiten Bonitur 40 Tage nach der Inokulation bestanden zwischen den Substratfeuchtevarianten nur in der Variante 0 g N/Pfl. signifikante Unterschiede. Die Anzahl der Nodositäten bei der Variante 2 x 0 g N/Pfl. hatte sich bis zur zweiten Bonitur versechsfacht, während bei den Stickstoffvarianten die Anzahl der Nodositäten bis zur zweiten Bonitur nicht erheblich zunahm.

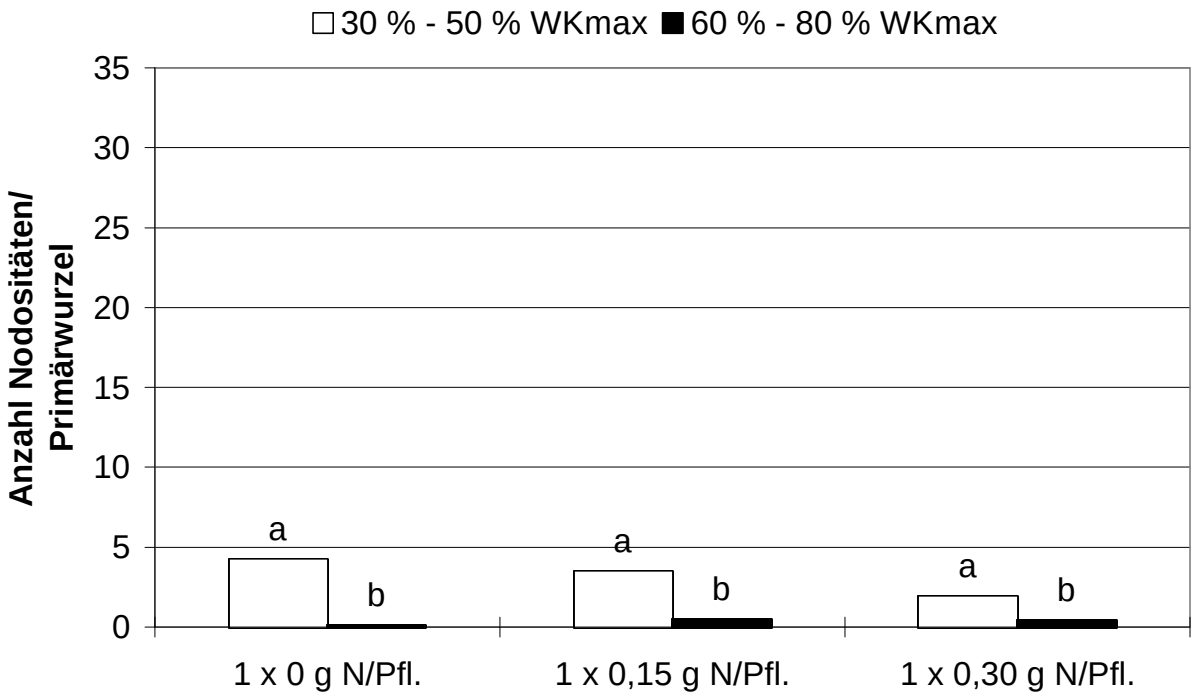


Abbildung 6.4: Einfluß der Substratfeuchte und der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenanzahl/Primärwurzel zum ersten Boniturtermin 30 Tage nach der Inokulation, Unterlagensorte 26G (3 Düngungsvarianten, 2 Substratfeuchten)

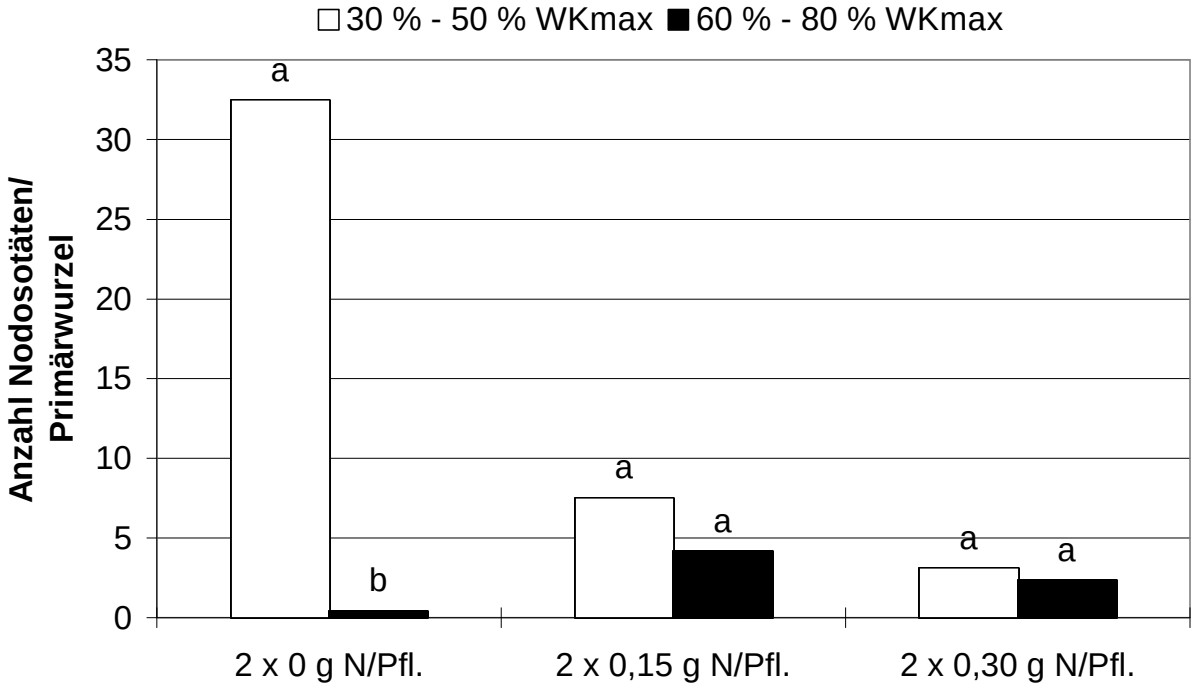


Abbildung 6.5: Einfluß der Substratfeuchte und der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenanzahl/Primärwurzel zum zweiten Boniturtermin 40 Tage nach der Inokulation, Unterlagensorte 26G (3 Düngungsvarianten, 2 Substratfeuchten)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, [Scheffé-Test, $p \leq 0,05$], Mittelwerte, n = 6 mit je 24 Einzelbonituren)

6.3.4 Einfluß des Stickstoffstatus von Grünstecklingen auf die Nodositäten-bildung

Die ermittelten Ergebnisse der Wurzelwachstumsparameter (Wurzellänge/ Primärwurzel, Wurzeltrockenmasse/Primärwurzel) und der Triebwachstums-parameter (Blatttrockenmasse/Pflanze) sowie die Gesamtstickstoffgehalte der Blätter sind im Anhang Tab. A16, Tab. A17 und Tab. A18 dargestellt. Zwischen den einzelnen Varianten traten keinen signifikanten Unterschiede auf.

Abbildung 6.6: Ernte der Wurzeln eines Grünstecklings der Sorte 26G (Pflanztopf oben) 40 Tage nach Inokulation mit Gallicoleneiern aus dem Substrat Seramis®

Tendenziell nahm die Nodositätenanzahl mit zunehmender Stickstoffgabe ab. In der Variante 1,0 g N/Pfl. konnte gegenüber der Variante 0,2 g N/Pfl. die Hälfte der Nodositäten ermittelt werden. Die Unterschiede zwischen den Varianten ließen sich statistisch nicht absichern (Abbildung 6.7).

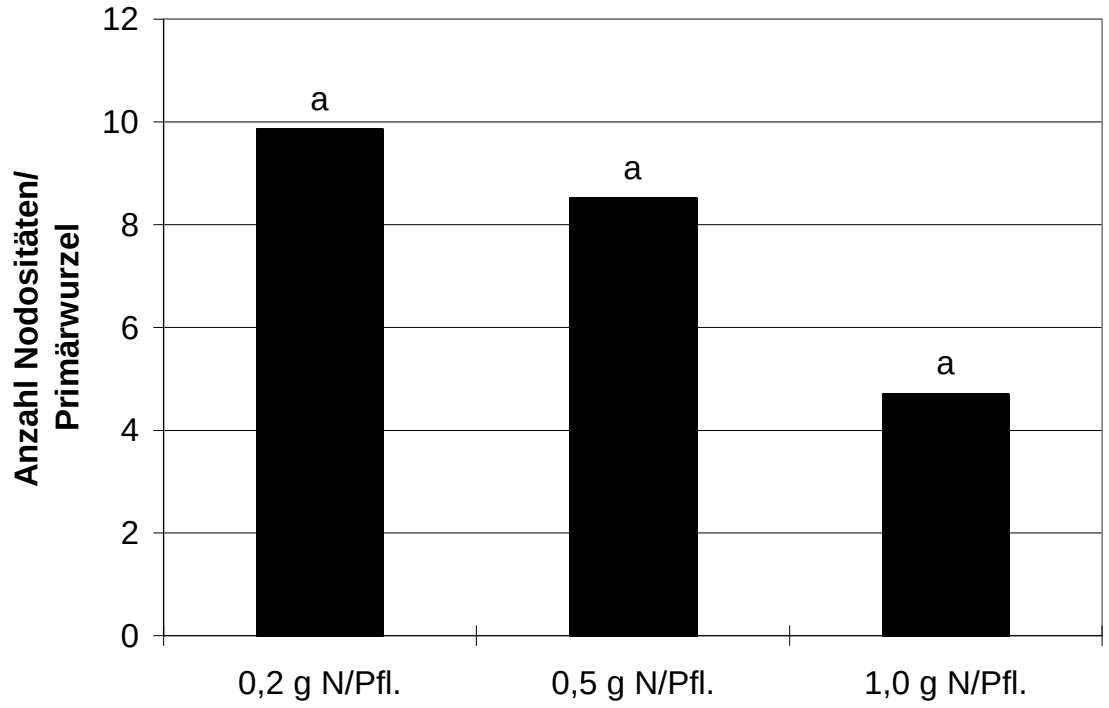


Abbildung 6.7: Einfluß des Stickstoffstatus auf die Nodositätenbildung/Primärwurzel, Unterlagensorte 26G
(3 Stickstoffvarianten, Versuchsphase 40 Tage)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, $p \leq 0{,}05$, Mittelwerte, n =15 mit je 60 Einzelbonituren)

6.3.5 Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung an Pfropfreben in einer Ertragsanlage

Zur ersten Probenahme, dem Zeitpunkt der Düngung vor der Blüte, lagen die N_{min}-Gehalte im Durchschnitt aller Versuchsvarianten bei 4,51 kg NO_3-N/ha. Zum Zeitpunkt der ersten Nodositätenbestimmung am 06.08.1998 konnten mit zunehmender Stickstoffdüngung tendenziell höhere N_{min}-Werte festgestellt werden (Abbildung 6.8). Der signifikant höchste N_{min}-Wert wurde in der Variante 90+90 kg N/ha ermittelt.

Zur zweiten Bestimmung konnten gegenüber der ersten Bestimmung erhöhte N_{min}-Werte ermittelt werden (Abbildung 6.8). Die Werte unterscheiden sich jedoch nicht signifikant. Die Variante 90+90 kg N/ha wies tendenziell den höchsten N_{min}-Wert auf.

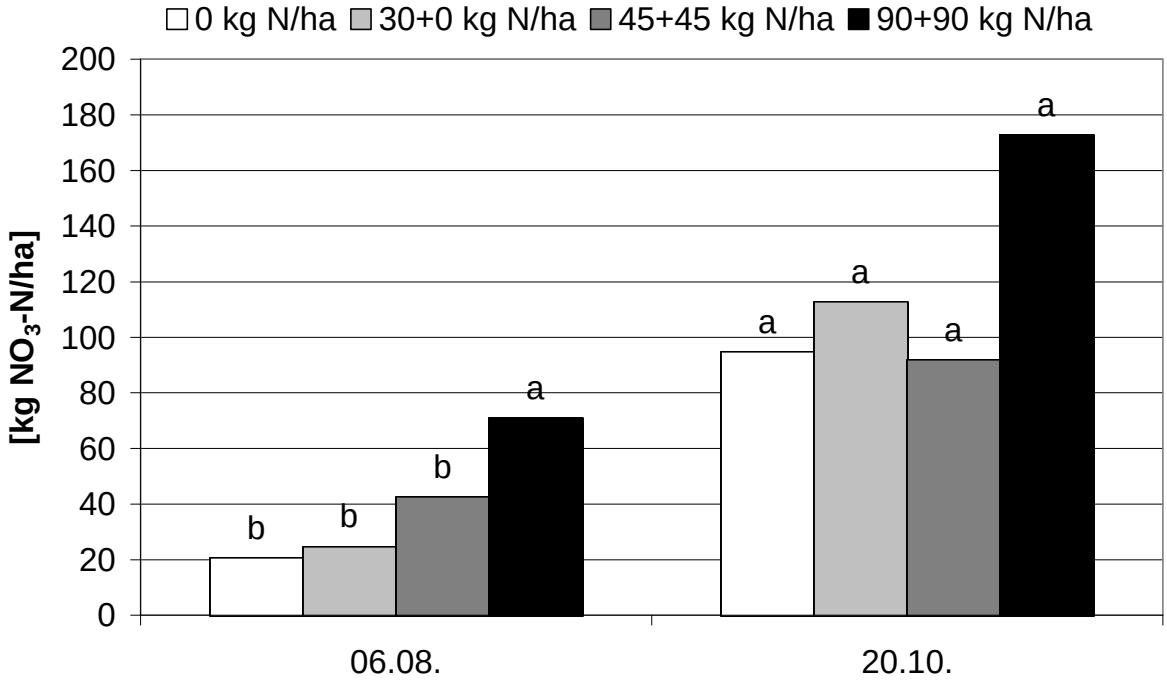


Abbildung 6.8: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die N_{min}-Werte in der Bodenschicht 0 - 30 cm (Ertragsanlage Zell/Pfalz, Müller-Thurgau/26G, 4 Düngungsvarianten, Boniturzeitpunkte 06.08.1998 und 20.10.1998)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, [Scheffé-Test, $p \leq 0,05$], Mittelwerte, n = 20)

Die Stickstoffdüngung hatte keinen signifikanten Einfluß auf die Wurzeltrockenmasse und die Wurzellängendichte bezogen auf Wurzeln < 3 mm Durchmesser. Weder zum ersten noch zum zweiten Boniturtermin konnten Unterschiede zwischen den Varianten ermittelt werden (Tab. A19, im Anhang). Im Durchschnitt lag die Wurzeltrockenmasse am 06.08.1998 bei 2,65 g und am 20.10.1998 bei 2,0 g, die Wurzellängendichte bei 0,034 cm/cm³ und 0,028 cm/cm³.

Zum ersten Boniturzeitpunkt konnte zwischen den Varianten Unterschiede in der Nodositätenanzahl ermittelt werden (Abbildung 6.9). In den Varianten 0 kg N/ha und 30+0 kg N/ha konnten über 80 Nodositäten pro 25 l Bodenvolumen, in den Varianten 45+45 kg N/ha und 90+90 kg N/ha ca. 40 Nodositäten pro 25 l Bodenvolumen bestimmt werden. Die Nodositätenanzahl lag bei allen Varianten zur zweiten Bonitur gegenüber der ersten Bonitur auf einem geringeren Niveau. Bei den Ergebnissen der zweiten Bonitur konnte in der Variante 45+45 kg N/ha die geringere Nodositätenanzahl gegenüber der Variante 0 kg N/ha statistisch abgesichert werden. Die Varianten 30+0 kg N/ha und 90+90 kg N/ha wiesen gegenüber der Variante 0 kg N/ha tendenziell eine geringere Nodositätenanzahl auf.

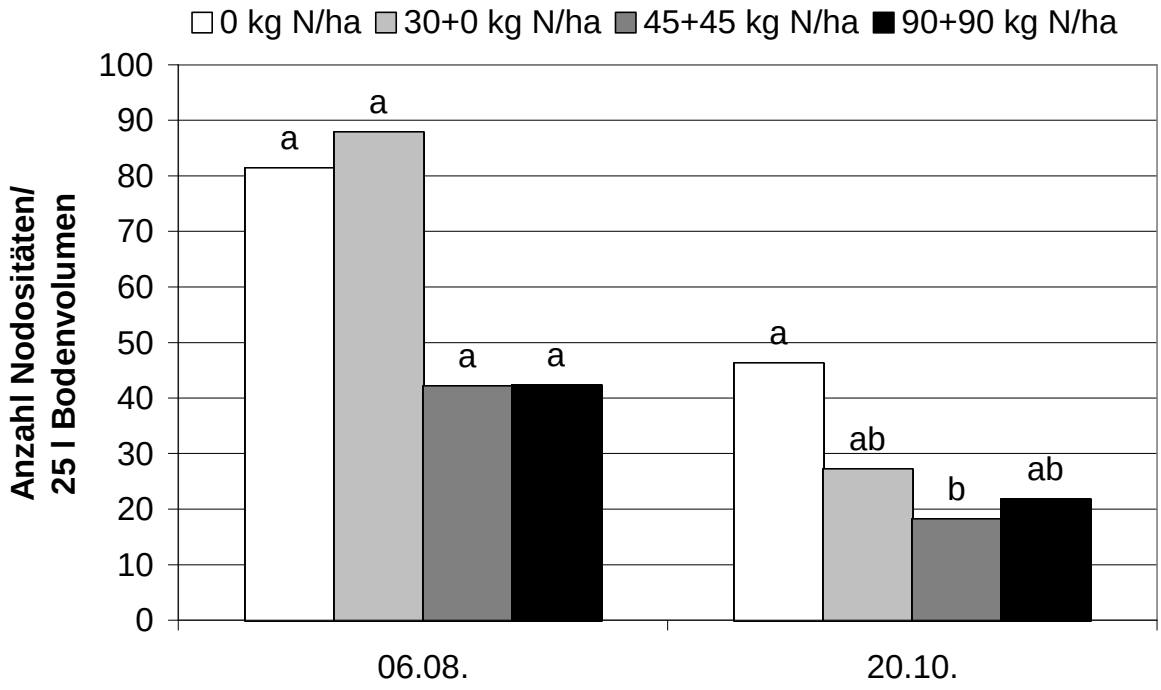


Abbildung 6.9: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung (Ertragsanlage Zell/Pfalz, Müller-Thurgau/26G, 4 Düngungsvarianten, Boniturzeitpunkte 06.08.1998 und 20.10.1998)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, $p \leq 0{,}05$, Mittelwerte, n = 20)

Die ermittelten Ergebnisse der Ernteparameter (Traubenertrag, Mostgewicht, Mostsäure) sind im Anhang Tab. A20 dargestellt. Am Tag der Weinlese lag der Traubenertrag/Stock im Durchschnitt bei 6,6 kg, das Mostgewicht bei 58,5 °Oe und die Gesamtsäure bei 8,9 g/l. Zwischen den Varianten konnten keine signifikanten Unterschiede ermittelt werden.

6.3.6 Einfluß unterschiedlicher Stickstoffkonzentrationen auf die Schlupfrate von Radicicoleneiern

Stickstoff beeinflußte die Schlupfrate von Radicicoleneiern in keinem der beiden Testsysteme (Filterpapier, Agar). Auf Filterpapier und auf Agar wurden die geringsten Schlupfraten in der Variante AD ermittelt (Abbildung 6.10). Auf Agar lag die Schlupfrate in den Stickstoffvarianten auf dem Niveau der reinen Leitungswasservariante (LW). Die Variante LW unterschied sich in der Schlupfrate signifikant von der Variante AD. Im Prüfsystem Filter konnte das Ergebnis in der Variante 0,01 g N gegenüber der Variante AD statistisch abgesichert werden. Es konnte nachgewiesen werden, daß die Amoniumnitratlösung keinen negativen Effekt auf die Schlupfrate von Radicicolen hatte. Dagegen konnte gezeigt werden, daß destilliertes Wasser den stärksten beeinträchtigenden Einfluß auf die Schlupfrate hatte.

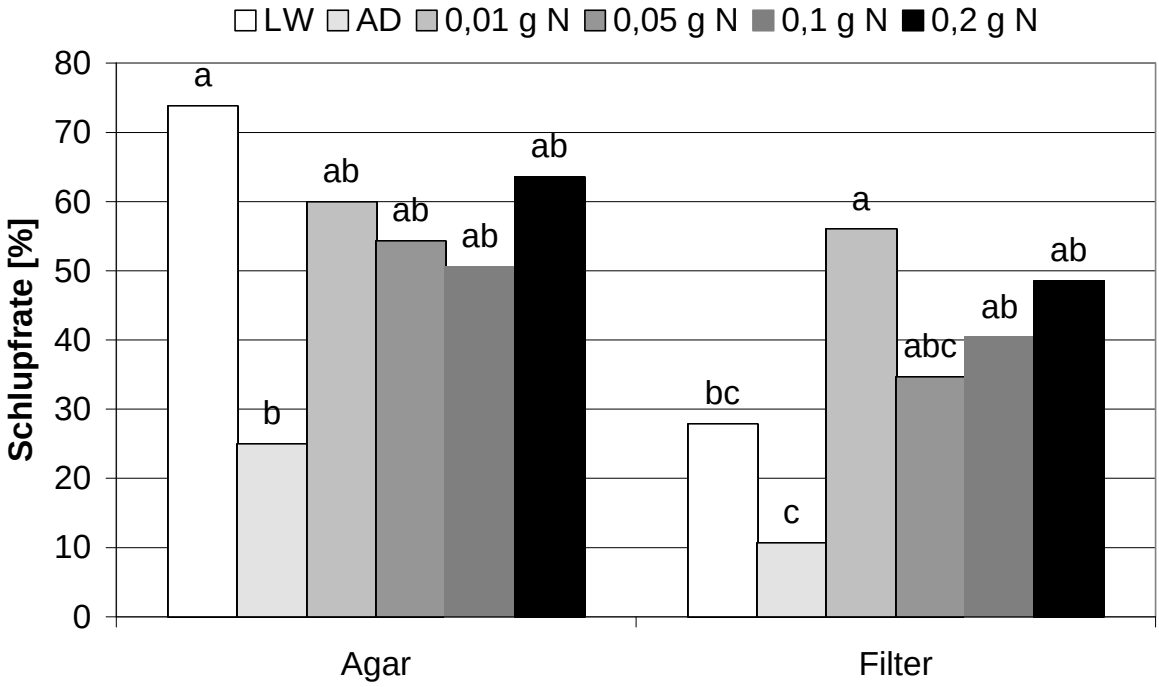


Abbildung 6.10: Einfluß der Stickstoffkonzentration auf die Schlupfrate (nach 96 h) von Radicicoleneiern in zwei Testsystemen (Agar, Filterpapier)(6 Stickstoffvarianten) (LW = Leitungswasser; AD = destilliertes Wasser)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, [Scheffé-Test, p≤0,05], Mittelwerte, n = 5)

6.4 Diskussion

In den vorliegenden Untersuchungen wurde überprüft, inwiefern die Stickstoffdüngung bzw. der Stickstoffstatus von Reben die Nodositätenbildung beeinflußt. Sowohl in den Gefäßversuchen als auch in dem Freilandversuch korrelierte die Stickstoffdüngung bzw. der Stickstoffstatus der Reben negativ mit der Nodositätenbildung. Es zeigten sich signifikante Unterschiede in der Nodositätenbildung zwischen stickstoffgedüngten und nicht stickstoffgedüngten Reben.

Im ersten Gefäßversuch (s. Kap. 6.3.1) lag die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel der Stickstoffvarianten 1,0 g N/Pfl. um ca. 94 % und in der Variante 1,5 g N/Pfl. um ca. 97 % niedriger als in der Variante ohne Stickstoffdüngung (s. Abbildung 6.1). Die Stickstoffdüngung korrelierte außerdem negativ mit der Wurzeltrockenmasse. ERLENWEIN (1965) führte umfangreiche Untersuchungen zum Einfluß der Bodenfeuchte und der Nährstoffversorgung an verschiedenen Rebsorten durch und erzielte vergleichbare Ergebnisse zur Wurzeltrockenmasse. Mit steigender Stickstoffgabe erhöhte sich die Sproßtrockenmasse, bei nahezu unveränderter Wurzeltrockenmasse. Hohe Stickstoffgaben führten jedoch zu einer Depression des Wurzelwachstums und zu einer Erweiterung des Sproß-Wurzel-Verhältnisses. Obwohl der Zusammenhang von Wurzeltrockenmasse und der Anzahl der Wurzelspitzen noch nicht geklärt ist (Merkt 1989), ist anzunehmen, daß sich bei Stickstoffdüngung mit der Wurzeltrockenmasse auch die Masse des meristematischen Gewebes verringert. Da meristematisches Gewebe notwendige Ernährungsgrundlage für die Reblaus ist, könnten sich demnach mit steigender Stickstoffdüngung die geeigneten Anstichstellen für die Reblaus verringern.

Da sich die Gesamtstickstoffmenge der Varianten 1,0 g N/Pfl. und 1,5 g N/Pfl. aus zwei Einzelstickstoffgaben vor der Inokulation und drei Einzelstickstoffgaben nach der Inokulation zusammensetzte, konnte nicht gefolgert werden, ob es sich um eine direkte oder eine indirekte Wirkung der Stickstoffdüngung auf die Reblauspopulation handelte. Indirekte Wirkungen des Stickstoffs könnten sich aus einem veränderten Wurzelwachstum oder der veränderten Nährstoffzusammensetzung der Wurzeln ergeben. Direkte Wirkungen des Stickstoffs könnten auf einem toxischen Effekt der

Düngelösung, deren Umwandlungsprodukten oder auf der erhöhten Salzkonzentration im Substrat beruhen.

Um zu gewährleisten, daß hauptsächlich der direkte Effekt des Stickstoffs ermittelt wird, wurden im zweiten Versuch im Vergleich zum ersten drei Faktoren verändert. Es wurden wesentlich geringere Stickstoffmengen verwendet. Die Düngegabe wurde erst appliziert, nachdem sich schon hohe Reblausdichten an der Wurzel etabliert hatten. Außerdem war die Zeitspanne von der Düngung bis zur Bonitur mit 20 Tagen bewußt kurz gewählt (s. Kap. 6.2.2). Der Versuch zeigte, daß die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel auch durch die relativ niedrige Stickstoffmenge von 0,2 g N/Pfl. signifikant reduziert war (s. Abbildung 6.3). Bereits bei der Applikation von 0,05 g N/Pfl. reduzierte sich die Nodositätenanzahl um 35 %, bei 0,1 g N/Pfl. um 48 %, bei 0,2 g N/Pfl.+H_2O um 62 % und bei 0,2 g N/Pfl. um 82 %. Im Verlauf der kurzen Versuchsdauer zeigten die relativ geringen Stickstoffgaben nur einen tendenziellen Effekt auf die Wurzeltrockenmasse, während der Einfluß der Stickstoffdüngung die Nodositätenbildung im Vergleich zur Variante mit 0 g N/Pfl. um ein zehnfaches verringerte. Da die Wurzeltrockenmasse nicht in dem Maße abnahm wie die Nodositätenbildung, kann der indirekte Einfluß über die Wurzel nicht die Hauptwirkungsweise des Stickstoffs sein.

Durch den Versuchsaufbau konnte jedoch nicht ausgeschlossen werden, daß selbst die geringen Stickstoffmengen in der kurzen Zeit eine Veränderung der Zusammensetzung der Aminosäuren in der Wurzel bedingen. Die Stickstoffernährung hat einen starken Einfluß auf stickstoffhaltige Inhaltsstoffe, insbesondere auf den Gehalt löslicher Aminosäuren (MENGEL 1991), die im Wurzelsystem der Rebe synthetisiert werden. Unter dem Einfluß der Stickstoffdüngung wird die Syntheseleistung der Wurzeln gesteigert, was sich in der Zunahme an Aminosäuren, ihrem Gehalt sowie dem Gehalt an Gesamt- und Aminostickstoff im Blutungssaft ausdrückt (STOEV et al. 1966). Mit einem Anteil von 50 % bis 95 % ist Glutamin die wichtigste Transportform, gefolgt von Histidin, Asparagin, Arginin, Alanin und Gammaaminobuttersäure (MERKT 1989). Die höchste Aminosäurenanzahl konnten STOEV et al. (1966) zwischen dem zweiten und fünften Tag nach der Stickstoffdüngung ermitteln. Zehn Tage nach der Düngung nahm die Anzahl von Aminosäuren rapide ab. Auch in dem vorgestellten Versuch könnte sich also die Aminosäurezusammensetzung in der Wurzel verändert haben.

Die Reblausentwicklung ist eng mit dem Stoffwechsel der Wirtspflanze verknüpft. Faktoren, die den pflanzlichen Stoffwechsel verändern, könnten somit auch die Entwicklung der Reblaus beeinflussen (BÖRNER 1914b). Die Reblausernährung wird gewährleistet durch die Bildung von Gewebewucherungen (Nodositäten, Tuberositäten, Blattgallen), die für die Rebläuse als Nährgewebe fungieren. Aus der Gallenbildung der Rebe nach Anstich der parenchymsaugenden Rebläuse ergibt sich eine Nahrungszusammensetzung, die eine optimale Ausnutzung von Nährstoffen ermöglicht (RILLING und STEFFAN 1972). Nodositäten enthalten in Bezug auf ihre Frisch- und Trockenmasse einen höheren Anteil an Stärke und Gesamtkohlenhydraten, löslichen Proteinen, alkohollöslichem Stickstoff und phenolischen Substanzen als junge gesunde Wurzeln. Die relative Gesamtmenge der stickstoffhaltigen Stoffe und der prozentuale Anteil an alkoholunlöslichem Stickstoff sind in den Nodositäten geringer (SCHAEFER 1985). STEFFAN und RILLING (1981) untersuchten mit Hilfe der $^{14}CO_2$-Methode die Bildung und Verteilung von Assimilaten reblausbefallener Reben (*V. rupestris* 187 G) und konnten wie bereits HOFMANN (1957b) eine Anreicherung von Kohlenhydraten in den Nodositäten feststellen. Nodositäten stellen also aufgrund eines verstärkten Kohlenhydratimports physiologische Sinks dar. Dadurch wird der Stoffwechsel der Pflanze für die Radicicolen umgesteuert.

Ein wichtiger Faktor beim Befall von Pflanzen durch Aphiden wie der Reblaus ist der Gehalt der Pflanzen an nutritiv verwertbaren Stickstoffverbindungen. Insbesondere bestehen Korrelationen zwischen dem Wachstum von Aphidenpopulationen und der Verfügbarkeit von Aminoverbindungen (KLOFT 1960). BESSE und GÖTZ (1969) konnten quantitativ 13 Aminosäuren bestimmen. Essentielle Aminosäuren für die Reblaus stellen Threonin, Isoleiucin, Tyrosin, Phenylalanin, Lysin, Histidin und Arginin dar (RILLING et al. 1974).

Entscheidend für die optimale Ernährung der Reblaus ist nicht nur die ausreichende Menge bestimmter Aminosäuren, sondern auch deren ausgewogenes Mengenverhältnis. Ein Überschuß einzelner Substanzen in der Ernährung kann sich nachteilig auswirken. Im Gegensatz zu anderen Aphiden geben Rebläuse keinen Honigtau ab, da sie keinen After oder Siphonen besitzen. Sie weisen dadurch einen geringen Nahrungsmitteldurchsatz gegenüber weniger spezialisierten Aphiden auf (RILLING und STEFFAN 1972). Die Ausscheidung von Stoffwechselprodukten kann

nur durch Reblausspeichel und durch Rückstände an der Oberfläche abgelegter Eier erfolgen und ist mit einem hohen Energieaufwand verbunden (RILLING et al. 1975). Sowohl im Speichel als auch in den Rückständen an den Eioberflächen sind Aminosäuren nachzuweisen, die wiederum eine gallbildende Wirkung haben (ANDERS 1957). Die Schwierigkeit, Rebläuse über lange Zeiträume auf künstlichen Nährmedien zu vermehren, weisen auf die hohe Nahrungsspezialisierung der Reblaus hin (RILLING et al. 1974; WÖHRLE 1999). Auch unter in vitro Bedingungen entscheidet die Nährstoffzusammensetzung über die Populationsentwicklung von Rebläusen (FADER 1999).

Um auszuschließen, daß es sich bei den bisher vorgestellten Ergebnissen um eine direkt toxische Wirkung der Salzkonzentration in Abhängigkeit von der Substratfeuchte handelt, wurde im dritten Versuch der Faktor Substratfeuchte variiert (s. Kap. 6.2.3). Es lies sich kein Zusammenhang zwischen der Substratfeuchte und der Salzkonzentration ermitteln.

Die Substratfeuchte hatte jedoch einen starken Einfluß auf die Nodositätenbildung (s. Abbildung 6.4 und Abbildung 6.5). Die Stickstoffdüngung führte lediglich bei den Varianten mit der Substratfeuchte 30 % - 50 % WK_{max} an beiden Ernteterminen zu signifikanten Unterschieden in der Nodositätenanzahl pro Primärwurzel (s. Abbildung 6.4 und Abbildung 6.5). Zur ersten Erhebung 30 Tage nach der Inokulation, bzw. 10 Tage nach der Stickstoffdüngung lag die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel in der Variante 1 x 0,15 g N/Pfl. 18 % und in der Variante 1 x 0,30 g N/Pfl. 54 % unter dem Ergebnis der Variante ohne Stickstoffdüngung. Zur zweiten Bonitur 40 Tage nach der Inokulation, 10 bzw. 20 Tage nach der Stickstoffdüngung erhöhte sich der Einfluß der Stickstoffdüngung. In der Variante 2 x 0,15 g N/Pfl. reduzierte sich die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel um 77 % und in der Variante 2 x 0,30 g N/Pfl. um 90 % gegenüber der Variante ohne Stickstoffdüngung. Die Varianten mit der Substratfeuchte 30 % - 50 % WK_{max} bestätigten die negative Korrelation zwischen Stickstoffdüngung und Nodositätenbildung, die sich in den ersten beiden Versuchen gezeigt hatte. In den Varianten mit der Substratfeuchte 60 % - 80 % WK_{max} konnte kein Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung festgestellt werden (s. Abbildung 6.4 und Abbildung 6.5). Hier konnte sich aufgrund der hohen Feuchte nur eine geringe Nodositätenanzahl entwickeln. Dies weist darauf hin, daß sich die Reblaus bei hoher Substratfeuchte nur bedingt entwickeln kann. Dieser Effekt wurde

in der Vergangenheit als direkte Bekämpfungsmethode eingesetzt. Durch die Überflutung von Rebflächen konnte die Reblausdichte deutlich reduziert werden (STELLWAAG 1928).

Ein ähnliches Ergebnis erzielten HELM et al. (1991). Sie prüften den Einfluß der Bodenfeuchte auf den Reblausbefall. In der Variante Trockenstreß lag der Reblausbefall um ein vielfaches höher gegenüber der Variante mit Bewässerung. Obwohl sich die Pflanzen im vorgestellten Versuchsaufbau in der Variante 30 % – 50 % WK_{max} nicht in einer Trockenstresssituation befanden (s. Tab. A13, im Anhang), das vegetative Wachstum der Sproßtrockenmasse und Sproßlänge also nicht beeinträchtigt war, war der Reblausbefall in dieser Variante dennoch signifikant höher. KREBS (1995) dagegen konnte keinen Einfluß der Bodenfeuchte auf den Reblausbefall feststellen.

Um zu überprüfen, daß es sich bei der Wirkung des Stickstoffs auf die Nodositätenbildung um einen indirekten Effekt über die Nährstoffzusammensetzung der Pflanze handelt, wurde eine spezielle Versuchsanordnung gewählt (s. Kap. 6.3.4). Die Grünstecklinge wurden mit verschiedenen Stickstoffmengen angezogen und vor der Inokulation in ein stickstoffreies Substrat getopft. Durch den Versuchsaufbau konnte die Nodositätenbildung an Reben, die einen unterschiedlich hohen Stickstoffstatus aufwiesen, geprüft werden. Die Stickstoffdüngung wies auch hier tendenziell eine negative Korrelation mit der Nodositätenanzahl pro Primärwurzel auf (s. Abbildung 6.7). In der Variante 0,5 g N/Pfl. reduzierte sich die Nodositätenanzahl pro Primärwurzel um 14 % und in der Variante 1,0 g N/Pfl. um 52 % gegenüber der Variante 0,2 g N/Pfl.. Da diese Unterschiede jedoch nicht statistisch abgesichert werden konnten, während der Stickstoff in den oben beschriebenen Versuchen eine signifikante Wirkung zeigte, kann nicht ausgeschlossen werden, daß neben der indirekten Wirkung über die Nährstoffzusammensetzung der Pflanze auch eine direkte Wirkung des Stickstoffs eine Rolle spielt.

Die direkte toxische Wirkung der in den Gefäßversuchen eingesetzten Düngeform Ammoniumnitrat wurde in einem Laborversuch überprüft (s. Kap. 6.3.6). Die Untersuchungen zum Einfluß von Stickstoffkonzentrationen auf die Schlupfrate von Reblauseiern lieferten keinen Hinweis (s. Abbildung 6.10) auf eine toxische Wirkung

der Stickstoffkonzentrationen. In den Testsystemen Filterpapier und Wasseragar übte die stickstoffreie Variante mit destilliertem Wasser den stärksten Einfluß auf die Schlupfrate aus, während Ammoniumnitrat keinen anderen Effekt zeigte als Leitungswasser.

In der Literatur liegen keine Untersuchungen vor, die die Wirkungsweise von Stickstoff in Bezug auf Rebläuse aufzeigen. Der Einfluß von Stickstoff auf Nematoden wurde in der Vergangenheit eingehend untersucht. Nematoden sind bodenbürtige Schädlinge. Die Wurzelgallennematoden der Gattung *Meloidogyne* z.B. regen wie die Reblaus die Wurzel zur Gallenbildung an. Anhand der Literatur zum Einfluß von Stickstoff auf Nematoden soll versucht werden, Erklärungsmöglichkeiten für den Einfluß der Stickstoffdüngung auf Rebläuse abzuleiten. TURLYGINA (1958) erzielte bei der Düngung von Gurken mit Ammoniumnitrat (NH_4NO_3) eine Reduktion der Populationsdichte von *Meloidogyne sp.,* der Anzahl und Größe der Gallen sowie der Fruchtbarkeit der Weibchen. WOHANKA (1976) konnte darüberhinaus feststellen, daß sowohl der Larvenschlupf als auch das Eindringen der Larven von *M. hapla* Chlintwood an Karotten (*Daucus carota* L.) durch Stickstoffgaben gehemmt wird. Dabei wies die Stickstofform Ammonium (NH_4) eine stärkere Wirkung auf als Nitrat (NO_3). Hier wird deutlich, daß die applizierte Stickstofform ein entscheidender Faktor sowohl für die Wirkungsweise als auch für die Wirkungseffizienz ist. Insbesondere die Wirkung von Ammonium wird von den Autoren hervorgehoben. Mit steigenden Gaben von Ammoniumnitrat sank die Populationsdichte von *M. arenaria* (CHEN und DICKSON 1997). MELAKEBERHAN (1998) bestätigte aufgrund seiner Untersuchungen mit *M. incognita* an Tomaten die stärkere Wirkung von Ammonium gegenüber Nitrat. Mit Applikationen von Ammonium bzw. Ammoniumnitrat erzielte der Autor eine stärkere Dichtereduktion von *M. incognita* an Tomaten als bei der Behandlung mit Nitrat. Organische und anorganische ammoniumhaltige Düngemittel bzw. Düngemittel, die Ammoniumverbindungen freisetzen, reduzieren bei Gaben von 150 kg N/ha die Populationsdichten der Nematodenarten *Tylenchorhynchus clatoni*, *Helicotylechus dihystera* und *Heterodera glycines* signifikant (RODRIGUEZ-KÁBANA 1986).

WOHANKA (1976) führt den Einfluß der Stickstoffdüngung auf *M. hapla* neben weiteren Veränderungen in der Stoffwechsellage der Wirtspflanze auf die direkte toxische Wirkung von Ammoniak im Substrat zurück. Ammoniumgaben in Substraten

mit hohen pH-Werten führen zu einer Bildung von Ammoniak (NH_3) (MENGEL 1991). Ammoniak wirkt aufgrund seiner Fähigkeit Zellmembranen leicht zu durchdringen schon in niedrigen Konzentrationen toxisch.

In der vorliegenden Arbeit wurde in den Gefäßversuchen Ammoniumnitrat und im Freilandversuch Kalkammonsalpeter eingesetzt. Bei beiden Stickstoffdüngern liegt Stickstoff zu 50 % in Nitrat- und 50 % in Ammoniumform vor. Die Wirkung der Stickstoffdüngung könnte bei allen Versuchen dieser Arbeit, abgesehen von Versuch Kap. 6.2.4 auf einen direkten toxischen Einfluß des Ammoniaks auf die Reblauspopulation zurückzuführen sein. Das bei diesen Versuchen verwendete Substrat Floraton 1® hat einen pH-Wert von 5,7 (PETGEN 1998). Wenn der pH-Wert kleiner als 6 ist, bildet sich nach Ammoniumgabe jedoch nur ein geringer Anteil Ammoniak (MENGEL 1991). Anderseits lagen die Lufttemperaturen im Gewächshaus und damit auch die Temperaturen im Substrat zwischen 20 und 25 °C, was sich wiederum förderlich auf die Bildung von Ammoniak ausgewirkt haben könnte.

In dem Freilandversuch sollten die in den Gefäßversuchen ermittelten Ergebnisse unter Praxisbedingungen überprüft werden (s. Kap. 6.3.5). Sowohl die Stickstofform als auch die Ausbringungszeit entsprachen der Weinbaupraxis. Als Varianten (30+0 kg N/ha und 45+45 kg N/ha) wurden Stickstoffgaben gewählt, wie sie in der Beratung empfohlen werden (ANONYM 1998). Die Variante 90+90 kg N/ha lag mit einer Gesamtstickstoffmenge von 180 kg N/ha weit über dem Stickstoffbedarf von Reben und den Empfehlungen für die Praxis.

Auch in dem Freilandversuch (s. Kap. 6.3.5) hatte die Stickstoffdüngung keinen Einfluß auf die Wurzeltrockenmasse, die Wurzellänge und die Ertragsparameter. Die indirekte Wirkung des Stickstoffs über ein verringertes Wurzelwachstum konnte also durch diesen Versuch ausgeschlossen werden. Durch die Stickstoffdüngung konnte auch im Freiland eine Reduktion der Nodositätenanzahl erzielt werden (s. Abbildung 6.9). Zur ersten Bonitur am 06.08.1998 konnte in den Varianten 45+45 kg N/ha und 90+90 kg N/ha eine um 48 % geringere Nodositätenanzahl gegenüber den Varianten 0 kg N/ha und 30+0 kg N/ha ermittelt werden. Zur zweiten Bonitur am 20.10.1998 hatte sich in allen Varianten die Nodositätenanzahl aufgrund der durch die Jahreszeiten bedingten Veränderungen gegenüber der ersten Bonitur halbiert.

Dennoch stellten sich zu diesem Zeitpunkt signifikante Unterschiede ein. In der Variante 45+45 kg N/ha lag eine um 61 % geringere Nodositätenanzahl gegenüber der Variante 0 kg N/ha vor. Die Ergebnisse der Gefäßversuche konnten also durch den Freilandversuch bestätigt werden, wobei sich wiederum zeigte, daß schon eine geringe Stickstoffmenge einen Effekt hervorbrachte, während die höchste Dosierung keine Wirkungssteigerung erzielte, was gegen eine alleinige direkte Wirkung der Stickstoffdüngung spricht.

Ähnliche Ergebnisse zur Bildung von Nodositäten in Abhängigkeit von der Jahreszeit erzielten OMER et al. (1997) in Kalifornien. In ihren Untersuchungen stieg die Nodositätenanzahl ab Anfang April an, erreichte Mitte Juni einen ersten Höhepunkt, sank bis Mitte August geringfügig ab, erreichte im September einen zweiten Höhepunkt und sank bis Mitte Oktober stark ab. In der eigenen Erhebung lag die Wurzeltrockenmasse und die Wurzellänge zur ersten Bonitur Anfang August auf einem weit höheren Niveau als zur zweiten Bonitur Ende Oktober. Auch die Nodositätenanzahlen in den verschiedenen Stickstoffvarianten lagen zur ersten Bonitur weit höher als zur zweiten Bonitur. Aufgrund der eigenen Freilanderhebungen kann abgeleitet werden, daß die Nodositätenbildung vom jahreszeitlich bedingten Wurzelwachstum der Rebe abhängig ist. KOBLET und PERRET (1990) konnten feststellen, daß das Wurzelwachstum von Reben Mitte April beginnt, Mitte Juni ein verstärktes Wachstum einsetzt, Mitte August der Wachstumshöhepunkt erreicht ist und bis Dezember abfällt.

C Zusammenfassender Teil

7 Allgemeine Diskussion

Die Einschleppung der Reblaus Mitte des 19. Jahrhunderts aus Nordamerika nach Europa führte zu einer starken Veränderung des Weinbaus. In kurzer Zeit zerstörte die Reblaus große Teile der europäischen Weinbaufläche. Die direkte Reblausbekämpfung konnte die weltweite Ausbreitung der Reblaus nicht aufhalten. Erst die Umstellung des Weinbaus auf Pfropfrebenanbau sicherte den Ertragsanbau. Der Pfropfrebenanbau ist jedoch ein Weinbau in Koexistenz mit der Reblaus. Da die derzeit gebräuchlichen Unterlagensorten lediglich tolerant gegenüber Reblausbefall reagieren, sind Pfropfrebenbestände nicht immer reblausfrei, sondern können

teilweise hohe Reblausdichten aufweisen. Seit Anfang der 90 iger Jahre treten in verschiedenen deutschen Weinbaugebieten Wachstumsdepressionen an Pfropfreben auf, die auf Reblausbefall zurückgeführt werden (SOPP et al. 1998).

In der vorliegenden Arbeit wurden die Faktoren untersucht, die Einfluß auf die Rebe-Reblaus-Interaktionen haben. Zu diesen Faktoren zählen die Anfälligkeit der Rebsorte und die Aggressivität von Rebläusen unterschiedlicher Herkünfte sowie Umweltbedingungen, wie die Bodenart und die Stickstoffdüngung.

Zur Beurteilung der Rebe-Reblaus-Interaktionen wurde die Gallenquantität und Gallenqualität von Nodositäten, sogenannten Gallen an meristematischem Wurzelgewebe herangezogen, da sich in den Versuchen zur Methodenentwicklung (s. Kap. 2.2.2) eine positive Korrelation zwischen der Inokulationsstärke und der Nodositätenquantität zeigte. Betreffend der Nodositätenqualität konnte in einem weiteren Vorversuch (s. Kap. 2.2.2) eine enge Korrelation zwischen der Anzahl saugender Radicicolen und der Nodositätengröße ermittelt werden. Die Korrelation zwischen der Populationsdichte saugender Radicicolen und der Nodositätengröße bildete die Grundlage für die Untergliederung von Nodositäten in drei Klassen und deckt sich mit dem von KING und RILLING (1985) vorgestellten Bewertungsschema. Die aus Gallicoleneiern geschlüpften Läuse induzierten in diesen Versuchen die gleiche Nodositätenanzahl wie die aus Radicicoleneiern geschlüpften Läuse (s. Kap. 2.1.4). Für die Durchführung von Gefäßversuchen ergab sich daraus die Konsequenz, eine definierte Anzahl von Gallicoleneiern zu inokulieren.

Da in den rheinland-pfälzischen Anbaugebieten keine aktuellen flächendeckenden Daten zur Verbreitung der Reblaus vorliegen, wurde im Rahmen dieser Arbeit die Verbreitung der Reblaus im Anbaugebiet Pfalz untersucht. Durch die Bestimmung des Befalls von Unterlagenaustrieben mit Gallicolen wurde auf den Reblausbefall in benachbarten Ertragsanlagen geschlossen. Die in der vorliegenden Arbeit untersuchten Unterlagenaustriebe wiesen zu 85 % Gallicolenbefall auf (s. Kap. 3.3.1). Daraus konnte abgeleitet werden, daß die Reblaus in dem Weinbaugebiet Pfalz nahezu flächendeckend vorkommt.

In einem weiteren Freilandversuch wurden die Wechselwirkungen zwischen reblausbefallenen Unterlagenaustrieben und einer benachbarten Ertragsanlage

untersucht (s. Kap. 3.2.2). In der Ertragsanlage wurde der Befall mit Gallicolen durch die Bonitur der Blattgallen an den Trieben, der Befall mit Radicicolen durch die Erfassung von Nodositäten an den Wurzeln, sowie die Flug- und Verdriftungsrichtung von Sexuparen mit Gelbtafeln ermittelt. In der Ertragsanlage entsprach der Befallsgradient der Gallicolen von Westen, nach Osten dem Gradienten für den Wurzelbefall. In der Ertragsanlage lag die Sexuparenanzahl in der Nähe zu den Unterlagenaustrieben am höchsten. Das Ergebnis läßt darauf schließen, daß die reblausbefallenen Unterlagenaustriebe den Ausgangspunkt für die Gallicolen bildeten. Aufgrund der von West nach Ost verlaufenden Hauptwindrichtung wurden Gallicolen von den Unterlagenaustrieben durch Wind in die Ertragsanlage verdriftet und befielen dort die Blätter von Riesling. Nach der Einwanderung von Gallicolen in den Boden wurden die Wurzeln der Unterlagensorte SO4 befallen. Dort bildeten sich Sexuparen, die zur Eiablage die benachbarten Unterlagenaustriebe anflogen. Daß Gallicolen durch Wind verdriftet werden können, zeigten die Untersuchungen von STEVENSON (1975), KING und BUCHANAN (1986) sowie HAWTHORNE und DENNEHY (1991). Gallicolen induzieren nicht nur Blattgallen, sondern können auch in den Boden einwandern und Rebwurzeln befallen (STELLWAAG 1928). STEVENSON (1975) nimmt andererseits an, daß verdriftete Gallicolen direkt in den Boden einwandern und Rebwurzeln anstechen.

Die Ergebnisse des Monitorings und des Freilandversuchs unterstreichen die Möglichkeit einer holozyklischen Entwicklung der Reblaus im Anbaugebiet Pfalz. Bereits BÖRNER und SCHILDER (1933) hielten die holozyklische Entwicklung der Reblaus in allen Weinbaugebieten Deutschlands für möglich. Im Gegensatz dazu zeigte MAILLET (1957) auf, daß die holozyklische Entwicklung der Reblaus aufgrund der klimatischen Bedingungen am Standort Geilweilerhof, Siebeldingen / Pfalz nicht möglich ist. Anscheinend haben sich die klimatischen Bedingungen in der Pfalz seit diesen Untersuchungen so grundlegend verändert, daß selbst der Gallicolenbefall von *Vitis vinifera*-Sorten möglich wurde. In der Literatur wird auf die hohe Feldresistenz von Europäersorten gegenüber Gallicolen hingewiesen (RÜHL 1995). Die holozyklische Entwicklung beinhaltet neben der Vermehrung von Radicicolen die Bildung der oberirdischen Reblausstadien Sexuparen, Sexualen, Wintereiern und Gallicolen. Infolge der sexuellen Vermehrung der Reblaus besteht die Möglichkeit genetischer Neukombination sowie die Bildung aggressiverer Biotypen (ZWEIGELT 1941; BECKER 1952; SCHRUFT 1992).

Die Rebe-Reblaus-Interaktionen wurden in dem von FORNECK (1995) beschrieben dualen aseptischen in vitro System unter definierten Umweltbedingungen geprüft (s. Kap. 4.2.1). Rebläuse verschiedener Herkünfte wurden auf ihre Aggressivität gegenüber unterschiedlichen Rebsorten untersucht. Die Ergebnisse weisen darauf hin, daß die Aggressivität der Rebläuse in Abhängigkeit zu deren Adaptation an eine Wirtspflanze steht. In Untersuchungen in Weinbaugebieten mit anderen klimatischen Bedingungen und weinbaulichen Voraussetzungen wurden ähnliche Ergebnisse ermittelt (WILLIAMS und SHAMBAUGH 1988; SONG und GRANETT 1990; FERGUSSON-KOLMES und DENNEHY 1991, 1993; BOUBALS 1994).

Für die Prüfung des Einflusses der Bodenart auf die Nodositätenbildung wurden drei Weinbergsböden, reiner Schluff, schwach toniger Schluff und stark toniger Schluff mit unterschiedlichen Anteilen an Ton, Grob-, Mittel- und Feinsand ausgewählt (s. Kap. 5.2.1). Tendenziell nahm die Nodositätenanzahl bei den beiden untersuchten Unterlagensorten 26G und SO4 mit dem Tonanteil zu (s. Kap. 5.3.1). Dieses Ergebnis bestätigt die in der Literatur vorliegenden Freilanderhebungen, die eine Korrelation zwischen dem Radicicolenbefall und dem Tonanteil in Substraten aufzeigen (NOUGARET und LAPHAM 1928; STEVENSON 1963, 1964; SCHRÖDER 1967; DE KLERK 1972, 1974). Der verstärkte Befall von Rebwurzeln in tonigen Substraten wird auf den geophysikalischen Effekt der Quellung und Schrumpfung zurückgeführt (STELLWAAG 1928). Durch die Bildung von Schrumpfungsrissen entsteht für wanderungsaktive juvenile Radicicolen die Möglichkeit der Migration.

Die Versuche in den Schägwandgefäßen bestätigten den Einfluß des Tonanteils auf die Nodositätenbildung (s. Kap. 5.3.2). In stark tonigem Schluff lag eine homogene Nodositätenbildung in allen Bodenschichten vor. In reinem Schluff dagegen beschränkte sich der Befall auf die oberste Bodenschicht. Dies deckt sich mit den Ergebnissen von BREIDER (1938), der zwar in Sandböden einen Befall an anfälligen Unterlagenreben induzieren konnte, der Befall beschränkte sich aber auf die Inokulationsstelle. Daraus ist abzuleiten, daß die Migrationsfähigkeit der Reblaus in dieser Bodenart erheblich eingeschränkt ist.
Sowohl in den Gefäßversuchen (s. Kap. 6.2.1, Kap. 6.2.2, Kap. 6.2.3, Kap. 6.2.4) als auch in dem Freilandversuch (Kap. 6.2.5) zum Einfluß der Stickstoffdüngung korrelierte die Stickstoffdüngung negativ mit der Nodositätenbildung. Bereits bei

Stickstoffgaben von 0,05 g N/Pflanze reduzierte sich die Nodositätenanzahl in den Gefäßversuchen um 35 % gegenüber der Variante ohne zusätzliche Stickstoffdüngung (s. Kap. 6.3.2). Bei Gaben von 1,5 g N/Pflanze reduzierte sich die Nodositätenanzahl bis zu 98 % (s. Kap. 6.3.1) . Die Wirkung der Stickstoffdüngung trat jedoch bei Topfreben nur in einer geringen Substratfeuchte von 30 % – 50 % WKmax auf (s. Kap. 6.3.3). Bei einer Substratfeuchte von 60 % – 80 % WKmax konnte sich aufgrund der hohen Feuchte bei allen Stickstoffvarianten nur eine geringe Nodositätenanzahl entwickeln. Dies zeigt, daß sich die Reblaus bei hoher Bodenfeuchte nicht entwickeln kann.

In der Literatur liegen bislang keine Ergebnisse zum Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Reblausdichte bzw. Nodositätenbildung vor. FUCHS und GROSSMANN (1972) weisen jedoch auf die reduzierende Wirkung von Stickstoffgaben gegenüber Nematoden hin. TURLYGINA (1958), WOHANKA (1976), RODRIGUEZ-KÁBANA (1986), CHEN und DICKSON (1997) und MELAKEBERHAN (1998) bestätigen negative Korrelation zwischen der Stickstoffdüngung und der Populationsdichte bei Nematoden. Nematoden sind bodenbürtige Schädlinge. Die Wurzelgallennematoden *Meloidogyne* z.B. regen wie die Reblaus die Wurzel zur Gallenbildung an. WOHANKA (1976) führt den Einfluß der Stickstoffdüngung bei *Meloidogyne hapla* auf die direkte toxische Wirkung von Ammoniak zurück.

Wie das Ergebnis in Kap. 6.3.4 zeigt, kann die Wirkung der Stickstoffdüngung nicht ausschließlich auf die toxische Wirkung des Ammoniaks zurückgeführt werden. Reben, die mit unterschiedlich hohen Stickstoffgaben angezogen und vor der Inokulation in stickstoffreies Substrat getopft wurden, wiesen ebenfalls eine negative Korrelation in der Nodositätenbildung auf. Gegenüber der Variante 0,2 g N/Pflanze reduzierte sich die Nodositätenanzahl bei der Variante 0,5 g N/Pflanze um 14 %, bei der Variante 1,0 g N/Pflanze um 52 %.

Da die direkte toxische Wirkung des Ammoniaks durch diese Versuchsanordnung auszuschließen war, kann davon ausgegangen werden, daß es sich um einen indirekten Stickstoffeffekt über die Pflanze handelt. Die Stickstoffdüngung hat einen starken Einfluß auf den Gehalt löslicher Aminosäuren in der Wurzel (MENGEL 1991). STEOV et al. (1966) konnten nach der Stickstoffdüngung eine Zunahme von Aminosäuren sowie von Gesamt- und Aminostickstoff in der Rebwurzel feststellen.

Da die Reblausentwicklung eng mit dem Stoffwechsel der Pflanze verknüpft ist, wird so auch die Entwicklung der Reblaus beeinflußt (BÖRNER 1914). Die Reblaus unterscheidet sich von anderen Familien der Unterordnung *Aphidina* durch die Rückbildung des Afters und dem Fehlen von Siphonen. Dadurch ist die Bildung von Honigtau ausgeschlossen. Die Veränderung der Nährstoffzusammensetzung kann sich nachteilig auswirken, da die Reblaus zur Eliminierung bestimmter Aminosäuren einen hohen Energieaufwand einsetzen muß (RILLING et al. 1975). Entscheidend für die optimale Ernährung der Reblaus ist nicht nur die ausreichende Menge bestimmter Aminosäuren, sondern auch deren ausgewogenes Mengenverhältnis.

In den Gefäßversuchen Kap. 6.3.1 und Kap. 6.3.2 korrelierte die Stickstoffdüngung negativ mit der Wurzeltrockenmasse und der Wurzellänge. Die Wurzeltrockenmasse läßt zwar keine Aussage über die Anzahl der Wurzelspitzen zu (MERKT 1989), tendenziell müßte sich aber die Anzahl von Wurzelspitzen und die Bildung von meristematischem Wurzelgewebe und damit auch die Anzahl geeigneter Anstichstellen für die Radicicolen mit der Stickstoffdüngung verringern. Durch die begrenzte Anzahl von Anstichstellen würde sich auch die Ernährungsgrundlage für die Reblaus reduzieren. Dieser Zusammenhang stellt somit eine weitere Erklärungsmöglichkeit für den indirekten Effekt der Stickstoffdüngung über die Pflanze dar. Da im Freilandversuch (s. Kap. 6.3.5.) bei Stickstoffgaben kein vermindertes Wurzelwachstum nachweisbar war, bleibt die Wirkungsweise des Stickstoffs auf die Reblauspopulationen unklar. Der Effekt der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung konnte jedoch bei allen durchgeführten Versuchen unter verschiedenen Versuchsanordnungen nachgewiesen werden.

8 Zusammenfassung

Die Reblaus (*Dactylosphaera vitifolii* Shimer) gehört zu den wirtschaftlich bedeutendsten Rebschädlingen und kommt weltweit nahezu in allen Weinbaugebieten vor. Durch den Anbau von Pfropfreben konnte ein biotechnisches Verfahren etabliert werden, das auf der Toleranz bzw. Resistenz von verschiedenen *Vitis*-Arten und -Sorten gegenüber der Reblaus beruht. Die Interaktionen zwischen Rebe und Reblaus variieren jedoch auch bei Pfropfreben. Als beeinflussende Größen wirken insbesondere Wirtspflanze, Reblausbiotyp und abiotische Umweltfaktoren.

Ziel dieser Arbeit war es, die Abundanz der Reblaus, das Vorkommen von Reblausbiotypen, die Reaktion von Reben auf Reblausbefall und den Einfluß von abiotischen Umweltbedingungen auf das Insekt-Pflanze-Verhältnis zu untersuchen. Gallen an Wurzelspitzen, genannt Nodositäten, und Blattgallen wurden zur Beurteilung der Interaktionen herangezogen. Als Parameter zur Erfassung der Reblausbefallsstärke dienten die Gallenquantität und -qualität. Die Abundanz der Reblaus und die Frage nach deren holozyklischer Vermehrung im Weinbaugebiet Pfalz wurden im Rahmen eines Monitorings untersucht. In einem speziellen Freilandversuch wurde das Auftreten verschiedener Reblausstadien und Schadsymptome erfaßt. Mit dem dualen aseptischen in vitro System wurden Rebläuse unterschiedlicher Herkünfte auf ihre Aggressivität gegenüber verschiedenen Rebsorten geprüft. In Gefäßversuchen wurde der Einfluß der Bodenart sowie der Effekt der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung überprüft.

Die Untersuchungen zur Abundanz der Reblaus ergaben, daß 85 % der untersuchten Unterlagenaustriebe auf nicht weinbaulich genutzten Flächen Befall mit Gallicolen aufwiesen. Die befallenen Unterlagenaustriebe in Böschungen, Wegrändern und Drieschen waren älter als zwei Jahre und wiesen eine Ausdehnung von mehr als zehn Metern auf. In einer Ertragsanlage, die benachbart zu Unterlagenaustrieben mit starkem Gallicolenbefall stand, wurde mit wachsender Entfernung zu den Unterlagenaustrieben eine geringere Anzahl Blattgallen und Nodositäten ermittelt, sowie eine geringere Zahl Sexuparen erfaßt. Im oberen Drittel der Anlage flogen die Sexuparen überwiegend in Richtung der Unterlagenaustriebe.

Aufgrund dieser Ergebnisse kann darauf geschlossen werden, daß die Gallicolen durch den Wind von den Unterlagenaustrieben in die Ertragsanlage verdriftet wurden. Es ist sehr wahrscheinlich, daß ein Teil der Gallicolen, die sich an den Blättern der Ertragsanlage (Edelreissorte Riesling) etabliert hatten, in den Boden einwanderten und dort Nodositäten an der Wurzel (Unterlagensorte SO4) induzierten. Von den Wurzeln ging die Bildung der Sexuparen aus, die wiederum auf die benachbarten Unterlagenaustriebe zur Eiablage flogen.

Die Ergebnisse der in vitro Untersuchungen zu den Rebe-Reblaus-Interaktionen unter definierten Umweltfaktoren deuten darauf hin, daß die Aggressivität von Rebläusen in Abhängigkeit zu ihrer Adaptation an eine Wirtspflanze steht. Rebläuse aller geprüften Herkünfte (Italien, Laborstamm Geilweilerhof, Pfalz, Rheingau, Mosel) waren in der Lage, sich an den angebotenen Rebsorten (Riesling, 26G, SO4) zu etablieren und Nachkommen sowie Nodositäten zu bilden. Die Rebläuse der Herkunft Rheingau wiesen dabei die größte Fitneß auf und induzierten an der Unterlagensorte SO4 die höchste Nodositätenanzahl. Im Gegensatz zu anderen Herkünften induzierten Rebläuse der Herkunft Mosel an der Edelreissorte Riesling die höchste Nodositätenanzahl. Die Rebläuse der Herkunft Rheingau stammten von Rebwurzeln der Unterlagensorte SO4, die Rebläuse der Herkunft Mosel von Rebwurzeln der Edelreissorte Riesling.

Bei den Gefäßversuchen zum Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung konnte mit zunehmendem Tonanteil im Substrat eine erhöhte Nodositätenanzahl an den Unterlagensorten 26G und SO4 ermittelt werden. In einem Versuch mit Schrägwandgefäßen wurde festgestellt, daß der Reblausbefall auch in Böden mit hohem Sandanteil möglich ist, sich aber hauptsächlich auf die Bodenschicht beschränkt, in der die Inokulation vorgenommen wurde.

In den Gefäßversuchen korrelierte die Nodositätenbildung negativ mit der Stickstoffdüngung. Bei Stickstoffgaben von 0,05 g N/Pflanze nahm die Nodositätenanzahl gegenüber der Variante ohne zusätzliche Stickstoffdüngung um 35 % ab. Bei Stickstoffgaben von 1,5 g N/Pflanze reduzierte sich die Nodositätenanzahl um bis zu 98 %. Weitere Stickstoffdüngungsvarianten zeigten in der Tendenz vergleichbare Ergebnisse. In einem Versuch zur Wirkung der Stickstoffdüngung in unterschiedlichen Substratfeuchten konnte in der Variante 60 %

– 80 % WK_{max} (maximale Wasserkapazität) gegenüber der Variante 30 % – 50 % WK_{max} über alle Stickstoffvarianten eine geringere Nodositätenanzahl ermittelt werden, was auf die schlechten Entwicklungsbedingungen für die Reblaus aufgrund der hohen Substratfeuchte zurückgeführt werden kann. Dagegen korrelierte die Nodositätenanzahl in den Varianten der Substratfeuchte 30 % – 50 % WK_{max} negativ mit der Stickstoffdüngung. Der durchgeführte Freilandversuch bestätigte die in den Gefäßversuchen ermittelte Wirkung der Stickstoffdüngung. Zur ersten Wurzelbonitur im Hochsommer konnte eine um 48 % geringere Nodositätenanzahl in den Varianten 45+45 kg N/ha und 90+90 kg N/ha gegenüber der Variante ohne zusätzliche Stickstoffdüngung ermittelt werden. Die Wirkung hatte sich zur zweiten Bonitur im Herbst in den beiden erstgenannten Varianten geringfügig erhöht und erreichte auch in der Variante 30+0 kg N/ha eine Reduktion der Nodositätenanzahl von 41 %. Der Effekt der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung trat tendenziell auch bei Reben ein, die mit Stickstoff gedüngt und vor der Inokulation in stickstoffreies Substrat umgetopft wurden. Bei der Variante 0,5 g N/Pflanze reduzierte sich die Nodositätenanzahl um 14 %, bei der Variante 1,0 g N/Pflanze um 52 % gegenüber der Variante 0,2 g N/Pflanze.

Die Untersuchungsergebnisse der Arbeit zeigen, daß die Reblaus nahezu flächendeckend im Anbaugebiet Pfalz vorkommt und die weiträumige Verbreitung der Reblaus durch einen unsachgemäßen Anbau von Pfropfreben gefördert wird. Gefahr geht vor allem von nicht entfernten Unterlagenaustrieben aus, wie sie in Drieschen und nicht weinbaulich genutzten Flächen vorkommen. Dadurch wird bei geeigneten klimatischen Bedingungen die holozyklische Entwicklung der Reblaus möglich. Fitneß, Populationsdynamik sowie Nodositätenbildung von Rebläusen stehen in starker Abhängigkeit von ihrer Adaptation an eine Wirtspflanze. Hohe Reblausdichten in Wechselwirkung mit Trocken- und Nährstoffstreß verstärken Wachstumsdepressionen bei Pfropfreben. Es konnte gezeigt werden, daß gezielte Stickstoffgaben die Populationsentwicklung der Reblaus und die Nodositätenbildung reduzieren. Weiterer Forschungsbedarf besteht zur Wirkung verschiedener Stickstoffformen sowie zur Wirkungsweise der Stickstoffdüngung auf die Reblausdichte.

D Anhang

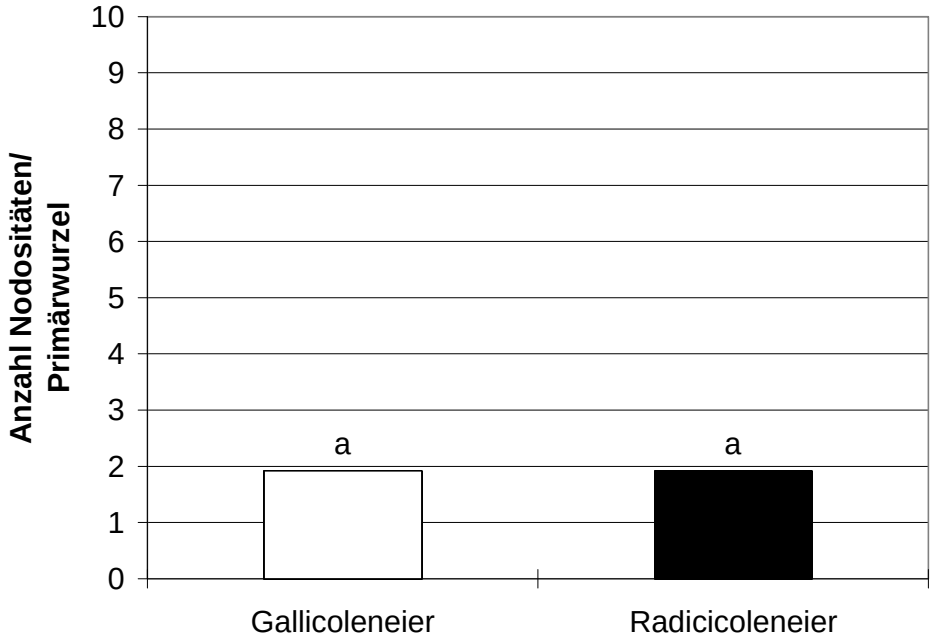


Abbildung A1: Nodositätenbildung/Primärwurzel nach Inokulation von Gallicolen- bzw. Radicicoleneiern, Unterlagensorte 26G (Gefäßversuch, Versuchsdauer 40 d)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben symbolisieren signifikante Unterschiede [Scheffé-Test, p≤0,05] Mittelwerte, n = 6 mit je 24 Einzelbonituren)

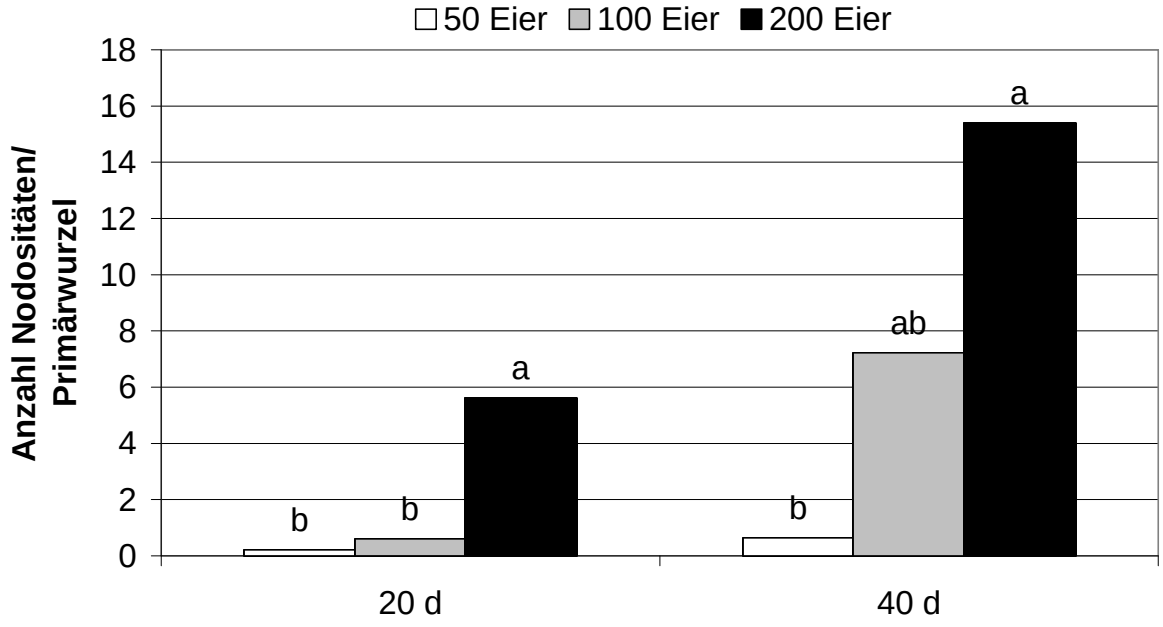


Abbildung A2: Einfluß der Inokulationsstärke von Reblauseiern auf die Anzahl von Nodositäten/Primärwurzel (3 Inokulationsstärken, Versuchsphase 20 Tage; 40 Tage)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, p≤0,05, Mittelwerte, n = 6 mit je 24 Einzelbonituren)

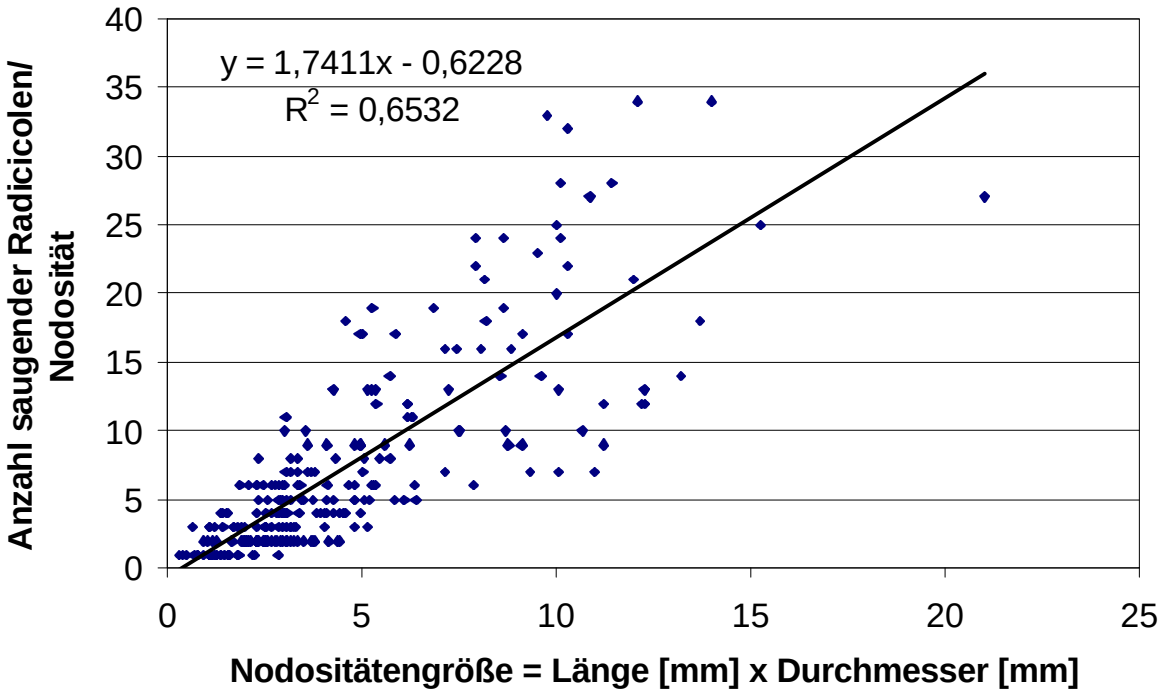


Abbildung A3: Beziehung zwischen der Anzahl saugender Radicicolen und der Nodositätengröße (Produkt der Nodositätenlänge [mm] und dem Nodositätendurchmesser [mm]).
Mittelwerte von 10 Grünstecklingen und 250 Nodositäten

Tab. A1: Ergebnisse der Laboruntersuchung, Ertragsanlage „Am Katzental-Berg“, Mörzheim, Riesling/SO4, 1997

(ZELST (Zeile/Stickellänge/Stock); NODK1-NODK3 (Nodositäten der Klassen 1-3); NODGES (Absolute Nodositätenanzahl); WL (Wurzellänge, Wurzeln mit Durchmesser < 3 mm); WLD (Wurzellängendichte, Wurzeln mit Durchmesser < 3 mm); WTM (Wurzeltrockenmasse, Wurzeln mit Durchmesser < 3 mm)

ZESLST	NODK1	NODK2	NODK3	NODGES	WL [cm]	WLD [cm/cm³]	WTM [g]
1/1/3	10	10	14	34	402,29	0,02	1,29
1/5/3	0	1	0	1	370,86	0,01	1,29
1/9/3	2	2	0	4	375,57	0,02	1,08
1/13/3	1	1	1	3	122,57	0,01	0,40
1/17/3	0	0	0	0	111,57	0,01	0,28
1/21/3	0	0	0	0	196,43	0,01	0,58
3/1/3	30	55	23	108	1804,00	0,06	4,03
3/5/2	3	9	14	26	243,57	0,01	0,49
3/9/2	10	1	4	15	644,29	0,02	1,33
3/13/2	9	0	0	9	174,43	0,05	0,84
3/17/2	11	2	0	13	590,86	0,02	1,41
3/21/2	0	0	0	0	92,71	0,01	0,11
5/2/1	11	8	11	30	1109,43	0,04	3,97
5/6/1	41	33	34	108	782,57	0,03	1,51
5/10/1	10	1	4	15	644,29	0,03	2,33
5/14/1	5	7	2	14	710,29	0,03	0,49
5/18/1	0	0	0	0	581,43	0,02	0,30
5/21/2	0	0	0	0	381,86	0,02	1,01
7/1/3	0	5	2	7	622,29	0,02	2,72
7/5/3	7	1	2	10	625,43	0,03	2,08
7/9/3	14	1	1	16	458,86	0,02	0,51
7/13/3	7	7	3	17	348,86	0,01	1,49
7/17/3	0	0	0	0	238,86	0,01	0,69
7/21/3	0	0	0	0	238,68	0,01	0,49
9/1/3	20	26	9	55	814,00	0,03	1,75
9/5/3	13	17	3	33	1590,29	0,06	2,99
9/9/3	13	1	5	19	177,57	0,01	0,60
9/13/3	5	1	2	8	768,43	0,03	1,88
9/17/3	1	0	1	2	664,71	0,03	2,15
9/21/3	0	0	0	0	185,43	0,01	0,37
11/1/3	7	1	8	16	600,29	0,02	2,08
11/5/2	8	6	1	15	763,71	0,03	1,96
11/9/2	5	8	7	20	240,43	0,01	0,63
11/13/2	2	7	2	11	378,71	0,02	0,85
11/17/2	0	0	0	0	408,57	0,02	1,04
11/21/2	0	0	0	0	399,14	0,02	0,86
13/1/3	20	6	3	29	831,29	0,03	1,36
13/6/1	26	18	9	53	920,86	0,04	2,56
13/10/1	12	6	4	22	270,29	0,01	0,59
13/14/1	1	1	3	5	609,71	0,02	1,54
13/18/1	4	0	1	5	370,86	0,01	0,97
13/22/1	0	0	0	0	806,14	0,03	1,15
15/1/3	20	16	11	47	649,00	0,03	1,72
15/5/4	90	83	44	217	1442,57	0,06	3,39
15/9/4	3	5	9	17	586,14	0,02	0,89
15/13/1	2	7	2	11	378,71	0,02	0,92
15/17/1	0	0	0	0	408,57	0,02	1,04
15/21/1	0	0	0	0	399,14	0,02	0,99

Tab. A2: Blattanzahl 7, 14, 21, 28 Tage (d) nach Inokulation
(Labors. = Laborstamm Geilweilerhof, Ries. = Riesling)
(5 Herkünfte von Rebläusen, 2 Unterlagssorten, 1 Edelreissorte)
(Werte mit unterschiedlichen (Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, $p \leq 0,05$)

Variante	7d			14 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	2,82 a	-	-	3,36 a
Labors.	3,11 a	2,57 a	2,88 a	4,00 a	3,64 a	3,44 a
Mosel	3,75 a	4,67 a	3,00 a	5,63 a	5,22 a	3,25 a
Pfalz	3,63 a	2,29 a	2,89 a	4,13 a	3,00 a	3,44 a
Rheingau	3,75 a	2,75 a	3,00 a	6,00 a	4,25 a	3,50 a
	21 d			28 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	3,82 a	-	-	4,55 a
Labors.	7,00 a	5,00 a	3,89 a	8,89 a	6,21 ab	4,13 a
Mosel	7,25 a	6,89 a	3,75 a	9,75 a	8,11 a	4,00 a
Pfalz	6,63 a	4,64 a	3,89 a	7,75 a	5,57 b	4,33 a
Rheingau	7,75 a	5,50 a	3,63 a	11,50 a	7,25 ab	4,25 a

Tab. A3: Sproßlänge [cm] 7, 14, 21, 28 Tage (d) nach Inokulation
(Labors. = Laborstamm Geilweilerhof, Ries. = Riesling)

Variante	7 d			14 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	4,09 a	-	-	3,64 a
Labors.	4,61 a	3,39 a	3,69 a	5,39 a	5,07 a	3,69 a
Mosel	4,75 a	5,78 a	2,38 a	7,19 a	7,17 a	2,88 a
Pfalz	4,19 a	3,46 a	3,28 a	6,06 a	4,89 a	3,83 a
Rheingau	6,25 a	2,88 a	2,50 a	8,00 a	5,00 a	3,19 a
	21 d			28 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	4,09 a	-	-	4,59 a
Labors.	4,61 a	3,39 a	3,69 a	11,17 a	10,00 a	4,19 a
Mosel	4,75 a	5,78 a	2,38 a	10,75 a	7,18 a	4,13 a
Pfalz	4,19 a	3,46 a	3,28 a	10,81 a	9,13 a	5,06 a
Rheingau	6,25 a	2,88 a	2,50 a	13,25 a	9,44 a	4,88 a

Tab. A4: Wurzellänge [Klassen 1-5] 7, 14, 21, 28 Tage (d) nach Inokulation
(Labors. = Laborstamm Geilweilerhof, Ries. = Riesling)
(5 Herkünfte von Rebläusen, 2 Unterlagssorten, 1 Edelreissorte)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, p≤0,05)

Variante	7 d			14 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	3,91 a	-	-	4,18 a
Labors.	3,56 a	3,43 a	3,75 a	3,78 a	3,50 a	4,00 a
Mosel	3,00 a	2,56 a	3,50 a	3,13 a	2,89 a	3,75 a
Pfalz	3,50 a	3,29 a	3,44 a	3,88 a	3,79 a	3,78 a
Rheingau	3,00 a	2,75 a	3,63 a	3,00 a	3,00 a	4,25 a
	21 d			28 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	4,18 a	-	-	4,09 a
Labors.	3,89 a	3,64 a	4,63 a	4,00 a	3,71 a	4,50 a
Mosel	3,50 a	3,56 a	3,75 a	3,88 a	4,22 a	4,00 a
Pfalz	3,88 a	3,86 a	4,11 a	4,00 a	3,86 a	4,00 a
Rheingau	3,50 a	3,25 a	4,25 a	3,25 a	3,50 a	4,25 a

Tab. A5: Anzahl Wurzelspitzen 7, 14, 21, 28 Tage (d) nach Inokulation
(Labors. = Laborstamm Geilweilerhof, Ries. = Riesling)

Variante	7 d			14 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	4,09 a	-	-	3,64
Labors.	4,61 a	3,39 a	3,69 a	5,39	5,07	3,69
Mosel	4,75 a	5,78 a	2,38 a	7,19	7,17	2,88
Pfalz	4,19 a	3,46 a	3,69 a	6,06	4,89	3,83
Rheingau	6,25 a	2,88 a	2,50 a	8,00	5,00	3,19
	21 d			28 d		
	Riesl.	26G	SO4	Riesl.	26G	SO4
Italien	-	-	4,00 a	-	-	27,82 a
Labors.	8,94 a	8,14 a	4,00 a	31,33 a	15,93 a	32,75 a
Mosel	9,00 a	8,17 a	3,75 a	22,13 a	19,00 a	27,25 a
Pfalz	8,25 a	6,14 a	4,00 a	21,00 a	10,57 a	27,89 a
Rheingau	10,88 a	6,75 a	4,13 a	24,00 a	22,50 a	47,00 a

Tab. A6: Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung
Versuchsphase 20.09.96-01.08.97 bzw. 26.09.96-07.08.97,
n = 8, Meßwiederholung = 4, (Nodo.-Kl. (1-3) = Nodositätenklassen (1-3))

	reiner Schluff		schwach toniger Schluff		stark toniger Schluff	
Unterlage	26G	SO4	26G	SO4	26G	SO4
Nodo.-Kl. 1	9,28	3,84	6,59	5,34	7,97	6,03
Nodo.-Kl. 2	13,09	3,00	13,44	11,34	20,94	13,75
Nodo.-Kl.3	7,13	2,19	10,09	5,28	21,66	9,19

Tab. A7: Einfluß der Bodenart auf die Nodositätenbildung in verschiedenen Bodenschichten
n = 3, (Nodo.-Kl. (1-3) = Nodositätenklassen (1-3))

	Ernte nach 32 d				Ernte nach 62 Tagen			
Reiner Schluff								
	0-10	10-20	20-30	30-40	0-10	10-20	20-30	30-40
Kl. 1	1,7	0,3	0,3	1,0	18,0	0	0,3	0,7
Kl. 2	0,3	2,0	0,3	0	54,0	6,3	0,3	0
Kl. 3	0,3	0	0	2	31,7	1,0	0	0
Schwach toniger Schluff								
Kl. 1	1,3	1,7	1,3	4,3	1,7	3,7	1,3	0,7
Kl. 2	0,3	1,3	0,3	0,7	1,0	1,3	1,7	0,7
Kl. 3	0	0,3	0	0	1,3	1,7	4	0,3
Stark toniger Schluff								
Kl. 1	3,7	5	3,7	1,7	7,3	2,3	5,7	4
Kl. 2	2,3	5,7	1,7	1,7	27,0	24,0	24,3	19,7
Kl. 3	0	0	0	0	15,3	30,3	23,0	18

Tab. A8: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Wurzellänge/Primärwurzel
Versuchsphase 11.09. - 21.10., n = 6, Meßwiederholung = 4, (PW = Primärwurzel)

N-Gabe	0,0 g N		1,0 g N		1,5 g N	
Unterlage	26G	SO4	26G	SO4	26G	SO4
Wurzellänge/PW (cm)	819,89	685,01	634,07	784,86	663,08	619,01

Tab. A9: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung
Versuchsphase 11.09. - 21.10., n = 6, Meßwiederholung = 4,
(Nodo.-Kl. (1-3) = Nodositätenklassen (1-3))

N-Gabe	0,0 g N		1,0 g N		1,5 g N	
Unterlage	26G	SO4	26G	SO4	26G	SO4
Nodo.-Kl. 1	3,21	4,67	0,21	0,46	0,29	0,21
Nodo.-Kl. 2	12,79	19,00	0,33	1,79	0,54	0,29
Nodo.-Kl. 3	8,04	11,50	0,63	0,29	0,04	0,04

Tab. A10: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Wurzeltrockenmasse/Primärwurzel, Wurzellänge/Primärwurzel und das Sproßwachstum, Versuchsphase 11.09. - 21.10., n = 6, Meßwiederholung = 4,
(TM = Trockenmasse, PW = Primärwurzel)

N-Gabe	0,0 g N	0,05 g N	0,1 g N	0,2 g N	0,2 g N+H_2O
Wurzel-TM/PW [g]	2,14	1,12	1,09	1,49	1,61
Wurzellänge/PW [cm]	475	401	344	375	365
Sproßwachstum [cm]	22,8	33,7	35,5	25,5	23,7

Tab. A11: Einfluß der N-Düngung auf die Sproß- und Wurzeltrockenmasse/ Pfl.
(5 Düngungsvarianten, Versuchsdauer 40 d, 28.10.-07.12.1997)
(Werte in Spalten, die mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich signifikant; [Scheffé-Test, p≤0,05] Mittelwerte, n = 6 aus 24 Einzelbonituren)

Variante	Sproßtrockenmasse/ Pflanze	Wurzeltrockenmasse/ Pflanze
	[g]	[g]
0 g N/Pfl.	42,3 a	15,0 a
0,05 g N/Pfl.	38,8 a	10,1 a
0,1 g N/Pfl.	35,5 a	10,1 a
0,2 g N/Pfl.	35,0 a	10,7 a
0,2 g N/Pfl. + H_2O	40,9 a	10,5 a

Tab. A12: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Nodositätenbildung
Versuchsphase 11.09.-21.10., n = 6, Meßwiederholung = 4
(Nodo.-Kl. (1-3) = Nodositätenklassen (1-3))

N-Gabe	0,0 g N	0,05 g N	0,1 g N	0,2 g N	0,2 g N+H_2O
Nodo.-Kl. 1	7,13	4,50	5,21	1,67	3,38
Nodo.-Kl. 2	11,67	7,71	5,92	2,13	3,92
Nodo.-Kl. 3	4,00	2,00	0,71	0,25	1,46

Tab. A13: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Wurzelttrockenmasse (WTM), die Wurzellänge (WL), Sproßtrockenmasse (STM), Salzkonzentration (Salz), Nmin-Gehalte im Substrat, Gesamtstickstoff der Blättern (N-BL)
(Inok. = Inokulation, ja = Inokuliert, nein = nicht Inokuliert; Feuchte = Substratfeuchte; D/E1 = Düngungsvarianten/Ernte 30 Tage nach Inokulation, 0 = 0 g N/Pfl.; 0,15 = 1 x 0,15 g N/Pfl., 0,3 = 1 x 0,3 g N/Pfl.; D/E2 = Düngungsvarianten/Ernte 40 Tage nach Inokulation; 0,3 = 2 x0,15 g N/Pfl.; 0,6 = 2 x 0,3 g N/Pfl.)
(* signifikanter Unterschied zwischen Kontrolle (0 g N/Pfl.) und Düngungsvariante, Dunnett-Test, p≤0,05, Mittelwerte, n = 6, Meßwiederholung = 6)

Inok.	Feuchte	D/E1	D/E2	WTM	WL	STM	Salz	Nmin	N-BL
	[%]			[g]	[cm]	[g]	[µS]	[mg/kg]	[%]
Ja	30-50	0		1,96	368,6	11,2	343,3	88,2	3,10
		0,15		2,25	418,2	13,8	458,8	153,5	3,87*
		0,3		1,29	293,1	10,7	661,3*	323,2*	4,16*
			0	4,38	575,7	15,1	273,0	63,5	2,88
			0,3	3,57	432,9	16,7	395,0	228,5*	3,98
			0,6	2,54*	543,7	16,1	885,0*	489,9*	4,37
	60-80	0		1,85	527,6	11,5	299,0	103,3	2,98
		0,15		0,66*	315,5*	7,9	562,0	407,4*	4,17*
		0,3		0,92	275,7*	8,8	620,0*	422,6*	4,15*
			0	4,12	673,6	17,1	267,5	40,4	2,78
			0,3	2,92	735,0	16,2	525,0*	361,4*	4,44*
			0,6	2,53	316,5*	12,2	685,8	540,8	4,58*
Nein	30-50	0		2,24	470,6	11,5	298,0	85,8 b	2,80
		0,15		1,13	413,7	10,5	486,3*	250,3*	4,02*
		0,3		1,40	427,1	11,0	565,6*	395,9*	4,30*
			0	3,49	521,3	12,1	334,2	72,2	3,33
			0,3	2,27	593,2	15,6	473,3	322,4*	4,47*
			0,6	2,93	757,3	17,5	822,2*	453,2*	4,63*
	60-80	0		1,74	444,1	9,2	247,0	70,1	3,38
		0,15		1,51	333,1	12,9	426,3	260,4*	3,73
		0,3		1,79	483,0	14,7	516,3*	333,6*	4,03
			0	4,87	622,7	17,6	294,2	38,5	2,77
			0,3	5,25	622,2	20,7	441,7	164,8*	4,23*
			0,6	2,70	357,0*	15,7	782,5*	484,6*	4,63*

Tab. A14: Einfluß der Substratfeuchte auf die Wurzelttrockenmasse (WTM), die Wurzellänge (WL), Sproßtrockenmasse (STM), Salzkonzentration (Salz), Nmin-Gehalte im Substrat, Gesamtstickstoff der Blättern (N-BL)
(Inok. = Inokulation, ja = Inokuliert, nein = nicht Inokuliert; Feuchte = Substratfeuchte; D/E1 = Düngungsvarianten/Ernte 30 Tage nach Inokulation, 0 = 0 g N/Pfl.; 0,15 = 1 x 0,15 g N/Pfl., 0,3 = 1 x 0,3 g N/Pfl.; D/E2 = Düngungsvarianten/Ernte 40 Tage nach Inokulation; 0,3 = 2 x0,15 g N/Pfl.; 0,6 = 2 x 0,3 g N/Pfl.)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, $p \leq 0,05$, n = 6, Meßwiederholung = 4)

Inok.	Feuchte	D/E1	D/E2	WTM	WL	STM	Salz	Nmin	N-BL
	[%]			[g]	[cm]	[g]	[µS]	[mg/kg]	[%]
Ja	30-50	0		1,96 a	368,6 b	11,2 a	343,3 a	88,2 a	3,10 a
		0,15		2,25 a	418,2 a	13,8 a	458,8 a	153,5 a	3,87 b
		0,3		1,29 a	293,1 a	10,7 a	661,3 a	323,2 a	4,16 a
			0	4,38 a	575,7 a	15,1 a	273,0 a	63,5 a	2,88 a
			0,3	3,57 a	432,9 b	16,7 a	395,0 a	228,5 a	3,98 b
			0,6	2,54 a	543,7 a	16,1 a	885,0 a	489,9 a	4,37 a
	60-80	0		1,85 a	527,6 a	11,5 a	299,0 a	103,3 a	2,98 a
		0,15		0,66 a	315,5 b	7,9 a	562,0 a	407,4 a	4,17 a
		0,3		0,92 a	275,7 a	8,8 a	620,0 a	422,6 a	4,15 a
			0	4,12 a	673,6 a	17,1 a	267,5 a	40,4 a	2,78 a
			0,3	2,92 a	735,0 a	16,2 a	525,0 a	361,4 a	4,44 a
			0,6	2,53 a	316,5 a	12,2 a	685,8 a	540,8 a	4,58 a
Nein	30-50	0		2,24 a	470,6 a	11,5 a	298,0 a	85,8 a	2,80 a
		0,15		1,13 a	413,7 a	10,5 a	486,3 a	250,3 a	4,02 a
		0,3		1,40 a	427,1 a	11,0 a	565,6 a	395,9 a	4,30 a
			0	3,49 a	521,3 a	12,1 b	334,2 a	72,2 a	3,33 a
			0,3	2,27 a	593,2 a	15,6 b	473,3 a	322,4 a	4,47 a
			0,6	2,93 a	757,3 a	17,5 a	822,2 a	453,2 a	4,63 a
	60-80	0		1,74 a	444,1 a	9,2 a	247,0 a	70,1 a	3,38 a
		0,15		1,51 a	333,1 a	12,9 b	426,3 a	260,4 a	3,73 a
		0,3		1,79 a	483,0 a	14,7 b	516,3 a	333,6 a	4,03 a
			0	4,87 a	622,7 a	17,6 a	294,2 a	38,5 a	2,77 b
			0,3	5,25 a	622,2 a	20,7 a	441,7 a	164,8 a	4,23 b
			0,6	2,7 a	357,0 b	15,7 a	782,5 a	484,6 a	4,63 a

Tab. A15: Einfluß der Inokulation auf die Wurzelttrockenmasse (WTM), die Wurzellänge (WL), Sproßtrockenmasse (STM), Gesamtstickstoff der Blättern (N-BL) (Inok. = Inokulation, ja = Inokuliert, nein = nicht Inokuliert; Feuchte = Substratfeuchte; D/E1 = Düngungsvarianten/Ernte 30 Tage nach Inokulation, 0 = Kontrolle; 0,15 = 1 x 0,15 g N/Pfl., 0,3 = 1 x 0,3 g N/Pfl.; D/E2 = Düngungsvarianten/Ernte 40 Tage nach Inokulation, 0 = Kontrolle, 0,3 = 2 x0,15 g N/Pfl., 0,6 = 2 x 0,3 g N/Pfl.)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, $p \leq 0,05$, n = 6, Meßwiederholung = 6)

Inok.	Feuchte	D/E1	D/E2	WTM	WL	STM	N-BL
	[%]				[cm]	[g]	[%]
Ja	30-50	0		1,96 a	368,6 b	11,2 a	3,10 a
		0,15		2,25 a	418,2 a	13,8 a	3,87 a
		0,3		1,29 a	293,1 a	10,7 a	4,16 a
			0	4,38 a	575,7 a	15,1 a	2,88 a
			0,3	3,57 a	432,9 b	16,7 a	3,98 b
			0,6	2,54 a	543,7 a	16,1 a	4,37 b
	60-80	0		1,85 a	527,6 a	11,5 a	2,98 a
		0,15		0,66 a	315,5 b	7,9 a	4,17 a
		0,3		0,92 a	275,7 a	8,8 b	4,15 a
			0	4,12 a	673,6 a	17,1 a	2,78 a
			0,3	2,92 a	735,0 a	16,2 a	4,44 a
			0,6	2,53 a	316,5 a	12,2 a	4,58 a
Nein	30-50	0		2,24 a	470,6 a	11,5 a	2,80 a
		0,15		1,13 a	413,7 a	10,5 a	4,02 a
		0,3		1,40 a	427,1 a	11,0 a	4,30 a
			0	3,49 a	521,3 a	12,1 a	3,33 a
			0,3	2,27 b	593,2 a	15,6 a	4,47 a
			0,6	2,93 a	757,3 a	17,5 a	4,63 a
	60-80	0		1,74 a	444,1 a	9,2 a	3,38 a
		0,15		1,51 a	333,1 a	12,9 a	3,73 a
		0,3		1,79 a	483,0 a	14,7 a	4,03 a
			0	4,87 a	622,7 a	17,6 a	2,77 a
			0,3	5,25 a	622,2 a	20,7 a	4,23 a
			0,6	2,7 a	357,0 b	15,7 a	4,63 a

Tab. A16: Einfluß der Stickstoffdüngung vor der Inokulation auf die Wurzellänge/Primärwurzel und die Wurzeltrockenmasse/Primärwurzel (Kontrolle = nicht Inokuliert)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, p≤0,05, n = 6, Meßwiederholung = 6)

Variante	Wurzellänge/ Primärwurzel		Wurzeltrockenmasse/ Primärwurzel	
	[cm]		[g]	
	Kontrolle	Inokuliert	Kontrolle	Inokuliert
0,2 g N/Pfl.	388,80 a	284,17 a	0,75 a	0,77 a
0,5 g N/Pfl.	371,79 a	291,16 a	0,86 a	1,18 a
1,0 g N/Pfl.	273,92 a	256,93 a	0,86 a	0,77 a

Tab. A17: Einfluß des Stickstoffstatus auf die Blattrockenmasse/Pflanze (Kontrolle = nicht Inokuliert)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, p≤0,05, n=6, Meßwiederholung=6)

Variante	Blatttrockenmasse/Pflanze	
	[g]	
	Kontrolle	Inokuliert
0,2 g N/Pfl.	0,31 a	0,26 a
0,5 g N/Pfl.	0,41 a	0,45 a
1,0 g N/Pfl.	0,47 a	0,35 a

Tab. A18: Einfluß der Stickstoffstatus auf die Gesamtstickstoffgehalte der Blätter (Kontrolle = nicht Inokuliert)

Variante	Gesamt-N	
	[%]	
	Kontrolle	Inokuliert
0,2 g N/Pfl.	2,0	2,2
0,5 g N/Pfl.	2,3	2,3
1,0 g N/Pfl.	2,5	2,8

Tab. A19: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Wurzeltrockenmasse und die Wurzellängendichte bezogen auf Wurzeln aus 25 l Bodenvolumen und einem Durchmesser < 3 mm (Ertragsanlage Zell/Pfalz, Müller-Thurgau/26G, 4 Düngungsvarianten, 2 Boniturzeitpunkte)
(Werte in Spalten, die mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich signifikant; [Scheffé-Test, p≤0,05], Mittelwerte, n = 20)

Variante	Wurzeltrockenmasse		Wurzellängendichte	
	[g]		[cm/cm³]	
	06.08.	20.10.	06.08.	20.10.
0 kg N/ha	1,68 a	1,84 a	0,037 a	0,028 a
30+0 kg N/ha	2,66 a	2,12 a	0,046 a	0,027 a
45+45 kg N/ha	3,21 a	2,00 a	0,030 a	0,026 a
90+90 kg N/ha	3,03 a	2,05 a	0,035 a	0,030 a

Tab. A20: Einfluß der Stickstoffdüngung auf die Ertrags- und Qualitätsparameter (Traubenertrag, Mostgewicht, Gesamtsäure)
(Werte mit unterschiedlichen Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, Scheffé-Test, p≤0,05, n=6, Meßwiederholung=6)

Variante	Traubenertrag	Mostgewicht	Gesamtsäure
	[kg/Stock]	[°Oe]	[g/l]
0 kg N/ha	6,7 a	57 a	8,7 a
30+00 kg N/ha	6,4 a	59 a	8,8 a
45+45 kg N/ha	7,0 a	59 a	9,0 a
90+90 kg N/ha	6,2 a	59 a	8,9 a

E Literaturverzeichnis

ANDERS, F. (1957): Über die gallenerregenden Agenzien der Reblaus (*Viteus* [*Phylloxera*] *vitifolii* Shimer).
Vitis **1**, 121-124.

ANONYM (1989): Richtlinie des Bundessortenamtes für die Durchführung der Prüfungen von Rebsorten auf die Anfälligkeit für die Reblaus.

ANONYM (1992): Bekanntmachung der nicht von der Reblaus befallenen Gemeinden und Ortsteile der rheinland-pfälzischen Weinbaugebiete.
Bundesanzeiger **89** vom 12. Mai 1990, 2532.

ANONYM (1997): Landesverordnung zum Schutz bestockter Rebflächen vor Schadorganismen. Vom 28. November 1997.
Gesetz- und Verordnungsblatt für das Land Rheinland-Pfalz vom 12.12.1997.

ANONYM (1998): Rebendüngung unter Beachtung der Düngeverordnung.
Staatliche Lehr- und Forschungsanstalt für Landwirtschaft, Weinbau und Gartenbau, Fachbereich Weinbau.

BAUER (1925): Schluss mit der Reblausrassenfrage.
Wein und Rebe **11 (6)**, 1-12.

BECKER, H. (1952a): Beiträge zur Physiologie der Reblaus (*Phylloxera vitifolii* Fitch.).
Dissertation Johannes-Gutenberg Universität Mainz.

BECKER, H. (1952b): Untersuchungen über Rassenmerkmale bei Fundatrigenien der Reblaus (*Phylloxera vitifolii* Fitch).
Zt. f. Pflanzenkrankheiten **59**, 198-209.

BECKER, H. (1956a): Zur Frage der Reblausresistenz der Trollinger x Riparia 26 Geisenheim.
Der Deutsche Weinbau **6**, 75-83.

BECKER, H. (1956b): Über die Bedeutung der Blattreblaus im deutschen Weinbau.
Weinberg und Keller **3**, 23-28.

BECKER, H. (1959): Untersuchungen über den Befall von Unterlagsreben durch die Reblaus.
Sonderabdruck aus den Verhandlungen des IV. Internationalen Pflanzenschutz-Kongresses Braunschweig **1**, 783-785.

BECKER, H. (1960): Wo steht die Züchtung von Unterlagsreben in Deutschland?
Deutscher Weinbau-Kalender, 74-83.

BECKER, H. (1989): Neue reblausimmune Unterlagensorte.
Weinwirtschaft Anbau **8**, 28-29.

BESSE, D.; GÖTZ, B. (1969): Über den Aminosäuregehalt in Gallengewebe der Rebe.
Die Weinwissenschaft **24**, 422-427.

BLACKMAN, R.L. (1979): Stability and variation in aphid clonal lineages.
Biological Journ. Linnean Soc. of London **11**, 259-277.

BÖRNER, C. (1914a): Experimenteller Nachweis einer biologischen Rassendifferenz zwischen Rebläusen aus Lothringen und Südfrankreich, *Peritymbia* (Phylloxera) *vitifolii pervastatrix* C.B., 1910.
Zt. Ang. Entomologie **1**, 59-67.

BÖRNER, C. (1914b): Über Reblausanfällige und –immune Reben.
Biologisches Zentralblatt **34**, 1-8.

BÖRNER, C. (1921): Über die Umwandlung von Wurzelrebläusen zu Blattrebläusen.
Mitteilungen der Biologischen Reichsanstalt **21**, 163-167.

BÖRNER, C. (1922): Gibt es eine oder zwei Reblausarten amerikanischer Herkunft?
Weinbau und Kellerwirtschaft **24**, 1-5.

BÖRNER, C. (1929): Reblaus. Weinbaulexikon.
Verlag Paul Parey Berlin.

BÖRNER, C. (1933): „Das Verhalten gegen tierische Schädlinge“,
in SEELINGER, R. „Der neue Weinbau“, 49-56; 61-68, Verlag Paul Parey, Berlin.

BÖRNER, C. (1939): Anfälligkeit, Resistenz und Immunität der Reben gegen Reblaus.
Zeitschrift für hygienische Zoologie und Schädlingsbekämpfung **9/10, 11, 12**, 274-285; 301-307; 325-337.

BÖRNER, C.; SCHILDER, F.A. (1933): Ueber das bisherige Auftreten der Blattgallenreblaus in Deutschland.
Sonderabdruck aus den Arbeiten der Biologischen Reichsanstalt für Land- und Forstwirtschaft **3**, 325-346.

BOUBALS; D (1966): Étude de la distribution et des causes de la résistance au phylloxéra radicicole chez les vitacées.
Ann. Amérlior. Plantes **16 (2)**, 145-184.

BOUBALS, D. (1994):Phylloxera (*Datulosphaira vitifoliae*) adapation to some rootstocks of the grapevine.
Brighton Crop Protection Conference, Pests and Diseases **3**, 963-966.

BREIDER, H. (1938): Reblausverseuchung und Bodenverschiedenheit.
Forschungsdienst **8**.

BUCHANAN, G.A. (1987): The distribution of grape phylloxera, *Daktuloshaira vitifolii* (Fitch), in central and north-eastern Victoria.
Australian Journal of Experimental Agriculture **27**, 591-595.

BUCHANAN, G.A.; HARDIE, W.J. (1978): Phylloxera: the Implications of D.C. Swan's Observations of Viticulture in Victoria.
Journal of the Australian Institute of Agricultural Science **44**, 77-81.

CHEN, Z.X.; DICKSON, D.W. (1997): Effect of ammonium nitrate and time of harvest on mass production of Pasteuria penetrans.
Nematrpica **27 (1)**, 53-60.

CORRIE, A.M.; BUCHANAN, G.A.; VAN HEESWIJCK, R. (1997): DNA typing of populations of phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae* (Fitch) from Australian vineyards.
Australian Journal of Grape and Wine Research **3**, 50-56.

CZENSKOWSKI, K.-P. (1993): „Lausige Zeiten".
Das Deutsche Weinbaumagazin **30**, 28-31.

DE BENEDICTIS, J.A.; GRANETT, J. (1992): Variability of Responses of Grape Phylloxera (Homoptera: Phylloxeridae) to Bioassay that Discriminate Between California Biotypes.
J. Econ. Entomol. **85 (4)**, 1527-1534.

DE BENEDICTIS, J.A.; GRANETT, J. (1993): Laboratory Evaluation of Grape Roots as Hosts of California Grape Phylloxera Biotypes.
Am. J. Enol. Vitic. **44 (3)**, 285-291.

DE BENEDICTIS, J.A.; GRANETT, J.; TAORMINO, S.P. (1996): Differences in Host Utilization by California Strains of Grape Phylloxera.
Am. J. Enol. Vitic. Vol. **47 (4)**, 373-379.

DE KLERK, C.A. (1972): Occurrence and distribution of vine phylloxera, *Phylloxera vitifoliae* (FITCH), in the olifants river irrigation area, northwestern cape province.
Phytophylactica **4**, 25-26.

DE KLERK, C.A. (1974): Biology of *Phylloxera vitifoliae* (FITCH) (Homoptera: *Phylloxeridae*) in South Africa.
Phytophylactica **6**, 109-118.

DE KLERK, C.A.(1979): Investigation of two morphometric methods to test the occurence of morphologically different races of *Daktulosphaira vitifoliae* (Fitch) in South Africa.
Phytophylactica **6**, 109-118.

DE PONTI, O.M.B. (1977): Resistance in Cucumis sativus L. to Teranychus urticae Koch. 1. The role of plant breeding inintegrated control.
Euphytica **26**, 633-654.

DIEHL, S.R.; BUSH, G.L. (1984): An evolutionary and applied perspective of insect biotypes.
Ann. Rev. Entomol. **29**, 471-504.

EDER, J. (1999): Mündliche Mitteilung.

ERLENWEIN, H. (1965): Einfluß der Ernährung und des Pfropfpartners auf das Wurzelwachstum von Vitis-Arten und -Sorten.
Vitis **5**, 161-186.

FADER, B. (1999): Untersuchungen zur Adaptation von Rebläusen (Daktulosphaira vitifoliae FITCH) an Reben (Vitis spp.).
Diplomarbeit am Institut für Obst-, Gemüse- und Weinbau der Universität Hohenheim.

FERGUSSON-KOLMES, L.; DENNEHY, T.J. (1991): Anything new under the sun? Not pylloxera biotypes.
Wines and Vines **6**, 51-56.

FERGUSSON-KOLMES, L.; DENNEHY, T.J. (1993): Differences in Host Utilization by Populations of North American Grape Phylloxera (Homoptera: *Phylloxeridae*).
Journal of Economic Entomology **86 (5)**, 1502-1511.

FORNECK, A. (1995): Entwicklung eines dualen aseptischen in vitro Systems für Rebe (*Vitis ssp*.) und Reblaus (*Daktulosphaira vitifoliae* FITCH) unter besonderer Berücksichtigung der Wirt-Parasit Interaktion.
Diplomarbeit Institut für Obst,- Gemüse,- und Weinbau, Universität Hohenheim.

FORNECK, A.; MERKT, N.; BLAICH, R. (1996): Mit neuer Methode gegen die Reblaus.
Der Deutsche Weinbau **16-17**, 30-33.

FORNECK, A.; WALKER, M.A.; LIN, H.; JIN, Y.; MERKT, N.; BLAICH, R. (1998): Estimating the genetic diversity among European collections of grape pylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae* FITCH) with AFLP-PCR marker.
VIIème Symposium international sur la genetique et l'amellioration de la vigne. Montpellier 6-10 juillet 1998.

FUCHS, W.H.; GROSSMANN, F. (1972): Ernährung und Resistenz von Kulturpflanzen gegenüber Krankheitsbedingungen und Schädlingen.
In: Handbuch der Pflanzenernährung und Düngung, Springer-Verlag, ?; 1044-1084.

GÖTZ, B. (1962): Morphologische Rasseuntersuchungen an Wurzelrebläusen aus Baden-Württemberg.
Die Weinwissenschaft **17**, 267-276.

GÖTZ, B. (1966): Zum Fundatrix-Auftreten von *Dactylosphaera* (*Phylloxera*) *vitifolii* Shimer im Frühjahr 1966.
Die Wein-Wissenschaft **21**, 541-547.

GRANETT, J.; BISABRI-ERSHADI, B.; J. CAREY (1983): Life tables of Phylloxera on resistant and susceptilbe rootstocks.
Ned. Entomol. Ver. Amsterdam **34**, 13-19.

GRANETT, J.; DE BENEDICTIS, J.; WEBER, E. (1991): Viticultural practices to miniminze phylloxera threat.
Practical Winerj and Vineyard **9/10**, 17-21.

GRANETT, J.; GOHEEN, A.C.; LIDER, L.A.; WITHE, J.J. (1987): Evaluation of Grape Rootstocks to Type A and Type B Grape Phylloxera.
Am. J. Vitic. **4**, 298-300.

GRANETT, J.; OMER, A.D.; PESSERAEU, P.; WALKER, M.A. (1998): Fungal infections of grapevine roots in phylloxera-infested vineyards.
Vitis **37 (1)**, 39-42.

GRANETT, J.; TIMBER, P.; LIDER, A. (1985): Grape Phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae*) (Homoptera: Phylloxeridae) Biotypes in California.
Journal of Economic Entomology **78**, 1463-1467.

GREGORCZYK, W; WALKER, M.A. (1998): Evaluating Resistance to Grape Phylloxera in *Vitis Species* with an *in vitro* Dual Culture Assey.
Am. J. Enol. Vitic. **49 (1)**, 17-22.

HAWTHORNE, D.J.; DENNEHY, T.J. (1991): Reciprocal Movement of Grape Phylloxera (Homoptera: *Phylloxeridae*) Alates and Crawlers Between Two Differential Phylloxera-Resistant Grape Cultivars.
Journal of Economic Entology **84 (1)**, 230-236.

HAWTHORNE, D.J.; VIA, S. (1994): Variation in performance on two grape cultivars within and among populations of grape Phylloxera from wild and cultivated habitats.
Entomol. Exp. Appl. **70**, 63-76.

HELLER, N; JÖRGER, V. (1993): Die Reblaus – Immer noch ein aktuelles Weinbau-Thema?
Der Badische Winzer 3, 100-102.

HELM, K.F. (1983): Phylloxera in Australia.
Australian Grapegrower + Winemaker **239**, 16-20.

HELM, K.F.; READSHAW, J.L.; CAMBOURNE, B. (1991): The Effect of Drought on Populations of Phylloxera in Australian Vineyards.
Wine Industry Journal **8**, 194-200.

HERRMANN, J.V. (1995): Die Reblaus in Franken - eine alte Bekannte meldet sich zurück.
Rebe & Wein **2**, 58-60.

HERRMANN, J.V.; HERRMANN, G. (1997): Untersuchungen zur Verbreitung der Reblaus im fränkischen Weinbaugebiet.
Rebe & Wein **5**, 168-171.

HILLEBRAND, W.; LORENZ, D.; LOUIS, F. (1995): Rebschutz-Taschenbuch. Fachverlag Fraund, Mainz.

HOFFMANN (1991): Methodenhandbuch Band 1: Die Untersuchung von Böden. VDLUFA-Verlag, Darmstadt.

HOFFMANN, G.M.; NIENHAUS, F.; POEHLING, H.-M.; SCHÖNBECK, F.; WELTZIEN, H.C.; WILBERT, H. (1994): Lehrbuch der Phytomedizin. Backwell Wissenschafts-Verlag, Berlin.

HÖFLING, S; RÜHL, E.; BLESER, E. (1998): Untersuchungen zu den Möglichkeiten der Frühselektion von Unterlagsreben auf Reblausresistenz. Der Önologe 4, 25-26.

HOFMANN, E.L. (1957a): Untersuchungen über unterschiedliche Nodositätenbildung an der Rebwurzel und deren Bedeutung für die Resistenzzüchtung. Vitis **1**, 66-81.

HOFMANN, E.L. (1957b): Die Histologie der Nodositäten verschiedener Rebsorten bei Reblausbefall. Vitis **1**, 125-141.

KASERER, H. (1927): Halbimmune Lößböden in Nieder-Österreich. Allgem. Weinbauzeitung 1927.

KEMPSON, D.; M. LLOYD; R. GHELARDI (1963): A new extractor for woodland litter. Pedobiologia 3, 1-21.

KING, P.D.; BUCHANAN, G.A. (1986): The Dispersal of Phylloxera Crawlers and Spread of Phylloxera Infestations in New Zealand and Australian Vineyards. Am. J. Entol. Vitic. **37**, 26-33.

KING, P.D.; MEEKINGS, J.S.; SMITH, S.M. (1981): Biology and control of grape pylloxera in North Island vineyards. New Zealand Weed and Pest Control Conference **34**, 86-91.

KING, P.D.; MEEKINGS, J.S.; SMITH, S.M. (1982): Studies of the resistance of Grape (Vitis spp.) to phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae*). New Zealand Journal of Experimental Agriculture **10**, 537-544.

KING, P.D.; RILLING, G. (1985): Variations of galling reaction of grapevine: Evidence of different phylloxera biotypes and clonal reaction to phylloxera. Vitis **24**, 32-42.

KING, P.D.; RILLING, G. (1991): Further evidence of phylloera biotypes: Variation in the tolerance of mature grapevine roots related to the geographical origin of the insect. Vitis **30**, 233-244.

KLOFT, W. (1960): Wechselwirkungen zwischen pflanzensaugenden Insekten und den von ihnen besogenen Pflanzengeweben. I. Z. ang. Ent. 45, 337-381.

KOBLET, W.; PERRET, P (1990): Beziehung zwischen Triebwachstum, Wurzelentwicklung und Assimilatwanderung in Topfreben.
Wein-Wissenschaft **4**, 93-96.

KOZMA, P.; KOCSIS, L.; BAKANYI, L.; HORVÁTH, L. (1998): Preliminary resalts of the artificially infected Phylloxera test garden on different vigor of rootstocks and new resistant hybrids.
Vitic. Enol. **53 (1)**, 7-10.

KREBS, S.J. (1995): The effect of phylloxera biotype and water stress on phylloxera resistance in grape rootstocks.
Dissertation Universität Davis, Kalifornien.

LIN, H; WALKER, M.A. (1996): Extraction of DANN from eggs of grape phylloxeras (Daktulosphaira vitifoliae FITCH) for use in RAPD testing.
Vitis **35 (2)**, 87-89.

LOUIS, F. (1988): Untersuchungen über das Vorkommen von Traubenwicklern (*E. ambiguella, L. botrana*) sowie Spinnmilben (*P. ulmi, T. urticae*) und Raubmilben auf Hecken in der Weinbergsflur im Anbaugebiet Rheinpfalz.
Dissertation Universität Kaiserslautern.

MAILLET, P. (1957): Phylloxéra et Ecologie.
Vitis **1**, 57-65.

MELAKEBERHAN, H. (1998): Effects of temperature and nitrogen source on tomato genotypes response to *Meloidogyne incognita* infection.
Fundamental & Applied Nematology **21 (1)**, 25-32.

MENGEL, K. (1991): Ernährung und Stoffwechsel der Pflanze.
Verlag Gustav Fischer, Jena.

MERKT, N. (1989): Untersuchungen zur Affinität von Unterlage und Reis bei Reben.
Dissertation Universität Hohenheim.

MERKT, N. (1998a): persönliche Mitteilung

MERKT, N. (1998b): persönliche Mitteilung

MILLARDET, A (1878): De la résistence au Phylloxera - De quelques esèces de vines américanes.
J. Agr. prat. **42**, 767-770.

MILLARDET, A. (1892): New researches upon the resistance of and exception from phylloxera.
Annual report of the Board of State Viticultural Comissioners for 1891-1892. State Printing Sacramento, California, 265-279.

MORITZ, J. (1891): Die Rebenschädlinge, vornehmlich die *Phylloxera vastatrix* Pl. ihr Wesen, ihre Erkennung und die Maßregeln zu ihrer Vertilgung.
Verlag Paul Parey, Berlin.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. (1962): A revised Medium for Rapid Growth and Bioasseys with Tabacco Tissue Cultures.
Physiologia Planetairum **15**, 473-497.

NOUGARET, R.L.; LAPHAM, M.H. (1928): A study of phylloxera infestation in California as related to types of soils.
Tech. Bull. U.S. Dep. Agric. **20**.

OMER, A.D.; DE BENEDICTIS, J.A.; GRANETT, J. (1995): Grape phylloxera, *Daktuloshaira vitifoliae* (Fitch) (Hom.: *Phylloxeridae*), population response to performed tuberosities.
J. Appl. Ent. **119**, 653-657.

OMER, A.D.; GRANETT, J.; DE BENEDICTIS, J.A.; WALKER, M.A. (1995): Effects of fungal root infections on the vigor of grapevines infested by root-feeding grape phylloxera.
Vitis **34 (3)**, 165-170.

OMER, A.D.; GRANETT, J.; DOWNIE, D.A.; WALKER, M.A. (1997): Population dynamics of grape phylloxera in California vineyards.
Vitis **36(4)**, 199-205.

PETGEN, M. (1998): Einfluß der abuskulären Mykorrhiza auf Nährstoffaufnahme und Wachstum bei Reben (*Vitis* sp.).
Dissertation Universität Hohenheim.

PORTEN, M. (1998): persönliche Mitteilung

POUGET, R. (1975): Methode de contamination de racines de vigne in vitro par le phylloxera radicicole: application a la recherche de porte-greffes resistants.
Connaissance de la Vigne et du Vin **3**, 165-176.

PRESSER, C.; SCHMID, J.; RÜHL, E. (1993): Die Reblaus - kein Problem mehr?
Das Deutsche Weinbaumagazin **23**, 22-25.
RÁCZ, A. (1894): Das Anlegen der Weingärten im Flugsande.
Königlich Ungarisches Ackerbauministerium.

RILEY, C.V. (1878): Ueber dem Weinstock schädliche Insekten. Die Rebenphylloxera. Phylloxera vastatrix Planchon.
Karl Winter’s Universitätsbuchhandlung.

RILLING, G. (1964): Die Entwicklungspotenzen von Radicicolen- und Gallicoleneiern der Reblaus (*Dactylosphaera vitifolii* Shimer) in Beziehung zu Umweltfaktoren
Vitis **4**, 144-151.

RILLING, G. (1968): Versuche zur Modifikation der Stechborstenlänge bei der Reblaus (*Dactylosphaera vitifolii* Shimer).
Vitis **7**, 130-140.

RILLING, G.; RAPP, A.; REUTHER, K.H. (1975): Veränderungen des Aminosäuregehaltes von Rebenorganen bei Befall durch die Reblaus (*Dactylosphera vitifolii* Shimer).
Vitis 14, 168-219.

RILLING, G.; RAPP, A.; STEFFAN, H.; REUTHER, K.H. (1974): Freie und gebundene Aminosäuren der Reblaus (*Dactyloshaera vitifolii* Shimer) und Möglichkeiten ihrer Biosynthese aus Saccharose-^{14}C(U).
Zeitschrift für angewandte Entomologie **77 (2)**, 195-210.

RILLING, G.; STEFFAN, H. (1971): Untersuchungen zur Physiologie der Reblaus (*Dactyloshaera vitifolii* Shimer): Stoffwechsel von Saccherose-^{14}C(U) in Beziehung zu Reblaustyp und Umweltfaktoren.
Zeitschrift für angewandte Entomologie **72 (1)**, 43-58.

RODRIGUES-KÁBANA, R. (1986): Organic and Inorganic Nitrogen Amendments to Soil as Nematode Suppressants.
Journal of Nematoloy **18 (2)**: 129-135.

RÜHL, K. (1995): Reblausprobleme auch in Württemberg?
Rebe & Wein **2**, 56-57.

RUPP, P. (1948): Reblausbefall an Pfropfreben in Rheinhessen.
Der Weinbau 23, 364-365.

RUSSEL, L.M.(1974): *Daktulosphaira vitifoliae* (Fitch), the Correct Name of the Grape Phylloxera (Hemiptera: Homoptera: *Phylloxeridae*).
Journal of the Washington Academy of Science **64**, 303-308.

SCHAEFER, H. (1974): Zur Reblausresistenz einiger Unterlagen.
Weinberg und Keller **21**, 421-427.

SCHAEFER, H. (1976): Ist die Reblaus tot?
Deutsches Weinbau-Jahrbuch **27**, Waldkircher Verlag, Waldkirch, 69-74.

SCHAEFER, H. (1978): Die Reblausforschung und ihre Auswirkungen auf den Weinbau.
Deutsches Weinbau-Jahrbuch **29**, Waldkircher Verlag, Waldkirch, 149-161.

SCHAEFER, H. (1985): Stoffwechselunterschiede zwischen Reblauswurzelgallen und gesunden Rebenwurzeln.
Die Wein-Wissenschaft **40**, 219-227.

SCHAEFER, M.; TISCHLER, W. (1983): Wörterbuch der Ökologie.
Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.

SCHALLER, K. (1988): Praktikum zur Bodenkunde und Pflanzenernährung.
Veröffentlichungen der Forschungsanstalt Geisenheim.

SCHILDER, F.A.:(1949): Die Blattreblaus auf der Edelrebe.
Der Züchter **19**, 184-187.

SCHIRRA, K.-J.; KOPF, A.; LOUIS, F. (1999): Lebensweise mit Tücken.
Das Deutsche Weinmagazin **8**, 24-27.

SCHLAMP, H. (1997): Reblaus in Rheinhessen - Umsichtig handeln.
Das Deutsche Weinmagazin **19/13**, 38-39.

SCHMID, J.; BLESER, E.; RÜHL, E.H. (1999): Gib der Reblaus keine Chance.
Das Deutsche Weinbaumagazin **9**, 37-41.

SCHMID, J.; MANTY, F.; RÜHL, E.H. (1998): Welche Unterlage für welchen Standort?
Das Deutsche Weinmagazin **2**, 26-30.

SCHNEIDER-ORELLI, O. (1939): Vergleichende Untersuchungen an nord- und südschweizerischem Reblausmaterial.
Mitt. Schweiz. Entomol. Ges. **17**, 584-610.

SCHRÖDER, E. (1967): Über das Adaptionsprogramm und das Auftreten von Reblausherden in Hessen. In: ZAKOSEK, H.; KREUTZ, W.; BAUER, W.; BECKER, H.; SCHRÖDER, E. (1967): Die Standortkartierung der hessischen Weinbaugebiete. Abhandlungen des Hessischen Landesamtes für Bodenforschung. Hessisches Landesamt für Bodenforschung, **50**, 59-80.

SCHROPP, A. (1996): Reblausthema nicht dramatisieren!
Der Deutsche Weinbau **15**, 21.

SCHRUFT, G. (1992): Die Reblaus - Biologie und heutige Bedeutung.
Der Badische Winzer **3**, 124-129.

SCHRUFT, G (1998): persönliche Mitteilung

SCHULZE, G.; LIPPS, H.-P. (1996): Wird die Reblaus zu einer neuerlichen Gefahr?
Deutsche Winzer Zeitung **5**, 28-29.

SEELIGER, R. (1933): Der neue Weinbau; Grundlagen des Anbaues von Pfropfreben.
Verlag Paul Parey, Berlin.

SHIMER, H. (1867): On a new genus in Homoptera, - (Selection Monomera.)
Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia **19**, 2-11.

SIEGEL, O. (1955): Nährstoffmangel und Reblausbefall bei Amerikaner-Unterlagen.
Der Deutsche Weinbau **7**, 12-13.

SONG, G.-C.; GRANETT, J. (1990): Grape Phylloxera (Homoptera: Phylloxeridae) Biotypes in France.
J. Econ. Entomol. **83**, 489-493.

SOPP, E; BLESER, E.; RÜHL, E (1997): Schädling gibt noch viele Rätsel auf.
Das Deutsche Weinmagazin **10**, 22-26.

SOPP, E; BLESER, E.; RÜHL, E.; HIRSCHMANN, J.; JUNG, C.; BOOSS, A. (1998): Reblaus - Aktuelle Situation und Möglichkeiten zur Schadensbegrenzung.
Deutsches Weinbau-Jahrbuch **49**, Waldkircher Verlag, Waldkirch, 207-214.

STEFFAN, H.; RILLING, G. (1981): Der Einfluß von Blatt- und Wurzelgallen der Reblaus (*Dactylosphaera vitifolii* Shimer).
Vitis **20**, 146-155.

STELLWAAG, F. (1928): Weinbauinsekten der Kulturländer.
Verlag Paul Parey, Berlin.

STEVENSON, A.B. (1963): Abundance and Distribution of the grape Phylloxera, Phylloxera vitifoliae in the Niagara Peninsula,Ontario.
Can. J. Plant Sci. **43**, 38-43.

STEVENSON, A.B. (1964): Seasonal History of Root-infesting *Phylloxera vitifoliae* (Fitch) (Homoptera: *Phylloxeridae*) in Ontario.
The Canadian Entomologist **96**, 979-987.

STEVENSON, A.B. (1970): Stains of the Grape Phylloxera in Ontario with Different Effects on the Foliage of Certain Grape Cultivars.
J. Econ. Entomol. **63**, 135-138.

STEVENSON, A.B. (1975): The grape phylloxera, *Daktulosphaira vitifoliae* (FITCH) (Homoptera: *Phylloxeridae*), in Ontario: Dispersal behaviour of first-stage apterae emerging from leaf galls.
Proceedings Entomological Socidy of Ontario **106**, 24-28.
STEVENSON, A.B.; JUPP, G.L. (1976): Grape Phylloxera: Seasonal Activity of Alates in Ontario and Pennsylvania Vineyards.
Environ. Entomol. **5**, 549-552.

STOEV, K.D.; DOßREVA, S.I; WOSTEININEZ, G. (1966): Über die Synthese von Amiosäuren im Wurzelsystem der Rebe.
Vitis **5**, 265-287.

TENNANT, D. (1975): A test of a modified line intersect method of estimating root length.
J. Ecol. **63**, 995-1001.

TOPI, M. (1929): Über die Existenz verschiedener Reblausrassen und über ihre vermeintlichen unterscheidenen Eigenschaften.
Sonderabdruck aus Rebe & Wein **1**.

TULLGREN, A. (1917): Ein sehr einfacher Ausleseapparat für terricole Tierformen.
Zeitschrift für angewandte Entomologie **4**, 149-150.

TURLYGINA (1958): in FUCHS, W.H.; GROSSMANN, F. (1972): Ernährung und Resistenz von Kulturpflanzen gegenüber Krankheitsbedingungen und Schädlingen.
Handbuch der Pflanzenernährung und Düngung, Springer-Verlag, 1044-1084.

VIA, S. (1991): The genetic structure of host plant adaptation in a spatial patchwork: Demmographic variability among reciprocally transplanted pea ahid clones.
Am. J. Enol. Vitic. **38 (3)**, 216-222.

WAPSHERE, A.J.; HELM, K.F. (1987): Phylloxera and *Vitis*: An experimentally restable coevolution Hypothesis.
Am. J. Enol. Vitic. **38 (3)**, 216-222.

WEINMANN, E. (1997): Untersuchungen zur Migration der Reblaus.
Diplomarbeit aus dem Institut für Obst-, Gemüse- und Weinbau, Fachgebiet Weinbau der Universität Hohenheim.

WILLIAMS, R.N.; SHAMBAUGH, G.F. (1988): Grape Phylloxera (Homoptera: *Phylloxeridae*) Biotypes Confirmed by Electrophoresis and Host Susceptibility Annals of the Entomological Society of America **81 (1)**, 1-5.

WILTHOIT, L.R.; MITTLER, T. (1991): Biotyps and clonal variation in Grennbug (Homoptera: *Aphidiae*) populations from a locality in California. Environ-entomol **20 (3)**, 757-767.

WITTMACK, L. (1875): Die Reblaus (*Phylloxera vastatrix*). Schotte & Voigt Buchhandlung für Landwirtschaft, Gartenbau und Forstwirtschaft, Berlin.

WOHANKA, W. (1976): Einfluß der N-Ernährung der Wirtspflanze (*Daucus carota* L.) auf Schlupf, Eindringen und Entwicklung von *Meloidogne hapla* Chitwood 1949. Dissertation Technische Universität Hannover.

WÖHRLE, A. (1999): Versuche zur künstlichen Ernährung von Rebläusen (*Dactulosphaira vitifoliae* FITCH). Diplomarbeit Institut für Obst,- Gemüse- und Weinbau, Fachgebiet Weinbau, Universität Hohenheim.

ZWEIGELT, F. (1941): Immunität und Gallenproblem. Zeitschrift für angewandte Entomologie **28 (2/3)**, 194-210.

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich Prof. Dr. Rolf Blaich für die Zusammenarbeit, sein stetiges Interesse und seine anregende und kritische Diskussion an der vorliegenden Arbeit danken.
Für die Überlassung des Themas und die bereitwillige Betreuung der Arbeit an der SLFA Neustadt danke ich Dr. Alfons Schropp. Dr. Friedrich Louis danke ich für seine großzügige Unterstützung im Fachbereich Phytomedizin und seine Hilfsbereitschaft.

Herrn Dr. Nikolaus Merkt vom Institut für Obst-, Gemüse- und Weinbau, Fachbereich Weinbau an der Universität Hohenheim, danke ich für die ständige Diskussionsbereitschaft und Unterstützung im Bemühen um wissenschaftliche Kontakte und Gedankenaustausch.
Folgende Personen haben wesentlich durch Anregungen, Ratschläge und tatkräftige Hilfe zum Gelingen der Arbeit beigetragen, bei denen ich mich an dieser Stelle bedanken möchte: Dr. Jens Jäger für die rasterelektronischen Aufnahmen; Ann-Christin Jung für die Mithilfe bei den in vitro Versuchen; Irene Johann bei der Verarbeitung des Probenmaterials und der Mineralstoffanalysen; Manfred Jutzi für die Hilfe bei den statistischen Auswertungen der Versuchsergebnisse; Rainer Rueff, Werner Köglmeier und Dr. Andreas Böhm für die Unterstützung bei der Erstellung von Grafiken; Dr. Karl-Josef Schirra, Gertraud Herrmann für die kritische Durchsicht des Manuskripts sowie Dr. Gerhard Rilling für einige aufschlußreiche Gespräche; bei meinen Freunden und Büronachbarn Dr. Matthias Petgen und Frank Lehmann für die oftmals aufmunternden Worte während der Tiefphasen der Arbeit sowie ihre hilfreiche Diskussionsbereitschaft; für die Unterstützung bei der Betreuung der laufenden Versuche danke ich Carola Gabert, Christian Maul und Thomas Müller; allen Hilfskräften bei der Wurzelprobenahme im Weinberg sowie deren Auswertung.
Nicht zuletzt gilt mein besonderer Dank meiner Frau Susanne, die mich in allen Phasen der Arbeit motiviert und viel Verständnis gezeigt hat. Danken möchte ich meinen Eltern, die durch ihre Förderung meine Ausbildung ermöglicht haben.
Ich danke der Wiederaufbaukasse der rheinland-pfälzischen Weinbaugebiete (WAK) und dem Forschungsring des Deutschen Weinbaues (FDW) bei der Deutschen Landwirtschafts-Gesellschaft, die die vorliegende Arbeit finanziell unterstützt haben.

Lebenslauf

Persönliche Angaben:

Name:	Andreas Johannes Kopf
Geburtsdatum:	26.09.1967
Geburtsort:	Landau in der Pfalz
Familienstand:	verheiratet mit Susanne Ohm, Tochter Paula Sophie

Schulbildung:

1974 - 1975	Grundschule Landau-Mörzheim
1975 - 1978	Grundschule Wollmesheimer-Höhe, Landau
1978 - 1984	Konrad-Adenauer-Realschule Landau
1984 - 1987	Staatliches Gymnasium Bad Bergzabern
1989	Berufsbildende Schule der Staatlichen Lehr- und Forschungsanstalt für Landwirtschaft, Weinbau und Gartenbau Neustadt/Weinstraße (SLFA)

Studium:

Oktober 1989 - November 1994	Allgemeine Agrarwissenschaften an der Universität Hohenheim, Fachrichtung: Pflanzenbau Abschluß: Diplom-Agraringenieur

Beruflicher Werdegang:

Juli 1987 - Juli 1989	Ausbildung zum Winzer in zwei Weinbaubetrieben Abschluß: Winzer
März 1991 - November 1991	Angestellter am Institut für Obst-, Gemüse- und Weinbau, FG Weinbau, Universität Hohenheim
Juni 1993 - September 1993	Angestellter an der Staatl. Lehr- und Versuchsanstalt für Wein- und Obstbau Weinsberg, FB Weinbau
Mai 1995 - Februar 1996	Projektleiter „Erfassung des Reblausbefalls in Franken“ an der Bayerischen Landesanstalt für Weinbau und Gartenbau Veitshöchheim/Würzburg
Februar 1996 - Juni 1999	Doktorand an der SLFA, FB Phytomedizin
Juni 1999 - September 1999	Wissenschaftlicher Mitarbeiter an der SLFA, FB Phytomedizin
Seit Mai 2000	Landwirtschaftsreferendar an der SLFA