



Biologische Basisdaten zu
Lolium perenne,
Lolium multiflorum,
***Festuca pratensis* und**
Trifolium repens

von

Dr. rer. nat. Urte Lenuweit

Dipl.-Biol. Bahram Gharadjedaghi

unter Mitarbeit von

Dipl.-Geoökol. Michael Süßer

Dr. Katrin Schöps

Dr. Jan Blew

Silvia Ridder

GFN – Gesellschaft für Freilandökologie und Naturschutzplanung
mbH, Bayreuth

Im Auftrag des Umweltbundesamtes

Diese TEXTE-Veröffentlichung kann bezogen werden bei

Vorauszahlung von 10,00 €

durch Post- bzw. Banküberweisung,
Verrechnungsscheck oder Zahlkarte auf das

Konto Nummer 4327 65 - 104 bei der

Postbank Berlin (BLZ 10010010)

Fa. Werbung und Vertrieb,

Ahornstraße 1-2,

10787 Berlin

Parallel zur Überweisung richten Sie bitte eine schriftliche Bestellung mit Nennung der **Texte-Nummer** sowie des **Namens** und der **Anschrift des Bestellers** an die Firma Werbung und Vertrieb.

Der Herausgeber übernimmt keine Gewähr für die Richtigkeit, die Genauigkeit und Vollständigkeit der Angaben sowie für die Beachtung privater Rechte Dritter. Die in dem Bericht geäußerten Ansichten und Meinungen müssen nicht mit denen des Herausgebers übereinstimmen.

Herausgeber: Umweltbundesamt
Postfach 33 00 22
14191 Berlin
Tel.: 030/8903-0
Telex: 183 756
Telefax: 030/8903 2285
Internet: <http://www.umweltbundesamt.de>

Redaktion: Fachgebiet IV 2.5
Dr. Claudia Golz

Berlin, April 2002

Inhaltsverzeichnis

1. <i>Lolium perenne</i>	1
1.1. Herkunft, Verbreitung, Vorkommen	1
1.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten	3
1.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe	6
1.4. Morphologie, Generationsdauer und Überlebensstrategie	12
1.5. Blütenbiologie	14
1.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen	15
1.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit <i>Lolium perenne</i>	17
1.7.1. Züchtungsziele	17
1.7.2. Sexuelle Hybridisierung	17
1.7.3. Somatische Hybridisierung	21
1.7.4. Gentechnische Arbeiten	21
1.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche	24
1.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf	24
1.8.2. Verwendung als Futtergras	25
1.8.3. Verwendung in Rasen	28
1.8.4. Sonstige Verwendung	29
1.9. Tiere, die sich von der Art ernähren	29
1.10. Pathogene und Symbionten	29
1.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeiten	33
1.12. Literatur	34
2. <i>Lolium multiflorum</i>	46
2.1. Herkunft, Verbreitung und Vorkommen	47
2.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten	47
2.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe	51
2.4. Morphologie, Generationsdauer und Überlebensstrategie	55
2.5. Blütenbiologie	57
2.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen	57
2.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit <i>Lolium multiflorum</i>	59
2.7.1. Züchtungsziele	59
2.7.2. Sexuelle Hybridisierung	60
2.7.3. Somatische Hybridisierung	64
2.7.4. Gentechnische Arbeiten	64
2.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche	67
2.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf	67
2.8.2. Verwendung als Futtergras	67
2.8.3. Sonstige Verwendung	71
2.9. Tiere, die sich von der Art ernähren	71
2.10. Pathogene und Symbionten	72
2.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeiten	74
2.12. Literatur	75
3. <i>Festuca pratensis</i>	85
3.1. Herkunft, Verbreitung, Vorkommen	85
3.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten	86
3.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe	89
3.4. Morphologie, Generationsdauer und Überlebensstrategie	91
3.5. Blütenbiologie	93
3.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen	94
3.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit <i>Festuca pratensis</i>	95

3.7.1. Züchtungsziele.....	95
3.7.2. Sexuelle Hybridisierung	96
3.7.3. Somatische Hybridisierung.....	99
3.7.4. Gentechnische Arbeiten.....	99
3.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche.....	100
3.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf	100
3.8.2. Verwendung als Futtergras	100
3.8.3. Sonstige Verwendung.....	102
3.9. Tiere, die sich von der Art ernähren	103
3.10. Pathogene und Symbionten	103
3.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeiten.....	105
3.12. Literatur	106
4. <i>Trifolium repens</i>	113
4.1. Herkunft, Verbreitung, Vorkommen	113
4.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten	114
4.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe	116
4.4. Morphologie, Generationsdauer und Überlebensstrategie.....	122
4.5. Blütenbiologie.....	124
4.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen	125
4.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit <i>Trifolium repens</i>	127
4.7.1. Züchtungsziele.....	127
4.7.2. Sexuelle Hybridisierung	127
4.7.3. Gentechnische Arbeiten.....	129
4.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche.....	131
4.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf	131
4.8.2. Verwendung als Futterpflanze	132
4.8.3. Sonstige Verwendung.....	136
4.9. Tiere, die sich von der Art ernähren	136
4.10. Pathogene.....	137
4.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeiten.....	137
4.12. Literatur	138
5. Zusammenfassung	144
6. Summary.....	149
Anhang I: <i>Lolium perenne</i>	II
Tabelle A) Phytophage Tiere.....	II
Tabelle B) Pathogene und Symbionten	XII
Anhang II: <i>Lolium multiflorum</i>	XIV
Tabelle A) Phytophage Tiere.....	XIV
Tabelle B) Pathogene und Symbionten	XXIII
Anhang III: <i>Festuca pratensis</i>	XXV
Tabelle A) Phytophage Tiere.....	XXV
Tabelle B) Pathogene und Symbionten	XXXV
Anhang IV: <i>Trifolium repens</i>	XXXVII
Tabelle A) Phytophage Tiere.....	XXXVII
Tabelle B) Pathogene.....	XLVII

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Interspezifische natürliche Hybriden innerhalb der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender <i>Lolium</i> -Arten	5
Tab. 2: Interspezifische natürliche Hybriden zwischen der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender und der Gruppe selbstkompatibler, selbstbefruchtender <i>Lolium</i> -Arten	6
Tab. 3: Intergenerische Hybridisierungen mit <i>Festuca</i> -Arten (= x <i>Festulolium</i>)	6
Tab. 4: Resistenzen bei <i>Lolium perenne</i>	9
Tab. 5: Gentechnische Arbeiten an <i>Lolium perenne</i>	23
Tab. 6: Interspezifische natürliche Hybriden innerhalb der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender <i>Lolium</i> -Arten	50
Tab. 7: Interspezifische natürliche Hybriden zwischen der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender und der Gruppe selbstkompatibler, selbstbefruchtender <i>Lolium</i> -Arten	50
Tab. 8: Intergenerische Hybridisierungen mit <i>Lolium</i> -Arten (= x <i>Festulolium</i>)	50
Tab. 9: Resistenzen bei <i>Lolium multiflorum</i>	53
Tab. 10: Gentechnische Arbeiten an <i>Lolium multiflorum</i>	66
Tab. 11: Interspezifische natürliche Hybride zwischen breitblättrigen <i>Festuca</i> -Arten	88
Tab. 12: Interspezifische natürliche Hybride zwischen schmalblättrigen und breitblättrigen <i>Festuca</i> -Arten	89
Tab. 13: Intergenerische Hybridisierungen mit <i>Lolium</i> -Arten (= x <i>Festulolium</i>)	89
Tab. 14: Resistenzen bei <i>Festuca pratensis</i>	90
Tab. 15: Resistenzen bei <i>Trifolium repens</i>	120
Tab. 16: <i>Agrobacterium</i> vermittelte Transformationen bei <i>Trifolium repens</i>	130

1. *Lolium perenne*

Das Deutsche Weidelgras (*Lolium perenne* L. 1753), englisch perennial ryegrass, wird auch als Englisches Raygras, Ausdauerndes Weidelgras oder Ausdauernder Lolch bezeichnet (HUBBARD 1985, SCHLOSSER et al. 1991, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Unter den Gräsern der temperierten Gebiete finden sich nur wenige die sich bezüglich des Futterwertes mit *Lolium*-Arten messen können, sowohl hinsichtlich der Inhaltsstoffe als auch bezüglich der Verdaulichkeit (GRABBER & ALLINSON 1992, JUNG et al. 1996, PETERSEN 1998). Von besonders herausragender Bedeutung sind *Lolium perenne* und *Lolium multiflorum* für Länder mit intensiver Viehwirtschaft wie den Niederlanden, Großbritannien und Neuseeland. In Neuseeland werden 7 Millionen ha mit *Lolium perenne* angebaut, um 60 Millionen Schafe und Rinder mit hochwertigem Futter zu versorgen (SPANGENBERG et al. 2000).

Lolium perenne wurde schon 1677 in England zur Futterproduktion angebaut und als erstes Gras (fast) rein gesät. Von dort aus hat sich der Anbau des Deutschen Weidelgrases in viele Länder ausgebreitet (BARNARD & FRANKEL 1966, TERRELL 1968, PETERSEN 1988, CONERT 1998). Die Entwicklung und Verbreitung von Deutschem Weidelgras scheint mit der Entwicklung und Verbreitung der Weideviehhaltung in engem Zusammenhang zu stehen (JUNG et al. 1996).

In den Fünfziger Jahren des 20. Jahrhunderts wurden, vorwiegend in Holland, tetraploide Sorten von *L. perenne* gezüchtet, die aber erst in den Achtziger Jahren die Ausdauer und die Wachstumsqualitäten der diploiden Sorten aufweisen konnten und so für den landwirtschaftlichen Markt interessant wurden (JUNG et al. 1996).

1.1. Herkunft, Verbreitung, Vorkommen

Herkunft und aktuelle Verbreitung

Innerhalb der Unterfamilie Pooideae finden sich die Gräser der kühl temperierten Zone, die auch eine Anpassung an mediterrane Winterregengebiete zeigen (RENVOIZE & CLAYTON 1992). Die Verbreitung dieser Gräser des temperierten Graslandes reicht vom 30. Breitengrad bis zu den Polen (MOSER & HOVELAND 1996) und wird begrenzt durch Temperatur und Humidität (JAUHAR 1993).

Die Gattung *Lolium* hat ihren Ursprung im Mittelmeerraum, in den temperaten Regionen Europas und Asiens sowie auf den Kanarischen Inseln (JAUHAR 1993, CONERT 1998). Das natürliche Verbreitungsgebiet von *L. perenne* umfaßt Europa (außer den arktischen Gebieten), Teile Westasiens und Nordafrika. Die Art wurde jedoch weltweit verschleppt oder eingebürgert und kommt heute auf allen Erdteilen vor. Der ursprüngliche Verbreitungstyp in Europa wird als subatlantisch-submediterran angegeben (CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Subfossil ist *Lolium perenne* seit dem 40. Jahrhundert v. Chr. von Hochdorf nachgewiesen (SEYBOLD et al. 1998).

Wuchsorte

Das Deutsche Weidelgras ist bei uns von der Ebene bis in die mittlere Gebirgslage und die Alpentäler überall verbreitet und häufig. Es wächst auf Wiesen, Weiden und in Parkrasen (vielfach angesät), an Wegrändern, auf Grasplätzen, Brachen und Schuttplätzen. Es kommt auch adventiv (wolladventiv und Südfruchtbegleiter) auf Bahnhöfen und Güterplätzen vor. *L. perenne* wächst auf auf frischen, nährstoffreichen, stickstoffreichen, schweren Ton- und Lehmböden, auch auf oberflächlich verdichteten Böden; auf Marschböden ist es das vorherrschende Gras. Es gilt als Nährstoffzeiger, Frischezeiger, Tonzeiger und Lichtpflanze (CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Pflanzensoziologie

Bei *L. perenne* handelt es sich um eine besonders trittfeste Art, die häufig zusammen mit *Trifolium repens*, *Bellis perennis*, *Achillea millefolium* und *Plantago major* wächst (SEYBOLD et al. 1998).

Lolium perenne tritt nach OBERDORFER (1993) als häufige Begleitart in zahlreichen Assoziationen auf, genannt sei hier z.B. der Verband Agropyro-Rumicion Nordh. 40 em. Tx. 50 (Agrostion stoloniferae Görs 66, Lolio-Potentillion anserinae Tx. 47 p. p.).

In den folgenden Pflanzengesellschaften nimmt die Art nach OBERDORFER (1993) eine tragende Stellung ein:

Assoziation Lolio-Cynosuretum Br.-Bl. et De L. 36 n. inv. Tx. 37

(Lolch-Fettweide, Weidelgras-Weide, Tieflagen-Fettweide) (OBERDORFER 1993)

Das Hauptverbreitungsgebiet dieser Gesellschaft stellen die atlantisch und subatlantisch geprägten Tieflagen West- und Mitteleuropas dar; in den westeuropäischen Tieflagen beherrscht sie als Großvieh-Weide das Landschaftsbild. Der Lolch gilt als Trennart zur Abgrenzung gegen die Assoziation des Festuco-Cynosuretum (OBERDORFER 1993).

Starke Düngung sowie dauernder Mähweidebetrieb bzw. Umtriebsweidewirtschaft begünstigen *Lolium perenne* gegenüber anderen Arten, was zu einer Artenverarmung der Gesellschaft führen kann (ELLENBERG 1982).

Assoziation Lolio-Polygonetum arenastri Br.-Bl. 30 em. Lohm. 75

(Lolch-Vogelknöterich-Trittgesellschaft) (OBERDORFER 1993)

Synonyme: *Lolium perenne*-Polygonum aviculare-Ass. Br.-Bl. 30, Lolio-Plantaginetum majoris Beg. 32, Lolio-Matricarietum suabeolentis Tx. 37, Plantagini-Polygonetum avicularis Pass.64, Coronopo-Matricarietum Siss. 69 p.p., Matricario-Polygonetum avicularis Th. Müller in Oberd. 71 (OBERDORFER 1993)

Die Lolch-Vogelknöterich-Trittgemeinschaft gehört zum Verband Polygonion avicularis. Diese Assoziation stellt die im kühlgemäßigten Europa am häufigsten vorkommende und am weitesten verbreitete Trittgemeinschaft dar (OBERDORFER 1993).

Bedingt durch die große Verbreitung lassen sich verschiedenste Ausbildungen der Assoziation finden. Häufig ist neben der reinen Gesellschaft besonders der mit zunehmender Mächtigkeit von *Lolium perenne* durch *Trifolium repens* differenzierte Übergang zum Cynosurion, das Lolio-Polygonetum trifolietosum repentis (OBERDORFER 1993).

1.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten

Die phylogenetische Aufspaltung der Gräser ist in Fossilien des Miozän erkennbar (THOMASON 1986). Die Gattung *Lolium* wird in die Unterfamilie Festucoideae (= Pooideae) der Familie Poaceae eingeordnet (BENNETT 1997). MACFARLANE (1986) teilt die Gattung *Lolium* dem Tribus Poeae (Festuceae) des Supertribus Poodae zu.

Mit der Systematik innerhalb der Poaceae wird man sich auch noch in Zukunft ausführlich beschäftigen; so werden noch einige taxonomische Einteilungen diskutiert (STEBBINS 1982, JAUHAR 1993, MOSER & HOVELAND 1996, CONERT 1998). Nicht zuletzt hat auch der „chaotische Zustand der Nomenklatur“ eine klare Gliederung der Gattung bisher verhindert. So hat man bereits 480 verschiedene Namen für die *Lolium*-Arten veröffentlicht (TERRELL 1968, BENNETT 1997).

TERRELL (1968) unterscheidet 8 Arten innerhalb der Gattung *Lolium*. Nach seiner Ansicht lassen sich die Arten mehr oder weniger zu zwei Gruppen zusammenfassen: Eine Gruppe selbstinkompatibler (selbststeriler), fremdbefruchtender Arten (s.a. HAYMAN 1992), in die er *L. perenne*, *L. multiflorum*, *Lolium rigidum* GAUD. und *Lolium canariense* STEUD. GAUD. einordnet und eine zweite Gruppe selbstkompatibler und selbstbefruchtender Arten, der *L. temulentum* L., *L. remotum* SCHRANK., *L. persicum* BOISS & HOH.BOTH und *Lolium subulatum* VIS. zugerechnet werden. Vor allem die Positionen von *Lolium rigidum*, *Lolium canariense* und *Lolium subulatum* werden kontrovers diskutiert (CHARMET 1996, BENNETT 1997, CONERT 1998, KUBIK et al. 1999). Eine ähnliche taxonomische Einteilung findet sich auch bei JAUHAR (1993).

Während innerhalb der oben beschriebenen 1. Gruppe (interfertil) reger Genaustausch stattfindet und die Arten einen hohen Verwandtschaftsgrad aufweisen (natürliche Hybridisierung), ist ein solcher Austausch in der zweiten Gruppe nicht gegeben. Hier ist die künstliche Hybridisierung möglich, resultiert aber zumeist in infertile F₁-Nachkommen. Die künstlichen Hybridisierungen zwischen Gruppe 1- und Gruppe 2-Arten haben hingegen häufig zu fertilen F₁-Hybriden geführt (JAUHAR 1993). Es wird vermutet, daß sich innerhalb der Gattung *Lolium* die Fremdbefruchter phylogenetisch aus den Selbstbefruchtern entwickelt haben (BORRILL 1976). Innerhalb der interfertilen Gruppe sind *L. perenne* und *L. multiflorum* sehr nah verwandt: *L. multiflorum* wurde ursprünglich nur als Varietät von *L. perenne* angesehen (JENKIN 1931). Die morphologischen Unterschiede, anhand derer beide Arten unterschieden werden können, beschränken

sich im wesentlichen auf das Vorhandensein von begrannten Deckspelzen bei *L. multiflorum* im Gegensatz zu unbegrannten Deckspelzen bei *L. perenne* und auf die in der Knospenlage entweder gerollte (*L. multiflorum*) oder gefaltete (*L. perenne*) Blattspreite (JAUHAR 1993, BENNETT 1997). Auch weiterhin wird von einigen Autoren bezweifelt, daß es sich hier um zwei getrennte Arten handelt (vgl. JAUHAR 1993 und BENNETT 1997).

RFLP-Untersuchungen haben einerseits eine enge Homologie zwischen *L. perenne* und *Festuca pratensis* bzw. *Festuca arundinacea* (XU et al. 1991, 1992, XU & SLEPER 1994, CHARMET et al. 1997), andererseits auch klare Differenzierungen zwischen *Lolium*-Arten und *Festuca pratensis* offengelegt (WARPEHA et al. 1998). Die phylogenetischen Verwandtschaftsverhältnisse der Gene von *Lolium perenne* und *Festuca pratensis* sind jedoch noch unklar (KING et al. 2000).

Wie schon von STEBBINS (1956) vorgeschlagen, sprechen sich eine Reihe von Autoren dafür aus, die Gattung *Lolium* mit der Gattung *Festuca* zusammenzufassen und durch Sektionen und Untersektionen zu gliedern. So konnte beispielsweise nicht nur gezeigt werden, daß sich die Infloreszenz (Ähre) von *Lolium multiflorum* durch eine Spontanmutation in eine Traube wie bei der Gattung *Festuca* umwandelt, sondern auch, daß die interfertilen *Lolium*-Arten größere Ähnlichkeiten mit der *Festuca*-Sektion aufweisen, der *Festuca pratensis* zugehörig ist als zu den *Lolium*-Arten der selbstfertilen Gruppe (JAUHAR 1993).

Verschiedene Vorschläge zur Zusammenlegung der Gattungen *Festuca* und *Lolium* wurden von JAUHAR (1993) zusammengetragen. Favorisiert wird die Vereinigung der *Lolium*-Arten der Gruppe 1 (Fremdbefruchter, selbstinkompatible) mit der *Festuca*-Sektion *Schedonorus* (der *Festuca pratensis* und *F. arundinacea* zugerechnet werden). Die *Lolium*-Arten der Gruppe 2 (Selbstbefruchter, selbstkompatible) werden dabei von der Gruppe 1 getrennt (JAUHAR 1993, SORENG & TERELL 1997).

Sowohl die systematische Stellung der Gattung *Lolium* als auch ihre enge Verwandtschaft zu der Gattung *Festuca* wurden mit Hilfe der Cytologie, der Serologie, der Sameneiweiß-Elektrophorese sowie der Untersuchung von Inhaltsstoffen, der Wurzelfluoreszenz, der Endospermstruktur und der Chloroplasten-DNA bewiesen. Es bedarf jedoch trotz der zweifellos vorliegenden engen Verwandtschaft zwischen einigen *Lolium*- und *Festuca*-Arten noch zahlreicher Untersuchungen, bis der Kenntnisstand über den ganzen Verwandtschaftskreis der Gattung *Festuca* für eine befriedigende Gliederung der ganzen Gruppe ausreichend ist (CONERT 1998).

Variabilität der Art

Bei *Lolium perenne* handelt es sich um eine Art mit zahlreichen Formen, Varietäten und Monstrositäten; die Art ist sehr veränderlich. Von den unterschiedlichen Sippen hat jedoch keine taxonomischen Wert (HUBBARD 1985, CONERT 1998).

Nachfolgend sind (ohne Anspruch auf Vollständigkeit) einige Varietäten der Art mit ihren wesentlichen Merkmalen aufgeführt:

- var. *cristatum*: PERSON 1805 (vielleicht = var. *compressum* Sibth.1794): Ährchen stehen schräg aufwärtsgerichtet und dicht beisammen, kurze Ähren (CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998),
- var. *orgyale*: kräftige Pflanzen mit etwa 12-blütigen, nahe übereinanderstehenden Ährchen (auf nährstoffreichen Böden wachsend). Diese Varietät soll auch die f. *polyanthum* umfassen, bei der die mittleren Ährchen 12-22-blütig sind (CONERT 1998),
- var. *tenue* (L.) HUDSON 1778 (= *L. tenue* L. 1762) oder var. *pauciflorum*: wenigblütige Formen die *L. remotum* ähneln (Unterscheidungsmerkmal ist hier die Form der Spelzen); niedrige Pflanzen mit nur 2-4-blütigen Ährchen und schmalen Blattspreiten (CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998),
- f. *silvaticum*: Schattenform mit dünnen Halmen und langen, schlaffen Blattspreiten (CONERT 1998),
- var. *longiglume*: Hüllspelze soll so lang wie das Ährchen sein (CONERT 1998),
- monstr. *compositum*: Ährchenachse oberhalb der Hüllspelze verzweigt (CONERT 1998),
- monstr. *ramosum*: Ährenspindel im unteren Teil verzweigt (CONERT 1998),
- monstr. *viviparum*: Ährchen zu Laubsprossen umgebildet (CONERT 1998),
- monstr. *ramiflorum* Halme an den oberen Knoten verzweigt (CONERT 1998).

Hybridisierungen von *Lolium perenne*, die unter natürlichen Bedingungen auftreten können

Innerhalb der Gattung bilden die Fremdbefruchter untereinander normalerweise fertile Bastarde, während bei den Kreuzungen Fremdbefruchter x Selbstbefruchter nur dann Bastarde ausgebildet werden, wenn ein Fremdbefruchter die Mutterpflanze stellt. In diesem Fall handelt es sich bei den F₁-Bastarden zum größten Teil um sterile Individuen, Rückkreuzungen mit den Eltern sind allerdings möglich (CONERT 1998).

Natürliche Hybriden zwischen *L. perenne* und *F. pratensis* finden sich in Europa zwar regelmäßig (JUNG et al. 1996, CONERT 1998), diese sind aber durch die häufiger auftretende Sterilität in ihrer Ausbreitung behindert (JAUHAR 1993). Außer *Festuca pratensis* x *Lolium perenne* finden sich nur selten weitere natürliche Gattungs-Hybride. Das kann einerseits auf die funktionelle männliche Sterilität, andererseits auf die geringe weibliche Fertilität zurückzuführen sein (JAUHAR 1993). Natürliche Kreuzungen mit anderen Gattungen außer *Festuca* sind nicht bekannt (STEBBINS & CRAMPTON 1961, TERRELL 1966, 1968, BORRILL 1976). In Tab. 1 bis Tab. 3 sind die natürlichen Hybride von *L. perenne* aufgeführt.

Tab. 1: Interspezifische natürliche Hybriden innerhalb der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender *Lolium*-Arten

Kreuzungspartner von <i>Lolium perenne</i>	Name des Hybriden	Charakteristika	Referenz
<i>Lolium multiflorum</i> L.	<i>Lolium x hybridum</i> HAUSSKNECHT, <i>L.x boucheanum</i> KUNTH, Bastardweidelgras	zu 70% fertile, intermediäre Bastarde, einjährig oder über kurze Zeit ausdauernd (CONERT 1998), zweijährig nach PETERSEN (1988)	TERRELL (1966), PETERSEN (1988), CONERT (1998)
<i>Lolium rigidum</i> GAUD.	-	fertile Bastarde	TERRELL (1966)

Tab. 2: Interspezifische natürliche Hybriden zwischen der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender und der Gruppe selbstkompatibler, selbstbefruchtender *Lolium*-Arten

Kreuzungspartner von <i>Lolium perenne</i>	Charakteristika	Referenz
<i>Lolium temulentum</i> L.	pollensterile Bastarde, wegen der Seltenheit von <i>L. temulentum</i> nicht mehr zu erwarten (CONERT 1998)	TERREL (1966), CONERT (1998)
<i>Lolium remotum</i> SCHRANK	weitgehend sterile Bastarde	TERRELL (1966)

Tab. 3: Intergenerische Hybridisierungen mit *Festuca*-Arten (= *xFestulolium*)

Kreuzungspartner von <i>Lolium perenne</i>	Name des Hybriden	Charakteristika	Referenz
<i>Festuca pratensis</i> HUDS.	<i>xFestulolium loliaceum</i> (HUDSON) P. FOURNIER, Schweidel, Schwingelloch	weitgehend pollensteril (CONERT 1998), ein ertragreiches, winterfestes und ausdauerndes Futtergras, im mediterranen Raum bedeutsam (SCHLOSSER et al. 1991)	TERRELL (1966), OBERDORFER (1983), HUBBARD (1985), SCHLOSSER et al. (1991), CONERT (1998)
<i>Festuca arundinacea</i> SCHREB.	<i>xFestulolium hombergii</i> (DÖRFL.) P. FOURN	sterile Bastarde	TERREL (1966), HUBBARD (1985)
<i>Festuca gigantea</i> (L.) VILL.	<i>xFestulolium brinkmanii</i> (A. Br.) ASCHERS. UND GRAEBN.	sterile Bastarde	TERREL (1966), HUBBARD (1985)
<i>Festuca ovina</i> L.		sterile Bastarde	TERREL (1966)
<i>Festuca rubra</i> L.	<i>xFestulolium fredericii</i> CUGNAC ET A. CAMUS	sterile Bastarde	TERREL (1966), CONERT (1998).

1.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe

Alle Festucoideae (=Pooideae) sind C3-Gräser. Bei Lichtsättigung erreichen C3-Gräser eine maximale photosynthetische Leistung, die etwa halb so groß ist, wie die von C4-Gräsern unter gleichen Bedingungen. Im Gegensatz zu C4-Gräsern zeichnen sie sich jedoch durch eine hohe Verdaulichkeit und einen hohen Proteingehalt aus, wenn sie vegetativ geerntet werden (MOSER & HOVELAND 1996).

Obwohl zwischen den Sorten der Arten eine große Variationsbreite herrscht, kann tendenziell festgestellt werden, daß *L. perenne* den beiden nah verwandten Arten *L. multiflorum* und *F. pratensis* bezüglich der Triebdichte und der Weideverträglichkeit, *F. pratensis* außerdem hinsichtlich der Samenproduktivität und der Keimungsgeschwindigkeit, *L. multiflorum* auch in der Ausdauer und Winterhärte überlegen ist (JAUHAR 1993). *Lolium perenne* ist die einzige langlebige *Lolium*-Art und hat unter ihnen das am weitesten nach Norden reichende Verbreitungsgebiet (BENNETT 1997).

Bei der Evolution der Arten der Gattung *Lolium* hat Polyploidie nie eine Rolle gespielt. Alle Arten sind diploid (JAUHAR 1993). Es werden sowohl diploide ($2n = 2x = 14$), als auch tetraploide *Lolium perenne*-Sorten ($2n = 4x = 28$) gezüchtet. Bezüglich des Nährstoffertrages gibt es kaum Unterschiede. Tetraploide Sorten haben einen höheren Grünmasseertrag, diploide einen höheren Trockensubstanzgehalt. Tetraploide Sorten sind im allgemeinen durch höhere Gehalte an leichtlöslichen Kohlenhydraten schmackhafter und entsprechen einem Mähtyp. Sie sind hochwüchsiger, die Bestandsdichte jedoch geringer. Die Tausendkornmasse ist um 40% höher (PETERSEN 1988). Tetraploide Sorten sind etwas unempfindlicher gegen

Trockenheit als diploide; diploide Sorten sind unempfindlicher gegen Schneeschimmelerreger wie *Microdochium* (=Fusarium) *nivale* oder *Typhula*-Arten (VAN WIJK 1988, JUNG et al. 1996).

Gegenüber Gamma-Strahlung scheint *Lolium perenne* die empfindlichste Weidegrasart zu sein. Je nach Sorte kommt es dabei zu unterschiedlichen Grünertagsausfällen (RADEMACHER 1991).

Herbizidresistenzen

Die systemischen Wirkstoffe MCPA und 2,4,5T haben bei Untersuchungen von GROHMANN (1988) keine meßbaren Effekte bei *Lolium perenne* gezeigt. Reaktionen auf MCPB- und CMPP-Behandlungen waren aufwands- und sortenabhängig.

Virusresistenzen

Die häufigsten und wichtigsten Viruskrankheiten der Weidelgräser sind das Weidelgras-Mosaikvirus RgMV (ryegrass mosaic *Potyvirus*) und das Gersten-Gelbverzwergungsvirus BYDV (barley yellow dwarf *Luteovirus*) (RABENSTEIN 1981) (vgl. auch Kap. 1.10. bzw. Anhang I).

Einige Genotypen und Klone von *L. perenne* besitzen eine (vermutlich natürliche) Resistenz gegen das ryegrass mosaic *Potyvirus* (RgMV) (GIBSON & HEARD 1976, RABENSTEIN 1981, KEGLER & FRIEDT 1993). Die Resistenz ist eine Kombination von Infektionsresistenz (IR) und postinfektioneller Resistenz (PR). PR wird durch zwei komplementäre rezessive Gene kontrolliert und wirkt nur gegen 2 von 3 RgMV-Stämmen (virusstammspezifisch): die Virusvermehrung und -wanderung wird gehemmt. IR ist vermutlich polygen bedingt, wird quantitativ vererbt und wirkt gegen alle 3 RgMV-Stämme. Einzelne Pflanzen der Sorte „Endura“ weisen eine qualitative bzw. quantitative RgMV-Resistenz auf (KEGLER & FRIEDT 1993). RABENSTEIN (1981) fand auch eine RgMV-Resistenz beim Genotyp „1 F/4“.

Die polygenische Resistenz gegen das ryegrass mosaic *Potyvirus* konnte von *Lolium perenne* auf *L. multiflorum* durch Artkreuzung übertragen werden (WILKINS 1987).

Nach der Transformation des Virushüllproteins RgMV-CV in *Lolium perenne* wurden zwei der gentechnisch veränderten Linien als hochresistent gegenüber einem bulgarischen sowie als mäßig resistent gegenüber einem tschechischen RgMV-Stamm beschrieben (XU et al. 2001).

Natürliche quantitative Resistenzen sind auch für den barley yellow dwarf *Luteovirus* (BYDV) bekannt (KEGLER & FRIEDT 1993, HUTH & ZUECHNER 1996), die polygenisch bedingt sind. Auch Resistenzen gegenüber den Vektoren (Aphiden) oder gegen die Virusübertragung werden in Betracht gezogen (KEGLER & FRIEDT 1993, HUTH & ZUECHNER 1992, 1996). Die Selektion resistenter Einzelpflanzen und die Zucht resistenter Linien von *L. perenne* erweist sich jedoch als sehr aufwendig und könnte vermutlich auch dazu führen, daß symptomlose infizierte *Lolium perenne*-Populationen als Virusüberträger für Getreide fungieren (HUTH & ZUECHNER 1992, 1996). Hinzu kommt, daß bei einigen *Lolium*-Hybridsorten wie zB. „Augusta“ und den Sorten „Parcour“ und „Romney“ von *L. perenne*, im Gegensatz zu den meisten Weidelgrassorten, durch die Infektion eine Ertragssteigerung bewirkt wird (CATHERALL & PARRY

1987), weshalb in der Züchtung auch auf virusbedingte Ertragssteigerungen hingearbeitet wird (KEGLER & FRIEDT 1993). Die Züchtung bezüglich BYDV-Resistenzen bei *Lolium perenne* wird daher von einigen Autoren insgesamt in Frage gestellt (HUTH & ZUECHNER 1992, 1996).

Mykoseresistenzen

Kronenrost (*Puccinia coronata* f. sp. *lolii*) ist die vermutlich schwerwiegendste Krankheit bei *Lolium perenne* (KIMBENG 1999). Kronenrost-Infektionen senken den Gehalt an wasserlöslichen Kohlenhydraten und die Verdaulichkeit der Trockenmasse. Natürliche Resistenzen gegen *Puccinia coronata* sind bei *Lolium perenne* vorhanden; nach resistenten Genotypen wird schon seit Jahrzehnten intensiv gesucht. Schon 1950 gab es die ersten Meldungen von Anfälligkeitsunterschieden innerhalb von *Lolium multiflorum*- und *Lolium perenne*-Populationen. Neuere europäische Kultivare waren resistenter als neuseeländische, tetraploide Sorten waren resistenter als diploide. Tetraploide holländische Sorten erwiesen sich im Vergleich zu diploiden neuseeländischen und US-amerikanischen als resistenter und waren sogar unempfindlich gegen japanische Kronenrostisolate. Nach heutigen Erkenntnissen ist die Resistenz gegen Kronenrost bei einigen *Lolium*-Populationen polygenisch bedingt, bei anderen wird sie monogenisch (über Majorgene) vererbt. So findet sich bei Linien aus Griechenland, Finnland und Polen dominante Resistenz, bei australischen Linien hingegen eine quantitative Vererbung. Auch maternale Faktoren sind bei einigen Hybridisierungen festgestellt worden (KIMBENG 1999).

LATCH & POTTER (1977) berichteten von einer Kronenrost-Resistenz der *L. perenne*-Sorte „S24“, die durch eine RMV-Infektion hervorgerufen wurde.

Schon HAYWARD (1977) betonte den Einfluß von Umweltbedingungen auf die *Puccinia coronata*-Resistenz bzw. -Anfälligkeit von *Lolium perenne*; so ist die starke Temperaturabhängigkeit schon mehrfach beschrieben worden (BIRCKENSTAEDT 1990, RODERICK et al. 2000).

Resistenz gegen Schwarzrost (*Puccinia graminis*) kann quantitativ über Minorgene vererbt werden, möglicherweise spielen auch Majorgene eine zusätzliche Rolle (ROSE-FRICKER et al. 1986 zitiert in JUNG et al. 1996).

Bei einer Evaluierung einer europäischen *Lolium perenne* Core Collection auf Resistenz gegen Blattfleckerreger (*Rhynchosporium orthosporum*) konnten keine resistenten Genotypen gefunden werden. Es gab jedoch Unterschiede in der Anfälligkeit bei verschiedenen *Lolium perenne*-Herkünften (KASTIRR & RABENSTEIN 1997). Die Befallstärke wird durch N-Düngung erhöht (JUNG et al. 1996).

Die aus zahlreichen Quellen zusammengetragenen Daten zu Resistenzen bei *Lolium perenne* sind in Tab. 4 zusammengestellt. Sie enthält auch die derzeit online-gestellten Daten des „Datenpools zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten“, der vom Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben unterhalten wird.

Tab. 4: Resistenzen bei *Lolium perenne*

Genotyp/Selektion/ Sorte	Virus	Bemerkungen	Referenz
Klone „R“, „R1“ und „R2“, (sowie Hybride R1xR2) der Sorte „S23“	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	extreme Resistenz, keine Infektion oder verzögerte Virusausbreitung; quantitative oder qualitative polygenisch bedingte Resistenz, Resistenzunterschiede bei verschiedenen Virusherkünften	GIBSON & HEARD (1976, 1979), SALEHUZZAMAN & WILKINS (1984)
„Endura“	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	einzelne Pflanzen auch nach mehrfacher Infektion virusfrei, Resistenzunterschiede bei verschiedenen Virusherkünften	GIBSON et al. (1980), KEGLER & FRIEDT (1993)
„Mascot“	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	resistenter als „S23“ unter Freilandbedingungen, additive Resistenz	WILKINS (1978)
tetraploide Hybride <i>Lolium perenne</i> x <i>Lolium multiflorum</i>	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	resistenter als diploide Hybride	DOHERTY & DOODSON (1980) in KEGLER et al. (1998)
Genotyp „1 F/4“	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	resistent	RABENSTEIN (1981)
Genotyp aus Bulgarien mit Prüfnummer „CC109“	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	keine Infektion nach dreimaliger Inokulation	KASTIRR & RABENSTEIN (1997)
transgene <i>Lolium perenne</i> -Linien „20pt“ und „28pt“	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	hochresistent gegen bulgarischen RgMV-Stamm, mäßig resistent gegen tschechischen RgMV-Stamm	XU et al. (2001)
Genotyp von „S24“	barley yellow dwarf <i>Luteovirus</i>	keine Symptome	WILKINS & CATHERALL (1977)
„Parcour“, „Romney“ und <i>Lolium</i> -Hybridsorte (<i>Lolium perenne</i> x <i>Lolium multiflorum</i>) „Augusta“	barley yellow dwarf <i>Luteovirus</i>	Ertragssteigerungen nach Infektion	CATHERALL & PARRY (1987)
„Premo“	barley yellow dwarf <i>Luteovirus</i>	<i>Lolium perenne</i> im Versuch neben anderen Kulturgrasarten die resistenteste Art	PANAYOTOU, P.C. (1985) in KEGLER et al. (1998)
Genotypen der Sorten „Ellet“, „Kangaroo Valley“, „Yatsyn1“ und „G. 28“	barley yellow dwarf <i>Luteovirus</i>	bei Infektion erreichten die resistenten Genotypen einen höheren Ertrag als die nicht resistenten; ohne Infektion keine Ertragsunterschiede	EAGLING et al. (1993)
Genotypen	barley yellow dwarf <i>Luteovirus</i>	größere Anzahl von Genotypen symptomlos, einige nicht oder nur sehr schwer zu infizieren	HUTH & ZUECHNER (1992, 1996)
Sorte/Genotyp	Pilz	Bemerkungen	Referenz
RMV-infizierte „S24“	<i>Puccinia coronata</i> (Kronenrost)	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i> -Infektion senkt den Kronenrostbefall bis zu 22 %	LATCH & POTTER (1977)
„natürliche Ökotypen“ aus Nord Wales	<i>Puccinia coronata</i>	Resistenzgene weisen ambidirektionale Dominanz auf	HAYWARD (1977)
4 <i>Lolium perenne</i> -Herkünfte aus Rumänien	<i>Puccinia coronata</i>	mehr als 80% resistente Pflanzen in Laboruntersuchungen	LELLBACH et al. (1997)
„Embassy“, „D4“, „D16“	<i>Puccinia coronata</i> f.sp. <i>lolii</i>	-	CLARKE et al. (1997)
„Carrik“ bei 10°C	<i>Puccinia coronata</i>	eine Rückkreuzungslinie einer <i>Festuca pratensis</i> -Hybride mit stay-green-Gen reagierte nicht auf Temperaturunterschiede	RODERICK et al. (2000)
„Manawa“, „Ariki“, „Kerem“, „Loretta“, „Tando“	<i>Puccinia coronata</i> f.sp. <i>lolii</i>	-	LANCASHIRE & LATCH (1966), POTTER et al. (1990) in KIMBENG (1999)
tetraploide Sorten: „Reveille“, „Terhoy“, „Barvestra“	<i>Puccinia coronata</i>	-	JUNG et al. (1996)

Fortsetzung von Tabelle 4

„Lisabelle“, „Liperry“, „Lihersa“, „Limes“	<i>Puccinia coronata</i>	hochresistent auch unter Freilandbedingungen	STÖCKMANN-BECKER & BUSCH (1990)
Sorte/Genotyp	Pilz	Bemerkungen	Referenz
„Grasslands Niu“, „Kangaroo Valley“, „Wimenera“, „Grasslands Ruanui“	<i>Puccinia coronata f. sp. lolii</i> <i>Puccinia coronata f. sp. trifici</i>	-	PRICE (1987) in KEGLER et al. (1998)
tetraploide Sorten	<i>Puccinia graminis</i> (Schwarzrost, Stem rust)	diploide Sorten variieren in der Anfälligkeit; frühe Sorten sind resistenter	VARNEY et al. (1992)
„Birdy II“, „Linn“	<i>Puccinia graminis ssp. graminicola</i>	-	KEGLER et al. (1998)
<i>L. perenne</i> und <i>L. perenne</i> x <i>L. multiflorum</i> -Hybriden	<i>Magnaporthe grisea</i> (gray leaf spot)	geringe Resistenz, polygenisch bedingt (laufendes Projekt)	CURLEY et al. (2001)
„So. Dakota Certified“, „Ventage“, „Geary“, „Adelphi“, „Park“	<i>Sclerotinia homoeocarpa</i> (snow mould)	resistent	WILKINSON et al. (1975) in KEGLER et al. (1998)
tetraploide Sorten, „Solen“, „Rally“, „Bel-ford“, „Reveille“, „Terhoy“, „Barvestra“ diploide Sorten, „Danny“, „Sommora“, „Variant“	<i>Drechslera siccans</i> (Blattfleckenpilz)	-	SEVCIKOVA & CAGAS in KEGLER et al. (1998)
tetraploide Sorten	<i>Drechslera siccans</i> (Blattfleckenpilz)	tetraploide etwas resistenter als diploide Sorten, Grund der Resistenz noch unbekannt (JUNG et al. 1996)	JUNG et al. (1996)
„Jorand“	<i>Rhizoctonia solani</i>	Toleranz	SHAHIDI & SCHLÖSSER (1983) in KEGLER et al. (1998)
Sorte/Genotyp	Bakterium	Bemerkungen	Referenz
„RAH 286“	<i>Xanthomonas campestris pv. graminis</i> (Bakterienwelke)	-	PRONCZUK et al. (1990) in KEGLER et al. (1998)
Genotyp/Selektion/Sorte	Coleoptera	Bemerkungen	Referenz
<i>Lolium perenne</i>	<i>Literonotus (=Hyperodes) bonariensis</i> (Neuseel.)	-	FRITZSCHE et al. (1988)
<i>Lolium perenne</i>	<i>Sphenophorus parvulus</i> (USA)	-	FRITZSCHE et al. (1988)
Genotyp/Selektion/Sorte	Lepidoptera	Bemerkungen	Referenz
<i>Lolium perenne</i>	<i>Crambus</i> spp. (USA)	-	FRITZSCHE et al. (1988)
Sorte/Genotyp	Resistenz	-	Referenz
„Norlea“	Sehr winterhart	-	HANSON (1972)

Sortengruppen bei *Lolium perenne*

Seit Beginn des Anbaus von *Lolium perenne* wurde durch Auslese eine große Zahl an Sorten gewonnen; die Varietäten reichen von kurzlebigen, stengelreichen bis hin zu sehr ausdauernden, blattreichen Typen (HUBBARD 1985).

Die Sorten werden hinsichtlich des Zeitpunktes des Ährenschiebens in verschiedene Gruppen eingeteilt (frühe, mittelfrühe und späte Sorten). Aufgrund der Unterschiede in Wachstumsverlauf, Ausdauer, Wüchsigkeit, Narbendichte u.a. werden die Futter- und Rasengrassorten ganz unterschiedlich verwendet (vgl.

auch Kap. 1.8.2. und 1.8.3.). So sind z.B. späte Sorten meist ausdauerfähiger und dadurch besser für Gebiete mit strengeren Wintern geeignet (PETERSEN 1988). Spezielle weisen einen geringen Wuchs auf und haben eine feine, dichte Narbe (BUNDESSORTENAMT 2000).

Als Saatgut unter der Bezeichnung „Feinblättriges Raygras“ (*Lolium tenue*) werden häufig die kleinen Samen aus der Spitze der Ährchen von *L. perenne* angeboten, die die TKM von 1,8 g nicht erreichen und aus der besseren Saat herausgereinigt wurden (PETERSEN 1988).

Als Maßnahme zur Erhaltung von Genressourcen für die zukünftige Züchtung ist heute das Sammeln und Bewahren von Landsorten (Ökotypen) und alten Sorten von großer Bedeutung (HARLAN 1992, NATIONALES KOMITEE ZUR VORBEREITUNG DER 4. ITKPGR 1995).

Pflanzeninhaltsstoffe

Bei *Lolium perenne* wurden Akkumulationen einiger organischer Säuren festgestellt; es konnte Essig-, Milch-, Bernstein-, Malon-, Äpfel- und Citronensäure identifiziert werden. Außerdem enthält die Art Chlorogensäure sowie geringe Mengen an Aconitsäure. Im Frühjahr und Herbst werden hohe Konzentrationen an freien Kohlenhydraten in den Blättern gebildet, bei tetraploiden Sorten in noch höheren Konzentrationen als in diploiden. Diese Zuckergehalte nehmen mit ansteigenden Temperaturen gegen Sommer ab (JUNG et al. 1996, PETERSEN 1998). Die Arten der Gattung *Lolium* speichern Fructane als lösliche Kohlenhydrate (Loliin P wurde aus dem Kraut von *L. perenne* isoliert); in Samen speichern alle Süßgräser Stärke. Im Epicuticularwachs von *Lolium perenne* sind 0,2% Anthrachinon enthalten. Möglicherweise ist es als Abschreckung gegen Insekten und als UV-Schutz wirksam. Ferner wurde das etherische Öl Loliolid aus den Blättern von *L. perenne* isoliert (HEGNAUR 1963, HEGNAUR 1986, CONERT 1998, FROHNE & JENSEN 1998).

Anhand ihrer Alkaloid-Gehalte lassen sich die Arten *Lolium perenne* und *Lolium multiflorum* voneinander unterscheiden. Während *L. perenne* Perlolin, Perlolidin und Perlolysin enthält, kann in *Lolium multiflorum* vor allem Annulolin und Octopamin und wenig Perlolin nachgewiesen werden (HEGNAUR 1986, CONERT 1998). Die Loline wirken (teilweise in Kombination mit anderen Inhaltsstoffen) als giftig oder abschreckend auf phytophage Insekten, z.B. auf die Blattlaus *Rhopalosiphum padi* (REDLIN & CARRIS 1997). Siehe hierzu jedoch auch die Ausführungen zur Symbiose mit dem endophytischen Pilz *Neotyphodium* (= *Acremonium*) *lolii* (Kap. 1.10.).

Eine Reihe weiterer Alkaloide wurde nur in Symbiota von *L. perenne* mit dem Pilz *Neotyphodium* (= *Acremonium*) *lolii* gefunden. Es handelt sich um drei Gruppen: a) Ergot-Alkaloide (z.B. Ergovalin, Lysergsäure) b) die zu den Indolalkaloiden zählenden tremorigen Neurotoxine (Lolitreme A bis D, Paxillin) und c) das Pyrrolopyrazin Peramin (REDLIN & CARRIS 1997, SCHARDL & PHILLIPS 1997, CONERT 1998, FROHNE & JENSEN 1998). Alle genannten Stoffe können auch vom isolierten Pilzpartner hergestellt werden (SCHARDL & PHILLIPS 1997). Näheres zu dieser Symbiose und ihre Bedeutung im Rahmen von Ab-

wehr von phytophagen Insekten bzw. bei der Verursachung von Viehkrankheiten wie der Weidelgras-Taumelkrankheit (rye-grass staggers) findet sich in Kap. 1.10.

1.4. Morphologie, Generationsdauer und Überlebensstrategie

Die Pflanze ist grün bis dunkelgrün, ausdauernd, ein Hemikryptophyt. Sie bildet lockere bis ziemlich dichte Horste und keine oder kurze Ausläufer. Die Halme sind 8-90 cm hoch, schlank, aufrecht oder gekniet-aufsteigend, zuweilen niederliegend und an den unteren Knoten wurzelnd, auch unter der Ähre glatt und kahl, mit 2-4 kahlen Knoten. Die Pflanze wurzelt bis zu 1 m tief. Erneuerungssprosse wachsen innerhalb der untersten Blattscheiden empor, die Blattscheiden der Erneuerungssprosse sind in den unteren 2 Dritteln oder bis oben hin geschlossen, glatt, kahl, die untersten lange erhalten bleibend und oft rot bis violett gefärbt, zuletzt braun und in Fasern zerreißend. Die Ligula ist ein 1-2 mm langer, breit-abgerundeter, häutiger Saum.

Die Blattspreite ist in der Knospenlage gefaltet, später flach-ausgebreitet, 3-20 (-30) cm lang, (1) 4-6 mm breit, kahl, weitgehend parallelrandig, unterseits stark glänzend und glatt, auf der Oberseite glatt oder wie an den Rändern rauh, am Grunde mit 2 sichelförmigen, den Halm umfassenden Öhrchen oder diese unauffällig bis fehlend. Ähre 3-30 cm lang, aufrecht oder etwas übergebogen, ihre Hauptachse geschlängelt, glatt, an den Kanten glatt oder rauh, mit wechselständigen, einzeln übereinanderstehenden (zuweilen einander etwas überlappenden) Ährchen (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Der Blütenstand ist eine unterbrochene echte Ähre, mit zweizeilig angeordneten Ährchen, die mit der Schmalseite in der Ährenachse liegen. Die Ährchen sind 2- bis 14-blütig, 6-20 mm lang, seitlich zusammengedrückt, zuweilen zu Laubsprossen umgebildet. Die Ährchenachse ist glatt und zäh, spät zerfallend. Die untere Hüllspelze ist nur beim endständigen Ährchen vorhanden und der oberen gleich. Die obere Hüllspelze ist 5-9-nervig, 5-15 mm lang, 1/3 so lang wie das Ährchen bis etwas länger als dieses, länglich-lanzettlich, am oberen Ende schmal-abgerundet, derbhäutig, mit schmalen, dünnen Rändern, glatt und kahl. Deckspelzen 5-7-nervig, 4-9 mm lang, 4-7 mal so lang wie breit, länglich bis länglich-lanzettlich, am oberen Ende abgerundet, häutig (zur Fruchtzeit nur wenig dicker und zäh), am oberen Ende und an den Rändern zarthäutig, glatt und kahl, gewöhnlich unbegrannt, seltener grannenspitzig oder bis 8 mm lang begrannt. Vorspelzen 2-nervig, so lang wie die Deckspelzen, 1,4-1,8 mm breit (Verhältnis Breite:Länge = etwa 0,28), länglich-elliptisch, am oberen Ende eingekerbt und 2-spitzig, auf den Kielen in der oberen Hälfte dicht und fein bewimpert. Die Staubbeutel sind 2-4 mm lang (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Die Frucht (Karyopse) ist 3-3,5 mm lang (mehr als dreimal so lang wie breit), länglich-elliptisch im Umriss und gelblichbraun an den Seiten (CONERT 1998). Die Tausendkornmasse (TKM) beträgt etwa 1-2 g bei diploiden Sorten, 3-4 g bei tetraploiden Sorten (PETERSEN 1988, AID 1995).

Die Verbreitung der Grassamen findet v.a. durch Wind oder Tiere statt. Auch Wasserhaft- und Trittverbreitung (durch den Menschen) werden genannt. Die Tierverbreitung wird durch Anhängsel oder Oberflächen gewährleistet, die eine Adhäsion am Tierkörper ermöglichen (Klettverbreitung) oder durch die Fähigkeit, durch Ölproduktion oder Ummantelung der Diaspore, unverdaut den Verdauungskanal zu passieren (DÜLL & KUTZELNIGG 1994, McDONALD et al. 1996, CHEPLICK 1998b). Die Art gilt nach DÜLL & KUTZELNIGG (1994) als Kulturflüchter.

Keimungsbedingungen

Samenentwicklung und Keimung werden von den Umweltbedingungen beeinflusst. Die mit der Keimung zusammenhängenden Reaktionen auf unterschiedliche Umwelteinflüsse sind genetisch festgelegt (BASKIN & BASKIN 1998).

Die Literaturangaben zu den Keimungsbedingungen sind allerdings teilweise widersprüchlich: Nach einer Stratifizierung bei 5 oder 10 °C, wird die Keimruhe gebrochen; durch 24 stündigen Temperaturwechsel zwischen 15 °C (16 h) und 25 °C (8 h) über 14 Tage wird die Keimung ausgelöst. Als Keimungsoptimierer dienen zudem Licht und Kaliumnitrat (KNO₃) (McDONALD et al. 1996). *L. perenne* gilt nach DÜLL & KUTZELNIGG (1994) als Lichtkeimer; nach BASKIN & BASKIN (1998) keimt *L. perenne* bei alternierenden oder konstanten Temperaturen, in Licht und Dunkelheit.

Durch grüne Blätter gefiltertes Licht reduziert die Keimrate nicht (BASKIN & BASKIN 1998). Bei *L. perenne* wird durch die Temperaturen, die für die Mutterpflanze bei der Samenreife vorherrschten, die spätere Keimung beeinflusst (AKPAN & BEAN 1977). Ein niedriger pH (6,5) und hohe Aluminium-Gehalte des Bodens haben vergleichsweise geringen Einfluß auf die Keimung von *L. perenne*. Über den bisher untersuchten pH-Bereich des Bodens von 3,5 bis 6,5 hinweg erfolgt die Keimung normal (HACKETT 1964). Die Bedingungen, unter denen die Keimruhe aufgehoben wird bzw. die Keimung stattfindet, sind auch abhängig von der Größe, Form und Farbe des Samens (BASKIN & BASKIN 1998). So haben z.B. größere Samen eine höhere Keimungsrate als kleinere (NAYLOR 1980).

Samen von mit dem endophytischen Pilzsymbionten *Neotyphodium (=Acremonium) spec.* (vgl. Kap. 1.10.) infizierten Pflanzen weisen nach CLAY (1987) eine höhere Keimrate auf. KEOGH & LAWRENCE (1987) fanden dagegen keine diesbezüglichen Unterschiede zwischen infizierten und nichtinfizierten Samen. KEOGH & LAWRENCE (1987), LEWIS & CLEMENTS (1990) und LEWIS (1992) fanden im Gegensatz zu LATCH et al. (1985) und CLAY (1987) auch keine durch eine Infektion bedingte Erhöhung des Wachstums bei *L. perenne*. CLAY (1998) diskutiert diese (und weitere) Beobachtungen und schreibt sie Unterschieden in der jeweiligen pflanzlichen Fitness und dem Status der jeweiligen Infektion zu.

Unter günstigen Lagerbedingungen beträgt die Keimfähigkeitsdauer für eine 50%ige Keimrate 3-4 Jahre (McDONALD et al. 1996), unter natürlichen Bedingungen etwa 2 Jahre (MILTON 1936, RAMPTON & CHING 1966). LEWIS (1973) wies bei *Lolium perenne*-Samen in 13 cm Bodentiefe in Lehmboden sogar eine Keimfähigkeitsdauer von bis zu 4 Jahren nach.

Wachstum

Die optimale Wachstumstemperatur liegt bei 18-20°C (MITCHELL 1956). Die Lichteinflüsse auf das Wachstum sind temperaturabhängig (HUNT & HALLIGAN 1981). Die Kältetoleranz von Landarten ist desto größer, je weniger Wachstum der Genotyp bei niedrigen Temperaturen zeigt und je niedriger die winterliche Durchschnittstemperatur ihrer Ursprungshabitate war (JUNG et al. 1996).

Die sehr schnelle Jugend- und Frühjahrsentwicklung wirkt auf andere Arten verdrängend, jedoch weniger stark als diejenige des Welschen Weidelgrases (*L. multiflorum* ssp. *italicum*). *L. perenne* bildet sehr dichte Narben (bis zu 5000- 9000 Triebe auf ¼ qm) (PETERSEN 1988).

Die vegetative Vermehrung findet durch kurze Ausläufer statt, durch die die horstartigen Pflanzen netzartig verbunden sind (PETERSEN 1988, DÜLL & KUTZELNIGG 1994). Die Blüteninduktion unterdrückt das weitere vegetative Wachstum (EVANS & GROVER 1940).

Illustrationen morphologischer Details und Querschnitte verschiedener Wachstumsperioden sind bei ARBER (1965) zu finden.

1.5. Blütenbiologie

Lolium perenne gilt als Fremdbefruchter und weist einen hohen Grad an Selbstinkompatibilität auf (CONERT 1998). TERRELL (1966) zitiert jedoch auch einige Autoren, die selbstkompatible *Lolium perenne*-Pflanzen fanden, und beschreibt die Art als geringfügig selbstfertil und normalerweise fremdbestäubt. THOROGOOD & HAYWARD (1991) sowie auch WILKINS & THOROGOOD (1992) berichteten über selbstkompatible *L. perenne*.

Die Art ist windblütig und gehört zum „langstaubfädigen Typ“ nach DÜLL & KUTZELNIGG (1994). Die Blütezeitangaben für Mitteleuropa bewegen sich zwischen Mai und August (DÜLL & KUTZELNIGG 1994, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Die Blüte wird photoperiodisch bestimmt. Der Effekt der Tageslänge wird von der Temperatur modifiziert: Unter Kurztagbedingungen blüht *L. perenne* erst nach Vernalisation von wenigstens zwei Wochen bei 4 °C. Eine längere Vernalisationsdauer führt zu einer schnelleren Blüte (EVANS 1964, LANGER 1979). Die Hybride von *L. perenne* x *L. multiflorum* reagiert im Mittel zwischen beiden Arten (LANGER 1979). Nach COOPER (1950) erscheinen die Blüten von *L. perenne* 4-5 Wochen nach der Blüteninduktion. Hohe N-Düngung bewirkt eine Vorverlegung der Blüte um 1 Woche (WILSON 1959).

Bei Weidelgräsern werden zur Tagesmitte hin die meisten Pollen abgegeben. Der Pollenflug wird sehr stark vom Wetter beeinflusst. Wie bei den meisten Gräsern wird der Pollenflug bei Temperaturen unter 18° C und über 26° bis 30° C gehemmt. Optimal sind mäßig warme Temperaturen bei geringer Luftfeuchte (MCDONALD et al. 1996).

Bedingt durch Sterilität, Krankheiten (JOHNSTON 1960, KNOWLES & BAENZIGER 1962) oder eine nicht stattgefunden Befruchtung, wegen der Auswirkungen schlechten Wetters auf Pollenflug und -keimung, werden nur ca. 15-20% der Blüten von *L. perenne* zu Samen ausgebildet. Ertragreiche Sorten erreichen jedoch 60 bis 70% erntefähige Samen pro Blütenanzahl (ELGERSMA & SNEZKO 1988).

Die Einflüsse von Umweltbedingungen auf die Samenreife sind stark vom jeweiligen Genotyp der Pflanze abhängig und variieren je nach Sorte und Herkunft (HILL 1971). Es sind Beeinflussung der Samenentwicklung durch die Position im Blütenstand (MARSHALL 1985) und die Anbaumethode (Düngung, Nutzung vor der Blüte) bekannt (HILL 1971).

Weitere, detaillierte Angaben zur Blütenbiologie finden sich bei MCDONALD et al. (1996).

1.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen

Im Saatgutbau sind nach der Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) für Fremdbefruchter, zu denen dort alle Gräser außer den *Poa*-Arten gezählt werden, folgende Mindestabstände einzuhalten: Zu Feldbeständen anderer Sorten derselben Art *oder* derselben Sorte mit starker Unausgeglichenheit *oder* anderer Arten, deren Pollen zu Fremdbefruchtung führen können, sind bei Vermehrungsflächen bis 2 ha Größe Mindestabstände von 200 m (B - BasisSaatgut) bzw. 100 m (Z - zertifiziertes Saatgut) vorgeschrieben. Für größere Vermehrungsflächen betragen die Entfernungen 100 m (B) bzw. 50 m (Z). Die Mindestentfernungen können unterschritten werden, wenn der Feldbestand ausreichend gegen Fremdbefruchtung abgeschirmt ist. Zu allen Nachbarbeständen von Mähdruschfrüchten muß außerdem ein Trennstreifen (mind. 40 cm) vorhanden sein (vgl. auch AID 1995). Diese Werte liegen im Rahmen der von GRIFFITHS (1950) vorgeschlagenen Mindestentfernung nach Untersuchungen zur Pollenausbreitung von *Lolium perenne*.

Für Weidelgräser gilt die folgende Besonderheit: Zu Beständen anderer Grasarten oder zu Weidelgrasbeständen abweichender Ploidie-Stufe müssen keine Mindestentfernungen eingehalten werden, da hier keine Fremdbefruchtung eintritt. Alle Weidelgrasarten der gleichen Ploidiestufe sind jedoch spontan kreuzbar. Zwischen Beständen des Deutschen Weidelgrases (*L. perenne*) und denen von Einjährigem; Welschem oder Bastard-Weidelgras sind daher die o.g. Mindestabstände für Fremdbefruchter ebenfalls einzuhalten (vgl. AID 1995).

Weitere Vorgaben enthält die Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) bezüglich des Fremdbesatzes beim Saatgutbau. Der Feldbestand darf im Durchschnitt auf 150 m² maximal 5 (Basissaatgut) bzw. 15 (zertifiziertes Saatgut) Pflanzen enthalten, die nicht hinreichend sortenecht sind *oder* einer anderen Sorte derselben Art angehören *oder* einer anderen, zur Fremdbefruchtung befähigten Art angehören *oder* deren Samen sich vom Saatgut des Vermehrungsbestandes nicht ausreichend unterscheiden lassen. Pflanzen anderer Arten, deren Samen sich aus dem Saatgut nur schwer herausreinigen lassen, dürfen auf der gleichen Fläche nur in maximal 10(B) bzw. 30(Z) Individuen vorkommen. Ackerfuchsschwanz, Flughafer und Flughaferbastarde dürfen in Wei-

delgras-Anbauflächen jeweils nur in max. 3(B) bzw. 5(Z) Individuen vorkommen. Für Weidelgräser anderer Art betragen die entsprechenden Maximalwerte 3(B) und 10(Z) Pflanzen.

Laut OECD-Datenbank (<http://www.oilis.oecd.org/biotrack.nsf>) wurde gentechnisch verändertes Deutsches Weidelgras (Stresstoleranz, Herbizidresistenz-Marker) bisher nur 1x in Kanada freigesetzt. Bei der Freisetzung von *Lolium perenne* in Kanada ist eine Isolationsdistanz von 20 m zu nicht veränderten Beständen von *L. perenne* und anderen mit dieser Art kreuzbaren Arten vorgeschrieben, wobei gleichzeitig verhindert werden muß, daß die gentechnisch veränderten Pflanzen zur Blüte gelangen. Sofern das Aufblühen/die Pollenabgabe der Versuchspflanze zugelassen wird, sind alle *L. perenne*-Pflanzen innerhalb eines Umkreises von 300 m um das Versuchsfeld als Teil des Versuchs zu betrachten und zu behandeln (d.h. Vernichtung des Pflanzenbestandes mit nicht-selektiven Herbiziden nach Versuchsende). Auf dem Versuchsfeld darf nach Versuchsende 3 Jahre lang kein *L. perenne* angebaut werden. In diesem Zeitraum müssen alle spontan auftretenden Pflanzen (dieser Art ?) vernichtet werden (CANADIAN FOOD INSPECTION AGENCY 2000).

Die Festsetzung von Isolationsdistanzen bleibt grundsätzlich problematisch. Insbesondere ist die Pollenausbreitung durch Wind bzw. Insekten schlecht vorhersagbar. Die Pollenausbreitung wird von ROGNLI et al. (2000) als die bedeutendste Möglichkeit für das Entkommen von von Transgenen bezeichnet.

Als Mindestabstand zur Isolation potentieller Kreuzungspartner werden für verschiedene Gräser wie *Poa*, *Festuca* und *Bromus* 540-1000 m genannt (vgl. SUKOPP & SUKOPP 1994). Diese Werte liegen deutlich über den von GRIFFITHS (1950) für *Lolium perenne* vorgeschlagenen bzw. nach der Saatgutverordnung für *Festuca*- und *Lolium*-Arten vorgeschriebenen Entfernungen (s.o.).

Die Ausbreitung von Pollen von *Lolium perenne* wurde in Feldversuchen untersucht und zur Verifizierung und Verbesserung von Vorhersagemodellen herangezogen. Es zeigte sich, daß die Pollenausbreitung von diversen Faktoren, u.a. Windrichtung, Entfernung, Windgeschwindigkeit und Turbulenzen abhängig ist (GIDDINGS 1997a, GIDDINGS 1997b). In einer weiteren Modellrechnung zeigte GIDDINGS (2000), daß bei großflächigem Anbau transgener Pflanzen von *Lolium perenne*, kleine, nicht transgene Bestände dieser Art durch massiven Eintrag transgener Pollen betroffen sein können, auch wenn sie 1 km entfernt und nicht in der Hauptwindrichtung liegen.

ROGNLI et al. (2000) untersuchten die Pollenausbreitung bei dem nah verwandten Wiesenschwingel (*F. pratensis*). Sie stellten Pollenübertragung auf Empfängerpflanzen noch in einem Abstand von über 250 m vom Donorfeld fest. Die Übertragungsrate sank mit zunehmendem Abstand vom Donorfeld bis zu einer Entfernung von 75m rapide, danach deutlich langsamer. Die Windrichtung hatte in dieser Untersuchung nur einen geringen Effekt. Großwüchsige, vitale Pflanzen waren bessere Pollenempfänger als niedrigwüchsige Exemplare.

Samenanerkennung: Für die Samenanerkennung werden eine Mindestkeimfähigkeit von 80 %, ein Höchstgehalt an Flüssigkeit von 14 % und eine technische Mindestreinheit von 96 Gew.% gefordert. Be-

zogen auf das Gewicht darf der Höchstbesatz mit anderen Pflanzenarten in der Summe 0,3 % bei Basis-saatgut und 1,5 % bei Zertifiziertem Saatgut betragen (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999).

1.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit *Lolium perenne*

1.7.1. Züchtungsziele

Von *L. perenne* sowie anderen einheimischen Grasarten sind in verschiedenen Ländern umfangreiche Kollektionen europäischer Wildherkünfte verfügbar. Diese werden in die laufenden Programme der Gräserzüchtung einbezogen. *L. perenne* erfährt intensive züchterische Bearbeitung. Im internationalen Sortenspektrum lassen sich verschiedene Wuchs- und Nutzungstypen (Mäh-, Weide-, Raseneignung) finden (SCHLOSSER et al. 1991). Wichtige, züchtungsrelevante Merkmale sind u.a. die Unterschiede in Wachstumsverlauf, Blühtermin, Ausdauer, Wüchsigkeit, Narbendichte und Krankheitsanfälligkeit der Sorten, die die sehr unterschiedlichen Einsatzmöglichkeiten der Futter- und Rasengrassorten bestimmen (vgl. auch Kap. 1.8.2. und 1.8.3.).

Ausläufertreibende Sorten sind widerstandsfähiger gegen Auswinterung und Dürre. Durch eine stärkere Verzweigung der Wurzeln werden bessere Ausbreitungsmöglichkeiten auf andere Böden unter anderen klimatischen Verhältnissen angestrebt (PETERSEN 1988). Züchtungsziele sind auch die Erhöhung der Winterhärte und der Resistenzen gegen Schneeschimmelerreger (JUNG et al. 1996). Durch Hybridisierung mit *L. temulentum* soll die Übertragung der Selbstfertilität auf *L. perenne* gelingen (HAYWARD 1985, THOROGOOD & HAYWARD 1992).

Die Züchtungsziele bei Rasensorten von *Lolium perenne* sind Sorten mit feinerer, dichter Narbe, geringerer Krankheitsanfälligkeit und höherer Belastbarkeit, bei gleichzeitig ökonomischer Saatgutproduktion (BUNDESSORTENAMT 2000).

Während bei der Züchtung in den USA diploide Rasensorten im Mittelpunkt des Interesses stehen, konzentriert sich die Züchtung in Europa eher auf die tetraploiden Futtergrassorten (HARLAN 1992, JUNG et al. 1996).

1.7.2. Sexuelle Hybridisierung

Die *in vitro*-Regeneration von Gräsern galt längere Zeit als problematisch. Erst durch den Einsatz von undifferenziertem Zellmaterial, wie unreife Embryo- oder Samengewebe, Meristeme und meristematische Gewebe aus jungen Infloreszenzen in modifizierten *in vitro*-Techniken konnten fertile Pflanzen gewonnen werden (CHAI & STICKLEIN 1998). DALE & DALTON (1983) bspw. beschreiben die gelungene Regeneration von verschiedenen Gräsern aus Gewebekulturen von unreifen Infloreszenzen.

Aus Antherenkulturen konnten haploide bzw. homozygote, grüne *L. perenne*-Pflanzen entwickelt werden. Nach Regeneration aus somatischer Embryogenese wurden verschiedene durch somaklonale Variation

bedingte morphologische Veränderungen und auch tetraploide und mixoploide Pflanzen beschrieben (JAUHAR 1993).

Autopolyploide *Lolium perenne*-Typen besitzen im Vergleich zu diploiden Formen eine schnellere Anfangsentwicklung, höhere Grünmasseerträge und eine deutlich erhöhte Konkurrenzkraft, jedoch auch eine reduzierte Winterhärte (JAUHAR 1993, ZELLER 1999). Die Polyploidisierung von diploiden Sorten führt nur bei Sorten, die nicht auf Futterwert hin selektiert wurden, zu einer Erhöhung des Gehaltes an wasserlöslichen Kohlenhydraten (SMITH et al. 2001).

Interspezifische Hybridisierungen

Lolium multiflorum (2x, 4x) x *Lolium perenne* (2x, 4x)

Sowohl diploide als auch tetraploide Hybriden sind vollständig fertil. Tetraploide Bastarde werden entweder durch Kombination von tetraploiden Eltern oder durch Colchizinierung der F₁-Hybriden erzeugt. Ziel ist es, die Weidevertäglichkeit, Bestockungsfähigkeit und Ausdauer des *Lolium perenne* mit dem hohen Trockenmasseertrag des *Lolium multiflorum* zu kombinieren. Erste Hybridisierungen wurden vermutlich schon vor über 100 Jahren in England durchgeführt (TERRELL 1966, JAUHAR 1993, ZELLER 1999). Die polygenische Resistenz von *Lolium perenne* gegen das RgMV konnte durch wiederholte Rückkreuzungen auf die synthetische *Lolium multiflorum*-Linie „Bb2113“ der Sorte „Tribune“ übertragen werden (WILKINS 1987).

Mittels Isoenzymanalysen, RFLP und RAPD wird mit Hilfe von Kreuzungen zwischen einer doppelhaploiden *Lolium perenne*-Linie und einem *Lolium multiflorum* x *Lolium perenne* F₁-Hybrid eine *Lolium*-Genkarte erstellt. Diese Genkarte soll über die Lage und Reihenfolge der Gene Auskunft geben sowie zu Vergleichen mit Genomen anderer Gräserarten eingesetzt werden. Auch soll sie die Identifizierung von Chromosomensegmenten, die agronomisch interessante Genloci codieren, sowie die rationelle marker-gestützte Selektion (MAS) in der Züchtung ermöglichen (HAYWARD et al. 1998, ZELLER 1999).

Lolium perenne (2x) x *Lolium temulentum* (2x)

Durch die Einkreuzung von *Lolium temulentum* sollen die Gene für Selbstkompatibilität auf *Lolium perenne*-Linien übertragen werden (THOROGOOD & HAYWARD 1992). Es können Hybriden mit stark reduzierter Pollenfertilität entstehen. Autotetraploide F₁-Hybriden dieser Paarung zeigen eine bessere Chromosomenpaarung (TERRELL 1966, ZELLER 1999). Die Kreuzungserfolge sind höher, wenn *Lolium perenne* als maternaler Kreuzungspartner eingesetzt wird. Durch wiederholtes Rückkreuzen kann die Samenbildung der resultierenden Hybriden verbessert werden (TERRELL 1966).

Lolium perenne (2x) x *Lolium canariense* STEUD. (2x)

Kreuzungsversuche mit der auf Madeira, den Kapverdischen und Kanarischen Inseln endemischen Art beschreiben CHARMET et al. (1996). Beabsichtigt wird, die winterliche Produktivität von *Lolium canariense* u.a. auf *Lolium perenne* zu übertragen (CHARMET et al. 1996, ZELLER 1999).

Lolium perenne (2x) x. *Lolium rigidum* (2x)

Hybridisierungen mit der annuellen selbstinkompatiblen Art können zu fertilen F₁-Hybriden führen (TERRELL 1966). Hybridisierungen mit *Lolium rigidum* sind für Züchter wegen des ausgeprägten Wurzelsystems dieser Art interessant (ZELLER 1999).

Intergenerische Hybridisierung

Die ausgeprägte Fähigkeit zur Hybridisierung untereinander und die gleichzeitig gute Unterscheidbarkeit der Chromosomen von *Festuca*- und *Lolium*-Arten durch GISH macht sie zu einer Besonderheit unter den Nutzpflanzen (ZWIERZYKOWSKI et al. 1998, ZWIERZYKOWSKI 1999, THOMAS et al. 2000). F₁-x*Festulium*-Pflanzen zeigen einen flachen, am Boden liegenden Wuchs und sind daher für den Futterbau nur wenig geeignet. Bei Rückkreuzungen mit *Lolium* weisen die Hybriden einen *Lolium*-ähnlichen Habitus auf und besitzen auch eine erhöhte Fertilität (ZELLER 1999).

Die Hybridisierungen von *Lolium* mit *Festuca* sind erfolversprechender, wenn die weibliche Elternpflanze eine *Lolium*-Sorte ist (JAUHAR 1993). Diploide Hybride sind zumeist steril. Durch die Erhöhung der Ploidiestufe kann die Sterilität herabgesetzt werden. Es werden daher z.B. durch Colchizinbehandlung, Kallus- oder Gewebekulturen der F₁-Hybriden oder durch Kreuzung von bereits autotetraploiden Elternsorten allotetraploide, fertile Hybriden erzeugt (JAUHAR 1993, CANTER et al. 1999).

Lolium perenne (2x, 4x) x *Festuca pratensis* (2x)

L. perenne ist für *F. pratensis* der bessere intergenerische Kreuzungspartner als *L. multiflorum* (JAUHAR 1993). Die Hybriden weisen unterschiedlich ausgeprägte Heterosis-Effekte auf (in früheren Kreuzungen auch negative) (JAUHAR 1993).

Die diploiden, seltener auch triploiden Hybriden *L. perenne* x *F. pratensis* weisen eine männliche Sterilität auf, können aber durch eine geringe weibliche Fruchtbarkeit mit *L. perenne* rückgekreuzt werden (JAUHAR 1993). Triploide Hybriden, in denen zwei *Lolium*-Chromosomensätze mit einem *Festuca*-Chromosomensatz durch die Kreuzung synthetischer autotetraploider *Lolium perenne* (4x) mit diploidem *Festuca pratensis* kombiniert werden, besitzen eine höhere Fertilität als in der umgekehrten Kombination (JAUHAR 1993, KING et al. 1998). Hybriden aus der Paarung *Lolium perenne* x *F. pratensis* weisen eine starke Resistenz gegen Kronenrost und zudem eine bessere Winterhärte auf als *L. perenne* (SLIESARAVICIUS 1992, OERTEL & MATZK 1999). Durch den hohen Sommeraufwuchs und die Stresstoleranz von *Festuca pratensis* sollen leistungsfähigere *Lolium*-Hybriden produziert werden (ZELLER 1999).

Lolium perenne (2x) x *Festuca arundinacea* (6x) JAUHAR (1993)

Erste Hybriden zwischen *L. perenne* x *F. arundinacea* sind von JENKIN beschrieben worden (PETO 1933, zitiert in JAUHAR 1993). Die F₁-Hybriden weisen männliche Sterilität auf (TERRELL 1966). Wegen der (allerdings geringen) weiblichen Fruchtbarkeit sind dennoch Rückkreuzungen mit *Lolium perenne* mög-

lich. Nach der Colchizinisierung (zur Wiederherstellung der Samenfertilität) kann die Regenerationsrate von polyploiden F₁-Hybriden bei 40% liegen (ZELLER 1999, PASAKINSKIENE 2000). Die selbstinkompatiblen Hybriden aus diploiden *Lolium perenne* x hexaploidem *F. arundinacea* bilden einzelne Samen aus, wenn sie mit reichlich Pollen von amphiploiden Hybriden bestäubt werden. Die Nachkommen sind oktaploid, vermutlich aus unreduzierten Gameten der F₁-Hybriden und dem amphiploidem Pollen (MORGAN et al. 1995). Erwünscht ist die Ausdauerfähigkeit und Toleranz gegenüber extremen Witterungsverhältnissen von *F. arundinacea* mit der Futterqualität und Wüchsigkeit von *Lolium perenne* zu verbinden.

Lolium perenne (2x) x *Festuca gigantea* (6x)

Die Hybride sind männlich steril. Die Fertilitätsrate kann nach Polyploidisierung der F₁-Hybriden erhöht sein (JAUHAR 1993). MORGAN et al. (1995) berichten von einer Bestäubung und der Ausbildung einzelner Samen bei männlich sterilen Hybriden aus diploiden *Lolium perenne* x hexaploidem *F. gigantea*, wenn sie mit reichlich Pollen von amphiploiden Hybriden bestäubt werden. Die Nachkommen waren oktaploid, vermutlich aus unreduzierten Gameten der F₁-Hybriden und dem amphiploidem Pollen. Erwünschte Eigenschaften des Riesenschwingers sind seine Stresstoleranz und Ausdauer sowie seine besondere Winterhärte. Zudem ist *Festuca gigantea* eine Art mit sehr hoher Sommerproduktivität (ZELLER 1999).

Lolium perenne (2x) x *Festuca mairei* (4x)

Aus der Hybridisierung mit *F. mairei* ST. YVES, einer xeromorphen Art aus Nordwest-Afrika, deren Photosyntheserate über derjenigen von *Festuca pratensis* und *Festuca arundinacea* liegt, sollen neue Futterarten mit guter Winterhärte, hoher Futterqualität und Trockenheitsresistenz gezüchtet werden (CHEN et al. 1995, CHEN & SLEPER 1999, CAO et al. 2000). Es resultieren sowohl triploide, als auch tetraploide intermediäre Hybriden, die mittels Embryo-Rescue regeneriert werden müssen. Die F₁-Hybriden weisen eine männliche Sterilität auf; durch eine gering ausgeprägte weibliche Fertilität sind jedoch Rückkreuzungen mit den Eltern möglich. Das *Festuca*-Genom wird jedoch nach mehrfachen Rückkreuzungen mit *Lolium perenne* wieder eliminiert (JAUHAR 1993, CHEN & SLEPER 1999, CAO et al. 2000). Mittels Visualisierung durch Fluoreszenz-*in situ*-Hybridisierung (FISH) ist es möglich geworden, die Integration von *Festuca mairei*-Genen im *Lolium perenne*-Genom zu erkennen. Eine morphologisch *Lolium*-ähnliche Selektion erwies sich als besonders trockenheitsresistent (CHEN & SLEPER 1999).

Sonstiges

Aus der Kreuzung von *Lolium perenne* mit *Festuca rubra* (6x) resultieren tetraploide Hybriden, die nahezu vollständig steril sind (JAUHAR 1993).

Eine umfassende Übersicht der verschiedenen in Polen zwischen 1964 und 1994 durchgeführten Hybridisierungen mit bibliographischen Angaben findet sich bei ZWIERZYKOWSKI (1996).

1.7.3. Somatische Hybridisierung

WANG et al. (1993) fanden eine Methode, aus Protoplastenkulturen embryogener Zellen eines einzelnen Genotyps von *Lolium perenne* größere Mengen fertiler Pflanzen herzustellen, die in Feldversuchen ihre Überlebensfähigkeit bewiesen (SPANGENBERG et al. 2000). Alle früheren Ansätze zur Zuchtmaterialgewinnung mittels embryogener Protoplastenkulturen von *L. perenne* resultierten nur in albinotischen Pflanzen (JAUHAR 1993). LEGRIS (1996) gelang die asymmetrische somatische Hybridisierung von radioaktiv bestrahlten nichtmorphogenen *Lolium perenne*-Protoplasten mit morphogenen *Festuca rubra*-Protoplasten und die Regeneration von somatisch hybriden *xFestulolium*-Pflanzen.

1.7.4. Gentechnische Arbeiten

SPANGENBERG et al. (2000) stellten fest, daß die experimentellen Grundlagen zur Erstellung transgener *Lolium perenne*-Pflanzen vorhanden sind, methodische Optimierungen jedoch noch ausstehen. ALTPETER & POSSELT (2000) und ALTPETER et al. (2000) haben z.B. sowohl bezüglich der Dauer als auch der Einsatzfähigkeit von *Lolium perenne*-Zellkulturen zur Herstellung und Regeneration transgener Pflanzen in jüngster Zeit erhebliche Fortschritte erzielt.

In Tab. 5 sind die bisher an *Lolium perenne* durchgeführten Transformationen zusammengestellt. Neben Reportergenen (*GUS*, *GFP*) sind verschiedene Antibiotika-Resistenzgene (*HYG*, *nptII* gegen Kanamycin, Paromomycin, Geneticin) sowie Herbizid-Resistenzgene (*bar* gegen Herbizide wie Bialaphos und Basta (via Phosphinotricin-, Glufosinatresistenz)) als selektierbare Markierungsgene und das ryegrass mosaic virus-Hüllprotein (RgMV-CP) zur Erlangung einer RgMV-Resistenz gentechnisch auf *Lolium perenne* übertragen worden.

Gentechnische Arbeiten an *Lolium perenne* wurden mittels verschiedener Methoden durchgeführt.

Transformation von Protoplasten

Totipotente Protoplasten wurden bei Gramineen bisher nur aus embryogenen Zellkulturen gewonnen (SPANGENBERG et al. 2000) und bezüglich *Lolium perenne* aufbauend auf die experimentellen Untersuchungen von DALTON (1988) erstmals von WANG et al. (1993) beschrieben. Er fand eine Methode, aus Protoplasten embryogener Zellenkulturen einzelner Genotypen von *Lolium perenne*-Sorten („Citadel“, „Bastion“, „Barvestra“) größere Mengen fertiler Pflanzen herzustellen sowie die Zellkulturen („Citadel“) durch Kryopreservation längere Zeit zur Verfügung zu stellen.

Die erste Transformation morphogener *Lolium perenne*-Protoplasten wurde mittels Polyethylenglycol-induziertem direktem Gentransfer durchgeführt (WANG et al. 1997). Die genauere Charakterisierung der transgenen Pflanzen steht jedoch noch aus (WANG et al. 1997, SPANGENBERG et al. 2000). FOLLING et al. (1998) konnten zwei Nucleasen aus *Lolium perenne*-Protoplasten identifizieren, durch deren Aktivität der PEG-induzierte direkte Gentransfer erschwert wird. Für eines der Enzyme konnte keine Inaktivierungsmethode gefunden werden. Durch niedrige Temperaturen bei hohen pH-Werten konnten DNA-

Plasmide am besten vor den Nucleasen geschützt und die Transformationseffizienz damit wesentlich verbessert werden.

Infektion mit transformierten Endophyten (surrogate-transformed ryegrass)

Neotyphodium-Transformanten (vgl. Kap. 1.10.) des nicht Lolitrem B-bildenden Stammes 187BB, aus mit Hygromycin-Resistenz- und β -Glucuronidase-Reportergen transformierten Protoplasten wurden in *Lolium perenne*-Sämlinge inokuliert (MURRAY et al. 1992). MIKKELSEN et al. (2001) inokulierten transgenes *Neotyphodium lolii*-Myzel [mit *GFP* (green fluorescent protein-Gen)] ebenfalls erfolgreich in *Lolium perenne*-Pflanzen.

Protoplasten-unabhängige Transfertechniken:

Silikoncarbidgefaser-vermittelter Transfer

DALTON et al. (1998a) stellten eine transgene *Lolium perenne*-Pflanze durch einen Silikoncarbidgefaser-vermittelten Gentransfer her. Transformiert wurde die diploide Futtersorte „S23“ mit einem Hygromycin-Phosphotransferase-Gen als Marker.

Partikelbeschuß-Technik

Nach Versuchen, die zu transienten Expressionen führten (HENSGENS et al. 1993 in SPANGENBERG 2000) gelangen VAN DER MAAS et al. (1994) die erfolgreiche Transformation von nichtmorphogenen Zellsuspensionen von *Lolium perenne* mit Hygromycin-Resistenz- und β -Glucuronidasegen per Partikelbeschuß. Aus von SPANGENBERG et al. (1995a) mittels Partikelbeschuß-Technik transformierten embryogenen Zellsuspensionen von tetraploiden *Lolium perenne*-Pflanzen der Futtersorte „Citadel“ konnten schließlich transgene Pflanzen unter Gewächshausbedingungen angezogen werden (SPANGENBERG et al. 2000).

Nach Mikroprojektilbeschuß von Meristemen aus vegetativen Gewebekulturen von *Lolium perenne* „Barlano“ fanden sich einzelne Zellen mit transientscher Expression in den beiden oberen Zellschichten (PEREZ-VICENTE et al. 1993).

1999 berichteten DALTON et al. über die Cotransformation von embryogenen Zellsuspensionen von *Lolium perenne* der Sorte „S23“ mittels Partikelbeschuß.

ALTPETER et al. (2000) transferierten die Antibiotikaresistenzgene Neomycin-Phosphotransferase II (*nptII*) und Hygromycin-Phosphotransferase (*HYG*) per Mikroprojektilbeschuß in embryogene Kalluskulturen von *L. perenne* [diploide Futtersorten: „Limes“ (2x), „Aurora“ (2x); Futter-Linie: „L6“ und Rassensorte „Lisabelle“] und konnten unter Paromomycin-Selektion fertile transgene Pflanzen regenerieren. Mit dem Einsatz von embryogenen Kalli aus Zellsuspensionen aus reifen oder unreifen Embryo- oder unreifen Infloreszenzgeweben konnten ALTPETER et al. (2000) die Zeit, von der Gewebeentnahme für die Kulturen bis zum Einpflanzen der Transformanten in Erde, von bisher 6 Monaten auf die Dauer von 9-12

Wochen reduzieren. Erstmals konnte auch der molekulare Beweis für eine Transmission von Transgenen durch sexuelle Hybridisierung von transgenen *Lolium perenne*-Pflanzen erbracht werden.

Das ryegrass mosaic virus-Hüllprotein (RgMV-CP) wurde per Partikelbeschuß in embryogene Kalli (nach der Methode von ALTPETER et al. 2000 aus Gewebe reifer Embryonen hergestellt) von *Lolium perenne* der Sorten „Limes“, „Aurora“ und „Lisabelle“ cotransferiert. Es resultierten transgene, fertile Pflanzen. Nach sexueller Vermehrung der gentechnisch veränderten Pflanzen zeigte sich, daß eine Linie die vollständige Kopienzahl des Transgens an die sexuellen Nachkommen weitergab, während die vererbte Kopienzahl bei den Nachkommen anderer Linien, vermutlich durch Rekombinationen des Transgens während der Meiose, verringert war. Zwei der transgenen Linien erwiesen sich als hochresistent gegenüber einem bulgarischen sowie als mäßig resistent gegenüber einem tschechischen RgMV-Stamm (XU et al. 2001).

Agrobacterium-vermittelter Transfer

Das Wirtsspektrum von *Agrobacterium tumefaciens* schließt Poaceen nicht mit ein, wodurch *A. tumefaciens* lange Zeit nicht als Vektor eingesetzt werden konnte. Die Entwicklung von „super-binary“-Vektoren ermöglicht jedoch auch die Transformation von Poaceen (WANG & POSSELT 1997).

WANG & POSSELT (1997) beschrieben die Transformation von Kalli aus embryogenen Suspensionskulturen von *Lolium perenne* durch den *Agrobacterium tumefaciens*-Stamm EHA105 mit dem binären Vektor pGPTV-HPT-*GUS*in. Transiente *GUS*-Expression konnte nach der Transformation in einer Frequenz bis zu 78 % festgestellt werden. Aus den hygromycinresistenten Transformanten konnten grüne, fertile transgene Pflanzen regeneriert werden. Kreuzungen mit dem Wildtyp zeigten eine Vererbung des Transgens auf die T1-Generation mit Mendelspaltung (WANG & POSSELT 1997).

Tab. 5: Gentechnische Arbeiten an *Lolium perenne*

Objekt	Transgene	Methode	Promotor	Ergebnis	Referenz
Endophyten-Protoplasten	<i>HYG, GUS</i>	PEG	-	transformierte Endophyten und surrogat transformierte Pflanzen	MURREY et al. (1993)
Endophyten-Protoplasten	<i>GFP</i>	PEG	-	transformierte Endophyten und surrogat transformierte Pflanzen	MIKKELSEN et al. (2001)
Protoplasten	<i>nptII, GUS</i>	PEG	<i>nos</i> CaMV35S	transgene Pflanzen	WANG et al. (1997)
Protoplasten	<i>bar, GUS</i>	PEG	rice <i>actin1</i> maize <i>Ubi1</i>	transgene herbizidresistente Pflanzen	FOLLING et al. (1998)
Sämlinge	<i>GUS</i>	Partikelbeschuß	CAMV35S rice <i>gos2</i>	transiente Expression	HENSGENS et al. (1993) in SPANGENBERG et al. (2000)
Meristeme	<i>GUS</i>	Partikelbeschuß	rice <i>actin1</i>	transiente Expression	PEREZ-VICENTE et al. (1993)
Zellsuspension	<i>HYG</i>	Whiskers	CaMV35S	transgene antibiotikaresistente Pflanze	DALTON et al. (1998a)
Zellsuspension	<i>HYG, GUS</i>	Partikelbeschuß	CaMV35S	transformierte Kalli	VAN DER MAAS et al. (1994)
Zellsuspension	<i>HYG, GUS</i>	Partikelbeschuß	rice <i>actin1</i> CaMV35S	transgene antibiotikaresistente Pflanzen	SPANGENBERG et al. (1995a)

Fortsetzung von Tabelle 5

Objekt	Transgene	Methode	Promotor	Ergebnis	Referenz
Zellsuspension	<i>HYG, GUS</i> Cotransformation	Partikelbeschuß	CaMV35S rice <i>actin1</i>	cotransformierte transgene antibiotikaresistente Pflanzen	DALTON et al. (1999)
Kalli aus Zellsuspensionen aus reifen und unreifen Embryo- und Infloreszenzgeweben	<i>HYG, nptII</i> Cotransformation	Partikelbeschuß	CaMV35S maize <i>Ubi1</i>	fertile transgene antibiotikaresistente Pflanzen	ALTPETER et al. (2000)
Kalli aus Zellsuspensionen von reifen Embryogeweben	<i>nptII, HYG,</i> RgMV-Hüllprotein (RgMV-CP) Cotransformation	Mikroprojektil-Bombardement	maize <i>Ubi1</i> CaMV35S rice <i>actin1</i>	fertile transgene antibiotika- und virusresistente Pflanzen	XU et al. (2001)
Kalli aus embryogenen Zellsuspensionen	<i>HYG, GUS</i>	<i>A. tumefaciens</i>	CaMV35S	fertile transgene antibiotikaresistente Pflanzen	WANG & POSSELT (1997)

Erläuterungen: Transgene: *nos* = Nopalinsynthase-Promoter (*Agrobacterium tumefaciens*), CaMV35S = cauliflower mosaik virus-35SRNA-Promoter, maize *Ubi1* = maize *ubiquitin1*-Promotor, rice *actin1* = (*Act1 5'*) = rice *actin1*-Promotor, *GUS* = β -Glucuronidase (*uidA*)-Gen (*E. coli*), *GFP* = green fluorescent protein (*Aequorea victoria*), *HYG* = Hygromycin-Phosphotransferase-Gen (*Streptomyces hygrosopicus*), *nptII* = Neomycin-Phosphotransferase II-Gen (*E. coli*), *bar* = Phosphinotricin-Acetyltransferase-Gen (*Streptomyces hygrosopicus*), PEG = Polyethylenglycol-vermittelter Gentransfer, Whiskers = Silikoncarbidgefaser-vermittelter Transfer, *A. tumefaciens* = *Agrobacterium tumefaciens*-vermittelter Gentransfer

Durch die Möglichkeit der beliebigen Übertragbarkeit von Genen der *Lolium*- und *Festuca*-Kulturarten durch konventionelle Züchtungsmethoden sowie der Herstellung „maßgeschneiderter“ Sorten mittels genomischer *in situ*-Hybridisierung (GISH) ist die gentechnische Veränderung dieser Arten etwas in den Hintergrund getreten (HUMPHREYS et al. 1997, ZELLER 1999). Demgegenüber wird jedoch auch die Meinung vertreten, daß die Fortschritte der konventionellen Züchtung bei Gräsern im Vergleich zu Getreidearten geringer sind und daher gentechnische Methoden genutzt werden sollten (WANG & POSSELT 1997).

1.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche

1.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf

Lolium perenne zeigt die besten Wachstumsleistungen auf nährstoffreichen, festen bis schweren, nur oberflächlich verdichteten, aber nicht auf allzu trockenen, staunassen oder armen Böden (CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998, BUNDESSORTENAMT 1999). Alle besseren Mineralböden eignen sich zum Samenanbau, jedoch keine Sand- und Moorböden (PETERSEN 1988).

Besonders gut wächst *L. perenne* in klimatisch milden und feuchten Lagen, im feuchten Seeklima ist es wintergrün. In rauhen Mittelgebirgslagen ist seine Ausdauer geringer (PETERSEN 1988, CONERT 1998). Das Deutsche Weidelgras hat nur eine kurze Winterruhe und reagiert recht empfindlich auf Kahlfröste, lange Schneebedeckung und Spätfröste; es wird dadurch anfällig für Schneeschimmel und andere Pilze. In Abhängigkeit von der Sorte besitzt es jedoch ein gutes Regenerationsvermögen (PETERSEN 1988, CONERT 1998, BUNDESSORTENAMT 1999).

Die Ansprüche von *L. perenne* bezüglich der Nährstoffversorgung, insbesondere mit Stickstoff sind hoch. Nur in Trittpflanzengesellschaften ist es relativ anspruchslos. Es wird besonders gefördert durch N- und P-Düngungen (PETERSEN 1988, SEYBOLD et al. 1998, BUNDESSORTENAMT 1999). Hohe Boden-N-Gehalte können zu einer verstärkten Akkumulation in der Pflanze führen (JUNG et al. 1996). Pflanzen aus Populationen, die aus nährstoffhaltigen Flächen stammen, besitzen eine stärker ausgeprägte Veranlagung, erhöhte Stickstoffgaben in Biomassezuwachs umzusetzen als Ökotypen aus nährstoffärmeren Ursprungsflächen (GARNIER 1998).

1.8.2. Verwendung als Futtergras

Sowohl frisch als auch als Heu wird *L. perenne* vom Vieh gerne gefressen (CONERT 1998). In der Futterwerteskala für Gräser erreicht die Art den höchsten Wert (NITSCHKE & NITSCHKE 1994, SEYBOLD et al. 1998). Nach BALDIOLI (1995) enthält 1 kg Trockensubstanz 600-630 Stärkeeinheiten (StE), 6,2-6,5 MJ Nettoenergielaktation (NEL), 18-22 % Rohprotein und 20-22 % Rohfaser. *L. perenne* ist zudem überaus schnittverträglich, im Jahr sind 4-6 Mahden möglich (SEYBOLD et al. 1998). Das langlebige und ausdauernde Deutsche Weidelgras ist daher zusammen mit *L. multiflorum* die für die Futternutzung wichtigste Grasart und zwar sowohl auf (intensivem) Dauergrünland (in Mähwiesen und auf Dauerweiden) als auch im Feldfutterbau (SCHLOSSER et al. 1991, BUNDESSORTENAMT 1999).

In Neuseeland wird *L. perenne* zusammen mit *Trifolium repens* auf Dauergrünland angebaut (v.a. zur Schafbeweidung). Es findet eine ständige Selbstregulation statt: Wird der Klee vom Gras zurückgedrängt, sinkt der verfügbare Stickstoffgehalt des Bodens und das Weidelgras geht im Bestand zurück. Der Kleebestand erholt sich daraufhin wieder. Auch mit Luzerne in Mischkultur sind in Pennsylvania und im südlichen Wisconsin gute Erfahrungen gemacht worden (JUNG et al. 1996). In den meisten Teilen der Britischen Inseln wird *Lolium perenne* zusammen mit anderen Gräsern, Weiß- und Rotklee für die Ansaat neuer Weiden verwendet (HUBBARD 1985). In den USA wird *L. perenne* an der Pazifikküste und in den Südstaaten im Dauergrünland genutzt, zu geringem Anteil auch in Rasenmischungen (s. Kap. 1.8.3.) (JAUHAR 1993).

Von den in Deutschland zugelassenen 102 Futtergrassorten von *L. perenne* (Rasensorten siehe unten) schieben 24 Sorten die Ähren sehr früh bis früh, 37 Sorten früh bis mittel, mittel oder mittel bis spät und 41 Sorten spät bis sehr spät (BUNDESSORTENAMT 1999). Weitere Angaben zu den Sorteneigenschaften (mit Bedeutung für den Anbau) finden sich in der „Beschreibenden Sortenliste 1999“, so z.B. zu Wuchsform und Wuchshöhe, Massenbildung, Auswinterungsneigung, Ausdauer, Narbendichte, Trockenmasseertrag und Anfälligkeit für Rost. Hinsichtlich der Rostanfälligkeit weisen die meisten zugelassenen Sorten geringe bis mittlere Anfälligkeiten auf, nur 14 Sorten sind mittel-stark oder stark anfällig (BUNDESSORTENAMT 1999).

Dauergrünland (Weide- und Wiesenutzung)

L. perenne ist wegen seiner guten Verträglichkeit für Tritt und häufigen Verbiß ein ausgesprochenes Weidegras (BUNDESSORTENAMT 1999). Die Pflanzen entwickeln sich rasch, sind dauerhaft und können mittels wurzelnder Seitenausläufer einen geschlossenen Bestand bilden (CONERT 1998). Bei intensiver Nutzung kann sich auf etablierten Weidelgras-Weideflächen kein Kräuteraufwuchs mehr durchsetzen (PETERSEN 1988, JUNG et al.1996). *Lolium perenne* verlangt zur Bildung einer dichten Grasnarbe für Dauerbeweidung einen sehr gut mit Nährstoffen versorgten Boden. Durch ständige Beweidung und Düngung läßt sich das Wachstum fördern; Vollertrag ist bereits im 2. Anbaujahr gegeben (CONERT 1998). Düngempfehlungen hierzu werden in AID (1990) gegeben.

Für Weideansaat sollen nicht mehr als 2-3 kg/ha (nach PETERSEN 1988 5 kg/ha) Saatgut in der Mischung eingesetzt werden. Bei höheren Anteilen erfolgt zwar die Ergrünung rascher, dafür ist aber die Entwicklung der übrigen in der Mischung enthaltenen Arten vermindert (CONERT 1998). In Dauergrünlandmischungen tragen ausdauernde frühe Sorten aufgrund ihres raschen Wachstums zu einer frühen Weidereife einer Ansaat bei. Späte Sorten sind besonders für Dauerweideansaat geeignet, da sie im Frühjahr nicht so schnell altern und in der Regel eine gleichmäßigere Ertragsverteilung über das Jahr aufweisen (BUNDESSORTENAMT 1999). Späte Sorten können nach MATTHES (1986) höhere N-Gaben vor allem in den postgenerativen Aufwüchsen besser (d.h. ernährungsphysiologisch günstiger) verwerten als frühe Sorten.

Nach PETERSEN (1988) ist wegen der verdrängenden Eigenschaften von *L. perenne* auf weidelgrassicheren Standorten die Reinsaat ganz vorzuziehen. In Ländern mit für Weidelgras günstigen Bedingungen werden zur Anlage von Dauergrünland Gemische von diploiden und tetraploiden Sorten empfohlen (PETERSEN 1988). Bei der Aussaat von tetraploiden Sorten ist die um 40% höhere TKM und die dementsprechend höhere Ansaatmenge zu beachten, wenn ihre Samen auch eine bessere Triebkraft besitzen (PETERSEN 1988).

Lolium perenne ist außer für zu trockene oder zu nasse Böden in allen Standardmischungen für die Ansaat von Dauerweiden enthalten, wobei je nach Anwendung frühe, mittlere und späte Sorten in unterschiedlichen Mischunganteilen eingesetzt werden. Für die Nachsaat zur Pflege und Verbesserung lückiger Grasnarben wird i.d.R. ausschließlich *L. perenne* empfohlen (AID 1990, NITSCHKE & NITSCHKE 1994, LANDESAMT FÜR LANDWIRTSCHAFT BRANDENBURG 2000, STAATLICHE LEHR- UND VERSUCHSANSTALT AULENDORF 2000, LANDEFORSCHUNGSANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT UND FISCHEREI MECKLENBURG-VORPOMMERN 2000).

L. perenne ist auch für die Mähwiesennutzung geeignet. In Intensivgrünland (Wiesen, Mähweiden) mit häufiger Nutzung ist *L. perenne* eines der Hauptgräser. Auf Intensivwiesen mit hohem Anteil von Deutschem Weidelgras liegt der Stickstoffbedarf bei 5-maliger Schnittnutzung bei 300-400 kg/ha, der Bedarf an Phosphat bei 140 bis 160 kg und an Kali bei 250-300 kg (PETERSEN 1988, AID 1990).

In Ansaatmischungen für die mittlere bis extensive, reine oder vorwiegende Mähwiesennutzung wird *L. perenne* nicht oder i.d.R. nur in geringen Mischungsanteilen eingesetzt, vor allem bei frischen bis feuchten oder anmoorigen Böden sowie zur Nachsaat bei lückiger Grasnarbe, aber auch z.B. bei extensiver Mähweidenutzung (AID 1990, NITSCHKE & NITSCHKE 1994, LANDESAMT FÜR LANDWIRTSCHAFT BRANDENBURG 2000, STAATLICHE LEHR- UND VERSUCHSANSTALT AULENDORF 2000, LANDESFORSCHUNGSANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT UND FISCHEREI MECKLENBURG-VORPOMMERN 2000).

Feldfutterbau

L. perenne wird im Feldfutterbau v.a. im zweijährigen Ackerfutterbau (besonders für die Beweidung) und (besonders im milden Seeklima) für den Klee grasbau verwendet (PETERSEN 1988).

Für den Feldfutterbau sind wegen ihres raschen Wachstums vor allem die frühen Sorten geeignet (BUNDESSORTENAMT 1999). In Deutschland ist das mittelspäte tetraploide *L. perenne* wichtiger Graspartner im Rotklee grasbau (PETERSEN 1988).

Im Zwischenfruchtbau wird *L. perenne* als Untersaat empfohlen. Als Untersaat für konkurrenzschwächere Deckfrüchte (schwach entwickeltes Getreide, Ackerbohnen und Mais) eignet es sich (im Gegensatz zum Welschen Weidelgras) besonders gut. Als alleinige Untersaat werden späte Sorten mit Saatmengen von 12-16 kg/ha bei Getreide, jeweils 4kg/ha bei Ackerbohnen und Mais empfohlen. In Mischung mit Weißklee sollen unter Getreide 12 kg/ha *L. perenne* und 4 kg/ha Weißklee gesät werden; unter Mais betragen die Saatmengenempfehlungen 6 kg/ha (*L. perenne*) bzw. 2 kg/ha (Weißklee) (AID 1991). Auch Stoppelsaat bei einer Saatstärke von 20-25 kg/ha ist möglich (AID 1991). Die Bedeutung der Gräser für Stoppelsaaten nimmt in den letzten Jahren stark zu, da Gesichtspunkte des Umweltschutzes und der Wirtschaftlichkeit bei erhöhter Anbausicherheit dafür sprechen. Die Aussaat für den Zwischenfruchtanbau kann sowohl im Herbst als auch im Frühjahr stattfinden (AID 1991).

Saatgutanbau

Für den Samenbau werden bei diploiden Sorten Saatstärken von 8-10 kg/ha als Untersaat oder als Reinsaat empfohlen, bei tetraploiden Sorten (höhere TKM) 11-13 kg/ha (AID 1995).

Ertrag

Für Gründung und in der Futterproduktion werden im Zwischenfruchtanbau bei einer Saatstärke von 12-16 kg/ha und einer N-Düngung von 60-80 kg/ha ein Trockenmasseertrag von 25-30 dt/ha sowie 20-25 dt/ha Wurzeltrockenmasse erreicht; bei einer Saatstärke von 10-15 kg/ha und einer N-Düngung von 30-40 kg/ha erhält man 15-20 dt/ha Trockenmasseertrag und 25-35 dt/ha Wurzeltrockenmasse (AID 1991).

In der intensiven Dauergrünlandnutzung werden auf weidelgrasreichen Weiden und Mähweiden bei 3 bis 5 jährlichen Nutzungen Trockenmasseerträge von 110 bis 135 dt/ha erwirtschaftet (AID 1990).

Die Samenerträge im Saatgutanbau liegen bei frühen Sorten im Durchschnitt bei 8,5 dt/ha, bei mittleren und späten Sorten bei 9 dt/ha (AID 1995). Saatguterträge über 10 dt/ha sind keine Seltenheit (PETERSEN

1988). Die Saatgutbaufläche lag 1998/99 in der EU bei 87.000 ha, in Deutschland bei etwa 10.500 ha. Die Saatguterträge lagen 1998/99 EU-weit bei etwa 950.000 dt, in Deutschland bei 80.000 dt (EUROPÄISCHE KOMMISSION 2000).

1.8.3. Verwendung in Rasen

Wegen seiner Robustheit, besonderen Trittfestigkeit und guten Trockenheitsresistenz ist *L. perenne* ein wichtiges Rasengras. Wegen seiner schnellen Anfangsentwicklung eignet es sich zur schnellen Begrünung neu angelegter Rasenflächen und zur Nachsaat von Lücken (BUNDESSORTENAMT 2000). Für die Ansaat von Rasenflächen werden Mischungen mit bis zu 50%igem Anteil an *Lolium perenne* verwendet (CONERT 1998). Ein zu hoher Anteil in Rasenmischungen kann sich allerdings auf die Zusammensetzung der Grasnarbe ungünstig auswirken. Insbesondere Futtertypen des Deutschen Weidelgrases unterdrücken die anderen Mischungspartner, weshalb diese in Rasenmischungen nicht verwendet werden sollten. Spezielle Sorten für Rasennutzung mit dichter, feiner Narbe und geringer Wüchsigkeit, die ihren Ausgang von schwachwüchsigen, feinblättrigen Ökotypen nahmen, wurden in den letzten Jahren vermehrt zugelassen. Damit ist das Deutsche Weidelgras durch zielstrebige Züchtung zu einem der wichtigsten und wertvollsten Rasengräser geworden (BUNDESSORTENAMT 2000).

Starker Tritteinfluss und häufiges Mähen erhalten Rasenflächen mit *L. perenne*. Hingegen dünnt der Rasen langsam aus, wenn die Gräser zur Blüte zugelassen werden oder die Fläche austrocknet (SEYBOLD et al. 1998).

Nach den Anwendungsbereichen werden 4 Rasentypen unterschieden (Zierrasen, Gebrauchsrasen, Strapazierrasen und Landschaftsrasen) (BUNDESSORTENAMT 2000). Nach der beschreibenden Sortenliste Rasengräser (BUNDESSORTENAMT 2000) sind für *L. perenne* in Deutschland derzeit 103 Rasensorten zugelassen. Der Eignungsschwerpunkt der *L. perenne*-Rasensorten liegt eindeutig im Bereich der Strapazierrasen (Park-, Sport- und Spielplätze, Liegewiesen), wo eine hohe Belastbarkeit (Trittfestigkeit) erforderlich ist. Alle 103 Rasensorten haben Eignungsnoten von mittel-gut geeignet bis hin zu sehr gut geeignet. Fast alle Sorten sind auch im Anwendungsbereich Gebrauchsrasen (öffentliches Grün, Hausgärten, Wohnsiedlungen) in die Eignungsklassen mittel bis gut geeignet eingeordnet, wenige Sorten sind sehr gut geeignet. Im Anwendungsbereich Landschaftsrasen sind die *L. perenne*-Sorten von geringerer Bedeutung, da die meisten Sorten dafür nur bedingt geeignet bis mittel geeignet sind. Das Deutsche Weidelgras wird in Landschaftsrasen überwiegend als „Ammengras“ für sich langsam entwickelnde Arten verwendet, da es ohne Düngung meist nur lockere Narben bildet. Für die Nutzung in sehr häufig geschnittenen Zierrasen sind nur ganz wenige Sorten geeignet (in der Regel Eignungsnote mittel oder schlechter). Nur eine neue Sorte ("Bargold") erreicht hierfür die Eignungsnote gut bis sehr gut (BUNDESSORTENAMT 2000).

Die Rasensorten von *L. perenne* unterscheiden sich zum Teil deutlich bezüglich ihrer Blühtermine (sehr frühe Sorten blühen 50 Tage nach dem 1. April, sehr späte Sorten 76 Tage nach dem 1. April). In der Sortenliste werden auch weitere Charakteristika und Eigenschaften der Sorten bewertet, so die Wüchsig-

keit, Neigung zu Lückigkeit oder Verunkrautung und Narbendichte. Auch die Anfälligkeit für wichtige Rasenkrankheiten (Blattflecken, Rost, Rotspitzigkeit, Fäulnis) sind dort aufgeführt. Allgemein kann es im Frühjahr zu Fäulnisbefall kommen. Über kurze Perioden können auch Schäden durch Befall mit Rotspitzigkeit auftreten. In der Anfälligkeit für Rostkrankheiten bestehen deutliche Sortenunterschiede, jedoch tritt unter intensiver Nutzung Rostbefall weniger auf (BUNDESSORTENAMT 2000).

1.8.4. Sonstige Verwendung

Medizinische Verwendung: Gemeinsam mit anderen Poaceen findet *Lolium perenne* unter dem Sammelbegriff „Heublumen“ Verwendung zur lokalen Wärmetherapie bei Abnutzungserscheinungen und rheumatischen Erkrankungen. Die Pflanzen werden als feuchtheiße Kompressen aufgelegt (BUNDESVEREINIGUNG DEUTSCHER APOTHEKERVERBÄNDE 2001).

1.9. Tiere, die sich von der Art ernähren

Eine umfangreiche Zusammenstellung von Literaturangaben zu phytophagen Wirbellosen, die an *L. perenne* fressen, findet sich in Anhang I. Neben spezialisierten Arten, die speziell oder nur für diese Pflanzenart benannt wurden, wurden auch Arten aufgenommen, die ein breiteres Nahrungsspektrum besitzen und bei denen aufgrund der Literaturangaben (z.B. „an Weidelgrasarten“) zu erwarten ist, daß sie auch *L. perenne* befressen.

Nicht in der Liste genannt sind Wirbeltiere. Von Bedeutung sind unter den Säugetieren vor allem Weidewieh, aber auch Wildtiere, wie Rehe, sowie Mäuse und Wühlmäuse. Daneben sind auch zahlreiche Vögel, gebietsweise vermutlich auch Reptilien, vorwiegend als Samenfresser bedeutsam.

Eine systematische Überprüfung der Nomenklatur und Verbreitungsangaben konnte angesichts des weltweiten Bezugsraums und der teils älteren Literatur im Rahmen dieser Arbeit nicht erfolgen.

1.10. Pathogene und Symbionten

Die an *L. perenne* festgestellten Viren, Bakterien und Pilze werden in der Tabelle B im Anhang I aufgeführt. Im Hinblick auf die Krankheitserreger zeigen *Lolium perenne* und *Festuca pratensis* manche Übereinstimmungen (CONERT 1998). Eine Möglichkeit zur Bestimmung von Pathogenen anhand der Schadbilder an der Pflanze ist bei SPAAR et al. (1989) gegeben. Eine aktuelle Übersicht der wichtigsten Krankheiten der Futtergräser enthält die Arbeit von MICHEL et al. (2000).

Neben den phytopathogenen Pilzen werden in diesem Kapitel auch mutualistische Assoziationen zwischen *L. perenne* und verschiedenen Pilzarten behandelt. Wegen ihrer besonderen Bedeutung und da die Literatur zu diesem Themenkreis (im Gegensatz zu klassischen Pflanzenkrankheiten) noch recht verstreut ist, werden die Symbiosen nachfolgend an einigen Beispielen eingehender beschrieben. Daneben wurden weitere endophytische Pilzarten aus *L. perenne* isoliert, die vermutlich ebenfalls mutualistische Beziehungen mit dieser Grasart eingehen, so z.B. *Epichloe typhina*, *Neotyphodium occultans* und eine weitere,

unbenannte *Neotyphodium*-Art (SCHARDL 2001, SCOTT 2001). Künstliche Infektionen von *Lolium perenne*-Sämlingen gelangen mit *Epichloe typhina* aus *Festuca*-Arten, die auch Peramin (s.u.) produzierten (FANNIN et al. 1990).

Neotyphodium lolii

Ökologisch und wirtschaftlich von besonderer Bedeutung ist die Symbiose zwischen *L. perenne* und dem endophytischen Pilz *Neotyphodium* (= *Acremonium*) *lolii* (LATCH, SAMUELS & CHRISTENSEN) GLENN, BACON & HANLIN. Diese Symbiose wurde früher als Pilzinfektion eingestuft. Heute wird diese obligate konjunktive Assoziation als echte Symbiose (zum beiderseitigen Vorteil) angesehen. Die Verbreitung des Symbiotums erfolgt über infizierte Grassamen (REDLIN & CARRIS 1997).

Der anamorphe Pilzpartner (kein geschlechtlicher Vermehrungszyklus) lebt nach der Infektion interzellulär im Graspartner. Er bewirkt keine Erkrankung. *Neotyphodium lolii* wird zusammen mit einigen weiteren symbiotischen Pilzen, v.a. wegen der synthetisierten chemischen Verbindungen (s.u.), zu den Ascomyceten (Subfamilie Clavicipitoidaea, Tribus Balansieae) gestellt.

Für das Gras bewirkt die Symbiose nach REDLIN & CARRIS (1997) auf drei verschiedene Arten Konkurrenzvorteile: 1) durch erhöhtes Wachstum und vermehrte Triebentwicklung; 2) durch erhöhte Toleranz gegenüber abiotischen Stressfaktoren (insbes. Trockenheitstoleranz); 3) durch erhöhte Herbivorenresistenz gegenüber Säugern und Insekten.

Ein erhöhtes Wachstum und eine gesteigerte Produktivität der Symbiota wurde in einer Reihe von Studien festgestellt; es gibt jedoch auch Untersuchungen die keinen positiven Effekt des Endophyten feststellen (vgl. CLAY 1998). Die Effekte variieren vermutlich ähnlich wie bei der Symbiose von *Neotyphodium coenophialum* mit *Festuca arundinacea* mit den herrschenden Umweltbedingungen (z.B. Nährstoffgehalt des Boden, Phytophagenfrassdruck u.a.) (CLAY 1998) und den Sorten bzw. Genotypen (CHEPLICK 1998a). So konnte CHEPLICK (1998a) zeigen, daß *L. perenne* in der Fähigkeit zum Wiederaustrieb nach Defoliation eine genetische Variationsbreite besitzt, die neben abiotischen Bedingungen auch durch *N. lolii* beeinflusst wird. Auch bei der N-Utilisation sollen die Symbiota Vorteile haben, was mit einer erhöhten Aktivität der Glutamin-Synthetase zusammen hängen soll (REDLIN & CARRIS 1997). Samen von mit *Neotyphodium* spp. infizierten Pflanzen weisen nach CLAY (1987) eine höhere Keimrate auf. Es gibt jedoch auch hier entgegengesetzte Ergebnisse (hierzu vgl. Kap. 1.4., Morphologie). Auch von Konkurrenzvorteilen des Symbiotums gegenüber anderen Pflanzenarten (speziell *Trifolium repens*) wird berichtet, wenngleich es auch dazu Studien gibt, die diesen Effekt nicht bestätigen konnten (CLAY 1998). SUTHERLAND et al. (1999) stellten im Experiment eine Unterdrückung des Wachstums von Weißklee durch alle getesteten *L. perenne-N. lolii*-Assoziationen fest, wenngleich das Ausmaß der Hemmwirkung variierte. Auf den im wesentlichen aus Weißklee und *L. perenne* aufgebauten Weiden Neuseelands ist dieser allelopathische Effekt von besonderer Bedeutung.

Die Toleranzsteigerung der Symbiota gegenüber abiotischen Stressfaktoren zeigt sich im Fall der Trockenheitstoleranz v.a. durch Aufrechterhaltung des Turgors, bedingt durch Einlagerung osmotisch wirksamer, ungiftiger Substanzen, wobei hier eine Mithilfe des Pilzpartners vermutet wird (REDLIN & CARRIS 1997). BONNET et al. (2000) stellten bei Versuchen zur Toleranz gegenüber Zinkbelastung des Bodens, bei *N. lolii*-*L. perenne*-Symbiota eine höhere Triebbildungsrate fest, als bei nicht infizierten *L. perenne*-Pflanzen. Eine aktuelle Übersicht des Forschungsstandes zu diesem Themenkomplex geben MALINOWSKI & BELESKY (2000).

Die Herbivorenresistenz, also eine abschreckende oder giftige Wirkung von mit *N. lolii* „infizierten“ *L. perenne* auf Herbivore, ist aus zahlreichen Untersuchungen bekannt. LATCH (1993) und ROWAN & LATCH (1994) nennen 38 Insekten, auf die die Endophyten-Infektion eine abschreckende Wirkung zeigt. CLAY (1998) listet Literatur zu diversen pflanzenfressenden Säugetiergruppen und Vögeln auf, die ebenfalls Reaktionen auf endophyten-infizierte Gräser gezeigt haben. Bei REDLIN & CARRIS (1997) werden Literaturquellen zu Auswirkungen des *N. lolii*/*Lolium perenne*-Symbiotums auf verschiedene Schmetterlinge, Käfer aus verschiedenen Familien, Grillen sowie Blattläuse und andere Rhynchota sowie auf Nematoden zitiert. Die Fähigkeit von *Lolium perenne*, Nematoden abzuwehren, wird aufgrund von Interaktionen von *N. lolii* mit Mykorrhiza-Pilzen ebenfalls beeinflusst (REDLIN & CARRIS 1997). Auch die infizierten Samen sind für samenfressende Säuger, Vögel und Insekten toxisch; einige Samenfresser können sogar zwischen infizierten und pilzfreien Samen unterscheiden (CLAY 1998). Beispielhaft seien hier einige Einzelarbeiten zu ausgewählten, als Schädlinge in Erscheinung tretenden, Phytophagen genannt: Blattläuse (BREEN 1992, 1993, CLEMENT et al. 1992), Wanzen (CARRIERE et al. 1998, RICHMOND & SHETLAR 2000), Käfer (PRESTIDGE et al. 1985, BARKER et al. 1989). Die Symbiose bewirkt allerdings keineswegs gegenüber allen Phytophagenarten eine Resistenz, so waren die Populationen des endoparasitischen Wurzel nematoden *Meloidogyne naasi* in *N. lolii*-freien *L. perenne*-Beständen nicht größer als in denen mit *N. lolii* (COOK et al. 1991). Auch gegenüber dem in Großbritannien bedeutendstem Weidelgrasschädling, der Fritfliege (*Oscinella frit*), sind *N. lolii*-*L. perenne*-Symbiota nicht resistenter als endophytenfreie Weidelgrasbestände (CURRY 1994). Ökologisch besonders interessant ist, daß der Schnellkäfer *Agrotis ipsilon* giftige Inhaltsstoffe des *N. lolii*-*L. perenne*-Symbiotums dazu nutzen kann, sich selbst gegen den entomopathogenen Nematoden *Steinernema carpocapsae* zu schützen (KUNKEL & GREWAL 2001).

Die Herbivorenresistenz wird vor allem auf die sekundären Inhaltsstoffe zurückgeführt. Es handelt sich um vier Alkaloidklassen: a) Ergot-Alkaloide (z.B. Ergovalin), b) die tremorigen Neurotoxine (z.B. Lolitrem B, Paxillin), c) das Pyrrolopyrazin Peramin und d) die gesättigten Aminopyrrolizidine (verschiedene Loline) (REDLIN & CARRIS 1997, SCHARDL & PHILLIPS 1997). Drei dieser Alkaloidklassen (nur die Loline nicht) konnten von dem in Kultur genommenen Pilz produziert werden, wengleich die Produktion innerhalb der Pflanze konsistenter ist (SCHARDL & PHILLIPS 1997). Die Konzentration von Lolininen ist in den Symbiota höher als in der endophytenfreien Pflanze, was als Reaktion des Graspartners auf die In-

fektion mit dem Pilz (*N. lolii*) interpretiert wird. Die Konzentration der Lolin-Alkaloide korreliert nach BELESKY et al. (1987, zitiert in SCHARDL & PHILLIPS 1997) mit dem Ausmaß der „Infektion“ innerhalb der Graspopulation.

Alle vier Alkaloidklassen wirken gegen Insekten, wobei Peramin und Loline hier die stärksten Wirkungen zeigen. Auf Säugetiere (Weidetiere) wirkten alle Alkaloidklassen, außer Peramin, wobei die Lolitre- und Ergot-Alkaloide am bedeutendsten sind (SCHARDL & PHILLIPS 1997).

Die Herbivorenresistenz ist aus verschiedenen Gründen auch wirtschaftlich von Bedeutung. Zum einen bewirkt die Resistenz gegenüber wichtigen Grasphytophagen geringere Ertragsausfälle. So richtet der Rüsselkäfer *Listronotus bonariensis* (Argentine stem weevil) in Abwesenheit von *N. lolii* in Neuseeland große Schäden auf Grasland an (PRESTIDGE et al. 1985, BARKER et al. 1989). Die Abwehr des Käfers beruht auf der Produktion von Peramin in *N. lolii*-infizierten *L. perenne*-Pflanzen (GAYNOR & HUNT 1983, GAYNOR & ROWAN 1985).

Zum anderen sind die Symbiota für die Weidelgras-Taumelkrankheit (ryegrass staggers) bei Schafen (USA, Neuseeland) und Rindern (USA) verantwortlich. Die Toxicose wird durch Lolitrem B verursacht (FLETCHER & HARVEY 1981, FLETCHER et al. 1990, REDLIN & CARRIS 1997, SCHARDL & PHILLIPS 1997). Von Bedeutung ist zudem, daß es offensichtlich auch innerhalb des Endophyten eine Variationsbreite gibt, denn nicht alle *N. lolii*-infizierten *L. perenne*-Bestände verursachen die Taumelkrankheit; die Endophyten zeigen unterschiedliche Alkaloidprofile (SCHARDL & PHILLIPS 1997). Von einer weiteren Viehkrankheit, dem sogenannten ryegrass fever von Rindern in der USA, berichten REDLIN & CARRIS (1997). Ob dabei der gleiche Pilzpartner (*Neotyphodium*-Art) beteiligt ist und welcher Inhaltsstoff die Erkrankung auslöst, ist noch ungeklärt.

Die meisten europäischen Wildpopulationen und noch ein Viertel des europäischen Saatgutes sind von Natur aus mit diesen Endophyten infiziert (LATCH et al. 1987). Recht hohe Lolitrem B-Gehalte in einigen untersuchten Proben legen nahe, daß die Weidelgras-Taumelkrankheit auch in Deutschland auftreten könnte (REINHOLZ 2001). Die wirtschaftlich positiven Wirkungen der Resistenz gegen Insektenfraß scheinen gegenüber den negativen Auswirkungen (ryegrass staggers) zu überwiegen. So wird in Neuseeland zunehmend *N. lolii*-infiziertes *L. perenne*-Saatgut verwendet (CURRY 1994). Derzeit werden Methoden zur Infektion von *L. perenne* mit ausgewählten *N. lolii*-Typen (Stämmen) untersucht, um gezielt Insektenfraß-Resistenzen mit geringen Gehalten von für Weidevieh toxischen Alkaloiden hervorzubringen (CURRY 1994, JUNG et al. 1996, SCHARDL & PHILLIPS 1997). Auch Vaccination des Viehs oder genetische Transformationen des Pilzpartners mit dem Ziel, die viehtoxischen Alkaloide auszuschalten, werden angestrebt (SCHARDL & PHILLIPS 1997). Eine Mischung von pilzf freien und endophyteninfizierten *L. perenne*-Beständen wird ebenfalls untersucht, z.B. hinsichtlich der Auswirkungen auf die phytophage Wanze *Blissus leucopterus hirtus* Montandon (CARRIERE et al. 1998, RICHMOND & SHETLAR 2000).

Epichloe festucae

Der endophytische Pilz *Epichloe festucae* LEUCHTM., SCHARDL & SIEGEL besitzt im Gegensatz zu den nah verwandten *Neotyphodium*-Arten auch einen geschlechtlichen Vermehrungszyklus, wobei die Blütenbildung des Grases teilweise verhindert wird (Erstickungsschimmel, grass choke disease). *Neotyphodium lolii* ist vermutlich aus dem endophytischen Pilz *E. festucae* hervorgegangen, von dem er genetisch fast nicht zu unterscheiden ist. Viele andere *Neotyphodium*-Arten sind nach neueren Untersuchungen Hybride aus mehreren *Epichloe*-Arten, auffallend oft unter Beteiligung von *E. festucae* (SCHARDL 2001).

Die Symbiose soll, ähnlich wie beim *L. perenne*-*N. lolii*-Symbiotum, dem Gras Schutz vor Herbivorenfraß und evtl. vor abiotischem Stress bieten (CHRISTENSEN et al. 1997). Auch *E. festucae* produziert Loline; die Lolinexpression wird von einem einzelnen Genlocus (LOL) kontrolliert (WILKINSON et al. 2000). In einem Versuch brachten WILKINSON et al. (2000) *E. festucae* aus *Festuca gigantea* bzw. *Festuca rubra* in *Festuca pratensis* ein. Sie konnten daraufhin eine Korrelation zwischen den *in planta*-Lolingehalten und der Abwehrwirkung gegen die beiden Blattlausarten *Rhopalosiphum padi* und *Shizaphis graminum* beobachten.

Mycorrhiza

Bis auf sehr wenige Ausnahmen (z.B. bei anaeroben Bodenverhältnissen) haben alle Poaceen normalerweise die Fähigkeit mutualistische Beziehungen mit Mycorrhizapilzen einzugehen, der Anteil kolonisierter Pflanzen sinkt jedoch mit ansteigender Fertilität des Bodens (NEWSHAM & WATKINSON 1998).

Während die Biomasseproduktion nach HETRICK et al. (1988) nicht von der Infektion beeinflusst wird, beschreiben HALL et al. (1984) bei *L. perenne* eine vermehrte Triebentwicklung nach erfolgter Infektion. Eine Abtötung der Mycorrhiza durch Fungizide kann jedoch das Absterben des *L. perenne*-Bestandes aus den entsprechenden Flächen bewirken (GANGE et al. 1993).

1.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeitenForschungsgruppen und -institute

Dr. F. Altpeter, Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben, AG Gentransfer, D-06466 Gatersleben, E-mail.: altpeter@ipk-gatersleben.de

Dr. K. Schüler, Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben, Abteilung Genbank, Arbeitsgruppe Außenstelle Nord, Tel.: (49) 038209-80525, Fax: (49) 038209-80525, E-mail: Genbank.Luesewitz@t-online.de

Dr. S. Hartmann, Bayerische Landesanstalt für Bodenkultur und Pflanzenbau, Abt. Pflanzenbau und Pflanzenzüchtung, Freising

Dr. U. K. Posselt, Landessaatzuchtanstalt, Abt. Futterpflanzenzüchtung, Universität Hohenheim, Gemeinschaft zur Förderung der privaten deutschen Pflanzenzüchtung e.V. (GFP)

Dr. W. Huth, Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Pflanzenvirologie, Mikrobiologie und biologische Sicherheit, Messeweg 11/12, D-38104 Braunschweig

Institute of Grassland and Environmental Research (IGER), Plas Gogerddan, Aberystwyth, Ceredigion, SY23 3EB, Wales, U.K.

Prof. Dr. G. Spangenberg, Institute for Plant Sciences, Swiss Federal Institute of Technology, 8092 Zürich, Switzerland, E-mail.: German.Spangenberg@nre.vic.gov.au

Prof. Dr. V. H. Paul, Labor für molekulare Phytopathologie des FB Chemie und Chemietechnik der Universitäts-Gesamthochschule-Paderborn, Gemeinschaft zur Förderung der privaten deutschen Pflanzenzüchtung e.V. (GFP)

Prof. Dr. W. Schöberlein, Institut für Pflanzenzüchtung und Saatgutwirtschaft der Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg, Gemeinschaft zur Förderung der privaten deutschen Pflanzenzüchtung e.V. (GFP)

Prof. Dr. Z. Zwierzykowski, Institute of Plant Genetics, Polish Academy of Sciences, Strzeszynska 34, 60-479 Poznan, Poland

Züchter von Futtersorten (nach BUNDESSORTENAMT 1999)

Advanta GmbH, R.-Bosch-Str. 6, 35305 Grünberg

Barenbrug, Postbus 4, 6678 ZG Oosterhout, Niederlande

Bayer. Pflanzenzüchtungsgesellschaft, Elisabethstr. 38, 80796 München

Cebeco Zaden, Postbus 10000, 5250 GA Vlijmen, Niederlande

Dep.Plantgen. en - veredel (DvP), Caritasstraat 21, B-9090 Melle

Deutsche Saatveredelung, Postfach 1407, 59524 Lippstadt

DLF-*Trifolium*, Postbox 59, 4000 Roskilde, Dänemark

Mommersteeg International, Postbus 1, 5250 AA Vlijmen, Niederlande

Norddeutsche Pflanzenzücht, Hohenlieth, 24363 Holtsee

Petersen, A.S., Lundgaard, 24977 Grundhof

Raiffeisen Zentralgenossenschaft, Postfach 5360, 76035 Karlsruhe

Zelder B.V., Postbus 26, 6590 AA Gennep, Niederlande

Züchter von Rasensorten (nach Bundessortenamt 2000)

Advanta GmbH, R.-Bosch-Str. 6, 35305 Grünberg

Advanta Seeds B.V., Postbus 1, 4420 AA Kapelle, Niederlande

Barenbrug, Postbus 4, 6678 ZG Oosterhout, Niederlande

Cebeco Zaden, Postbus 10000, 5250 GA Vlijmen, Niederlande

Deutsche Saatveredelung, Postfach 1407, 59524 Lippstadt

DLF-*Trifolium*, Postbox 59, 4000 Roskilde, Dänemark

Feldsaaten Freudenberger, Postfach 104, 47812 Krefeld

Freiherr von Moreau Saatzucht GmbH, Schafhöfen 3, 93099 Mötzing

KWS Saat AG, Postfach 1463, 37555 Einbeck

Norddeutsche Pflanzenzücht, Hohenlieth, 24363 Holtsee

Prodana Seeds, Postbox 84, 5250 Odense SV, Dänemark

RAGT, Ave. St.Pierre-Site de Bourran, 12033 Rodex Cedex 9, Frankreich

Saatzucht Steinach GmbH, Postfach 1, 94377 Steinach

Svalöf Weibull Aktiebolag, S 268 00 Svalöv

Weishut, G. C.V., Postbus 85890, 2508 CN Den Haag, Niederlande

Willamette Seed, P.O. Box 791, Albany, Oregon 97321-0277, USA

Zelder B.V., Postbus 26, 6590 AA Gennep, Niederlande

1.12. Literatur

AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1990): Grünland richtig nutzen. aid-Broschüre 1088, Bonn.

AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1991): Zwischenfrüchte im integrierten Pflanzenbau. aid-Broschüre 1060, Bonn.

AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1995): Erfolgreicher Gras- und Kleesamenanbau. aid-Broschüre 1265, Bonn.

Akpan, E.E.J. & Bean, E.W. (1977): The effects of temperature upon seed development in three species of forage grasses. *Annals of Botany* 41: 689-695.

- Altpeter, F. & Posselt, U.K. (2000): Improved plant regeneration from cell suspensions of commercial cultivars, breeding and inbred lines of perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.). *J.Plant Physiol.* 156: 790-796.
- Altpeter, F., Xu, J. & Ahmed, S. (2000): Generation of large numbers of independent transformed fertile perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.) plants of forage- and turf-type. *Molecular Breeding* 6: 519-528.
- Anonymus (o.J.c): *Lolium* L. Internetdokument, <http://www.funet.fi/pub/sci/bio/life/plants/magnoliophyta/magnoliophytina/liliopsida/poaceae/Lolium.htm>
- Appel, O. & Richter, H. (Hrsg.) (1956): *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, Bd. 2 - Die Virus- und bakteriellen Krankheiten, 2. Lieferung. Parey, Berlin.
- Arber, A. (1965): *The Gramineae - A study of cereal, bamboo, and grass*. 2. Aufl., J.Cramer, Weinheim.
- Baldioli, M. (1995): Deutsches Weidelgras (*Lolium perenne*) = Ausdauerndes Weidelgras = Englisches Weidelgras. Internetdokument, <http://www.grarinf.agrar.tu-muenchen.de>.
- Barker, A.M., Brown, N.J. & Reynolds, C.J.M. (1999): Do host-plant requirements and mortality from soil cultivation determine the distribution of graminivorous sawflies on farmland? *J.Appl.Ecol.* 36: 271-282.
- Barker, G.M., R.P. Pottinger & Addison, P.J. (1989): Population dynamics of the Argentine stem weevil (*Listronotus bonariensis*) in pasture of Waikato, New Zealand. *Agric.Ecosyst.Environ.* 26: 79-115.
- Barnard, C. & Frankel, O.H. (1966): Grass, grazing animals, and man historic perspective. In: Barnard, C. (Hrsg.): *Grasses and grasslands*. St. Martin's press, New York. S. 1-12.
- Baskin, C.C. & Baskin, J.M. (1998): Ecology of seed dormancy and germination in grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): *Population biology of grasses*. Chapter 2: 30-83.
- Bennett, S.J. (1997): A phenetic analysis and lateral key of the genus *Lolium* (Gramineae). *Genet.Resourc.& Crop Evol.* 44 (1): 63-72.
- Birckenstaedt, E. (1990): Entwicklung von Methoden für die Selektion auf Kronenrostresistenz bei *Lolium* spp. aus phytopathologischer Sicht. Dissertation Uni Bonn, Bonn.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1949): *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953a): *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 2. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953b): *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1956): *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 3. Lieferung, Heteroptera, Homoptera (I.Teil). Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1957): *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 4. Lieferung, Homoptera (II.Teil). Parey, Berlin.
- Bonnet, M., Camares, O. & Veisseire, P. (2000): Effects of zinc and influence of *Acremonium lolii* on growth parameters, chlorophyll a fluorescence and antioxidant enzyme activities of ryegrass (*Lolium perenne* L. cv Apollo). *J.Exper.Bot.* 51 (346): 945-953.
- Borrill, M. (1976): Chapter 38, Temperate grasses. *Lolium, Festuca, Dactylis, Phleum, Bromus* (Gramineae). In: Simmonds, N.W. (Hrsg.): *Evolution of crop plants*. Longman, London: 137-142.
- Breen, J.P. (1992): Temperature and seasonal effects on expression of *Acremonium* endophyte-enhanced resistance to *Schizaphus graminum* (Homoptera:Aphididae). *Environ.Entomol.* 21: 68-74.
- Breen, J.P. (1993): Enhanced resistance to three species of aphids (Homoptera: Aphididae) in *Acremonium* endophyte- infected turfgrasses. *J.Econ.Entomol.* 86 (4): 1279-1286.

- Buhr, H. (1964): Bestimmungstabellen der Gallen (Zoo- und Phytocecidien) an Pflanzen Mittel- und Nordeuropas, Band I. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (1999): Verordnung über den Verkehr mit Saatgut landwirtschaftlicher Arten und von Gemüsearten (Saatgutverordnung). Bundesgesetzblatt 1999, Teil I, Nr. 25: 948-992.
- Bundessortenamt (1999): Beschreibene Sortenliste 1999 - Gräser, Klee, Luzerne. Broschüre, Landbuch-Verlag, Hannover, 117 S.
- Bundessortenamt (2000): Beschreibende Sortenliste 2000 - Rasengräser. Broschüre, Landbuch-Verlag, Hannover, 92 S.
- Bundesvereinigung Deutscher Apothekerverbände (2001): Internetdokument, http://www.aponet.de/arzneimittel/heilpflanzen/db/pharma_info.phb?id=65.
- Canadian Food Inspection Agency (2000): Regulatory Directive 2000-07: Guidelines for the environmental release of plants with novel traits within confined field trials in Canada. Appendix 4. Internet: <http://www.inspection.gc.ca/englisch/plaveg/pbo/dir0007e.shtml>.
- Canter, P.H., Pasakinskiene, I., Jones, R.N. & Humphreys, M.W. (1999): Chromosome substitutions and recombination in the amphiploid *Lolium perenne* x *Festuca pratensis* cv Prior (2n=4x=28). Theor.Appl.Genet. 98 (5): 809-814.
- Cao, M., Sleper, A., Dong, F. & Jiang, J. (2000): Genomic in situ hybridization (GISH) reveals high chromosome pairing affinity between *Lolium perenne* and *Festuca mairei*. Genome 43 (2): 398-403.
- Carriere, Y., Bouchard, A., Bourassa, S. & Brodeur, J. (1998): Effect of endophyte incidence in perennial ryegrass on distribution, host-choice, and performance of the hairy chinch bug (Hemiptera: Lygaeidae). J.Econ.Entomol. 91 (1): 324-328.
- Casler, M.D. (1995): Patterns of variation in a collection of perennial ryegrass accessions. Crop Sci. 35: 1169-1177.
- Chai, B. & Sticklen, M.B. (1998): Applications of biotechnology in turfgrass genetic improvement. Crop Sci. 38: 1320-1338.
- Chapman, G.P. (1992): Domestication and its changing agenda. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 11: 316-337.
- Charmet, G., Balfourier, F. & Chatard, V. (1996): Taxonomic relationships and interspecific hybridization in the genus *Lolium* (grasses). Genet.Resourc.& Crop Evol. 43 (4): 319-327.
- Charmet, G., Ravel, C. & Balfourier, F. (1997): Phylogenetic analysis in the *Festuca-Lolium* complex using molecular markers and ITS rDNA. Theor.Appl.Genet. 94 (8): 1038-1046.
- Chen, C., Sleper, A. & West, C.P. (1995): RFLP and cytogenetic analyses of hybrids between *Festuca mairei* and *Lolium perenne*. Crop Sci. 35: 720-725.
- Chen, C. & Sleper, D.A. (1999): FISH and RFLP marker-assisted introgression of *Festuca mairei* chromosomes into *Lolium perenne*. Crop Sci. 39: 1676-1679.
- Cheplick, G.P. (1998a): Genotypic variation in the regrowth of *Lolium perenne* following clipping: Effects of nutrients and endophytic fungi. Functional Ecology 12 (2): 176-184.
- Cheplick, G.P. (1998b): Seed dispersal and seedling establishment in grass populations. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 3: 84-105.
- Christensen, M.J., Ball, O.J.-P., Bennett, R.J. & Schardl, C.L. (1997): Fungal and host genotype effects on compatibility and vascular colonization by *Epicloe festucae*. Mycol.Res. 101 (4): 493-501.
- Clarke, R.G., Villalta, O.N. & Hepworth, G. (1997): Evaluation of resistance to five isolates of *Puccinia coronata* f. sp. *lolii* in 19 perennial ryegrass cultivars. Austr.J.Agric.Res. 48 (2): 191-198.

- Clay, K. (1987): Effects of fungal endophytes on the seeds and seedlings biology of *Lolium perenne* and *Festuca arundinacea*. *Oecologia* 73: 358-362.
- Clay, K. (1998): Fungal endophyte infection and the population dynamics of grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 10: 255-285.
- Clement, S.L., Lester, D.G., Wilson, A.D. & Pike, K.S. (1992): Behaviour and performance of *Diuraphis noxia* (Homoptera: Aphididae) on fungal endophyte-infected perennial ryegrass. *J.Econ.Entomol.* 85: 583-588.
- Conert, H.J. (Hrsg.) (1998): Spermatophyta: Angiospermae: Monocotyledones 1 (2), Poaceae (Echte Gräser oder Süßgräser), 3. Auflage. In: Conert, H.J., Jäger, E.J., Kadereit, J.W., Schultze-Motel, W., Wagenitz, G., Weber, H.E. (Hrsg.): Gustav Hegi - Illustrierte Flora von Mitteleuropa Band I, Teil 3. Parey Buchverlag, Berlin.
- Cook, R., Lewis, G.C. & Mizen, K.A. (1991): Effects on plant-parasitic nematodes of infection of perennial ryegrass, *Lolium perenne*, by the endophytic fungus, *Acremonium lolii*. *Crop Protection* 10 (5): 403-407.
- Cooper, J.P. (1950): Daylength and head formation in ryegrasses. *J.Br.Grassl.Soc.* 5: 105-112.
- Curley, J., Jung, G., Warnkes, S., Barker, R. & Leong, S. (2001): QTL mapping for resistance to gray leaf spot in perennial ryegrass. *Phytopathol.* 91 (6): 20.
- Curry, J.P. (1994): Grassland invertebrates - Ecology, influence on soil fertility and effects on plant growth. Chapman & Hall, London.
- Dale, P.J. & Dalton, S.J. (1983): Immature inflorescence culture in *Lolium*, *Festuca*, *Phleum* and *Dactylis*. *Z.Pflanzenphysiol.* 111: 39-45.
- Dalton, S.J. (1988): Plant regeneration from cell suspension protoplasts of *Festuca arundinacea* Schreb. (tall fescue) and *Lolium perenne* L. (perennial ryegrass). *J.Plant Physiol.* 132: 170-175.
- Dalton, S.J., Bettany, A.J.E., Timms, E. & Morris, P. (1998): Transgenic plants of *Lolium multiflorum*, *Lolium perenne*, *Festuca arundinacea* and *Agrostis stolonifera* by siliconcarbide fibre-mediated transformation of cell suspension cultures. *Plant Sci.* 132 (1): 31-43.
- Dalton, S.J., Bettany, A.J.E., Timms, E. & Morris, P. (1999): Co-transformed, diploid *Lolium perenne* (perennial ryegrass), *Lolium multiflorum* (Italian ryegrass) and *Lolium temulentum* (darnel) plants produced by microprojectile bombardment. *Plant Cell Rep.* 18 (9): 721-726.
- Detzel, P. (1991): Ökofaunistische Analyse der Heuschreckenfauna Baden-Württembergs. Dissertation, Tübingen.
- Doherty, M.A. & Doodson, J.K. (1980): The reaction of Italian ryegrass (*Lolium multiflorum*) varieties to ryegrass mosaic virus transmitted by the eriophyid mite *Abacarus hystrix*. *J.Natl.Inst.Agric.Bot.* (Cambridge) 15: 266-268.
- Düll, R. & Kutzelnigg, H. (1994): Botanisch-ökologisches Exkursionstaschenbuch, 5. Auflage. Quelle & Meyer Verlag, Wiesbaden.
- Eagling, D.R., Villalta, O. & Halloran, G.M. (1993): Sources of resistance to barley yellow dwarf luteovirus in perennial ryegrass (*Lolium perenne*) L.. *Austr.J.Agric.Res.* 44 (1): 33-40.
- Ebert, G. (Hrsg.) (1998): Die Schmetterlinge Baden-Württembergs - Band 7: Nachtfalter V. Ulmer, Stuttgart.
- Elgersma, A. & Sniezko, R. (1988): Cytology of seed development related to floret position in perennial ryegrass, *Lolium perenne* L.. *Euphytica.* S. 59-68.
- Ellenberg, H. (1982): Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen in ökologischer Sicht. 3. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Engels, R. (1994): Das Vorkommen von *Fusarium* spp. und ausgewählten *Fusarium*-Toxinen in Futtergräsern der Gattung *Lolium* (Weidelgras). Dissertation Uni Bonn, Bonn.

- Europäische Kommission (2000): Die Landwirtschaft in der Europäischen Union - Statistische und wirtschaftliche Informationen 1999. Internetdokument, http://europa.eu.int/comm/agriculture/agrista/table_de/index.htm.
- Evans, M.W. & Grover, F.O. (1940): Developmental morphology of the growing point of the shoot and inflorescence in grasses. *J.Agric.Res.* 61: 481-521.
- Evans, P.S. (1964): A comparison of some aspects of the anatomy and morphology of Italian ryegrass (*Lolium multiflorum* Lam.) and perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.). *N.Z.J.Bot.* 2: 120-130.
- Fannin, F.F., Bush, L.P., Siegel, M.R., & Rowan, D.D. (1990): Analysis of peramine in fungal endophyte-infected grasses by reversed-phase thin-layer chromatography. *J. Chromatogr.* 503: 288-292.
- Fletcher, L.R. & Harvey, J.C. (1981): An association of *Lolium* endophyte with ryegrass staggers. *N.Z.Vet.J.* 29: 185-186.
- Fletcher, L.R., J.H. Høglund & Sutherland, B.L. (1990): The impact of *Acremonium* endophytes in New Zealand, past, present, and future. *Proc.N.Z.Grassl.Assoc.* 52: 227-235.
- Folling, M., Pedersen, C. & Olesen, A. (1998): Reduction of nuclease activity from *Lolium* protoplasts: Effect on transformation frequency. *Plant Science* 139: 29-40.
- Fritzsche, R., Decker, H., Lehmann, W., Karl, E. & Geißler, K. (1988): Resistenz von Kulturpflanzen gegen tierische Schaderreger. Springer, Berlin.
- Frohne, D. & Jensen, U. (1998): Systematik des Pflanzenreichs, 5. Auflage, Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart.
- Gange, A.C., Brown, V.K. & Sinclair, G.S. (1993): Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: A determinant of plant community structure in early succession. *Functional Ecology* 7: 616-622.
- Gaynor, D.L. & Hunt, W.F. (1983): The relationship between nitrogen supply, endophytic fungus, and Argentine stem weevil resistance in ryegrasses. *Proc.N.Z.Grassl.Assoc.* 44: 257-263.
- Gaynor, D.L. & Rowan, D.D. (1985): Peramine – an Argentine stem weevil feeding deterrent from endophyte infected ryegrass. *Proc.Aust.Conf.Grassl.Invert.Ecol.* 4: 338-343.
- Gibson, R.W. & Heard, A.J. (1976): Selection of perennial and Italian ryegrass plants to ryegrass mosaic virus. *Ann.appl.Biol.* 84: 429-432.
- Gibson, R.W. & Heard, A.J. (1979): The resistance of two clones of perennial ryegrass and their progeny to ryegrass mosaic virus from different parts of Britain. *Ann.appl.Biol.* 91: 101-106.
- Gibson, R.W., Woods, R.D. & Pickering, S.P. (1980): The resistance of the perennial ryegrass cultivar Endura to ryegrass mosaic virus. *Ann.appl.Biol.* 95: 379-383.
- Giddings, G. (2000): Modelling the spread of pollen from *Lolium perenne*. The implication for the release of wind-pollinated transgenics. *Theor.Appl.Genet.* 100 (6): 971-974.
- Giddings, G.D., Sackville Hamilton, N.R. & Hayward, M.D. (1997a): The release of genetically modified grasses. Part 1: Pollen dispersal to traps in *Lolium perenne*. *Theor.Appl.Genet.* 94 (8): 1000-1006.
- Giddings, G.D., Sackville Hamilton, N.R. & Hayward, M.D. (1997b): The release of genetically modified grasses. Part 2: The influence of wind direction on pollen dispersal. *Theor.Appl.Genet.* 94 (8): 1007-1014.
- Grabber, J.H. & Allinson, D.W. (1992): Anatomical structure and digestibility of reed canarygrass cultivars and hybrid ryegrass. *Grass Forage Sci.* 47: 400-404.
- Griffith, D.J. (1950): The liability of seed crops of perennial ryegrass (*Lolium perenne*) to contamination by wind-borne-pollen. *J.Agric.Sci.* 40: 19-39.
- Grohmann, H. (1988): Sortenspezifische Reaktion perennierender Gräser (*Lolium perenne* L.) auf systemisch selektiv wirkende Herbizide. Dissertation Uni Gießen, Gießen.

- Hackett, C. (1964): Ecological aspects of the nutrition of *Deschampsia flexuosa* (L.) Trin.. Journal of Ecology 52: 159-167.
- Hall, I.R., Johnstone, P.D. & Dolby, R. (1984): Interactions between endomycorrhizas and soil nitrogen and phosphorus on the growth of ryegrass. New Phytologist 97: 447-453.
- Hanson, A.A. (1972): Grass varieties in the United States. USDA Agric.Handb. 170. U.S. Gov. Print. Office, Washington, DC.
- Harlan, J.R. (1992): Origins and processes of domestication. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 5: 159-175.
- Hayman, D.L. (1992): The S-Z incompatibility system. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 3: 117-137.
- Hayward, M.D. (1977): Genetic control of resistance to crown rust (*Puccinia coronata* Corda) in *Lolium perenne* L. and its implications in breeding. Theor.Appl.Genet. 51: 49-53.
- Hayward, M.D. (1985): Reproductive systems and breeding methods in forage grasses. In: Sjodin, J. (Hrsg.): New Methods, techniques and applications in fodder crop breeding. Rep. Fodder Crops Sect., Eucarpia, Svalöv, Sweden, S. 105-112.
- Hegnauer, R. (1963): Chemotaxonomie der Pflanzen. Band 2, Monocotyledoneae. Birkhäuser, Basel.
- Hegnauer, R. (1986): Chemotaxonomie der Pflanzen. Band 7, Nachträge zu Band 1 und 2. Birkhäuser, Basel.
- Hering, E.M. (1957): Bestimmungstabellen der Blattminen von Europa, Band I. Uitgeverij Dr. W. Junk - 's-Gravenhage, Berlin.
- Hetrick, B.A.D., Kitt, D.G. & Wilson, G.W.T. (1988): Mycorrhizal dependence and growth habit of warm-season and cool-season tallgrass prairie plants. Canadian Journal of Botany 66: 1376-1380.
- Hill, M.J. (1971): A study of seed production in „Grasslands Ruanui“ perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.), „Grasslands Kahu“ timothy (*Phleum pratense* L.) and prairiegrass (*Bromus unioloides* H.B.K.). Ph.D. diss. Massey Univ., Palmerston North, NZ.
- Hoffmann, G.M., Nienhaus, F., Schönbeck, F., Weltzien, H.C. & Wilbert, H. (1976): Lehrbuch der Phytomedizin. Parey, Berlin.
- Hubbard, C.E. (1985): Gräser - Beschreibung, Verbreitung, Verwendung. 2. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Hunt, W.F. & Halligan, G. (1981): Growth and development responses of perennial ryegrass grown at constant temperature. 1. Influence of light and temperature on growth and net assimilation. Aust.J.Plant Physiol. 8: 181-190.
- Huth, W. & Züchner, S. (1992): Behavior of *Lolium perenne* to inoculations of barley yellow dwarf virus (BYDV) - Abstract. Petria 2 (1): 55-56.
- Huth, W. & Züchner, S. (1996): Untersuchungen zur Anfälligkeit von Weidelgras (*Lolium perenne*) gegenüber dem Gelbverzwergungsvirus der Gerste (barley yellow dwarf virus). Z.Pflanzenkrankh.Pflanzenschutz 103 (2): 125-133.
- Jauhar, P.P. (1993): Cytogenetics of the *Festuca-Lolium* Complex. Relevance to Breeding. Monographs on Theor.Appl.Gen. 18, Springer, Berlin.
- Jenkin, T.J. (1931): The inter-fertility of *Lolium perenne* and *L. perenne* var. *multiflorum*. Bull.Welsh Plant Breed. Stn. Ser. H 12: 121-125.
- Jenkin, T.J. (1955): Interspecific and intergeneric hybrids in herbage grasses. XII. *Festuca capillata* in crosses. J.Genet. 53: 105-111.
- Johnston, M.E.H. (1960): Investigations into seed setting in cocksfoot seed crops in New Zealand. N.Z.J.Agric.Res. 30:345-357.

- Jung, G.A., van Wijk, A.J.P., Hunt, W.F. & Watson, C.E. (1996): Ryegrasses. In: Moser, L.E., Buxton, D.R., Casler, M.D. (Hrsg.) (1996): Cool-season forage grasses. Am.Society of Agronomy, Inc., Madison, Wisconsin.
- Kastirr, U. & Rabenstein, F. (1997): Evaluierung einer Europäischen *Lolium perenne* Core Collection auf Resistenz gegen *Rhynchosporium orthosporum* und Raygrasmosaik- Virus (RGMV). Schr.reihe Bundesm.Ernährung 465: 325-326.
- Kegler, H. & Friedt, W.(Hrsg.) (1993): Resistenz von Kulturpflanzen gegen pflanzenpathogene Viren. Gustav Fischer, Jena.
- Kegler, H., Spaar, D. & Willner, E. (1998): Resistenzspeicher. Datenpool zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten. Internetdokument, http://www.genres.de/eva/erreger/index_2.htm.
- Keogh, R.G. & Lawrence, T.M. (1987): Influence of *Acremonium lolii* presence on emergence and growth of ryegrass seedlings. N.Z.J.Agric.Res. 30: 507-510.
- Kimeng, C.A. (1999): Genetic basis of crown rust resistance in perennial ryegrass, breeding strategies, and genetic variation among pathogen populations: A review. Austr.J.Exper.Agric. 39 (3): 361-378.
- King, I.P., Morgan, W.G., Armstead, I.P., Harper, J.A., Hayward, M.D., Bollard, A., Nash, J.V., Forster, J.W. & Thomas, H.M. (1998): Introgression mapping in the grasses. I. Introgression of *Festuca pratensis* chromosomes and chromosome segments into *Lolium perenne*. Heredity 81 (4): 462-467.
- King, I.P., Morgan, W.G., Armstead, I.P., Jones, T.A.H., Nash, J.V., Jones, R.N., Harper, J.A., Roberts, L.A., Taylor, S., Thomas, H.M. & King, J. (2000): Species relationships, introgression and physical mapping in *Lolium perenne* x *Festuca pratensis* hybrids. Chromosomes Today 13: 277-285.
- Knowles, R.P. & Baenziger, H. (1962): Fertility indices in cross pollinated grasses. Can.J.Plant.Sci. 42: 460-471.
- Kubik, C., Meyer, W.A. & Gaut, B.S. (1999): Assessing the abundance and polymorphism of simple sequence repeats in perennial ryegrass. Crop Sci. 39: 1136-1141.
- Kunkel, B.A. & Grewal, P.S. (2001): Tritrophic interactions between perennial ryegrass, black cutworms, and an entomopathogenic nematode. Phytopathology 91 (6 Suppl.), S. 137.
- Landesamt für Landwirtschaft Brandenburg (2000): Mischungs- und Sortenempfehlungen 1999 - Grünland. Internetdokument, <http://www.brandenburg.de/land/mlur/l/pflanze/sort-gl.htm>.
- Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei Mecklenburg-Vorpommern (2000): Mischungs- und Sortenempfehlungen für Grünland. Internetdokument, <http://www.landwirtschaft-mv.de/gruenlan.mv>.
- Langer, R.H.M. (1979): How grasses grow. Studies in Biology 34: 62.
- Latch, G.C.M. & Potter, L.R. (1977): Interaction between crown rust (*Puccinia coronata*) and two viruses of ryegrass. Ann.appl.Biol. 87: 139-145.
- Latch, G.C.M., Hunt, W.F. & Musgrave, D.L. (1985): Endophytic fungi affect growth of perennial ryegrass. N.Z.J.Agric.Res. 28: 165-168.
- Latch, G.C.M., Potter, L.R. & Tyler, B.F. (1987): Incidence of endophytes in seeds from collections of *Lolium* and *Festuca* species. Ann.appl. Biol. 111: 59-64.
- Legris, G. (1996): Asymmetric somatic hybridisation between red fescue (*Festuca rubra*) and perennial ryegrass (*Lolium perenne*). Dissertation ETH Zürich, Zürich.
- Lellbach, H., Willner, E. & Feuerstein, U. (1997): Evaluierung von *Lolium perenne*-Herkünften auf Resistenz gegenüber dem Erreger des Kronenrostes (*Puccinia coronata*). Schr.reihe Bundesmin.Ernähr. Landw. Forsten 465: 338-339.

- Lewis, G.C. & Clements, R.O. (1990): Effect of *Acremonium lolii* on herbage yield of *Lolium perenne* at three sites in the United Kingdom. In: Quisenberry S.A. & Joost, R.E. (Hrsg.): Proceedings of the International Symposium on *Acremonium*/Grass Interactions. Agricultural Experiment Station. Baton Rouge, Louisiana: 160-162.
- Lewis, G.C. (1992): Effect of ryegrass endophyte in mixed swards of perennial ryegrass and white clover under two levels of irrigation and pesticide treatment. *Grass and Forage Science* 47: 302-305.
- Lewis, J. (1973): Longevity of crop and weed seeds: Survival after 20 years in soil. *Weed Research* 13: 179-191.
- Macfarlane, T.D. (1986): Poaceae subfamily Pooideae. In: Sonderstrom, T.R. et al. (Hrsg.) Grass systematics and evolution. Smithsonian Inst. Press, Washington, DC. Chapter 24: 265-276.
- Malinowski, D.P. & Belesky, D.P. (2000): Adaption of endophyte-infected cool-season grasses to environmental stresses: Mechanisms of drought and mineral stress tolerance. *Crop Sci.* 40 (4): 923-940.
- Marks, S., Clay, K. & Cheplick, G.P. (1991): Effects of fungal endophytes on interspecific and intraspecific competition in the grasses *Festuca arundinacea* and *Lolium perenne*. *Journal of Applied Ecology* 28: 194-204.
- Marshall, C. (1985): Developmental and physiological aspects of seed production in herbage grasses. *J.Appl.Seed Prod.* 3: 43-49.
- Matthes, K. (1986): Beziehungen zwischen Sortencharakter und den Gehalten wasserlöslicher Kohlenhydrate sowie verschiedener Strukturbestandteile bei der Art *Lolium perenne* L. Dissertation Uni Hohenheim, Hohenheim.
- McDonald, M.B.J.R., Copeland, L.O., Knapp, A.D. & Grabe, D.F. (1996): Seed development, germination and quality. In: Moser et al. (Hrsg.): Cool-seasons forage grasses. Chapter 2: 15-70.
- Meyer, W.A. (1982): Breeding disease-resistant cool-season turfgrass cultivars for the United States. *Plant Dis.* 66: 341-344.
- Michel, V., Schori, A., Mosimann, E., Lehmann, J., Boller, B. & Schubiger, F. (2000): Pflanzen - Krankheiten der Futtergräser und Futterleguminosen. *Agrarforschung* 7 (2): 1-12.
- Mikkelsen, L., Roulund, N., Lubeck, M. & Funk-Jensen, D. (2001): The perennial ryegrass endophyte *Neothlyphodium lolii* genetically transformed with the green fluorescent protein gene (gfp) and visualisation in the host plant. *Mycological Research* 105 (6): 644-650.
- Milton, W.E.J. (1936): The buried viable seeds of enclosed and unenclosed hill land. *Bulletin of the Welsh Plant Breeding Station, Series H.* 14: 58-73.
- Mitchell, K.J. (1956): Growth of pasture species under controlled environment. 1. Growth at various levels of constant temperature. *N.Z.J.Sci.Technol.* 38A: 203-216.
- Morgan, W.G., Thomas, H. & Humphreys, M.W. (1995): Unreduced gametes in interspecific hybrids in the *Festuca/Lolium* complex. *Plant Breeding* 114 (3): 267- 268.
- Moser, L.E. & Hoveland, C.S. (1996): Cool-season grass overview. In: Moser, L.E. et al. (Hrsg.): Cool-season forage grasses. Chapter 1: 1-14.
- Murrey, F.R., Latch, G.C.M., Scott, D.B. (1992): Surrogate transformation of perennial ryegrass, *Lolium perenne*, using genetically modified *Acremonium* endophyte. *Mol.Gen.Genet.* 233:1-9.
- Nationales Komitee zur Vorbereitung der 4. ITKPGR (1995): Deutscher Bericht zur Vorbereitung der 4. Internationalen Technischen Konferenz der FAO über pflanzengenetischen Ressourcen (4. ITKPGR) vom 17.-23. Juni 1996 in Leipzig. Internetdokument, <http://www.genres.de/natgerm/natdt0.htm>.
- Naylor, R.E.L. (1980): Effects of seed size and emergence time on subsequent growth of perennial ryegrass. *New Phytologist* 84: 313-318.

- Newsham, K.K. & Watkinson, A.R. (1998): Mycorrhizas and the population biology of grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 11: 286-310.
- Nilsson, F. (1933): Ein spontaner Bastard zwischen *Festuca rubra* und *Lolium perenne*. Hereditas 18: 1-15.
- Nitsche, S. & Nitsche, L. (1994): Extensive Grünlandnutzung. Neumann-Verlag, Radebeul.
- Oberdorfer, E. (1993): Süddeutsche Pflanzengesellschaften, Teil III: Wirtschaftswiesen und Unkrautgesellschaften, 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Oberdorfer, E. (1994): Pflanzensoziologische Exkursionsflora, 7. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Oertel, C. & Matzk, F. (1999): Introgression of crown rust resistance from *Festuca* spp. into *Lolium multiflorum*. Plant Breeding 118: 491-496.
- Pasakinskiene, I. (2000): Short communication - Culture of embryos and shoot tips for chromosome doubling in *Lolium perenne* and sterile hybrids between *Lolium* and *Festuca*. Plant Breeding 119 (2): 185-187.
- Perez-Vicente, R., Wen, X.D., Wang, Z.Y., Leduc, N., Sautter, C., Wehrli, E., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (1993): Culture of vegetative and floral meristems in ryegrasses: Potential targets for microballistic transformation. J.Plant.Physiol. 142: 610-617.
- Petersen, A. (1988): Die Gräser als Kulturpflanzen und Unkräuter auf Wiese, Weide und Acker. 6. Aufl., Akad.-Verl., Berlin.
- Potter, D.A., Patterson, C.G. & Redmond, C.T. (1992): Influence of turfgrass species and tall fescue endophyte on feeding ecology of japanese beetle and southern masked chafer grubs (Coleoptera: Scarabaeidae). J.Econ.Entomol. 85 (3): 900-909.
- Prestidge, R.A., Pottinger, R.P. & Barker, G.M. (1985): Argentine stem weevil biology, damage, and control, a summary, Aglink FPP48. Inform. Serv., MAF, Private Bag, Wellington, NZ.
- Rabenstein, J. (1981): Analyse und Diagnose von Viruskrankheiten der Futtergräser in der DDR und Beiträge zur Virusresistenz. Diss., Akad.Landw.Wiss.DDR. 151 S.
- Rademacher, B. (Hrsg.) (1991): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 1 - Die nichtparasitären Krankheiten, 6. Lieferung, Strahlenschäden an Pflanzen. Parey, Berlin.
- Rampton, H.H. & Ching, T.M. (1966): Longevity and dormancy in seeds of several cool-season grasses and legumes buried in soil. Agronomy Journal 58: 220-222.
- Redlin, S.C. & Carris, L.M. (Hrsg.) (1997): Endophytic fungi in grasses and woody plants - Systematics, ecology, and evolution. 2. Aufl., APS Press, Minnesota.
- Reinholz, J. (2000): Analytische Untersuchungen zu den Alkaloiden Lolitrem B und Paxillin von *Neotyphodium lolii* und *Lolium perenne*, *in vivo* und *in vitro* - Abstract. Internetdokument, <http://ubdata.uni-paderborn.de/ediss/13/2000/reinholz/index.htm>.
- Renvoize, S.A. & Clayton, W.D. (1992): Classification and evolution of the grasses. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 1: 3-37.
- Richmond, D.S. & Shetlar, D.J. (2000): Hairy Chinch Bug (Hemiptera:Lygaeidae) Damage, population density, and movement in relation to the incidence of perennial ryegrass infected by *Neotyphodium* endophytes. J.Econ.Entomol. 93 (4): 1167-1172.
- Richter, H. (Hrsg.) (1962): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 3 - Pilzliche Krankheiten und Unkräuter, 4. Lieferung, Basidiomycetes. 6. Aufl., Parey, Berlin.
- Roderick, H.W., Thorogood, D. & Adomako, B. (2000): Temperature- dependent resistance to crown rust infection in perennial ryegrass, *Lolium perenne*. Plant Breeding 119 (1): 93-95.

- Rognli, O.A., Nilsson, N.-O. & Nurminiemi, M. (2000): Effects of distance and pollen competition on gene flow in the wind-pollinated grass *Festuca pratensis* Huds.. *Heredity* 85 (6): 550-560.
- Rose-Fricker, C.R., Meyer, W.A. & Kronstad, W.E. (1986): Inheritance of resistance to stem rust (*Puccinia graminis* ssp. *graminicola*) in six perennial ryegrass (*Lolium perenne*) crosses. *Plant Dis.* 70: 678-682.
- Rowan, D.D. & Latch, G.C.M. (1994): Utilisation of endophyte –infected perennial ryegrasses for increased insect resistance. In: Bacon, C.W. & White, J.F. (Hrsg.): *Biotechnology of endophytic fungi of grasses*. CRC Press, Boca Raton: 169-183.
- Salehuzzaman, M. & Wilkins, P.W. (1984): Components of resistance to ryegrass mosaic virus in a clone of *Lolium perenne* and their strain- specificity. *Euphytica* 33: 411-417.
- Schardl, C.L. & Phillips, T.D. (1997): Protective Grass Endophytes - Where are they from and where are they going? *Plant Disease* 81 (5): 430-438.
- Schardl, C.L. (2001): Review - *Epichloe festucae* and related mutualistic symbionts of grasses. *Fungal Genet.and Biol.* 33 (2): 69-82.
- Schlosser, S., Reichhoff, L. & Hanelt, P. (1991): *Wildpflanzen Mitteleuropas - Nutzung und Schutz*. Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin.
- Schweizerischer Bund für Naturschutz (Hrsg.) (1991): *Tagfalter und ihre Lebensräume*. 3. Aufl., Hollinger, Basel.
- Scott, B. (2001): *Epichloe* endophytes: Fungal symbionts of grasses. *Curr.Opinion Microbiol.* 4 (4): 393-398.
- Sebald, O., Seybold, S. Philippi, G. (1992): *Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs*. Band 3. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Seybold, S., Philippi, G. & Wörz, A. (Hrsg.) (1998): *Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs*. Band 7. Aufl., Ulmer, Stuttgart.
- Sliesaravicius, A. (1992): Manifestation of genome functions in polyploids, haploids and intergeneric hybrids of fodder grasses. *Eksperimentine Biologije* 3-4: 51-52.
- Smith, K.F., Simpson, R.J., Culvenor, R.A., Humphreys, M.O., Prud'Homme, M.P. & Oram, R.N. (2001): The effects of ploidy and a phenotype conferring a high water-soluble carbohydrate accumulation, nutritive value and morphology of perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.). *J.Agric.Sci.* 136 (1): 65-74.
- Soreng, R. & Terrell, E.E. (1997): Taxonomic notes on schedonorus, a segregate genus from *Festuca* or *Lolium*, with a new nothogenus, x schedo*Lolium*, and new combinations. *Phytologia* 83 (2): 85-88.
- Spaar, D., Kleinhempel, H. & Fritzsche, R. (1989): *Getreide, Mais und Futtergräser*. Springer, Berlin.
- Spangenberg, G., Wang, Z., Wu, X., Nagel, J. & Potrykus, I. (1995a): Transgenic perennial ryegrass (*Lolium perenne*) plants from microprojectile bombardment of embryogenic suspension cells. *Plant Sci.* 108: 209-217.
- Spangenberg, G., Wang, Z.Y., Legris, G., Montavon, P., Takamizo, T., Perez-Vicente, R., Valles, M.P., Nagel, J. & Potrykus, I. (1995b): Intergeneric symmetric and asymmetric somatic hybridization in *Festuca* and *Lolium*. *Euphytica* 85 (1-3): 235-245.
- Spangenberg, G., Wang, Z.Y., Ye, X.D., Wu, X.L. & Potrykus, I. (2000): I.12. Transgenic ryegrasses (*Lolium* spp.). In: Bajaj, Y.P.S. (Hrsg.): *Biotechnology in Agriculture and Forestry*, vol. 46, *Transgenic crops I*, Springer, Berlin: 172-187.
- Staatliche Lehr- und Versuchsanstalt Aulendorf (2000): Empfehlungen für die Ansaat und Nachsaat von Dauergrünland. Internetdokument, http://www.infodienst-mlr.bwl.de/la/LVA/Gruenland/Fachinformation/..faltb_gl_2000.htm.

- Stebbins, G.L. (1956): Taxonomy and the evolution of genera, with special reference to the family of Gramineae. *Evolution* 10: 235-245.
- Stebbins, G.L. & Crampton, B. (1961): A suggested revision of the grass genera of temperate North America. *Rec. Adv. Bot.* 1: 133-145.
- Stebbins, G.L. (1982): Major trends of evolution in the Poaceae and their possible significance. In: Estes, J.R. et al. (Hrsg.): *Grasses and grasslands: Systematics and ecology*. Univ. of Oklahoma Press, Norman, S. 3-36.
- Stöckmann-Becker, E. & Busch, H. (1990): Züchtung auf dauerhafte Krankheitsresistenz in synthetischen Gräserarten. Arbeitstagung 1990 der „Arbeitsgemeinschaft der Saatzuchtler“ innerhalb der Vereinigung österreichischer Pflanzzüchter, vom 20. bis 22. Nov. 1990 an der Bundesanstalt für alpenländ. Landwirtschaft Gumpenstein, A-8952 Irnding: 253-264.
- Sukopp, U. & Sukopp, H. (1994): Verfahren zur Technikfolgenabschätzung des Anbaus von Kulturpflanzen mit gentechnisch erzeugter Herbizidresistenz - Ökologische Langzeit- Effekte der Verwilderung von Kulturpflanzen. Gutachten FS 2 94-304 Wissenschaftszentrum Berlin für Sozialforschung, Berlin.
- Sutherland, B.L., Hume, D.E. & Tapper, B.A. (1999): Allelopathic effects of endophyte-infected perennial ryegrass extracts on white clover seedlings. *N.Z.J. Agric. Res.* 42 (1): 19-26.
- Terrell, E.E. (1966): Taxonomic implications of genetics in ryegrasses (*Lolium*). *Bot. Rev.* 32: 138-164.
- Terrell, E.E. (1968): A taxonomic revision of the genus *Lolium*. USDA-ARS Techn. Bull. 1392. U.S. Gov. Print. Office, Washington, DC.
- Thomason, J.R. (1986): Fossil grasses: 1820-1986 and beyond. In: Sonderstrom, T.R., Hilu, K.W., Campbell, C.S. & Barkworth, M.E. (Hrsg.): *Grass systematics and evolution*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C., London. Chapter 15: 159-167.
- Thorogood, D. & Hayward, M.D. (1991): The genetic control of self-compatibility in an inbred line of *Lolium perenne* L. *Heredity* 67: 175-182.
- Thorogood, D. & Hayward, M.D. (1992): Self-compatibility in *Lolium temulentum* L.: Its genetic control and transfer into *L. perenne* L. and *L. multiflorum* Lam.. *Heredity* 68 (1): 71-78.
- Van der Maas, H.M., de Jong, E.R., Rueb, S., Hensgens, L.A.M. & Krens, F.A. (1994): Stable transformation and long-term expression of the *gusA* reporter gene in callus lines of perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.). *Plant. Mol. Biol.* 24:401-405.
- Van Wijk, A.J.P. (1988): Breeding tetraploid perennial ryegrass for forage. In: Barker, R.E. & Meyer, W.A. (Hrsg.): *Proc. 30th Grass Breed. Work Planning Conf., Sublimity, Oregon*: 35-41.
- Varney, P.L., Wedgewood, E.F. & Thomas, J.E. (1992): Influence of stem rust (*Puccinia graminis*) on perennial ryegrass cultivars. Tests of agrochemicals and cultivars 13. *Ann. appl. Biol.* 120 (Supplement): 118-119.
- Wang, G. & Posselt, U.K. (1997): Protoplastenregeneration, PEG- und *Agrobacterium* vermittelter Gentransfer bei Gräserarten. *Votr. Pflanzzüchtg.* 38: 315-334.
- Wang, G.R., Binding, H. & Posselt, U.K. (1997): Fertile transgenic plants from direct gene transfer to protoplasts of *Lolium perenne* L. and *Lolium multiflorum* Lam.. *J. Plant Physiol.* 151: 83-90.
- Wang, Z.Y., Nagel, J., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (1993): Plants from cell suspension-derived protoplasts in *Lolium* species. *Plant Sci.* 94: 179-193.
- Warpeha, K.M.F., Gilliland, T.J. & Capesius I. (1998): An evaluation of rDNA variation in *Lolium* species (ryegrass). *Genome* 41 (2): 307-311.
- Weidemann, H.J. (1995): Tagfalter - beobachten, bestimmen. 2. Aufl., Naturbuch, Augsburg.
- Welty, R.E. & Barker, R.E. (1992): Evaluation of resistance to stem rust in perennial ryegrass grown in controlled and field conditions. *Phytopathology* 76: 637-641.

- Wilkins, P.W. (1973): Infection of *Lolium* and *Festuca* spp. by *Drechslera siccans* and *Drechslera catherinae*. *Euphytica* 22: 106-113.
- Wilkins, P.W. & Catherall, P.L. (1977): Variation in reaction to barley yellow dwarf virus in ryegrass and its inheritance. *Ann.appl.Biol.* 85: 257-263.
- Wilkins, P.W. (1978): Decreased severity of ryegrass mosaic virus after passage through resistant perennial ryegrass. *Ann.appl.Biol.* 89: 429-434.
- Wilkins, P.W. (1987): Transfer of polygenic resistance to ryegrass mosaic virus from perennial to Italian ryegrass by backcrossing. *Ann.Appl.Biol.* 111: 409-413.
- Wilkins, P.W. & Thorogood, D. (1992): Breakdown of self-incompatibility in perennial ryegrass at high temperature and its uses in breeding. *Euphytica* 64 (1-2): 65-69.
- Wilkinson, H.H., Siegel, M.R., Blankenship, J.D., Mallory, A.C., Bush, L.P. & Schardl, C.L. (2000): Contribution of fungal loline alkaloids to protection from aphids in a grass endophyte mutualism. *MPMI* 13 (10): 1027-1033.
- Wilmanns, O. (1993): *Ökologische Pflanzensoziologie*, 5. Auflage. Quelle 6, Meyer Verlag, Wiesbaden.
- Wilson, J.R. (1959): The influence of time of tiller origin and nitrogen level on the floral initiation and ear emergence of four pasture grasses. *N.Z.J.Agric.Res.* 2: 915-932.
- Xu, J., Schubert, J. & Altpeter, F. (2001): Dissection of RNA-mediated ryegrass mosaic virus resistance in fertile transgenic perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.). *The plant Journal* 26 (3): 265-275.
- Xu, W.W., D.A. Sleper & Hossington, D.A. (1991): A survey of restriction fragment length polymorphism in tall fescue and its relatives. *Genome* 34: 686-692.
- Xu, W.W., D.A. Sleper & Chao, S. (1992): Detection of RFLPs in perennial ryegrasses, using heterologous probes from tall fescue. *Crop Sci.* 32: 1366-1370.
- Xu, W.W. & Sleper, D.A. (1994): Phylogeny of tall fescue and related species using RFLPs. *Theor.Appl.Genet.* 88 (6-7): 685-690.
- Zeller, F.J. (1999): Gentransfer mittels Genom- und Chromosomen-Manipulationen zwischen *Festuca*- und *Lolium*-Arten. *Journal of Applied Botany* 73 (1-2): 43-49.
- Zwierzykowski, Z. (1996): Interspecific and intergeneric hybrids of the *Lolium-Festuca* complex obtained in Poland in the years 1964-1994 and maintained in the collection at the Institute of Plant Genetics in Poznan. *J.Appl.Genet.* 37 (1): 79-100.
- Zwierzykowski, Z., Tyar, R., Brunell, M. & Lukaszewski, A.J. (1998): Genome recombination in intergeneric hybrids between tetraploid *Festuca pratensis* and *Lolium multiflorum*. *The Journal of Heredity* 89 (4): 324-328.
- Zwierzykowski, Z. (1999): A change in the distribution of recombination in intergeneric hybrids within the *Lolium-Festuca* complex. *Cytogenetics & Cell Genetics* 85 (1-2): 136-137.

2. *Lolium multiflorum*

Die Art *Lolium multiflorum* LAM. 1779 kommt in zwei in wesentlichen Merkmalen differierenden Sippen vor, die je nach Autor als Unterarten (Subspezies) oder Variationen aufgefaßt werden. Zum Verständnis der dargestellten Basisdaten ist daher zunächst eine Darstellung der in dieser Arbeit verwendeten Benennungen und der in der Literatur verwendeten Synonyme erforderlich.

Die von uns verwendeten Bezeichnungen sind nachfolgend unterstrichen. Wir richten uns dabei im wesentlichen nach einer detaillierten Auflistung der Synonyme, die im Internet auf den Seiten der Zentralstelle für Agrardokumentation und -information (ZADI) zusammengestellt sind (<http://ice.zadi.de/big/bigtax/botname.cfm>).

In der Literatur ist oftmals nicht erkennbar, welche Sippe gemeint ist. In solchen Fällen wird auch in der vorliegenden Arbeit nur von *L. multiflorum* allgemein gesprochen.

Einjähriges Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* (LAM.) HUSNOT)

(engl.: westerwold ryegrass, Synonyme: Westerwoldsches Weidelgras, *Lolium multiflorum* var. *westerwoldicum* Wittm., *Lolium annuum* var. *westerwoldicum* Mansh., *Lolium multiflorum* B. *gaudini* Asch. & Graebn., *Lolium multiflorum* DC., *Lolium gaudini* Parl.)

Welsches Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *italicum* (A. BRAUN) VOLKART EX SCHINZ & KELL.)

(engl.: Italian ryegrass; Synonyme: Italienisches Ryegras, *Lolium multiflorum* var. *italicum* Beck, *Lolium multiflorum* A. *perennans* Asch. & Graebn., *Lolium perenne* var. *aristatum* Willd., *Lolium multiflorum* Poir., *Lolium aristatum* Lag., *Lolium boucheanum* Kunth, *Lolium scabrum* Presl, *Lolium italicum* A. Braun, *Festuca italica* E.H.L. Krause)

Das Welsche und das Einjährige Weidelgras unterscheiden sich besonders durch ihre unterschiedliche Ausdauer (vgl. Kap. 2.4.). Das Welsche Weidelgras ist winterannuell bis wenige Jahre ausdauernd. Das Einjährige Weidelgras ist hingegen einjährig (sommer- bis winterannuell) (CONERT 1998). Dieser Unterschied ist für die landwirtschaftliche Nutzung des Grases von großer Bedeutung.

Unter den Gräsern der temperierten Gebiete finden sich nur wenige die sich bezüglich des Futterwertes mit *Lolium*-Arten messen können, sowohl hinsichtlich der Inhaltsstoffe als auch bezüglich der Verdaulichkeit (GRABBER & ALLINSON 1992, JUNG et al. 1996, PETERSEN 1998). Von besonders herausragender Bedeutung sind *Lolium perenne* und *Lolium multiflorum* für Ländern mit intensiver Viehwirtschaft wie die Niederlande, Großbritannien und Neuseeland (SPANGENBERG et al. 2000).

L. multiflorum gilt als das älteste Futtergras. Bereits für den Ausgang des 12. Jahrhunderts ist sein Anbau auf bewässerten Flächen in der Lombardei (Norditalien) nachgewiesen. Zu Beginn des 19. Jahrhunderts wurde es unter Verwendung italienischen Saatguts im Kanton Bern angebaut. Auf das Jahr 1818 ist die Kultivierung in Frankreich datiert, um 1830 kam die Art dann nach Schottland, von wo sie sich bald nach England verbreitete (HUBBARD 1985, SCHLOSSER et al. 1991, CONERT 1998). Erstnachweise einer Kultur in Deutschland finden sich ab 1823 (SEYBOLD et al. 1998). Subfossil wurde die Art schon aus dem 40. Jahrhundert v.Chr. von Hornstaad nachgewiesen (SEYBOLD et al. 1998).

2.1. Herkunft, Verbreitung und Vorkommen

Herkunft und aktuelle Verbreitung

Innerhalb der Unterfamilie Festucoidea (Pooidea) finden sich die Gräser der kühl temperierten Zone, die auch eine Anpassung an mediterrane Winterregengebiete zeigen (RENVOIZE & CLAYTON 1992). Die Verbreitung dieser Gräser des temperierten Graslandes reicht vom 30. Breitengrad bis zu den Polen (MOSER & HOVELAND 1996) und wird begrenzt durch Temperatur und Humidität (JAUHAR 1993). Die Gattung *Lolium* hat ihren Ursprung im Mittelmeerraum, in den temperaten Regionen Europas und Asiens sowie auf den Kanarischen Inseln (JAUHAR 1993, CONERT 1998).

Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet der Art liegt in Südeuropa, Nordafrika und Vorderasien. In Italien wurde *L. multiflorum* schon Ende des 12. Jahrhunderts angebaut. Vermutlich im 19. Jahrhundert wurde es im maritimen Europa eingeführt. Heute wird es weltweit in Ländern mit gemäßigttem Klima als Futtergras angebaut und ist vielfach verwildert. Der ursprüngliche Verbreitungstyp in Europa wird als submediterran-subatlantisch angegeben (HUBBARD 1985, JUNG et al. 1996, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Das Einjährige Weidelgras (*L. multiflorum* ssp. *multiflorum*), auch Westerwoldsches Raygras genannt, stammt aus der Region Westerwold in den Niederlanden (JUNG et al. 1996).

Wuchsorte

Lolium multiflorum tritt von der Ebene bis in die mittlere Gebirgstufe verbreitet und häufig in ruderalen Rasengesellschaften auf Brachen, an Wegrändern oder auf Schuttplätzen auf. Die Art wird oft angesät, entweder in Reinsaat oder im Rahmen des Klee grasbaus, aber auch in Parkrasen. Auch adventiv in Industriegebieten, in Häfen und auf Bahnhöfen kommt die Art vor; mit Wolle, Leinsaat, Getreide oder Südfrüchten wird sie eingeschleppt. Sie wächst auf frischen bis mäßig feuchten, nährstoffreichen, basenreichen, +/- humosen, milden bis mäßig sauren Kalk-, Mergel- und Lehmböden. Sie gilt als Nährstoffzeiger (OBERDORFER 1994, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998). Nach SEYBOLD et al. (1998) ist die Art in Teilen Deutschlands nach der Aussaat nur wenige Jahre an ein und derselben Stelle beständig und nicht sicher dauerhaft eingebürgert.

Pflanzensoziologie

L. multiflorum tritt in Sisymbrien-Gesellschaften oder Arrhenatheretalia-Stadien auf und dringt auch in Pflanzengesellschaften feuchter Standorte ein, z.B. in den Verband Agropyro-Rumicion *crispi* oder in Gesellschaften der Phragmitetalia (CONERT 1998).

Bei OBERDORFER (1994) wird *L. multiflorum* als Assoziationsdifferentialart des Hordeetum *murini* genannt.

2.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten

Die phylogenetische Aufspaltung der Gräser zeigt sich in Fossilien des Miozän (THOMASON 1986).

Die Gattung *Lolium* wird in die Unterfamilie *Festucoideae* (= Pooideae) der Familie *Poaceae* eingeordnet (BENNETT 1997). MACFARLANE (1986) teilt die Gattung *Lolium* dem Tribus *Poeae* (Festuceae) des Supertribus *Poodae* zu.

Mit der Systematik innerhalb der *Poaceae* wird man sich auch noch in Zukunft ausführlich beschäftigen; so werden noch einige taxonomische Einteilungen diskutiert (STEBBINS 1982, JAUHAR 1993, MOSER & HOVELAND 1996, CONERT 1998). Nicht zuletzt hat auch der „chaotische Zustand der Nomenklatur“ eine klare Gliederung der Gattung bisher verhindert. So hat man bereits 480 verschiedene Namen für die *Lolium*-Arten veröffentlicht (TERRELL 1968, BENNETT 1997).

TERRELL (1968) unterscheidet 8 Arten innerhalb der Gattung *Lolium*. Nach seiner Ansicht lassen sich die Arten mehr oder weniger zu zwei Gruppen zusammenfassen: Eine Gruppe selbstinkompatibler (selbststeriler), fremdbefruchtender Arten (s.a. HAYMAN 1992), in die er *L. perenne*, *L. multiflorum*, *Lolium rigidum* GAUD. und *Lolium canariense* STEUD. GAUD. einordnet und eine zweite Gruppe selbstkompatibler und selbstbefruchtender Arten, der *L. temulentum* L., *L. remotum* SCHRANK., *L. persicum* BOISS & HOH.BOTH und *Lolium subulatum* VIS. zugerechnet werden. Vor allem die Positionen von *Lolium rigidum*, *Lolium canariense* und *Lolium subulatum* werden kontrovers diskutiert (CHARMET et al. 1996, BENNETT 1997, CONERT 1998, KUBIK et al. 1999). Eine ähnliche taxonomische Einteilung findet sich auch bei JAUHAR (1993).

Während innerhalb der oben beschriebenen 1. Gruppe (interfertil) reger Genaustausch stattfindet und die Arten einen hohen Verwandtschaftsgrad aufweisen (natürliche Hybridisierung), ist ein solcher Austausch in der zweiten Gruppe nicht gegeben. Hier ist die künstliche Hybridisierung möglich, resultiert aber zumeist in infertile F₁-Nachkommen. Die künstlichen Hybridisierungen zwischen Gruppe 1- und Gruppe 2-Arten haben hingegen häufig zu fertilen F₁-Hybriden geführt (JAUHAR 1993). Es wird vermutet, daß sich innerhalb der Gattung *Lolium* die Fremdbefruchter phyllogenetisch aus den Selbstbefruchtern entwickelt haben (BORRILL 1976). Innerhalb der interfertilen Gruppe sind *L. perenne* und *L. multiflorum* sehr nah verwandt: *L. multiflorum* wurde ursprünglich nur als Varietät von *L. perenne* angesehen (JENKIN 1931). Die morphologischen Unterschiede, anhand derer beide Arten unterschieden werden können, beschränken sich im wesentlichen auf das Vorhandensein von begrannten Deckspelzen bei *L. multiflorum* im Gegensatz zu unbegrannten Deckspelzen bei *L. perenne* und auf die in der Knospenlage entweder gerollte (*L. multiflorum*) oder gefaltete (*L. perenne*) Blattspreite (JAUHAR 1993, BENNETT 1997). Auch weiterhin wird von einigen Autoren bezweifelt, daß es sich hier um zwei getrennte Arten handelt (vgl. JAUHAR 1993, BENNETT 1997).

RFLP-Untersuchungen haben einerseits eine enge Homologie zwischen *L. perenne* und *Festuca pratensis* bzw. *Festuca arundinacea* (XU et al. 1991, 1992, XU & SLEPER 1994, CHARMET et al. 1997), andererseits auch klare Differenzierungen zwischen *Lolium*-Arten und *Festuca pratensis* offengelegt (WARPEHA et al.

1998). Die phylogenetischen Verwandtschaftsverhältnisse der Gene von *Lolium perenne* und *Festuca pratensis* sind jedoch noch unklar (KING et al. 2000).

Wie schon von STEBBINS (1956) vorgeschlagen, sprechen sich eine Reihe von Autoren dafür aus, die Gattung *Lolium* mit der Gattung *Festuca* zusammenzufassen und durch Sektionen und Untersektionen zu gliedern. So konnte beispielsweise nicht nur gezeigt werden, daß sich die Infloreszenz (Ähre) von *Lolium multiflorum* durch eine Spontanmutation in eine Traube wie bei der Gattung *Festuca* umwandelt, sondern auch, daß die interfertilen *Lolium*-Arten größere Ähnlichkeiten mit der *Festuca*-Sektion aufweisen, der *Festuca pratensis* zugehörig ist als zu den *Lolium*-Arten der selbstfertilen Gruppe (JAUHAR 1993).

Verschiedene Vorschläge zur Zusammenlegung der Gattungen *Festuca* und *Lolium* wurden von JAUHAR (1993) zusammengetragen. Favorisiert wird die Vereinigung der *Lolium*-Arten der Gruppe 1 (Fremdbefruchter, selbstinkompatible) mit der *Festuca*-Sektion *Schedonorus* (der *Festuca pratensis* und *F. arundinacea* zugerechnet werden). Die *Lolium*-Arten der Gruppe 2 (Selbstbefruchter, selbstkompatible) werden dabei von Gruppe 1 getrennt (JAUHAR 1993, SORENG & TERELL 1997).

Sowohl die systematische Stellung der Gattung *Lolium* als auch ihre enge Verwandtschaft zu der Gattung *Festuca* wurden mit Hilfe der Cytologie, der Serologie, der Sameneiweiß-Elektrophorese sowie der Untersuchung von Inhaltsstoffen, der Wurzelfluoreszenz, der Endospermstruktur und der Chloroplasten-DNA bewiesen. Es bedarf jedoch, trotz der zweifellos vorliegenden engen Verwandtschaft zwischen einigen *Lolium*- und *Festuca*-Arten, noch zahlreicher Untersuchungen, bis der Kenntnisstand über den ganzen Verwandtschaftskreis der Gattung *Festuca* für eine befriedigende Gliederung der ganzen Gruppe ausreichend ist (CONERT 1998).

Variabilität der Art:

Innerhalb der Art werden zwei Sippen bzw. Unterarten unterschieden, die aufgrund ihrer unterschiedlichen Eigenschaften (insbesondere ihrer Ausdauer) v.a. von besonderer landwirtschaftlicher Bedeutung sind: Das nicht winterharte Einjährige Weidelgras (ssp. *multiflorum*) und das überjährige bis mehrjährige Welsche Weidelgras (ssp. *italicum*) (siehe hierzu auch Synonymauflistung in der Einleitung dieses Kapitels).

Aus Bastarden mit *L. perenne*, die sich überall dort, wo beide Arten gemeinsam angebaut werden, häufig finden, wurden Sorten von Bastard-Weidelgras (*Lolium x hybridum*) auf di- und tetraploider Genomstufe gezüchtet. Diese Sorten spielen im mehrjährigen Ackerfutterbau in Europa, Australien sowie Neuseeland eine wichtige Rolle (SCHLOSSER et al. 1991). Die Abgrenzung dieser Hybriden ist besonders schwierig.

Varietäten von *Lolium multiflorum* (nach CONERT 1998):

- var. (oder f.) *microstachyum*: Ährchen nur 3-5-blütig, hellgrün und weich,
- var. *longiaristatum*: Deckspelzen lang begrannt,

- var. *muticum*: kurz oder nicht begrante Deckspelzen,
- var. *cristatum*: dicht gedrängte, von der Ährenspindel abstehende Ährchen,
- monstr. *compositum* oder *ramosum*: Ährchenachse der unteren Ährchen verzweigt,
- monstr. *brachypodium*: Ährchen kurz gestielt,
- monstr. *ramiflorum*: Halme weisen an den oberen Knoten Verzweigungen auf.

Hybridisierungen von *Lolium multiflorum*, die unter natürlichen Bedingungen auftreten können

Innerhalb der Gattung bilden die Fremdbefruchter untereinander normal fertile Bastarde, während bei den Kreuzungen Fremdbefruchter x Selbstbefruchter nur dann Bastarde ausgebildet werden, wenn ein Fremdbefruchter die Mutterpflanze stellt. In diesem Fall handelt es sich bei den F₁-Bastarden zum größten Teil um sterile Individuen, Rückkreuzungen mit den Eltern sind allerdings möglich (CONERT 1998). Die unter natürlichen Bedingungen auftretenden Hybride sind in den Tab. 6 bis 8 zusammengestellt.

Tab. 6: Interspezifische natürliche Hybriden innerhalb der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender *Lolium*-Arten

Kreuzungspartner von <i>Lolium multiflorum</i>	Name des Hybriden	Charakteristika	Referenz
<i>Lolium perenne</i> L.	<i>Lolium x hybridum</i> HAUSSKNECHT, <i>L.x boucheanum</i> KUNTH, Bastardweidelgras	bis zu 70% fertile, intermediäre Bastarde, einjährig oder über kurze Zeit ausdauernd (CONERT 1998), zweijährig nach PETERSEN (1988)	TERRELL (1966), PETERSEN (1988), CONERT (1998)
<i>Lolium rigidum</i> GAUD.	-	fertile Bastarde	TERRELL (1966)

Tab. 7: Interspezifische natürliche Hybriden zwischen der Gruppe selbstinkompatibler, fremdbefruchtender und der Gruppe selbstkompatibler, selbstbefruchtender *Lolium*-Arten

Kreuzungspartner von <i>Lolium multiflorum</i>	Charakteristika	Referenz
<i>Lolium remotum</i> SCHRANK	sterile Bastarde	TERRELL (1966)
<i>Lolium temulentum</i> L.	pollensteriler Bastard, wegen der Seltenheit von <i>L. temulentum</i> nicht mehr zu erwarten (CONERT 1998)	CONERT (1998)

Tab. 8: Intergenerische Hybridisierungen mit *Lolium*-Arten (= x*Festulolium*)

Kreuzungspartner von <i>Lolium multiflorum</i>	Name des Hybriden	Charakteristika	Referenz
<i>Festuca pratensis</i> HUDS.	<i>xFestulolium braunii</i> (K. RICHTER) A. CAMUS, Wiesenschweidel	häufiger mit unbehaarten Öhrchen und kurz-begranteten Deckspelzen (HUBBARD 1985) Bastard, pollensteril, auch fruchtbare Zuchtformen, im Pflanzenbau verwendet (CONERT 1998), mehrjährig und hat größere Ährchen (meist 8blütig) (PETERSEN 1988)	TERRELL (1966), PETERSEN (1988), CONERT (1998)

Fortsetzung von Tabelle 8

Kreuzungspartner von <i>Lolium multiflorum</i>	Name des Hybriden	Charakteristika	Referenz
<i>Festuca gigantea</i> (L.) VILL.	<i>xFestulolium nilssonii</i> CUGNAC ET A. CAMUS	sterile Bastarde	TERRELL (1966)
<i>Festuca arundinacea</i> SCHREB.	<i>xFestulolium krasanii</i> JIRASEK	pollensterile oder vollkommen sterile Bastarde (TERRELL 1966), mit haarigen Öhrchen und bis zu 5 mm langen Grannen (HUBBARD 1985), vermutlich häufiger als es die bisherigen Fundortangaben vermuten lassen (CONERT 1998)	TERRELL (1966), HUBBARD (1985), CONERT (1998)

2.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe

Alle Festucoideae (=Pooideae) sind C3-Gräser. Bei Lichtsättigung erreichen C3-Gräser eine maximale photosynthetische Leistung, die etwa halb so groß ist, wie die von C4-Gräsern unter gleichen Bedingungen. Im Gegensatz zu C4-Gräsern zeichnen sie sich jedoch durch eine hohe Verdaulichkeit und einen hohen Proteingehalt aus, wenn sie vegetativ geerntet werden (MOSER & HOVELAND 1996).

Lolium multiflorum ist wegen seiner Schnell- und Massenwüchsigkeit, seiner Konkurrenzkraft, seines Futterwertes und seiner Produktivität eines der wichtigsten Gräser in der Landwirtschaft. Im Vergleich zu den nah verwandten Gräsern *L. perenne* und *Festuca pratensis* besitzt *Lolium multiflorum* das schnellste Frühjahrswachstum und wächst auch nach der Mahd am schnellsten nach. *L. multiflorum* ist *F. pratensis* auch hinsichtlich der Samenproduktivität und der Keimungsgeschwindigkeit überlegen (JAUHAR 1993, ZELLER 1999). Weitere, v.a. landwirtschaftlich bedeutsame Charakteristika der Art und ihrer Sorten finden sich im Kap. 2.8., Verwendung.

Bei der Evolution der Arten der Gattung *Lolium* hat Polyploidie nie eine Rolle gespielt. Alle Arten sind diploid (JAUHAR 1993). Es werden sowohl diploide ($2n = 2x = 14$), als auch tetraploide *Lolium multiflorum*-Sorten ($2n = 4x = 28$) gezüchtet. Tetraploide Sorten sind etwas trockenheitsunempfindlicher als diploide (VAN WIJK 1988). Bezüglich der Frosthärte gibt es sowohl unter diploiden als auch unter tetraploiden Sorten Unterschiede. Sorten mit höheren Konzentrationen freier Kohlenhydrate in den Blättern überleben unter Schneebedeckungen besser als Sorten mit geringeren Gehalten freier Zucker. In späten diploiden Sorten wurden grundsätzlich höhere Zuckerkonzentrationen nachgewiesen (JUNG et al. 1996).

Als Maßnahme zur Erhaltung von Genressourcen für die zukünftige Züchtung ist heute das Sammeln und Bewahren von Landsorten (Ökotypen) und alten Sorten von großer Bedeutung (HARLAN 1992, NATIONALES KOMITEE ZUR VORBEREITUNG DER 4. ITKPGR 1995).

Herbizidresistenzen

Die Vererbung der Diclofop-methyl-Resistenz von *Lolium multiflorum* ist vermutlich mit einer späten Anthesis assoziiert (DARMENCY 1996, BECKIE et al. 2000).

Virusresistenzen

Die häufigsten und wichtigsten Viruskrankheiten der Weidelgräser sind das Raygras-Mosaicvirus RgMV (ryegrass mosaic *Potyvirus*) und das Gersten-Gelbverzwergungsvirus BYDV (barley yellow dwarf *Luteovirus*) (RABENSTEIN 1981).

Gattungsbastarde von *Lolium multiflorum* x *Festuca pratensis* und *Lolium multiflorum* x *Festuca arundinacea* werden vom RgMV kaum beeinträchtigt (RABENSTEIN 1981). Es gibt auch natürliche Resistenzen gegen RgMV bei *Lolium multiflorum*-Wildherkünften (GIBSON & HEARD 1976). Die polygenische Resistenz von *Lolium perenne* gegen das RgMV konnte durch wiederholte Rückkreuzungen auf die synthetische *Lolium multiflorum*-Linie Bb2113 der Sorte „Tribune“ übertragen werden (WILKINS 1987). Tetraploide Kreuzungen zwischen *L. multiflorum* x *L. perenne* haben sich als virustoleranter gezeigt als die diploiden Kreuzungen (DOHERTY & DODSON 1980). Ähnliche Toleranzunterschiede werden auch bei tetraploiden und diploiden *Lolium multiflorum*-Sorten beschrieben (RABENSTEIN 1981).

Da *Lolium multiflorum* (wie vermutlich alle Grasarten) von BYDV infiziert werden kann, sind die beschriebenen Resistenzformen genaugenommen als Toleranzen zu bezeichnen (HUTH 2000). Einige *Lolium multiflorum*-Linien und Genotypen bleiben nach einer BYDV-Infektion symptomlos oder weisen im Jahresdurchschnitt keine Ertragsminderungen auf (WILKINS & CATHERALL 1977, CATHERALL & PARRY 1987, KEGLER & FRIEDT 1993). Grundsätzlich wird die Art *Lolium multiflorum* weniger von einer BYDV-Infektion beeinflusst als bspw. *Lolium perenne* oder *L. x hybridum* (CATHERALL & PARRY 1987).

Mykoseresistenzen

Kronenrost-Infektionen senken den Gehalt an wasserlöslichen Kohlenhydraten und die Verdaulichkeit der Trockenmasse. Natürliche Resistenzen gegen *Puccinia coronata* sind bei *Lolium multiflorum* vorhanden; die Suche nach resistenten Genotypen wird schon seit Jahrzehnten durchgeführt. Schon 1950 gab es die ersten Meldungen von Anfälligkeitsunterschieden innerhalb von *Lolium multiflorum* und *Lolium perenne*-Populationen. Neuere europäische Kultivare waren resistenter als neuseeländische, tetraploide Sorten waren resistenter als diploide. Tetraploide holländische Sorten erwiesen sich im Vergleich zu diploiden neuseeländischen und US-amerikanischen als resistenter und waren sogar unempfindlich gegen japanische Kronenrostisolate. Nach heutigen Erkenntnissen ist die Resistenz gegen Kronenrost bei einigen *Lolium*-Populationen polygenisch bedingt, bei anderen wird sie monogenisch (über Majorgene) vererbt. So findet sich bei Linien aus Griechenland, Finnland und Polen dominante Resistenz, bei australischen Linien hingegen eine quantitative Vererbung. Auch maternale Faktoren sind bei einigen Hybridisierungen festgestellt worden (KIMBENG 1999).

Einige Hybride aus *Festuca pratensis* x *Lolium multiflorum* und *Festuca arundinacea* x *Lolium multiflorum* sind vollständig resistent gegen Kronenrost (*Puccinia coronata*) (SLIESARAVICIUS 1992, OERTEL & MATZK 1999). LATCH & POTTER (1977) berichten jedoch auch von einer Kronenrost-Resistenz der *L. multiflorum*-Sorte „Lemtal“, die durch eine RMV-Infektion hervorgerufen wurde.

Die aus zahlreichen Quellen zusammengetragenen Daten zu Resistenzen bei *Lolium multiflorum* sind in Tab. 9 zusammengestellt. Sie enthält auch die derzeit online-gestellten Daten des „Datenpools zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten“, der vom Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben unterhalten wird.

Tab. 9: Resistenzen bei *Lolium multiflorum*

Genotyp/Selektion/ Sorte	Virus	Bemerkungen	Referenz
<i>L. multiflorum</i> -Lini- en	barley yellow dwarf- <i>Luteovirus</i>	keine Ertragsminderung	CATHERALL & PARRY (1987)
Genotypen von „Lemtal“	barley yellow dwarf- <i>Luteovirus</i>	wenige, stark umweltbeeinflusste Symptome, additive Toleranz	WILKINS & CATHERALL (1977)
<i>L. multiflorum</i> ssp. <i>italicum</i> (Bb 2113)	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	hochresistente Hybride aus <i>Lolium</i> <i>perenne</i> x <i>Lolium multiflorum</i> „Tri- bune“ polygenische Resistenz	WILKINS (1987)
tetraploide Hybride <i>Lolium perenne</i> x <i>Lolium multiflorum</i>	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	resistenter als diploide Hybride	DOHERTY & DOODSON (1980) in KEGLER et al. (1998)
Gattungshybriden <i>L. multiflorum</i> X <i>Festuca arundina- cea</i> , <i>Lolium multiflorum</i> x <i>Festuca pratensis</i>	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	nur geringe Beeinträchtigung	RABENSTEIN (1981)
Kreuzungen anfälli- ger <i>Lolium multiflo- rum</i> mit resistenten <i>Lolium perenne</i>	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	hohe Resistenz	RABENSTEIN (1981), KEGLER & FRIEDT (1993)
<i>Lolium multiflorum</i> - Genotyp R3	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	keine Symptome	GIBSON & HEARD (1976)
amphiploide Hybride aus <i>Lolium multiflo- rum</i> x <i>F. arundina- cea</i>	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i>	Resistenz bis zur BC2-Generation	WILKINS et al. (1974)
Genotyp/Selektion/ Sorte	Pilz	Bemerkungen	Referenz
„Gulf“, „Astor“, „Florida rust resis- tant“, „Magnolia“, „Marshall“, „Jack- son“, „Surrey“, „TAM-90“	<i>Puccinia coronata</i> (Kronenrost)	polygenisch bedingte Resistenz, quantitative Resistenz; Magnolia enthält <i>L. perenne</i> -Gene (JUNG et al. 1996)	WEIHLING (1963), CHAPMAN & WEBB (1965), BENNATT & JOHNSON (1968), HANSON (1972), PRINE et al. (1986), PRINE et al. (1989), WATSON et al. (1990), NELSON et al. (1992), JUNG et al. (1996)
„Florida 80“	<i>Puccinia coronata</i>	vollständig resistent	PRINE et al. (1986)
Genotypen der Sorte „Axis“	<i>Puccinia coronata</i>	maternal vererbte Toleranz	ADAMS et al. (1998)
„Lemtal“ RMV-infi- zierte Pflanzen	<i>Puccinia coronata</i>	ryegrass mosaic- <i>Potyvirus</i> -Infektion senkt den Kronenrostbefall bis zu 80 %	LATCH & POTTER (1977)

Fortsetzung von Tabelle 9

Genotyp/Selektion/ Sorte	Pilz	Bemerkungen	Referenz
<i>Festuca pratensis</i> x <i>Lolium multiflorum</i> <i>Festuca arundinacea</i> x <i>Lolium multiflorum</i>	<i>Puccinia coronata</i>	vollständig resistent	SLIESARAVICIUS (1992), OERTEL & MATZK (1999)
amphiploide Hybride aus <i>Lolium multiflorum</i> x <i>F. arundinacea</i>	<i>Puccinia coronata</i> var. <i>lolii</i> <i>Puccinia coronata</i> var. <i>festucea</i>	Resistenz bis zur BC2-Generation	WILKINS et al. (1974)
„Dama“, „Fastyl“, „Lemtal“, „Meribel“, „Modesto“	<i>Puccinia coronata coronata</i> f.sp. <i>lolii</i>	sehr rostresistent	KILLERMANN & LOHR (o.J.)
„RvP“	<i>Puccinia coronata</i> var. <i>lolii</i>	-	WILKINS et al. (1975b) in Kimbeng (1999)
„TAM“	<i>Puccinia graminis</i> (Stem rust)	Polygenisch bedingt, quantitative Resistenz (ROSE-FRICKER et al. 1986)	NELSON et al. (1992)
<i>L. multiflorum</i> Linien	<i>Pyricularia grisea</i> (CKE.) SACC. (Mehltau, Blast)	wenig resistent	BAIN (1972), MOSS & TREVATHAN (1987)
<i>L. perenne</i> x <i>L. multiflorum</i> -Hybriden	<i>Magnaporthe grisea</i> (Gray leaf spot)	geringe Resistenz, polygenisch bedingt (laufendes Projekt)	CURLEY et al. (2001)
Genotyp/Selektion/ Sorte	Bakterium	Bemerkungen	Referenz
amphiploide Hybride aus <i>Lolium multiflorum</i> x <i>F. arundinacea</i>	<i>Drechslera dictyoides</i>	Resistenzigenschaften wurde von einem resistenten Elter vollständig auf die Hybriden übertragen	WILKINS et al. (1974)
Genotyp/Selektion/ Sorte	Nematodes	Bemerkungen	Referenz
<i>Lolium multiflorum</i>	<i>Meloidogyne</i> spp. (USA)	-	FRITZSCHE et al. (1988)
Genotyp/Selektion/ Sorte	Resistenz	-	Referenz
„Marshall“	Extrem winterhart	-	ARNOLD et al. (1981)
„Magnolia“	Sehr winterhart	-	BENNATT & JOHNSON (1968)
„Jackson“	Extrem winterhart	-	WATSON et al. (1990)
„Surrey“	Sehr winterhart	-	PRINE et al. (1989)
„TAM-90“	Sehr winterhart	-	NELSON et al. (1992)

Pflanzeninhaltsstoffe

Im Frühjahr und Herbst werden hohe Konzentrationen an freien Kohlenhydraten in den Blättern gebildet, bei tetraploiden Sorten in noch höheren Konzentrationen als in diploiden. Diese Zuckergehalte nehmen mit ansteigenden Temperaturen gegen Sommer ab (JUNG et al. 1996, PETERSEN 1998). Die Arten der Gattung *Lolium* speichern Fructane als lösliche Kohlenhydrate (*Loliin* M wurde aus dem Kraut von *L. multiflorum* isoliert); in Samen speichern alle Süßgräser Stärke (HEGNAUR 1963, HEGNAUR 1986, CONERT 1998, FROHNE & JENSEN 1998).

Anhand ihrer Alkaloid-Gehalte lassen sich die Arten *Lolium perenne* und *Lolium multiflorum* voneinander unterscheiden. Während *L. perenne* Perlolin, Perlolidin und Perlolyrin enthält, kann in *Lolium multiflorum* vor allem Annulolin und Octopamin und wenig Perlolin nachgewiesen werden (HEGNAUR 1986, CONERT 1998). Die Loline wirken (teilweise in Kombination mit anderen Inhaltsstoffen) als giftig oder

abschreckend auf phytophage Insekten, z.B. auf die Blattlaus *Rhopalosiphum padi* (REDLIN & CARRIS 1997). Siehe hierzu jedoch auch die Ausführungen zur Symbiose mit dem endophytischen Pilz *Neotyphodium* (= *Acremonium*) *lolii* (vgl. Kap. 2.10).

Ebenfalls im Unterschied zu *Lolium perenne* läßt sich aus den Wurzeln etwa zwei Wochen alter *L. multiflorum*-Keimlinge stark fluoreszierendes Annulolin isolieren. Außerdem enthält die Art geringe Mengen an Aconitsäure (CONERT 1998).

2.4. Morphologie , Generationsdauer und Überlebensstrategie

L. multiflorum ist ein hellgrünes, büschelig oder mit einzelnen Halmen wachsendes Gras. Zur Blütezeit bestehen keine Erneuerungssprosse. Die Art wurzelt bis über 1 m tief; je nach Sippe ist sie als Therophyt oder Hemikryptophyt einzustufen (SEYBOLD et al. 1988, CONERT 1998).

Die Unterarten (oder Variationen) unterscheiden sich hinsichtlich ihrer Generationsdauer: Das Welsche Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *italicum*) ist winterannuell bis wenige Jahre ausdauernd, aber spätestens vom zweiten Winter ab mehr oder weniger stark auswinternd und frostempfindlich. Das Einjährige Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum*) ist hingegen einjährig (sommer- bis winterannuell). Wird es im Frühjahr ausgesät, so stirbt es bereits im ersten Winter ab, bei Herbstaussaat im folgenden Spätsommer oder Herbst (CONERT 1998).

Die Halme sind 25-90 (-130) cm hoch, schlank bis mäßig dick, aufrecht, nur am Grunde verzweigt oder unverzweigt, glatt und kahl, unter der Ähre rau, mit 2-5 kahlen Knoten. Die Blattscheiden sind offen, gerieft, kahl, glatt oder rau. Die Ligula ist ein 1-4 mm langer, am oberen Rande abgerundeter, häutiger Saum (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Die Blattspreiten sind 6-25 cm lang, 3-10 mm breit, in der Knospelage zusammengerollt, später flachausbreitet, unterseits stark glänzend und glatt, auf der Oberseite glatt oder wie an den Rändern rau, am Grunde mit 2 sichelförmigen, den Halm umgreifenden Öhrchen; seltener sind diese unscheinbar bis fehlend (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Der Blütenstand ist eine unterbrochene echte Ähre. Die Ähre ist 10-45 cm lang, aufrecht oder etwas übergebogen, ihre Hauptachse geschlängelt, flach, glatt, an den Kanten rau, mit wechselständigen einzeln und gewöhnlich entfernt stehenden, aber auch zum Teil einander überlappenden Ährchen. Ährchen 5-24-blütig, ohne die Grannen 8-30 mm lang, seitlich zusammengedrückt, zur Reifezeit leicht zerfallend. Untere Hüllspelze nur beim endständigen Ährchen vorhanden, der oberen gleich. Obere Hüllspelze 4-7-nervig, 5-14 (-18) mm lang, 0,25-0,5 (-0,75) so lang wie das Ährchen, länglich, lanzettlich, am oberen Ende schmal-abgerundet oder abgeschnitten, häutig, mit schmalen, dünnen Rändern, glatt und kahl. Deckspelzen 5-nervig, 5-8 mm lang, länglich bis länglich-lanzettlich, am oberen Ende stumpf oder kurz 2-spitzig, häutig, im obersten Teil und an den Rändern weißlich-durchsichtig, auch zur Reifezeit kaum verhärtend, kahl, glatt oder rau, gewöhnlich kurz unter dem oberen Rande begrannt, Granne bis 15 mm lang, gerade,

rauh. Vorspelzen 2-nervig, etwa so lang wie die Deckspelzen, 1,4-1,6 mm breit (Verhältnis Breite:Länge = etwa 0,26), lang-elliptisch, am oberen Ende verschmälert, auf den geflügelten Kielen in der oberen Hälfte kurz und fein behaart. Die Staubbeutel sind 3-4,5 mm lang (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Die Frucht (Karyopse) ist 2,8-3,8 mm lang, mehr als dreimal so lang wie breit, im Umriß lang-elliptisch und kahl (CONERT 1998). Die Tausendkornmassen (TKM) betragen um 2g, bei Welschem Weidelgras 2,5-4 g, bei Einjährigem Weidelgras 2,5-4,5 g (PETERSEN 1988, AID 1995).

Die Verbreitung der Grassamen findet durch Wind oder Tiere statt. Die Tierverbreitung wird durch Anhängsel oder Oberflächen gewährleistet, die eine Adhäsion am Tierkörper ermöglichen (Klettverbreitung) oder durch die Fähigkeit, durch Ölproduktion oder Ummantelung der Diaspore, unverdaut den Verdauungskanal zu passieren (DÜLL & KUTZELNIGG 1994, McDONALD et al. 1996, CHEPLICK 1998).

Keimungsbedingungen

Samenentwicklung und Keimung werden von den Umweltbedingungen beeinflusst. Die mit der Keimung zusammenhängenden Reaktionen auf unterschiedliche Umwelteinflüsse sind genetisch festgelegt (BASKIN & BASKIN 1998). *L. multiflorum* konnte zwar auf eine Verzögerung des Keimungszeitpunktes, nicht aber auf eine Erhöhung der Keimrate hin selektiert werden (NELSON 1980).

Eine Samenkeimung von *L. multiflorum* erfolgte im Versuch über einen weiten Temperaturbereich hinweg und bei höheren täglichen Temperaturschwankungen als bei anderen annuellen Grasarten des gleichen Standorts. Die höchsten Keimungsraten wurden festgestellt a) bei kühlen Nächten (5 °C) und wärmeren Tagen (10-25 °C) und b) Nächten mit 10 °C und heißen Tagen (30-40 °C). Bei Samen kommerzieller Herkunft waren die maximalen Keimungsraten über einen weiteren Temperaturbereich verteilt als bei Samen aus Wildbeständen (YOUNG et al. 1975).

Die Bedingungen unter denen die Keimruhe aufgehoben wird bzw. die Keimung stattfindet, sind auch abhängig von der Größe, Form und Farbe des Samens (BASKIN & BASKIN 1998). Bei *L. multiflorum* wird zudem durch die Temperaturen, die für die Mutterpflanze bei der Samenreife vorherrschten, die spätere Keimung beeinflusst (AKPAN & BEAN 1977).

Unter günstigen Lagerbedingungen beträgt die Keimfähigkeitsdauer 3-4 Jahre (McDONALD et al. 1996). Unter natürlichen Bedingungen bleibt der Samen des Einjährigen Weidelgrases (*L. multiflorum* ssp. *multiflorum*) etwa 3 Jahre (RAMPTON & CHING 1966), der Samen des Welschen Weidelgrases (*L. multiflorum* ssp. *italicum*) zu einem geringen Prozentsatz bis zu 4 Jahre in Lehmboden keimfähig (LEWIS 1973).

Wachstum

Welsches Weidelgras ist überjährig bis zweijährig, auch einjährig. Es weist einen horstigen Wuchs bis ca. 1 m Höhe auf, ist sehr schnellwüchsig und gilt als das massenwüchsigste Gras im Hauptfruchtfutterbau.

Einjähriges Weidelgras ist noch wüchsiger und daher wichtige Zweit- und Stoppelfruchtfutterpflanze (PETERSEN 1988, SCHLOSSER et al. 1991, CONERT 1998).

Durch seine schnelle Jugendentwicklung wirkt *L. multiflorum* auf Mischungspartner verdrängend. Es bildet zudem ein stark verfilztes Wurzelnetz aus, das in den Wurzelraum seiner Partner stark eingreift (PETERSEN 1988).

Illustrationen morphologischer Details und Querschnitte verschiedener Wachstumsperioden sind bei ARBER (1965) zu finden.

2.5. Blütenbiologie

L. multiflorum ist windbestäubt, gilt als Fremdbefruchter und weist einen hohen Grad an Selbstinkompatibilität auf (DÜLL & KUTZELNIGG 1994, CONERT 1998). Die Blütezeitangaben für Mitteleuropa bewegen sich zwischen Juni und August (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Die Blüte von *L. multiflorum* wird von der Tageslänge bestimmt (LANGER 1979). Nach LANGER (1979) blüht *L. multiflorum* ohne Vernalisation, eine Kälteeinwirkung bewirkt jedoch eine leichte Blühförderung. Nach AID (1991) schießt Welsches Weidelgras nur nach Kälteeinwirkung. Die Hybride von *L. perenne* x *L. multiflorum* reagiert bezüglich der Blühinduktion im Mittel zwischen beiden Arten (LANGER 1979).

Die Empfindlichkeit für Blüteninduktion ist vermutlich abhängig von der geographischen Herkunft der Pflanze. Beim Welschen Weidelgras zeigen Pflanzen aus mediterranen Herkünften weniger Reaktionen auf induktive Umwelteinflüsse als Pflanzen aus Nordwesteuropa (COOPER 1950, 1951, 1952, 1954, 1960a,b). Eine hohe N-Düngung bewirkt eine Vorverlegung der Blüte um 3 Wochen (WILSON 1959).

Bei Weidelgräsern werden zur Tagesmitte hin die meisten Pollen abgegeben. Der Pollenflug wird sehr stark vom Wetter beeinflusst. Bei den meisten Gräsern wird der Pollenflug bei Temperaturen unter 18° C und über 26° bis 30° C gehemmt. Optimal sind mäßig warme Temperaturen bei geringer Luftfeuchte (MCDONALD et al. 1996).

Weitere, detaillierte Angaben zur Blütenbiologie finden sich bei MCDONALD et al. (1996).

2.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen

Im Saatgutbau sind nach der Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) für Fremdbefruchter, zu denen dort alle Gräser außer den *Poa*-Arten gezählt werden, folgende Mindestabstände einzuhalten: Zu Feldbeständen anderer Sorten derselben Art *oder* derselben Sorte mit starker Unausgeglichenheit *oder* anderer Arten, deren Pollen zu Fremdbefruchtung führen können, sind bei Vermehrungsflächen bis 2 ha Größe Mindestabstände von 200 m (B- Basisaatgut) bzw. 100 m (Z - zertifiziertes Saatgut) vorgeschrieben. Für größere Vermehrungsflächen betragen die Entfernungen 100 m (B) bzw. 50 m (Z). Die Mindestentfernungen können unterschritten werden, wenn der Feldbestand ausreichend gegen Fremdbefruchtung abgeschirmt ist. Zu allen Nachbarbeständen

von Mähdruschfrüchten muß außerdem ein Trennstreifen (mind. 40 cm) vorhanden sein (vgl. auch AID 1995).

Für Weidelgräser gilt die folgende Besonderheit: Zu Beständen anderer Grasarten oder zu Weidelgrasbeständen abweichender Ploidie-Stufe müssen keine Mindestentfernungen eingehalten werden, da hier keine Fremdbefruchtung eintritt. Alle Weidelgrasarten der gleichen Ploidiestufe sind jedoch spontan kreuzbar. Zwischen Beständen des Welschen Weidelgrases und denen von Deutschem, Einjährigem oder Bastard-Weidelgras sind daher die o.g. Mindestabstände für Fremdbefruchter ebenfalls einzuhalten (vgl. AID 1995). Das gleiche gilt sinngemäß auch für das Einjährige Weidelgras¹.

Weitere Vorgaben enthält die Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) bezüglich des Fremdbesatzes beim Saatgutbau. Der Feldbestand darf im Durchschnitt auf 150m² maximal 5 (Basissaatgut) bzw. 15 (zertifiziertes Saatgut) Pflanzen enthalten, die nicht hinreichend sortenecht sind *oder* einer anderen Sorte der selben Art angehören *oder* einer anderen, zur Fremdbefruchtung befähigten Art angehören *oder* deren Samen sich vom Saatgut des Vermehrungsbestandes nicht ausreichend unterscheiden lassen. Pflanzen anderer Arten, deren Samen sich aus dem Saatgut nur schwer herausreinigen lassen, dürfen auf der gleichen Fläche nur in maximal 10(B) bzw. 30(Z) Individuen vorkommen. Ackerfuchsschwanz, Flughafener und Flughafenerbastarde dürfen in Weidelgras-Anbauflächen jeweils nur in max. 3(B) bzw. 5(Z) Individuen vorkommen. Für Weidelgräser anderer Art betragen die entsprechenden Maximalwerte 3(B) und 10(Z) Pflanzen.

Laut OECD-Datenbank (<http://www.olis.oecd.org/biotrack.nsf>) erfolgte bislang keine Freisetzung von gentechnisch verändertem *Lolium multiflorum*. *Lolium perenne* hingegen wurde bisher 1x in Kanada freigesetzt. Dabei ist eine Isolationsdistanz von 20 m zu nicht veränderten Beständen von *L. perenne* und anderen mit dieser Art kreuzbaren Arten vorgeschrieben, wobei gleichzeitig verhindert werden muß, daß die gentechnisch veränderten Pflanzen zur Blüte gelangen. Sofern das Aufblühen/die Pollenabgabe der Versuchspflanze zugelassen wird, sind alle *L. perenne*-Pflanzen innerhalb eines Umkreises von 300 m um das Versuchsfeld als Teil des Versuchs zu betrachten und zu behandeln (d.h. Vernichtung des Pflanzenbestandes mit nicht-selektiven Herbiziden nach Versuchsende). Auf dem Versuchsfeld darf nach Versuchsende 3 Jahre lang kein *L. perenne* angebaut werden. In diesem Zeitraum müssen alle spontan auftretenden Pflanzen (dieser Art ?) vernichtet werden (CANADIAN FOOD INSPECTION AGENCY 2000).

Die Festsetzung von Isolationsdistanzen bleibt grundsätzlich problematisch. Insbesondere ist die Pollenausbreitung durch Wind bzw. Insekten schlecht vorhersagbar. Die Pollenausbreitung wird von ROGNLI et al. (2000) als die bedeutendste Möglichkeit für das Entkommen von von Transgenen bezeichnet.

Als Mindestabstand zur Isolation potentieller Kreuzungspartner werden für verschiedene Gräser wie *Poa*, *Festuca* und *Bromus* 540-1000 m genannt (vgl. SUKOPP & SUKOPP 1994). Diese Werte liegen deutlich

¹ In der Saatgutverordnung werden Welsches und Einjähriges Weidelgras als zwei getrennte Arten behandelt.

über den von GRIFFITHS (1950) für *Lolium perenne* vorgeschlagenen bzw. nach der Saatgutverordnung für *Festuca* und *Lolium*-Arten vorgeschriebenen Entfernungen (s.o.).

Die Ausbreitung von Pollen von *Lolium perenne* wurde in Feldversuchen untersucht und zur Verifizierung und Verbesserung von Vorhersagemodellen herangezogen. Es zeigte sich, daß die Pollenausbreitung von diversen Faktoren, u.a. Windrichtung, Entfernung, Windgeschwindigkeit und Turbulenzen abhängig ist (GIDDINGS 1997a, GIDDINGS 1997b). In einer weiteren Modellrechnung zeigte GIDDINGS (2000), daß bei großflächigem Anbau transgener Pflanzen von *Lolium perenne*, kleine, nicht transgene Bestände dieser Art durch massiven Eintrag transgener Pollen betroffen sein können, auch wenn sie 1 km entfernt und nicht in der Hauptwindrichtung liegen.

ROGNLI et al. (2000) untersuchten die Pollenausbreitung bei dem nah verwandten Wiesenschwingel (*F. pratensis*). Sie stellten Pollenübertragung auf Empfängerpflanzen noch in einem Abstand von über 250 m vom Donorfeld fest. Die Übertragungsrate sank mit zunehmendem Abstand vom Donorfeld bis zu einer Entfernung von 75m rapide, danach deutlich langsamer. Die Windrichtung hatte in dieser Untersuchung nur einen geringen Effekt. Großwüchsige, vitale Pflanzen waren bessere Pollenempfänger als niedrigwüchsige Exemplare.

Samenanerkennung

Für die Samenanerkennung werden eine Mindestkeimfähigkeit von 75 %, ein Höchstgehalt an Flüssigkeit von 14 % und eine technische Mindestreinheit von 96 Gew.% gefordert. Bezogen auf das Gewicht darf der Höchstbesatz mit anderen Pflanzenarten in der Summe 0,3 % bei Basissaatgut und 1,5 % bei Zertifiziertem Saatgut betragen (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999).

2.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit *Lolium multiflorum*

2.7.1. Züchtungsziele

Von *L. multiflorum* sowie anderen einheimischen Grasarten sind in verschiedenen Ländern umfangreiche Kollektionen europäischer Wildherkünfte verfügbar (vgl. z.B. OLIVEIRA et al. 1997). Diese werden in die laufenden Programme der Gräserzüchtung einbezogen. Wichtige, züchtungsrelevante Merkmale von Welschem und Einjährigem Weidelgras sind u.a. die Unterschiede in Wachstumsverlauf, Blühtermin, Ausdauer, Wüchsigkeit, Narbendichte und Krankheitsanfälligkeit der Sorten, die die sehr unterschiedlichen Einsatzmöglichkeiten der Sorten bestimmen (vgl. auch Kap. 2.8.2.).

International gibt es zahlreiche Sorten, zunehmend tetraploide (SCHLOSSER et al. 1991). Die ersten tetraploiden Sorten, die in den 50er Jahren des 20. Jahrhunderts hauptsächlich in Holland gezüchtet wurden, waren schnell beliebt, da im Gegensatz zu *L. perenne* die geringere Ausdauerfähigkeit bei *L. multiflorum* keine Bedeutung hatte. Von den tetraploiden und diploiden Sorten haben die tetraploiden heute die größte Anbauverbreitung. Da wegen der klimatischen Bedingungen in den USA Weidegräser mit starkem winterlichem Wachstum benötigt werden (im Gegensatz zu den Sorten für den europäischen

Markt), werden dort und auch in Neuseeland noch heute spezielle diploide Sorten (auch Rasensorten) gezüchtet. Die Züchtung in Europa beschäftigt sich jedoch schwerpunktmäßig mit den tetraploiden Futter-sorten (PETERSEN 1988, HARLAN 1992, JUNG et al. 1996).

Zur Erhöhung der Ertragssicherheit und der Ausdauereigenschaften ist die Verbesserung der Frostresistenz ein wesentliches Zuchtziel (BAECK 1992, JUNG et al. 1996). Erwünscht ist auch die Übertragung der Selbstfertilität von *L. temulentum* auf *L. multiflorum* (HAYWARD 1985, THOROGOOD & HAYWARD 1992)

2.7.2. Sexuelle Hybridisierung

Die *in vitro*-Regeneration von Gräsern galt längere Zeit als problematisch. Erst durch den Einsatz von undifferenziertem Zellmaterial, wie unreife Embryo- oder Samengewebe, Meristeme und meristematische Gewebe aus jungen Infloreszenzen, in modifizierten *in vitro*-Techniken konnten fertile Pflanzen gewonnen werden (CHAI & STICKLEIN 1998). DALE & DALTON (1983) bspw. beschrieben die gelungene Regeneration von verschiedenen Gräsern aus Gewebekulturen von unreifen Infloreszenzen.

Über somaklonale Variation der Regeneranten aus Kalluskulturen von *Lolium multiflorum* wurde 1989 von JACKSON & DALE berichtet. Mittels Kalluskulturen aus unreifen Infloreszenzen von diploiden *L. multiflorum*-Genotypen (cv. „Tur“) konnten sowohl fertile diploide, als auch tetraploide Pflanzen gewonnen werden. Die tetraploiden Regeneranten waren etwas kräftiger und wiesen breitere Blätter auf (ZWIERZYKOWSKI & RYBCZYNSKI 1998). RAJOELINA et al. (1990) verglichen verschiedene Methoden der somatischen Embryogenese bei *Lolium multiflorum* und beschrieben Optimierungen der Regeneration.

Autopolyploide *Lolium multiflorum*-Typen besitzen im Vergleich zu diploiden Formen eine schnellere Anfangsentwicklung, eine bessere Akzeptanz als Futter, höhere Grünmasseerträge, höhere Gehalte an löslichen Kohlenhydraten und eine deutlich erhöhte Konkurrenzkraft, jedoch auch eine reduzierte Winterhärte (JAUHAR 1993, ZELLER 1999).

Interspezifische Hybridisierungen

Lolium multiflorum (2x, 4x) x *Lolium perenne* (2x, 4x)

Sowohl diploide als auch tetraploide Hybriden sind vollständig fertil. Tetraploide Bastarde werden entweder durch Kombination von tetraploiden Eltern oder durch Colchizinierung der F₁-Hybriden erzeugt. Ziel ist es, die Weidevertäglichkeit, Bestockungsfähigkeit und Ausdauer des *Lolium perenne* mit dem hohen Trockenmasseertrag des *Lolium multiflorum* zu kombinieren. Erste Hybridisierungen wurden vermutlich schon vor über 100 Jahren in England durchgeführt (TERRELL 1966, JAUHAR 1993, ZELLER 1999). Die polygenische Resistenz von *Lolium perenne* gegen das RgMV konnte durch wiederholte Rückkreuzungen auf die synthetische *Lolium multiflorum*-Linie „Bb2113“ der Sorte „Tribune“ übertragen werden (WILKINS 1987).

Mittels Isoenzymanalysen, RFLP und RAPD wird mit Hilfe von Kreuzungen zwischen einer doppelhaploiden *Lolium perenne*-Linie und einem *Lolium multiflorum* x *Lolium perenne* F₁-Hybrid eine *Lolium*-

Genkarte erstellt. Diese Genkarte soll über die Lage und Reihenfolge der Gene Auskunft geben sowie zu Vergleichen mit Genomen anderer Gräserarten eingesetzt werden. Auch soll sie die Identifizierung von Chromosomensegmenten, die agronomisch interessante Genloci codieren, sowie die rationelle marker-gestützte Selektion (MAS) in der Züchtung ermöglichen (HAYWARD et al. 1998, ZELLER 1999).

Lolium multiflorum (2x) x *Lolium rigidum* (2x)

Hybridisierungen mit *Lolium rigidum* sind für Züchter wegen des ausgeprägten Wurzelsystems der Art interessant (ZELLER 1999). Die Kreuzung mit Welschem Weidelgras zeigte eine gute Interkompatibilität (TERRELL 1966).

Lolium multiflorum (2x, 4x) x *Lolium temulentum* (2x)

Durch die Einkreuzung des Taumellolchs (*Lolium temulentum*) sollen die Gene für Selbstkompatibilität auf *Lolium multiflorum*-Linien übertragen werden (THOROGOOD & HAYWARD 1992). Es können Hybriden mit stark reduzierter Pollenfertilität entstehen (TERRELL 1966, ZELLER 1999). Kreuzungen mit *Lolium multiflorum* als maternaler Kreuzungspartner sind erfolgversprechender (TERRELL 1966). Triploide Hybriden mit 2 Chromosomensätzen von *Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* und einem Chromosomensatz vom strikt einjährigem *Lolium temulentum* besitzen die Fähigkeit zu überwintern und im zweiten Jahr wieder zu blühen. Es wird daher angenommen, daß die Ausdauerfähigkeit von *Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* von der Quantität der Gene abhängig ist (THOMAS et al. 2000). Durch Hybridisierungen von Taumellolch mit *Lolium multiflorum*-Stämmen, die ein mutiertes Gen von *Festuca pratensis* enthielten (das Gen *sid*), das eine verzögerte Senescens bewirkt, wurde das *Festuca pratensis*-Gen auch auf *Lolium temulentum* übertragen (THOMAS et al. 1999).

Intergenerische Hybridisierungen

Die ausgeprägte Fähigkeit zur Hybridisierung untereinander und die gleichzeitig gute Unterscheidbarkeit der Chromosomen von *Festuca*- und *Lolium*-Arten durch GISH macht sie zu einer Besonderheit unter den Nutzpflanzen (ZWIERZYKOWSKI et al. 1998, ZWIERZYKOWSKI 1999, THOMAS et al. 2000). F₁-x*Festulium*-Pflanzen zeigen einen flachen, am Boden liegenden Wuchs und sind daher für den Futterbau nur wenig geeignet. Bei Rückkreuzungen mit *Lolium* weisen die Hybriden einen *Lolium*-ähnlichen Habitus auf und besitzen auch eine erhöhte Fertilität (ZELLER 1999).

Die Hybridisierungen von *Lolium* mit *Festuca* sind erfolgversprechender, wenn die weibliche Elternpflanze eine *Lolium*-Sorte ist (JAUHAR 1993). Diploide Hybride sind zumeist steril. Durch die Erhöhung der Ploidiestufe kann die Sterilität herabgesetzt werden. Es werden daher z.B. durch Colchizinbehandlung, Kallus- oder Gewebekulturen der F₁-Hybriden oder durch Kreuzung von bereits autotetraploiden Elternsorten allotetraploide, fertile Hybriden erzeugt (JAUHAR 1993, CANTER et al. 1999).

L. multiflorum (2x) x *Festuca pratensis* (2x)

Einige Hybriden von Welschem Weidelgras und *Festuca pratensis* sind vollständig resistent gegen Kronenrost; Kreuzungen mit Einjährigem Weidelgras und Wiesenschwingel weisen ein verstärktes Wachstum und höhere Trockenmasseerträge auf (SLIESARAVICIUS 1992). Durch den hohen Sommeraufwuchs und die Stresstoleranz von *Festuca pratensis* sollen leistungsfähigere *Lolium*-Hybriden produziert werden (ZELLER 1999). *Festuca pratensis* kann über die erhöhte Frostresistenz der Hybriden auch deren Ausdauer verbessern (BAECK 1992).

Die Infloreszenzen der Hybriden ähneln eher *Festuca*. Bei einigen der Hybriden konnten Heterosis-Effekte festgestellt werden (JAUHAR 1993). Während natürliche diploide Hybride von *L. multiflorum* x *F. pratensis* steril sind, können pollenfertile amphidiploide Hybride durch Kalluskulturen aus verschiedenen Geweben steriler F₁-Hybride gewonnen werden (RYBCZYNSKI et al. 1983, ZWIERZYKOWSKI et al. 1985 a, b). LESNIEWSKA et al. (2001) beschreiben die erfolgreiche Regeneration von fertilen dihaploiden *Lolium multiflorum* x *Festuca pratensis*-Pflanzen der Sorten „Sulino“ und „Felopa“ mit Dürre- und Frostresistenzen durch Androgenese. Mittels Hybridisierung von tetraploidem *Festuca pratensis* x *Lolium multiflorum* konnten die beiden Genome gemeinsam durch die Bildung von „Hybridchromosomen“ in fertile Nachkommen integriert werden (ZWIERZYKOWSKI et al. 1998).

Auch dominante Resistenzeigenschaften gegen *Puccinia coronata* CORDA (Kronenrost) konnten durch Einkreuzungen des Wiesenschwingels erfolgreich auf *Lolium multiflorum*-Hybriden übertragen werden (SLIESARAVICIUS 1992, OERTEL & MATZK 1999).

Eine bei *Festuca pratensis* auftretende Mutation (das Gen *sid*), die eine verzögerte Senescens bewirkt, konnte auf *Lolium multiflorum*-, *Lolium perenne*- sowie auf *Lolium temulentum*-Hybriden übertragen und die Introgression mittels genomischer *in situ*-Hybridisierung (GISH) visualisiert werden (THOMAS et al. 1997, 1999).

L. multiflorum (2x, 4x) x *F. arundinacea* (6x)

Die begehrten Eigenschaften des Rohrschwingels als Kreuzungspartner von *Lolium multiflorum* sind seine Ausdauer und Toleranz gegenüber Frost und Dürre (ZELLER 1999).

Für *L. multiflorum* ist *F. arundinacea* der bessere intergenerische Kreuzungspartner als *F. pratensis* (TERRELL 1966, JAUHAR 1993). Erste Hybriden zwischen *L. multiflorum* und *F. arundinacea* wurden von BUCKNER (1953) und CROWDER (1953) beschrieben. Tetraploide Hybriden mit einem Chromosomensatz von *Lolium* und 3 Chromosomensätzen von *Festuca* sind vollständig steril; pentaploide Hybriden mit 2 Chromosomensätzen von *Lolium* und 3 Chromosomensätzen von *Festuca*, aus der Kreuzung von *L. multiflorum* (4x) x *F. arundinacea* (6x) besitzen Fertilität (JAUHAR 1993). Pollenfertile amphidiploide Hybride konnten auch durch Kalluskulturen aus verschiedenen Geweben steriler F₁-Hybriden von *L. multiflorum* x *F. arundinacea* gewonnen werden (RYBCZYNSKI et al. 1983, ZWIERZYKOWSKI et al. 1985 a, b). Die selbstinkompatiblen Hybriden aus diploiden *Lolium multiflorum* x hexaploidem *F. arundinacea*

bilden einzelne Samen aus, wenn sie mit reichlich Pollen von amphiploiden Hybriden bestäubt werden. Die Nachkommen sind oktoploid, vermutlich aus unreduzierten Gameten der F₁-Hybriden und dem amphiploidem Pollen (LEWIS 1974 in MORGAN et al. 1995).

Aus Antherenkulturen von pentaploiden F₁-Hybriden erhielt ZWIERZYKOWSKI et al. (1999) verschiedenste Regeneranten mit Chromosomenzahlen von 14 bis 42. Die Übertragung von erwünschten Genen von *Festuca arundinacea* auf *Lolium multiflorum* kann durch wiederholte Rückkreuzungen der pentaploiden F₁-Hybriden mit tetraploiden *Lolium multiflorum* erreicht werden (ZELLER 1999).

Aus *L. multiflorum* x *F. arundinacea* wurde über eine octoploide Hybride (2n = 56) über mehrere Kreuzungsstufen eine amphiploide Hybride mit einer stabilen Ploidiestufe (2n = 42) gezüchtet. Ihr entstammen Sorten wie „Kenhy“, „Johnston“ u.a., die auf konventionellem Weg der Züchtung eine stabile Genmischung aus beiden Kreuzungspartnern erhalten haben (JAUHAR 1993).

Wie es sich nach genomischen *in situ*-Hybridisierungen gezeigt hat, besteht das hexaploide *F. arundinacea*-Genom aus den zwei Genomen des tetraploiden *F. arundinacea* var. *glaucescens* und dem Genom des diploiden *Festuca pratensis* (HUMPHREYS et al. 1997, 1998, PASAKINSKIENE et al. 1998, ZARE et al. 1999). Die Chromosomen mit Frosttoleranzgenen von *Festuca pratensis* konnten im Genom von Hybriden aus der Kreuzung von *Lolium multiflorum* x *Festuca arundinacea* identifiziert werden (ZARE et al. 1999). Ähnliches wird auch bezüglich Dürretoleranzgenen von *Festuca pratensis* vermutet, die ebenfalls über *Festuca arundinacea* in *Lolium multiflorum* eingekreuzt worden sind (ZELLER 1999).

L. multiflorum (2x, 4x) x *F. gigantea* (6x)

Die pentaploiden Hybriden aus der Paarung *L. multiflorum* var. *multiflorum* (4x) x *F. gigantea* (6x) besitzen eine geringe Fertilität; tetraploide Hybriden sind vollständig steril (JAUHAR 1993). Durch wiederholte Rückkreuzungen der pentaploiden F₁-Hybriden mit tetraploiden *Lolium multiflorum* sollen erwünschte Gene wie hoher Sommeraufwuchs, Winterhärte, Dürretoleranz und Ausdauer von *Festuca gigantea* auf *Lolium multiflorum* übertragen werden (JAUHAR 1993, ZELLER 1999).

Weitere *Festuca*-Kreuzungspartner

Die Hybridisierungen von *Lolium multiflorum* mit *Festuca drymeja* oder *Festuca donax* sind möglich, jedoch besteht nur geringe genomische Kompatibilität, die in einer weitgehenden Sterilität der F₁-Hybriden resultiert (JAUHAR 1993). Kreuzungen von tetraploiden *Lolium multiflorum* mit *Festuca rubra* (8x), bei künstlicher Aufzucht der F₁-Hybriden, sind ebenfalls durchführbar (TERRELL 1966).

Lolium multiflorum (4x) x *Dactylis glomerata* (4x)

Die erste *in vivo*-Hybridisierung *Lolium multiflorum* x *Dactylis glomerata* gelang OERTEL et al. (1996) mit einer tetraploiden *Lolium multiflorum*-Linie „Malmi“. Der Hybrid war morphologisch intermediär. Laut Veröffentlichung der Abteilung Cytogenetik des IPK Gatersleben (INSTITUT FÜR PFLANZENGENETIK UND KULTURPFLANZENFORSCHUNG 2001) sind weitere Hybridisierungen von *Lolium multiflorum* mit

Dactylis glomerata geplant, die mittels Antherenkultur und unter Einsatz von GISH realisiert werden sollen. CHARMET et al. (1997) würden nach ihren RFLP und RAPD-Untersuchungen *Dactylis glomerata* phylogenetisch innerhalb der Gattung *Festuca* zwischen die beiden Hauptgruppen (breitblättrige und schmalblättrige Arten) einordnen können. *Dactylis glomerata* besitzt eine hohe Ertragsfähigkeit, Dürerotoleranz, frühe Entwicklung und ein gutes Regenerationsvermögen (ZELLER 1999).

Sonstiges

Eine umfassende Übersicht der verschiedenen in Polen zwischen 1964 und 1994 durchgeführten Hybridisierungen mit bibliographischen Angaben findet sich bei ZWIERZYKOWSKI (1996).

2.7.3. Somatische Hybridisierung

Die intergenerische somatische Hybridisierung von *Lolium multiflorum* x *Festuca arundinacea* zu amphiploiden Bastarden gelang erstmals TAKAMIZO et al. (1991). Nach der Fusion von radioaktiv bestrahlten Protoplasten aus nichtmorphogenen Zellkulturen von *Lolium multiflorum* mit Protoplasten aus embryogenen Zellkulturen von *Festuca arundinacea* konnten neben symmetrischen auch asymmetrische fertile *xFestulolium*-Pflanzen (mit über 80-%iger Elimination des Donorgenoms) regeneriert werden (SPANGENBERG et al. 1995).

2.7.4. Gentechnische Arbeiten

Die experimentellen Grundlagen zur Erstellung transgener *Lolium multiflorum*-Pflanzen sind vorhanden, methodische Optimierungen stehen jedoch noch aus (SPANGENBERG et al. 2000).

In Tab. 10 sind die bisher an *Lolium multiflorum* durchgeführten Transformationen zusammengestellt. Neben Reportergenen (*GUS*) sind verschiedene Antibiotika-Resistenzgene (*HYG*, *nptII* gegen Hygromycin, Kanamycin, Paromomycin, Geneticin) als selektierbare Markierungsgene sowie das Gen der *Bacillus subtilis*-Levansucrase und damit die Fähigkeit zur Bildung eines bakteriellen Fructans gentechnisch auf *Lolium multiflorum* übertragen worden.

Gentechnische Arbeiten an *Lolium multiflorum* wurden mittels verschiedener Methoden durchgeführt:

Transformation von Protoplasten

POTRYKUS et al. (1985) transferierten das Antibiotikaresistenzgen G-418 auf einem linearen Plasmid pABD1 mittels direktem Transfer in *L. multiflorum*-Protoplasten. Diese Protoplasten besaßen jedoch nicht die Fähigkeit, zu Pflanzen zu regenerieren. Totipotente Protoplasten wurden bei Poaceen bisher nur aus embryogenen Zellkulturen gewonnen (SPANGENBERG et al. 2000) und für *Lolium multiflorum* erstmals von DALTON (1988) beschrieben. WANG et al. (1993) fanden eine Methode, aus Protoplasten embryogener Zellkulturen einzelner Genotypen von *Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum*-Sorten („Andy“, „Caramba“, „Limella“) und ssp. *italicum*-Sorten („Axis“, „Fredo“) größere Mengen fertiler Pflanzen her-

zustellen und die Zellkulturen („Andy“) zudem durch Kryopreservation längere Zeit zur Verfügung zu stellen.

Die erste Transformation morphogener *Lolium multiflorum*-Protoplasten wurde mittels Polyethylenglycol-induziertem direktem Gentransfer durchgeführt (WANG et al. 1997). Die genauere Charakterisierung der transgenen Pflanzen steht jedoch noch aus (SPANGENBERG et al. 2000).

Protoplasten-unabhängige Transfertechniken

Silikoncarbidgefaser-vermittelter Transfer

DALTON et al. (1998a) transformierten ein Hygromycin-Resistenzgen in *Lolium multiflorum*-Zellsuspensionen der Sorte „Trident“ per Silikonfaser-Methode. Die Expression nach der Vererbung des Resistenzgens über den Pollen der transgenen Pflanzen war jedoch nicht dauerhaft.

Partikelbeschuß-Technik

Aus mittels Partikelbeschuß transformierten embryogenen Zellsuspensionen von *Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* der Sorte „Andy“ sowie von *Lolium multiflorum* ssp. *italicum* der Sorte „Axis“ und „Gorka“ konnten transgene *Lolium multiflorum*-Pflanzen aus 33% der hygromycinresistenten Kalli regeneriert werden (YE et al. 1997). Die gentechnisch veränderten Pflanzen wurden unter Gewächshausbedingungen angezogen und es fand sich bei Kreuzungsversuchen eine Vererbung der transgenen Hygromycinresistenz nach Mendelschen Regeln (SPANGENBERG et al. 2000).

Nach Partikelbeschuß von Meristemen aus vegetativen und floralen Gewebekulturen von *Lolium multiflorum* ssp. *italicum* „Axis“, fanden sich einzelne Zellen mit transienter Expression in den beiden oberen Zellschichten (PEREZ-VICENTE et al. 1993).

1999 berichteten DALTON et al. über die Cotransformation von embryogenen Zellsuspensionen von *Lolium multiflorum* der Sorte „Trident“ mittels Partikelbeschuß-Technik.

Die Transformation von Zellsuspensionen von *Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* der Sorte „Andy“ mit dem *Bacillus subtilis sacB*-Gen mittels Mikroprojektil-Beschußtechnik führte, im Gegensatz zu früheren Ergebnissen bei Tabak und Kartoffeln, zu Transformanten, die bakterielles Fructan akkumulieren. Gleichzeitig weisen sie aber auch eine verringerte Bildung von pflanzeigenem Fructan und ein verringertes pflanzliches Wachstum auf (YE et al. 2001).

Agrobacterium vermittelter Gentransfer

Das Wirtsspektrum von *Agrobacterium tumefaciens* schließt Poaceen nicht mit ein, wodurch *A. tumefaciens* lange Zeit nicht als Vektor eingesetzt werden konnte. Die Entwicklung von „super-binary“-Vektoren ermöglichte jedoch auch die Transformation von Poaceen (WANG & POSSELT 1997).

WANG & POSSELT (1997) beschreiben die Transformation von Kalli aus embryogenen Suspensionskulturen von *Lolium multiflorum* ssp. *italicum* und *Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* durch den *Agrobacte-*

rium tumefaciens-Stamm EHA105 mit dem binären Vektor pGPTV-HPT-*GUS*. Transiente *GUS*-Expression konnte nach der Transformation bei *Lolium multiflorum* ssp. *italicum*-Kalli in einer Frequenz bis zu 54%, bei *Lolium multiflorum* var. *multiflorum*-Kalli bis zu 43% festgestellt werden. Aus den hygromycin-resistenten Transformanten konnten grüne, fertile transgene Pflanzen regeneriert werden. Kreuzungen mit dem Wildtyp zeigten eine Vererbung des Transgens auf die T1-Generation mit Mendelspaltung (WANG & POSSELT 1997).

DALTON et al. (1998b) berichten ebenfalls von einer Transformation von Kalli aus embryogenen Suspensionskulturen von *Lolium multiflorum*. *GUS*- und Hygromycin-Resistenzgene wurden durch den Agrobacterium-Stamm LBA4404 mit dem Plasmid pTOK233 unter Verwendung des CaMV35S-Promotors transferiert. Unter Hygromycinselektion konnten 3 Pflanzen regeneriert werden. Der histochemische β -Glucuronidase-Nachweis war jedoch negativ.

Tab. 10: Gentechnische Arbeiten an *Lolium multiflorum*

Objekt	Transgene	Methode	Promotor	Ergebnis	Referenz
Protoplasten	<i>nptII</i>	PEG	CaMV35S	transformierte Kalli	POTRYKUS et al. (1985)
Meristeme	<i>GUS</i>	Partikelbeschuß	rice <i>actin1</i>	transiente Expression	PEREZ-VICENTE et al. (1993)
Protoplasten	<i>nptII</i> , <i>GUS</i>	PEG	<i>nos</i> CaMV35S	fertile transgene antibiotikaresistente Pflanzen	WANG et al. (1997)
Zellsuspension	<i>HYG</i> , <i>GUS</i>	Partikelbeschuß	rice <i>actin1</i> maize <i>Ubi1</i>	fertile transgene antibiotikaresistente Pflanzen	YE et al. (1997)
Zellsuspension	<i>HYG</i> , <i>GUS</i>	Whiskers	CaMV35S maize <i>Adh1</i> maize <i>Ubi1</i> rice <i>actin1</i>	fertile transgene antibiotikaresistente Pflanzen	DALTON et al. (1998a)
Zellsuspension	<i>HYG</i> , <i>GUS</i>	Partikelbeschuß	CaMV35S maize <i>Ubi1</i> rice <i>actin1</i>	cotransformierte transgene antibiotikaresistente Pflanzen	DALTON et al. (1999)
Zellsuspensionen	<i>HYG</i> , <i>sacB</i> <i>Cotransformation</i>	Partikelbeschuß	maize <i>Ubi1</i> CaMV35S	fertile transgene antibiotikaresistente Pflanzen mit Produktion von bakteriellem Fructan	YE et al. (2001)
Kalli aus embryogenen Zellsuspensionen	<i>HYG</i> , <i>GUS</i>	<i>A. tumefaciens</i>	CaMV35S	fertile transgene antibiotikaresistente Pflanzen	WANG & POSSELT (1997)
Kalli aus embryogenen Zellsuspensionen	<i>HYG</i> , <i>GUS</i>	<i>A. tumefaciens</i>	CaMV35S	vermutlich transgene antibiotikaresistente Pflanzen	DALTON et al. (1998b)

Erläuterungen: Transgene: *nos* = Nopalinsynthase-Promoter (*Agrobacterium tumefaciens*), CaMV35S = cauliflower mosaic virus-35SRNA-Promoter, maize *Ubi1* = maize *ubiquitin1*-Promotor, rice *actin1* = (*Act1 5'*) = rice *actin1*-Promotor, maize *Adh1* = modifizierter maize *Adh1*-Promoter, *GUS* = β -Glucuronidase (*uidA*)-Gen (*E. coli*), *HYG* = Hygromycin-Phosphotransferase-Gen (*Streptomyces hygroscopicus*), *nptII* = Neomycin-Phosphotransferase II-Gen (*E. coli*), *sacB* = Gen der *Bacillus subtilis*-Levansucrase; PEG = Polyethylenglycol-vermittelter Gentransfer, Whiskers = Silikoncarbidgefaser-vermittelter Transfer, *A. tumefaciens* = *Agrobacterium tumefaciens*-vermittelter Gentransfer

Durch die Möglichkeit der beliebigen Übertragbarkeit von Genen der *Lolium*- und *Festuca*-Kulturarten durch konventionelle Züchtungsmethoden sowie der Herstellung „maßgeschneiderter“ Sorten mittels genomischer *in situ*-Hybridisierung (GISH) ist die gentechnische Veränderung dieser Arten etwas in den Hintergrund getreten (HUMPHREYS et al. 1997, ZELLER 1999). Demgegenüber wird jedoch auch die Meinung vertreten, daß die Fortschritte der konventionellen Züchtung bei Gräsern im Vergleich zu Getreidearten geringer sind und daher gentechnische Methoden genutzt werden sollten (WANG & POSSELT 1997).

2.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche

2.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf

L. multiflorum benötigt für eine hohe Ertragsbildung viel Feuchtigkeit und eine gute Nährstoffversorgung. Die licht- und wärmeliebende Pflanze bevorzugt frische bis feuchte, lehmige Mineralböden mit annähernd neutralem Boden-pH-Wert und geringem Salzgehalt (Chlorid). Aber auch auf (kalkreichen) Sandböden sowie auf Anmoorböden bringt sie hohe Erträge, wenn sie ausreichend gedüngt bzw. mit Wasser versorgt wird. Auf sehr trockenen Böden wächst sie schlecht (PETERSEN 1988, FRAUENDORFER 1994, CONERT 1998).

L. multiflorum bevorzugt mildes Klima und wächst am besten in Mediterrangebieten. Es ist empfindlich gegen strenge Kälte und lange Schneebedeckungen und anfällig für Schneeschimmel und andere Pilze, wenn es zu üppig entwickelt in den Winter kommt. Daher ist sein Anbau in den Mittelgebirgen begrenzt. Auch verträgt *L. multiflorum* längere Sommerdürre nicht (PETERSEN 1988, FRAUENDORFER 1994, BENNETT 1997, CONERT 1998).

L. multiflorum ist eine Grasart, die ganz besonders durch Düngung gefördert wird. Durch ihre zahlreichen Wurzelfasern nimmt sie Nährstoffe besonders schnell auf und kann daher im Ackergrasbau mit hohem Gülle- und Abwassereinsatz und auf Rieselfeldern angebaut werden, wo sie bis zu sechsmal im Jahr geschnitten werden kann (PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

L. multiflorum wird im Biomonitoring als Akkumulationsindikator für Schwefel, Blei, Cadmium, Kupfer, Zink, Fluoride und Chloride eingesetzt (FRAUENDORFER 1994) (vgl. Kap. 2.8.3.).

2.8.2. Verwendung als Futtergras

Zusammen mit *L. perenne* ist *L. multiflorum* als Futtergras von herausragender Bedeutung, sowohl hinsichtlich der Inhaltsstoffe als auch bezüglich der Verdaulichkeit (JUNG et al. 1996, PETERSEN 1998). In der Futterwerteskala für Gräser erreicht *L. multiflorum* den höchsten Wert (SEYBOLD et al. 1998). Nach BALDIOLI (1995b) enthält 1 kg Trockensubstanz beim Welschen Weidelgras 600-630 Stärkeeinheiten (StE), 6,2-6,5 MJ Nettoenergielaktation (NEL), 18-22 % Rohprotein und 20-22 % Rohfaser. Bei Einjährigem Weidelgras liegen die Werte durchschnittlich etwas niedriger: 520-620 Stärkeeinheiten (StE), 5,4-6,4 MJ NEL, 18-22 % Rohprotein und 21-25 % Rohfaser (BALDIOLI 1995a).

Lolium multiflorum (v.a. das Welsche Weidelgras) gilt als das wichtigste Gras im Feldfutterbau; es ist schnellwüchsig und liefert bei intensiv betriebenem Anbau die höchsten Erträge. Bei uns wird *L. multiflorum* im Haupt- und Zwischenfruchanbau eingesetzt und in der Regel als Futter oder zur Gründüngung genutzt (Details siehe unten) (SCHLOSSER et al. 1991, CONERT 1998, BUNDESSORTENAMT 1999). In den meisten Teilen der Britischen Inseln wird *L. multiflorum* viel für Heu- oder Weidenutzung angesät (HUBBARD 1985). In den USA wird Welsches Weidelgras für die einjährige Winterbeweidung angebaut (JUNG et al. 1996).

Aufgrund der Kurzlebigkeit von *L. multiflorum* besteht keine Eignung für Dauergrünland (PETERSEN 1988, SCHLOSSER et al. 1991, CONERT 1998). Als Sondernutzungsform ist aber zu erwähnen, daß das Einjährige Weidelgras auch als Deckfrucht (Ammengras) bei Frühjahrssaaten von Dauergrünlandflächen eingesetzt wird. Dabei werden seine verdrängenden Eigenschaften zur Unkrautbekämpfung herangezogen. Verwendet werden v.a. früh ährenschiebende, diploide Sorten, die nach dem ersten Schnitt nur geringen Nachwuchs zeigen und die Entwicklung der ausdauernden Arten nicht behindern (JUNG et al. 1996, BUNDESSORTENAMT 1999).

Da *Lolium multiflorum* sehr wasser- und proteinhaltig ist, läßt es sich schwer zu Heu gewinnen. Für eine gute Akzeptanz des Futters sowie hohe Eiweißgehalte des Heus sollte der Schnitt rechtzeitig vor dem Austreiben der Halme erfolgen (PETERSEN 1988, CONERT 1998).

Von den in Deutschland zugelassenen 33 Futtergrassorten des Welschen Weidelgrases schieben 2 Sorten die Blütenstände früh, 14 Sorten früh bis mittel und 17 mittel. Beim Einjährigen Weidelgras sind 25 Sorten zugelassen, von denen 7 die Blütenstände sehr früh bis früh, 15 Sorten früh bis mittel, mittel oder mittel bis spät und 2 Sorten spät schieben (BUNDESSORTENAMT 1999). Weitere Angaben zu den Sorteneigenschaften (mit Bedeutung für den Anbau) finden sich in der „Beschreibenden Sortenliste 1999“, so z.B. zu Wuchsform und Wuchshöhe, Massenbildung, Auswinterungsneigung, Ausdauer, Trockenmasseertrag und Anfälligkeit für Krankheiten. Hinsichtlich der Rostanfälligkeit weisen die meisten Sorten des Einjährigen Weidelgrases geringe bis mittlere Anfälligkeiten auf. Beim Welschen Weidelgras ist die Anfälligkeit für Rost und Schneeschimmel meist gering bis mittel. Bei der Bakterienwelke ist der Anteil stärker anfälliger Sorten höher (BUNDESSORTENAMT 1999).

Die tetraploiden Sorten werden hauptsächlich für den einjährigen Hauptfruchtfutterbau eingesetzt, die diploiden Sorten des Welschen Weidelgrases eignen sich wegen ihrer besseren Winterfestigkeit für den Winterzwischenfruchtanbau und den Anbau in Höhenlagen (PETERSEN 1988). Bezüglich der Frosthärte gibt es aber sowohl unter den diploiden, als auch unter den tetraploiden Sorten Unterschiede (JUNG et al. 1996).

Feldfutterbau beim Welschen Weidelgras

Welsches Weidelgras ist wegen seiner Wüchsigkeit das wichtigste und ertragreichste Gras unseres Feldfutterbaus. Seine Anbaubedeutung ist in den letzten Jahren noch gestiegen. Den ersten Winter übersteht es, den zweiten Winter nur teilweise. Daher eignet es sich für den Zwischenfruchtbau und für den einjährigen bis einmal überwinterten Hauptfruchtfutterbau. Es wird in Reinsaat, aber auch in kurzlebigen Klee- oder sonstigen Gemengen angebaut (PETERSEN 1988, AID 1991, BUNDESSORTENAMT 1999).

Als Reinsaat im einjährigen Hauptfutterbau liefert es bei rechtzeitigem erstem Schnitt ein sehr nährstoffreiches Futter mit hoher Verdaulichkeit und geringem Rohfasergehalt. Da Welsches Weidelgras schnell nachschoßt, müssen die Nachwuchszeiten kurz gehalten werden. Das ausgeprägte Nachschossen ist unerwünscht, da sowohl die Futterqualität, als auch die Bestandesdichte dadurch negativ beeinflußt werden.

Bei Frühjahrsansaat im einjährigen Futterbau sind die Erträge wesentlich geringer als bei Augusteinsaat, ähneln aber denen von Einjährigem Weidelgras. Das Welsche Weidelgras bringt jedoch hierbei, im Gegensatz zum Einjährigem Weidelgras, nur Blattmasseerträge. Daher wird empfohlen, bei Frühjahrsansaat beide Gräser im Gemisch anzubauen (PETERSEN 1988).

Neben der üblichen Nutzung mit nur einer Überwinterung kann unter bestimmten Bedingungen auch eine zweijährige Nutzung sinnvoll sein, wobei im zweiten Nutzungsjahr gewisse Ertragseinbußen in Kauf genommen werden müssen (BUNDESSORTENAMT 1999).

In klimatisch milden und feuchten Gegenden auf mittleren und besseren Böden wird das Welsche Weidelgras auch im einjährigen Rotkleebau zur Mähnutzung bei Mengenanteilen von 4 bis 6 kg/ha zu 12 bis 16 kg/ha Rotklee eingesetzt. Es trägt zur Ertragssicherheit und zu höheren Nährstoffträgen des gewonnenen Futters bei (PETERSEN 1988).

Welsches Weidelgras ist, allein bzw. als Teil des Landsberger Gemenges (Welsches W., Inkarnatklee, Winterwicken) im Ökolandbau, neben Futterroggen die wichtigste Winterzwischenfrucht (AID 1991).

Im Winterzwischenfruchtbau wird es in Reinanbau je nach Sorte mit 30-40(-50) kg/ha angesät. Als Untersaat unter Getreide (im Frühjahr) und Ackerbohnen werden Saatmengen von 15-20 kg/ha bzw. als Untersaat unter Mais 20-30 kg/ha empfohlen. Im Gemisch mit Rotklee und Weißklee beträgt das empfohlenen Saatmengenverhältnis bei Getreide- und Maisuntersaat *L. multiflorum*:Rotklee:Weißklee 12:3:2 kg/ha (AID 1991). Wegen der bei einer Samenreife (im ersten und zweiten Frühjahr) erhöhten Konkurrenzkraft gegenüber der Deckfrucht ist Welsches Weidelgras nicht für die Herbstsaat unter Getreide geeignet (AID 1991).

Feldfutterbau beim Einjährigem Weidelgras

Das nicht winterharte Einjährige Weidelgras hat im Vergleich zum Welschen Weidelgras eine mittlere Anbaubedeutung. Durch seine besondere Schnell- und Massenwüchsigkeit eignet es sich für den einjährigen Haupt- und Sommerzwischenfruchtbau. In der Praxis überwiegt der Sommerzwischenfruchtanbau (PETERSEN 1988, BUNDESSORTENAMT 1999).

Im einjährigen Hauptfruchtanbau erfolgt die Nutzung später als beim Welschen Weidelgras, bei ausreichender Wasserversorgung liegen die Erträge jedoch ähnlich hoch. Im gemeinsamen Anbau mit Welschem Weidelgras zu etwa gleichen Teilen (20 kg/ha) verbessert das Welsche Weidelgras die Nachwuchserträge, die bei Einjährigem Weidelgras stark abfallen. Einjähriges Weidelgras wird auch als Gemengepartner mit Leguminosen, wie Futtererbsen, und dem ebenfalls einjährigen, schnell- und massenwüchsigen *Trifolium resupinatum* angebaut. Zur Gründung wird es gegenüber dem Welschen Weidelgras bevorzugt, da es keine überwinternden Pflanzen hinterläßt (PETERSEN 1988, BUNDESSORTENAMT 1999).

Eine besondere Anbaubedeutung hat das Einjährige Weidelgras im Intensivgrasbau auf feuchten Niedermoorböden und Rieselfeldern, auf denen die Auswinterungsschäden kurzfristig mit diesem schnellebigen Gras ausgeglichen werden (PETERSEN 1988, JUNG et al. 1996).

Im Zwischenfruchtbau eignet es sich für den Sommerzwischenfruchtbau als Stoppelsaat. Voraussetzung hierbei sind Sorten, die bei früher Saat an Langtagverhältnisse angepasst sind. Einjähriges Weidelgras kann durch seine Schnellwüchsigkeit unter günstigen Bedingungen hierbei zweimal genutzt werden (AID 1991).

Samenanbau

Für den Samenbau werden bei Welschem Weidelgras Saatstärken von 40-50 kg/ha, bei Einjährigem Weidelgras Saatstärken von 25-30 kg/ha als Reinsaat empfohlen (AID 1995). Der Samenbau mit Saatguternte im gleichen Jahr kann bei Einjährigem Weidelgras wegen des fehlenden Überwinterns auch auf Moorböden stattfinden. Angaben zur Samengewinnung vom Nachwuchs des Welschen Weidelgrases finden sich im nachfolgenden Abschnitt zum Ertrag.

Ertrag

Welsches Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *italicum*)

Mit 30-40 kg/ha Reinsaat Ende August im einjährigen Hauptfutterbau kann das Welsche Weidelgras im Folgejahr auf feuchten und nährstoffreichen Böden (bei Beregnung und Stickstoffdüngung) Erträge bis 160 dt Trockensubstanz/ha in 4 Nutzungen erbringen. Im Ackergrasbau, mit hohem Gülle- und Abwassereinsatz angebaut, bringt es Grünmasseerträge von 800 dt/ha (AID 1991).

Als Untersaat im Winterzwischenfruchtbau für Futterproduktion und für Gründüngung beträgt der Trockenmasseertrag bei einer Saatstärke von 15-20 kg/ha und N-Düngung von 30-50 kg/ha 15-25 dt/ha und die Wurzeltrockenmasse 25-30 kg/ha; als Stoppelsaat, bei einer Saatstärke von 40-50 kg/ha und N-Düngung von 80-160 kg/ha für die Futtergewinnung oder Gründüngung ergeben sich 30-40 dt/ha Trockenmasseertrag und 15-25 kg/ha Wurzeltrockenmasseertrag (AID 1991).

Erträge im Samenanbau: Auch der Nachwuchs des Welschen Weidelgrases kann zur Samengewinnung genutzt werden. Bei Nachdüngung von 40 kg N/ha erntet man in den ersten Augusttagen über 6 dt Samen/ha (PETERSEN 1988). Die durchschnittlichen Samenerträge diploider Sorten bei zwei Schnitten liegen bei 10 dt/ha, bei tetraploiden Sorten bei 11 dt/ha (AID 1995). Die Saatgutbaufläche für *L. multiflorum* (keine Differenzierung zwischen Welschem und Einjährigem W.) lag 1998/99 in der EU bei etwa 43.000 ha, in Deutschland bei etwa 15.700 ha. Die Saatguterträge lagen 1998/99 EU-weit bei etwa 479.000 dt, in Deutschland bei 165.000 dt (EUROPÄISCHE KOMMISSION 2000).

Einjähriges Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum*)

Als einjährige Hauptfutterpflanze auf feuchteren Böden bringt es bei hoher N-Düngung und früher Ansaat vier volle Schnitte. Erträge bis zu 100 dt Trockensubstanz/ha und 20 dt Rohprotein sind erreichbar (PETERSEN 1988).

Als Stoppelsaat im Sommerzwischenfruchtbau erbringt eine Saatstärke von 40-50 kg/ha bei N-Düngung von 80-100 kg/ha, 30-40 dt/ha Trockenmasseertrag und 15-25 dt/ha Wurzel Trockenmasse. Für Futterproduktion und Gründüngung ergibt sich bei einer N-Gabe von 30-50 kg/ha ein Trockenmasseertrag von 15-25 dt/ha. Erträge bis zu 100 dt Trockensubstanz/ha und 20 dt Rohprotein sind bei gemeinsamen Anbau mit Welschem Weidelgras zu etwa gleichen Teilen erreichbar. Auf leichten, nicht mehr kleefähigen Böden im Ende Mai/Anfang Juni angesät, bei einer N-Düngung von 100 kg/ha bringt Wickgrasgemenge Erträge bis zu 100 dt Trockensubstanz/ha (AID 1991).

Die durchschnittliche Erträge im Samenbau als Stoppelgras liegen bei 17 dt/ha und bei mehrschnittiger Nutzung bei 13,5 dt/ha (AID 1995).

2.8.3. Sonstige Verwendung

Medizinische Verwendung: Verschiedene Poaceen, darunter *Lolium* finden unter dem Sammelbegriff „Heublumen“ Verwendung zur lokalen Wärmetherapie bei Abnutzungserscheinungen und rheumatischen Erkrankungen. Die Pflanzen werden als feuchtheiße Kompressen aufgelegt (BUNDESVEREINIGUNG DEUTSCHER APOTHEKERVERBÄNDE 2001).

Wissenschaftliche Verwendung: Welsches Weidelgras (*L. multiflorum* ssp. *italicum*) wird in Form standardisierter Graskulturen (nach VDI-Richtlinien) zum aktiven Biomonitoring von Schadstoffen als Akkumulationsindikator eingesetzt (Schwefel, Blei, Cadmium, Kupfer, Zink, Fluoride, Chloride). Durch die Schadstoffanreicherung im Weidelgras wird auf Gefährdung durch kontaminierte Futter- und Nahrungsmittel geschlossen (SENATSWERWALTUNG FÜR STADTENTWICKLUNG BERLIN o.J., DITTRICH & HERMSDORF 1990, FRAUENDORFER 1994, METZGER 1995).

2.9. Tiere, die sich von der Art ernähren

Eine umfangreiche Zusammenstellung von Literaturangaben zu phytophagen Wirbellosen, die an *L. multiflorum* fressen, findet sich in Anhang II. Neben spezialisierten Arten, die speziell oder nur für diese Pflanzenart benannt wurden, wurden auch Arten aufgenommen, die ein breiteres Nahrungsspektrum besitzen und bei denen aufgrund der Literaturangaben (z.B. „an Weidelgrasarten“) zu erwarten ist, daß sie auch *L. multiflorum* befressen.

Nicht in der Liste genannt sind Wirbeltiere. Von Bedeutung sind unter den Säugetieren vor allem Weidewieh, aber auch Wildtiere, wie Rehe und Hirsche, sowie Mäuse und Wühlmäuse. Daneben sind auch zahlreiche Vögel, gebietsweise vermutlich auch Reptilien, vorwiegend als Samenfresser bedeutsam.

Eine systematische Überprüfung der Nomenklatur und Verbreitungsangaben konnte angesichts des weltweiten Bezugsraums und der teils älteren Literatur im Rahmen dieser Arbeit nicht erfolgen.

2.10. Pathogene und Symbionten

Die an *L. multiflorum* festgestellten Viren, Bakterien und Pilze werden in der Tabelle B im Anhang II aufgeführt. Eine Möglichkeit zur Bestimmung von Pathogenen anhand der Schadbilder an der Pflanze ist bei SPAAR et al. (1989) gegeben. Eine aktuelle Übersicht der wichtigsten Krankheiten der Futtergräser enthält die Arbeit von MICHEL et al. (2000).

Neben den phytopathogenen Pilzen werden in diesem Kapitel auch mutualistische Assoziationen zwischen *L. multiflorum* und Pilzen behandelt. Wegen ihrer besonderen Bedeutung und da die Literatur zu diesem Themenkreis (im Gegensatz zu klassischen Pflanzenkrankheiten) noch recht verstreut ist, werden die Symbiosen nachfolgend an zwei Beispielen eingehender beschrieben.

Neotyphodium spec.

Bei der nah verwandten Art *L. perenne* ist die Symbiose mit dem endophytischen Pilz *Neotyphodium* (= *Acremonium*) *lolii* von hohem ökologischen und wirtschaftlichem Interesse. Zu diesem und zum *Festuca arundinacea-Neotyphodium coenophialum*-Symbiotum gibt es zahlreiche Untersuchungen. Schon LATCH et al. (1987) berichteten von einem symbiontischen Endophyten in *L. multiflorum*. Mit *Neotyphodium occultans* wurde kürzlich zumindest eine endophytische Pilzart aus *L. multiflorum* isoliert (SCOTT 2001). Es bleibt noch zu klären, ob es sich um die gleiche Art handelt, wie in den Untersuchungen von LATCH et al. (1987).

Obwohl die Details der Symbiose bei *L. multiflorum* bisher wenig untersucht sind, so dürften in vielen Fällen große Ähnlichkeiten mit den Verhältnissen beim *L. perenne-N. lolii*-Symbiotum bestehen. Daher werden nachfolgend einige Grundlagendaten zum letztgenannten Symbiotum angeführt. Näheres ist bei *L. perenne* nachzulesen (vgl. Kap. 1.10.).

Für das Gras bewirkt die Symbiose nach REDLIN & CARRIS (1997) auf drei verschiedene Arten Konkurrenzvorteile: 1) durch erhöhtes Wachstum und vermehrte Triebentwicklung; 2) durch erhöhte Toleranz gegenüber abiotischen Stressfaktoren (insbes. Trockenheitstoleranz); 3) durch erhöhte Herbivorenresistenz gegenüber Säugern und Insekten.

Die Herbivorenresistenz wird vor allem auf die sekundären Inhaltsstoffe zurückgeführt. Es handelt sich um vier Alkaloidklassen: a) Ergot-Alkaloide (z.B. Ergovalin), b) die tremorigen Neurotoxine (z.B. Lolitrem B, Paxillin), c) das Pyrrolopyrazin Peramin und d) die gesättigten Aminopyrrolizidine (verschiedene Loline) (REDLIN & CARRIS 1997, SCHARDL & PHILLIPS 1997). Alle vier Alkaloidklassen wirken gegen Insekten, wobei Peramin und Loline hier die stärksten Wirkungen zeigen. Auf Säugetiere (Weidetiere) wirkten alle Alkaloid-Klassen, außer Peramin, wobei die Lolitrems und Ergot-Alkaloide am bedeutendsten sind (SCHARDL & PHILLIPS 1997).

Die Herbivorenresistenz ist aus verschiedenen Gründen auch wirtschaftlich von Bedeutung. Zum einen bewirkt die Resistenz gegenüber wichtigen Grasphytophagen geringere Ertragsausfälle. So richtet der Rüsselkäfer *Listronotus bonariensis* (Argentine stem weevil) in Abwesenheit von *N. lolii* in Neuseeland große Schäden auf Grasland an (BARKER et al. 1989, PRESTIDGE et al. 1985). Zum anderen sind die Symbiota für die Weidelgras-Taumelkrankheit (ryegrass staggers) bei Schafen (USA, Neuseeland) und Rindern (USA) verantwortlich. Die Toxikose wird durch Lolitrem B verursacht (FLETCHER & HARVEY 1981, FLETCHER et al. 1990, REDLIN & CARRIS 1997, SCHARDL & PHILLIPS 1997).

Nach LATCH et al. (1987) sind 66% der Wildpopulationen von Welschem Weidelgras in Italien infiziert; allerdings fand man bei 8 kommerziellen Kultursorten des Welschen Weidelgrases keine endophytischen Mykosen. Recht hohe Lolitrem B-Gehalte in einigen untersuchten *L. perenne*-Proben legen nahe, daß die Weidelgras-Taumelkrankheit auch in Deutschland auftreten könnte (REINHOLZ 2001). Die wirtschaftlich positiven Wirkungen der Resistenz gegen Insektenfraß scheinen gegenüber den negativen Auswirkungen (ryegrass staggers) zu überwiegen. So wird in Neuseeland zunehmend *N. lolii*-infiziertes *L. perenne*-Saatgut verwendet (CURRY 1994). Derzeit werden Methoden zur Infektion von *L. perenne* mit ausgewählten *N. lolii*-Typen (Stämmen) untersucht, um gezielt Insektenfraß-Resistenzen mit geringen Gehalten von für Weidevieh toxischen Alkaloiden hervorzubringen (CURRY 1994, JUNG et al. 1996, SCHARDL & PHILLIPS 1997). Auch Vaccination des Viehs oder genetische Transformationen des Pilzpartners mit dem Ziel, die viehtoxischen Alkaloide auszuschalten, werden angestrebt (SCHARDL & PHILLIPS 1997). Eine Mischung von pilzfreien und endophyteninfizierten *L. perenne*-Beständen wird ebenfalls untersucht, z.B. hinsichtlich der Auswirkungen auf die phytophage Wanze *Blissus leucopterus hirtus* Montandon (CARRIERE et al. 1998, RICHMOND & SHETLAR 2000). Ähnliche Ansätze dürften auch bei *Lolium multiflorum* an Bedeutung gewinnen.

Mycorrhiza

Bis auf sehr wenige Ausnahmen (z.B. bei anaeroben Bodenverhältnissen) haben alle Poaceen normalerweise die Fähigkeit mutualistische Beziehungen mit Mycorrhizapilzen einzugehen, der Anteil kolonisierter Pflanzen sinkt jedoch mit ansteigender Fertilität des Bodens (NEWSHAM & WATKINSON 1998).

Während die Biomasseproduktion nach HETRICK et al. (1988) nicht von der Infektion beeinflusst wird, beschreiben HALL et al. (1984) bei der nah verwandten Art *L. perenne* eine vermehrte Triebentwicklung nach erfolgter Infektion. Eine Abtötung der Mycorrhiza durch Fungizide kann jedoch das Absterben des *L. perenne*-Bestandes aus den entsprechenden Flächen bewirken (GANGE et al. 1993). Ähnliche Zusammenhänge sind auch bei *L. multiflorum* anzunehmen.

2.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeiten

Forschungsgruppen und -institute

Bayerische Landesanstalt für Bodenkultur und Pflanzenbau, Abt. Pflanzenbau und Pflanzenzüchtung, Freising
 Dr. F. Matzk, Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben, Abteilung Cytogenetik, Arbeitsgruppe Embryogenese/Parthenogenese, Tel.: (49) 039482-5-216/232, Fax: (49) 039482-5-137, E-mail: matzk@ipk-gatersleben.de

Dr. U. K. Posselt, Landessaatzuchtanstalt, Abt. Futterpflanzenzüchtung, Universität Hohenheim, Gemeinschaft zur Förderung der privaten deutschen Pflanzenzüchtung e.V. (GFP)

Drs. S.J. Dalton, H.Thomas, M.W. Humphreys, Institute of Grassland and Environmental Research (IGER), Plas Gogerddan, Aberystwyth, Ceredigion, SY23 3EB, Wales, U.K.

Institute of Plant Science, Federal Institute of Technology LFW, Universitätsstr. 2, CH-8082 Zürich, Switzerland, Tel.: +41(0) 1632 11 11

Prof. Dr. G. Spangenberg, Institute for Plant Sciences, Swiss Federal Institute of Technology, 8092 Zürich, Switzerland, E-mail.: German.Spangenberg@nre.vic.gov.au

Prof. Dr. J. Nösberger, Institute for Plant Science, Department of Agriculture and Food Science, Eidgenössische Technische Hochschule Zürich, E-mail: josef.noesberger@ipw.agrl.eth.ch

Prof. Dr. Z. Zwierzykowski, Institute of Plant Genetics, Polish Academy of Sciences, Strzeszynska 34, 60-479 Poznan, Poland

Züchter von Sorten des Einjährigen Weidelgrases (nach BUNDESSORTENAMT 1999)

Advanta GmbH, R.-Bosch-Str. 6, 35305 Grünberg
 Barenbrug, Postbus 4, 6678 ZG Oosterhout, Niederlande
 Cebeco Zaden, Postbus 10000, 5250 GA Vlijmen, Niederlande
 Deutsche Saatveredelung, Postfach 1407, 59524 Lippstadt
 DLF-*Trifolium*, Postbox 59, 4000 Roskilde, Dänemark
 Feldsaaten Freudenberger, Postfach 104, 47812 Krefeld
 Joordens' Zaadhandel, Postbus 7823, 5995 ZG Lessel LB, Niederlande
 Mommersteeg International, Postbus 1, 5250 AA Vlijmen, Niederlande
 Petersen, A.S., Lundgaard, 24977 Grundhof
 Zelder B.V., Postbus 26, 6590 AA Gennep, Niederlande

Züchter von Sorten des Welschen Weidelgrases (nach BUNDESSORTENAMT 1999)

KWS Saat AG, Postfach 1463, 37555 Einbeck
 DLF-*Trifolium*, Postbox 59, 4000 Roskilde, Dänemark
 Barenbrug, Postbus 4, 6678 ZG Oosterhout, Niederlande
 Feldsaaten Freudenberger, Postfach 104, 47812 Krefeld
 Deutsche Saatveredelung, Postfach 1407, 59524 Lippstadt
 Prodana Seeds, Postbox 84, 5250 Odense SV, Dänemark
 Zelder B.V., Postbus 26, 6590 AA Gennep, Niederlande
 RAGT, Ave. St.Pierre-Site de Bourran, 12033 Rodex Cedex 9, Frankreich
 Norddeutsche Pflanzenzucht, Hohenlieth, 24363 Holtsee
 Advanta GmbH, R.-Bosch-Str. 6, 35305 Grünberg
 Deutsche Saatgutveredelung, Postfach 1407, 59524 Lippstadt
 Mommersteeg International, Postbus 1, 5250 AA Vlijmen, Niederlande
 Cebeco Zaden, Postbus 10000, 5250 GA Vlijmen, Niederlande
 Kruse & Co, Postfach 1152, 32131 Spenge

2.12. Literatur

- Adams, E., Roldan-Ruiz, I., Verelst, I., van Bockstaele, E. & de Loose M. (1998): Crown rust tolerance in ryegrasses: A maternal factor may play an important role. *Med.Fac.Lanbouww.Univ.Gent.* 63 (3B): 941-944.
- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1991): Zwischenfrüchte im integrierten Pflanzenbau. aid-Broschüre 1060, Bonn.
- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1995): Erfolgreicher Gras- und Kleesamenanbau. aid-Broschüre 1265, Bonn.
- Akpan, E.E.J. & Bean, E.W. (1977): The effects of temperature upon seed development in three species of forage grasses. *Annals of Botany* 41: 689-695.
- Appel, O. & Richter, H. (Hrsg.) (1956): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 2 - Die Virus- und bakteriellen Krankheiten, 2. Lieferung. Parey, Berlin.
- Arber, A. (1965): The Gramineae - A study of cereal, bamboo, and grass. 2. Aufl., J.Cramer, Weinheim.
- Arnold, B.L., Watson, Jr., C.E. & Edwards, Jr., N.C. (1981): Registration of „Marshall“ annual ryegrass. *Crop Sci.* 21: 474-475.
- Baeck, I. (1992): Frostresistenzprüfungen bei Welschem Weidelgras, Bastardweidelgras und *Festulolium*-Bastarden. *Landwirtsch.Jahrb.* 69 (3): 357-373.
- Bain, D.C. (1972): Blast, an undescribed disease of ryegrass. *Mississippi Agric.For.Eyp.Stn. Info. Sheet* 1188.
- Baldioli, M. (1995a): Einjähriges Weidelgras (*Lolium multiflorum westerwoldicum*) = Westerwoldisches Weidelgras. Internetdokument, <http://www.agrinf.agrar.tu-muenchen.de>.
- Baldioli, M. (1995b): *Lolium multiflorum italicum* - Welsches Weidelgras, (Italienisches) Raygras. Internetdokument, <http://www.agrinf.agrar.tu-muenchen.de/phacelia/arten/artwvdl.html>.
- Barker, G.M., R.P. Pottinger & Addison, P.J. (1989): Population dynamics of the Argentine stem weevil (*Listronotus bonariensis*) in pasture of Waikato, New Zealand. *Agric.Ecosyst.Environ.* 26: 79-115.
- Barrat, B.I.P., Toor, van, R.F., Ferguson, C.M. & Stewart, K.M. (1990): Grass grub and porina in Otago and Southland: A guide to management and control. Tablet Print. Co., Dunedin, NZ.
- Baskin, C.C. & Baskin, J.M. (1998): Ecology of seed dormancy and germination in grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 2: 30-83.
- Beckie, H.J., Heap, I.M., Smeda, R.J. & Hall, L.M. (2000): Screening for herbicide resistance in weeds. *Weed Technology* 14 (2): 428-445.
- Bennatt, H.W. & Johnson, H.W. (1968): Registration of Magnolia annual ryegrass. *Crop Sci.* 8: 401.
- Bennet, S.J. (1997): A phenetic analysis and lateral key of the genus *Lolium* (Gramineae). *Genet.Resourc.& Crop Evol.* 44 (1): 63-72.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1949): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953a): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 2. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953b): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1956): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 3. Lieferung, Heteroptera, Homoptera (I.Teil). Parey, Berlin.

- Blunck, H. (Hrsg.) (1957): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 4. Lieferung, Homoptera (II. Teil). Parey, Berlin.
- Borrill, M. (1976): Temperate grasses. *Lolium*, *Festuca*, *Dactylis*, *Phleum*, *Bromus* (Gramineae). In: Simmonds, N.W. (Hrsg.): Evolution of crop plants. Longman, London, Chapter 38: 137-142.
- Buckner, R.C. (1953): Results of research in 1953. 66th Ann.Rep.Ky.Agric.Exp.Stn.: 13-14.
- Buhr, H. (1964): Bestimmungstabellen der Gallen (Zoo- und Phytocecidien) an Pflanzen Mittel- und Nordeuropas, Band I. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (1999): Verordnung über den Verkehr mit Saatgut landwirtschaftlicher Arten und von Gemüsearten (Saatgutverordnung). Bundesgesetzblatt 1999, Teil I, Nr. 25: 948-992.
- Bundessortenamt (1999): Beschreibende Sortenliste 1999 - Gräser, Klee, Luzerne. Broschüre, Landbuch-Verlag, Hannover, 117 S.
- Bundesvereinigung Deutscher Apothekerverbände (2001): Internetdokument, http://www.aponet.de/arzneimittel/heilpflanzen/db/pharma_info.phb?id=65.
- Canadian Food Inspection Agency (2000): Regulatory Directive 2000-07: Guidelines for the environmental release of plants with novel traits within confined field trials in Canada. Appendix 4. Internet: <http://www.inspection.gc.ca/englisch/plaveg/pbo/dir0007e.shtml>.
- Canter, P.H., Pasakinskiene, I., Jones, R.N. & Humphreys, M.W. (1999): Chromosome substitutions and recombination in the amphiploid *Lolium perenne* x *Festuca pratensis* cv Prior (2n=4x=28). Theor.Appl.Genet. 98 (5): 809-814.
- Carriere, Y., Bouchard, A., Bourassa, S. & Brodeur, J. (1998): Effect of endophyte incidence in perennial ryegrass on distribution, host-choice, and performance of the hairy chinch bug (Hemiptera: Lygaeidae). J.Econ.Entomol. 91 (1): 324-328.
- Catherall, P.L. & Parry, A.L. (1987): Effects of barley yellow dwarf virus on some varieties of Italian, hybrid and perennial ryegrasses and their implication for grass breeders. Plant Pathol. 36: 148-153.
- Chai, B. & Sticklen, M.B. (1998): Applications of biotechnology in turfgrass genetic improvement. Crop Sci. 38: 1320-1338.
- Chapman, W.H. & Webb, T.E. (1965): Florida rust resistant ryegrass. Florida Agric.Exp.Stn.Circ. 169.
- Charmet, G., Balfourier, F. & Chatard, V. (1996): Taxonomic relationships and interspecific hybridization in the genus *Lolium* (grasses). Genet.Resourc.& Crop Evol. 43 (4): 319-327.
- Charmet, G., Ravel, C. & Balfourier, F. (1997): Phylogenetic analysis in the *Festuca-Lolium* complex using molecular markers and ITS rDNA. Theor.Appl.Genet. 94 (8): 1038-1046.
- CHEPLICK, G.P. (1998): Seed dispersal and seedling establishment in grass populations. In: CHEPLICK, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 3: 84-105.
- Christensen, M.J., Ball, O.J.-P., Bennett, R.J. & Schardl, C.L. (1997): Fungal and host genotype effects on compatibility and vascular colonization by *Epicloe festucae*. Mycol.Res. 101 (4): 493-501.
- Clement, S.L., Lester, D.G., Wilson, A.D. & Pike, K.S. (1992): Behaviour and performance of *Diuraphis noxia* (Homoptera: Aphididae) on fungal endophyte-infected perennial ryegrass. J.Econ.Entomol. 85: 583-588.
- Conert, H.J. (Hrsg.) (1998): Spermatophyta: Angiospermae: Monocotyledones 1 (2), Poaceae (Echte Gräser oder Süßgräser), 3. Auflage. In: Conert, H.J., Jäger, E.J., Kadereit, J.W., Schultze-Motel, W., Wagenitz, G., Weber, H.E. (Hrsg.): Gustav Hegi - Illustrierte Flora von Mitteleuropa Band I, Teil 3. Parey Buchverlag, Berlin.
- Cooper, J.P. (1950): Daylength and head formation in ryegrasses. J.Br.Grassl.Soc. 5: 105-112.

- Cooper, J.P. (1951): Studies on growth and development in *Lolium*. 2. Pattern of bud development of the shoot apex and its ecological significance. *J.Ecol.* 39: 228-270.
- Cooper, J.P. (1952): Studies on growth and development in *Lolium*. 3. Influence of season and latitude on ear emergence. *J.Ecol.* 40: 352-379.
- Cooper, J.P. (1954): Studies on growth and development in *Lolium*. 4. Genetic control of heading responses in local populations. *J.Ecol.* 42: 521-556.
- Cooper, J.P. (1960a): Selection and population structure in *Lolium*. 4. Correlated response to selection. *Heredity* 14: 229-246.
- Cooper, J.P. (1960b): Short day and low temperature induction in *Lolium*. *Ann.Bot. N.S.* 24: 232-246.
- Crowder, L.V. (1953): Interspecific and intergeneric hybrids of *Festuca* and *Lolium*. *J.Hered.* 44: 195-203.
- Curley, J., Jung, G., Warnkes, S., Barker, R. & Leong, S. (2001): QTL mapping for resistance to gray leaf spot in perennial ryegrass. *Phytopathol.* 91 (6): 20.
- Curry, J.P. (1994): Grassland invertebrates - Ecology, influence on soil fertility and effects on plant growth. Chapman & Hall, London.
- Dale, P.J. & Dalton, S.J. (1983): Immature inflorescence culture in *Lolium*, *Festuca*, *Phleum* and *Dactylis*. *Z.Pflanzenphysiol.* 111: 39-45.
- Dalton, S.J. (1988): Plant regeneration from cell suspension protoplasts of *Festuca arundinacea* Schreb., *Lolium perenne* L. and *Lolium multiflorum* Lam. *Plant Cell Tissue Organ.Cult.* 12: 137-140.
- Dalton, S.J., Bettany, A.J.E., Timms, E. & Morris, P. (1998): Transgenic plants of *Lolium multiflorum*, *Lolium perenne*, *Festuca arundinacea* and *Agrostis stolonifera* by silicon carbide fibre-mediated transformation of cell suspension cultures. *Plant Sci.* 132 (1): 31-43.
- Dalton, S.J., Bettany, A.J.E., Timms, E. & Morris, P. (1998b): *Agrobacterium* mediated transformation of *Festuca arundinacea* und *Lolium multiflorum*. *J.Exp.Bot.* 49 SUPPL:P4.26: 32.
- Dalton, S.J., Bettany, A.J.E., Timms, E. & Morris, P. (1999): Co-transformed, diploid *Lolium perenne* (perennial ryegrass), *Lolium multiflorum* (Italian ryegrass) and *Lolium temulentum* (darnel) plants produced by microprojectile bombardment. *Plant Cell Rep.* 18 (9): 721-726.
- Darmency, H. (1996): Movement of resistance genes among plants. *Molecular Genetics and Evolution of Pesticide Resistance* 645: 209-266.
- Detzel, P. (1991): Ökofaunistische Analyse der Heuschreckenfauna Baden-Württembergs. Dissertation, Tübingen.
- Dittrich, B. & Hermsdorf, U. (1990): Biomonitoring in Waldökosystemen. Internetdokument, <http://www.nationalpark-berchtesgaden.de/html/fb/fb019.html>.
- Doherty, M.A. & Doodson, J.K. (1980): The reaction of Italian ryegrass (*Lolium multiflorum*) varieties to ryegrass mosaic virus transmitted by the eriophyid mite *Abacarus hystrix*. *J.Natl.Inst.Agric.Bot. (Cambridge)* 15: 266-268.
- Düll, R. & Kutzelnigg, H. (1994): Botanisch-ökologisches Exkursionstaschenbuch, 5. Auflage. Quelle & Meyer, Wiesbaden.
- Ebert, G. (Hrsg.) (1998): Die Schmetterlinge Baden-Württembergs - Band 7: Nachtfalter V. Ulmer, Stuttgart.
- Ellenberg, H. (1982): Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen in ökologischer Sicht. 3. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Engels, R. (1994): Das Vorkommen von *Fusarium* spp. und ausgewählten *Fusarium*-Toxinen in Futtergräsern der Gattung *Lolium* (Weidelgras). Dissertation Uni Bonn, Bonn.

- Europäische Kommission (2000): Die Landwirtschaft in der Europäischen Union - Statistische und wirtschaftliche Informationen 1999. Internetdokument, http://europa.eu.int/comm/agriculture/agrista/table_de/index.htm.
- Fletcher, L.R. & Harvey, J.C. (1981): An association of *Lolium* endophyte with ryegrass staggers. *N.Z.Vet.J.* 29: 185-186.
- Fletcher, L.R., Hoglund, J.H. & Sutherland, B.L. (1990): The impact of *Acremonium* endophytes in New Zealand, past, present, and future. *Proc.N.Z.Grassl.Assoc.* 52: 227-235.
- Frauendorfer, B. (1994): Kritische Qualifizierung von Meßwerten im Biomonitoring mit *Lolium multiflorum* Lam. cv. Lema - Untersuchungen zum Einfluß von Umweltfaktoren und methodischen Rahmenbedingungen. Wissenschaftsverlag, Aachen.
- Fritzsche, R., Decker, H., Lehmann, W., Karl, E. & Geißler, K. (1988): Resistenz von Kulturpflanzen gegen tierische Schaderreger. Springer, Berlin.
- Frohne, D. & Jensen, U. (1998): Systematik des Pflanzenreichs, 5. Auflage. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart.
- Gange, A.C., Brown, V.K. & Sinclair, G.S. (1993): Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: A determinant of plant community structure in early succession. *Functional Ecology* 7: 616-622.
- Gibson, R.W. & Heard, A.J. (1976): Selection of perennial and Italian ryegrass plants resistant to ryegrass mosaic virus. *Ann.appl.Biol.* 84: 429-432.
- Giddings, G. (2000): Modelling the spread of pollen from *Lolium perenne*. The implication for the release of wind-pollinated transgenics. *Theor.Appl.Genet.* 100 (6): 971-974.
- Giddings, G.D., Sackville Hamilton, N.R. & Hayward, M.D. (1997a): The release of genetically modified grasses. Part 1: Pollen dispersal to traps in *Lolium perenne*. *Theor.Appl.Genet.* 94 (8): 1000-1006.
- Giddings, G.D., Sackville Hamilton, N.R. & Hayward, M.D. (1997b): The release of genetically modified grasses. Part 2: The influence of wind direction on pollen dispersal. *Theor.Appl.Genet.* 94 (8): 1007-1014.
- Griffith, D.J. (1950): The liability of seed crops of perennial ryegrass (*Lolium perenne*) to contamination by wind-borne-pollen. *J.Agric.Sci.* 40: 19-39.
- Hall, I.R., Johnstone, P.D. & Dolby, R. (1984): Interactions between endomycorrhizas and soil nitrogen and phosphorus on the growth of ryegrass. *New Phytologist* 97: 447-453.
- Hanson, A.A. (1972): Grass varieties in the United States. USDA Agric.Handb. 170. U.S. Gov. Print. Office, Washington, DC.
- Harlan, J.R. (1992): Origins and processes of domestication. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 5: 159-175.
- Hayman, D.L. (1992): The S-Z incompatibility system. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 3: 117-137.
- Hayward, M.D. (1985): Reproductive systems and breeding methods in forage grasses. In: Sjodin, J. (Hrsg.): New Methods, techniques and applications in fodder crop breeding. Rep. Fodder Crops Sect., Eucarpia, Svalöv, Sweden, S. 105-112.
- Hayward, M.D., Forster, J.W., Jones, J.G., Dolstra, O., Evans, C., McAdam, N.J., Hossain, K.G., Stammers, M., Will, J., Humphreys, M.O. & Evans G.M. (1998): Genetic analysis of *Lolium*. I. Identification of linkage groups and the establishment of a genetic map. *Plant Breeding* 117 (5): 451-455.
- Hegnauer, R. (1963): Chemotaxonomie der Pflanzen. Band 2, Monocotyledoneae. Birkhäuser, Basel.
- Hegnauer, R. (1986): Chemotaxonomie der Pflanzen. Band 7, Nachträge zu Band 1 und 2. Birkhäuser, Basel.

- Hering, E.M. (1957): Bestimmungstabellen der Blattminen von Europa, Band I. Uitgeverij Dr. W. Junk - 's-Gravenhage, Berlin.
- Hetrick, B.A.D., Kitt, D.G. & Wilson, G.W.T. (1988): Mycorrhizal dependence and growth habit of warm-season and cool-season tallgrass prairie plants. *Canadian Journal of Botany* 66: 1376-1380.
- Hoffmann, G.M., Nienhaus, F., Schönbeck, F., Weltzien, H.C. & Wilbert, H. (1976): Lehrbuch der Phytomedizin. Parey, Berlin.
- Hubbard, C.E. (1985): Gräser - Beschreibung, Verbreitung, Verwendung. 2. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Humphreys, M.W., Thomas, H.M., King, I.P., Morgan, W.G., Meredith, M.R., Arper, J.A., Hu., M.O., Bettany, A.J.E., Dalton, S.J., James, A.R., Ougham, H.J. & Thomas, H. (1997): Applications of recent advances at the institute of grassland and environmental research in cytogenetics of the *Lolium* / *Festuca* complex. *J.Appl.Genet.* 38 (3): 273-284.
- Humphreys, M.W., Zare, A.G., Pasakinskiene, I., Thomas, H., Rogers, W.J. & Collin, H.A. (1998): Interspecific genomic rearrangements in androgenic plants derived from a *Lolium multiflorum* x *Festuca arundinacea* (2n = 5x = 35) hybrid. *Heredity* 80 (1): 78-82.
- Huth, W. (2000): Toleranz gegenüber Pathogenen richtig einschätzen: Verhalten der Getreidearten und -sorten nach Befall durch verschiedene Isolate von BYDV und CYDV. Internetdokument, <http://ipminfo.cau.edu.cn/ppsite/dpg.phytomedizin/dpg.phytomedizin.org/ak/14/tagung2000/abstractsv00.htm>.
- Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung (Hrsg.) (2001): Abteilung: Cytogenetik -Arbeitsgruppe: Embryogenese/Parthenogenese. Internetdokument, <http://www.ipk-gatersleben.de/Gatersleben-Cytogenetik-Embryogenese-Parthenogenese.htm>.
- Jackson, J.A. & Dale, P.J. (1989): Somaclonal variation in *Lolium multiflorum* L. and *L. temulentum* L.. *Plant Cell Rep.* 8: 161-164.
- Jauhar, P.P. (1993): Cytogenetics of the *Festuca-Lolium* Complex. Relevance to Breeding. Monographs on Theor.Appl.Gen. 18, Springer, Berlin.
- Jenkin, T.J. (1931): The inter-fertility of *Lolium perenne* and *L. perenne* var. *multiflorum*. *Bull.Welsh Plant Breed. Stn. Ser. H* 12: 121-125.
- Jung, G.A., van Wijk, A.J.P., Hunt, W.F. & Watson, C.E. (1996): Ryegrasses. In: Moser, L.E., Buxton, D.R., Casler, M.D. (Hrsg.) (1996): Cool-season forage grasses. Am.Society of Agronomy, Inc., Madison, Wisconsin.
- Kegler, H. & Friedt, W. (Hrsg.) (1993): Resistenz von Kulturpflanzen gegen pflanzenpathogene Viren. Gustav Fischer, Jena.
- Kegler, H., Spaar, D. & Willner, E. (1998): Resistenzspeicher. Datenpool zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten. Internetdokument, http://www.genres.de/eva/erreger/index_2.htm.
- Killermann, B. & Lohr, J. (o.J.): Einsatz von Isoenzymen zur Sortencharakterisierung und markergestützten Selektion bei Welschem Weidelgras (*Lolium multiflorum* Lam.). internetdokument, <http://www.stmlf.bayern.de/alle/cgi-bin/go.pl?region=http://www.stmlf.bayern.de/landwirtschaft/forschung/forschung.html>.
- Kimbeng, C.A. (1999): Genetic basis of crown rust resistance in perennial ryegrass, breeding strategies, and genetic variation among pathogen populations: A review. *Austr.J.Exper.Agric.* 39 (3): 361-378.
- King, I.P., Morgan, W.G., Armstead, I.P., Jones, T.A.H., Nash, J.V., Jones, R.N., Harper, J.A., Roberts, L.A., Taylor, S., Thomas, H.M. & King, J. (2000): Species relationships, introgression and physical mapping in *Lolium perenne* x *Festuca pratensis* hybrids. *Chromosomes Today* 13: 277-285.

- Kubik, C., Meyer, W.A. & Gaut, B.S. (1999): Assessing the abundance and polymorphism of simple sequence repeats in perennial ryegrass. *Crop Sci.* 39: 1136-1141.
- Langer, R.H.M. (1979): How grasses grow. *Studies in Biology* 34: 62.
- Latch, G.C.M. & Potter, L.R. (1977): Interaction between crown rust (*Puccinia coronata*) and two viruses of ryegrass. *Ann.appl.Biol.* 87: 139-145.
- Latch, G.C.M., Potter, L.R. & Tyler, B.F. (1987): Incidence of endophytes in seeds from collections of *Lolium* and *Festuca* species. *Ann.appl.Biol.* 111: 59-64.
- Lesniewska, A., Ponitka, A., Slusarkiewicz-Jarzina, A., Zwierzykowska, E., Zwierzykowski, Z., James, A.R., Thomas, H. & Humphreys, M.W. (2001): Androgenesis from *Festuca pratensis* x *Lolium multiflorum* amphidiploid cultivars in order to select and stabilize rare gene combinations for grass breeding. *Heredity* 86: 167-176.
- Lewis, J. (1973): Longevity of crop and weed seeds: Survival after 20 years in soil. *Weed Research* 13: 179-191.
- Macfarlane, T.D. (1986): Poaceae subfamily Pooideae. In: Sonderstrom, T.R. et al. (Hrsg.) *Grass systematics and evolution*. Smithsonian Inst. Press, Washington, DC. Chapter 24: 265-276.
- McDonald, M.B.J.R., Copeland, L.O., Knapp, A.D. & Grabe, D.F. (1996): Seed development, germination and quality. In Moser et al. (Hrsg.): *Cool-seasons forage grasses*. Chapter 2: 15-70.
- Metzger, U. (1995): Biomonitoring mit standardisierten Graskulturen in Berlin (Deutschland) und Umland. *Limnologica* 25 (3-4): 353-364.
- Michel, V., Schori, A., Mosimann, E., Lehmann, J., Boller, B. & Schubiger, F. (2000): Pflanzen - Krankheiten der Futtergräser und Futterleguminosen. *Agrarforschung* 7 (2): 1-12.
- Morgan, W.G., Thomas, H. & Humphreys, M.W. (1995): Unreduced gametes in interspecific hybrids in the *Festuca/Lolium* complex. *Plant Breeding* 114 (3): 267- 268.
- Moser, L.E. & Hoveland, C.S. (1996): Cool-season grass overview. In: Moser, L.E. et al. (Hrsg.): *Cool-season forage grasses*. Chapter 1: 1-14.
- Moss, M.A. & Trevathan, L.E. (1987): Environmental conditions conducive to infection of ryegrass by *Pyricularia grisea*. *Phytopathology* 77: 863-866.
- Nationales Komitee zur Vorbereitung der 4. ITKPGR (1995): Deutscher Bericht zur Vorbereitung der 4. Internationalen Technischen Konferenz der FAO über pflanzengenetischen Ressourcen (4. ITKPGR) vom 17.-23. Juni 1996 in Leipzig. Internetdokument, <http://www.genres.de/natgerm/natdt0.htm>.
- Nelson, L.R. (1980): Recurrent selection for improved rate of germination in annual ryegrass. *Crop Science* 20: 219-221.
- Nelson, L.R., Roquette, Jr., F.M. & Evers, G.W. (1992): Registration of „TAM 90“ annual ryegrass. *Crop Sci.* 32: 828.
- Newsham, K.K. & Watkinson, A.R. (1998): Mycorrhizas and the population biology of grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): *Population biology of grasses*. Chapter 11: 286-310.
- Oberdorfer, E. (1993): *Süddeutsche Pflanzengesellschaften, Teil III: Wirtschaftswiesen und Unkrautgesellschaften*, 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Oberdorfer, E. (1994): *Pflanzensoziologische Exkursionsflora*, 7. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Oertel, C., Fuchs, J. & Matzk, F. (1996): Successful hybridization between *Lolium* and *Dactylis*. *Plant Breeding* 115: 101-105.
- Oertel, C. & Matzk, F. (1999): Introgression of crown rust resistance from *Festuca* spp. into *Lolium multiflorum*. *Plant Breeding* 118: 491-496.

- Oliveira, J.A., Lindner, R., Bregu, R., Garcia, A. & Gonzalez, A. (1997): Genetic diversity of western world ryegrass landraces collected in Northwest Spain. *Genet. Resour. & Crop Evol.* 44 (5): 479-487.
- Pasakinskiene, I., Anamthawat-Jonsson, K., Humphreys, M.W., Paplauskiene, V. & Jones, R.N. (1998): New molecular evidence on genome relationships and chromosome identification in fescue (*Festuca*) and ryegrass (*Lolium*). *Heredity* 81 : 659-665.
- Perez-Vicente, R., Wen, X.D., Wang, Z.Y., Leduc, N., Sautter, C., Wehrli, E., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (1993): Culture of vegetative and floral meristems in ryegrasses: Potential targets for microbolic transformation. *J. Plant. Physiol.* 142: 610-617.
- Petersen, A. (1988): Die Gräser als Kulturpflanzen und Unkräuter auf Wiese, Weide und Acker. 6. Aufl., Akad.-Verl., Berlin.
- Potrykus, I., Saul, M.W., Petruska, J., Paszkowski, J. & Shillito, R.D. (1985): Direct gene transfer to cells of a graminaceous monocot. *Mol. Gen. Genet.* 199: 183-188.
- Prestidge, R.A., Pottinger, R.P. & Barker, G.M. (1985): Argentine stem weevil biology, damage, and control, a summary, Aglink FPP48. Inform. Serv., MAF, Private Bag, Wellington, NZ.
- Prine, G.M., Dunavin, L.S., Mislevy, P., McVeigh, K.J. & Stanley, R.L. (1986): Registration of „Florida 80“ annual ryegrass. *Crop sci.* 26: 1083-1084.
- Prine, G.M., Dunavin, L.S., P. Mislevy & Stephenson, R.J. (1989): Surrey annual ryegrass. *Florida Agric. Exp. Stn. Circ.* 364 S.
- Rabenstein, J. (1981): Analyse und Diagnose von Viruskrankheiten der Futtergräser in der DDR und Beiträge zur Virusresistenz. Diss., Akad. Landw. Wiss. DDR. 151 S.
- Rajoelina, S.R., Alibert, G. & Planchon, C. (1990): Continuous plant regeneration from established embryogenic cell suspension cultures of Italian ryegrass and tall fescue. *Plant Breeding* 104: 265-271.
- Rampton, H.H. & Ching, T.M. (1966): Longevity and dormancy in seeds of several cool-season grasses and legumes buried in soil. *Agronomy Journal* 58: 220-222.
- Redlin, S.C. & Carris, L.M. (Hrsg.) (1997): Endophytic fungi in grasses and woody plants - Systematics, ecology, and evolution. 2. Aufl., APS Press, Minnesota.
- Reinholz, J. (2000): Analytische Untersuchungen zu den Alkaloiden Lolitrem B und Paxillin von *Neotyphodium lolii* und *Lolium perenne*, *in vivo* und *in vitro* - Abstract. Internetdokument, <http://ubdata.uni-paderborn.de/ediss/13/2000/reinholz/index.htm>.
- Renvoize, S.A. & Clayton, W.D. (1992): Classification and evolution of the grasses. In: Chapman G.P. (Hrsg.): *Grass evolution and domestication*. Chapter 1: 3-37.
- Richmond, D.S. & Shetlar, D.J. (2000): Hairy Chinch Bug (Hemiptera: Lygaeidae) Damage, population density, and movement in relation to the incidence of perennial ryegrass infected by *Neotyphodium* endophytes. *J. Econ. Entomol.* 93 (4): 1167-1172.
- Richter, H. (Hrsg.) (1962): *Handbuch der Pflanzenkrankheiten*, Bd. 3 - Pilzliche Krankheiten und Unkräuter, 4. Lieferung, Basidiomycetes. 6. Aufl., Parey, Berlin.
- Rognli, O.A., Nilsson, N.-O. & Nurminiemi, M. (2000): Effects of distance and pollen competition on gene flow in the wind-pollinated grass *Festuca pratensis* Huds. *Heredity* 85 (6): 550-560.
- Rose-Fricke, C.R., Meyer, W.A. & Kronstad, W.E (1986): Inheritance of resistance to stem rust (*Puccinia graminis* ssp. *graminicola*) in six perennial ryegrass (*Lolium perenne*) crosses. *Plant Dis.* 70: 678-682.
- Rybczynski, J.J., Zwierzykowski, Z. & Slusarkiewicz-Jarzina, A. (1983): Plant regeneration with doubled chromosome number in tissue culture of F₁ *Lolium-Festuca* hybrids. *Genet. Pol.* 24: 1-8.
- Schardl, C.L. & Phillips, T.D. (1997): Protective Grass Endophytes - Where are they from and where are they going? *Plant Disease* 81 (5): 430-438.

- Schlosser, S., Reichhoff, L. & Hanelt, P. (1991): Wildpflanzen Mitteleuropas - Nutzung und Schutz. Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin.
- Schweizerischer Bund für Naturschutz (Hrsg.) (1991): Tagfalter und ihre Lebensräume. 3. Aufl., Holli-ger, Basel.
- Scott, B. (2001): *Epichloe* endophytes: Fungal symbionts of grasses. *Curr. Opinion Microbiol.* 4 (4): 393-398.
- Senatsverwaltung für Stadtentwicklung Berlin (Hrsg.) (o.J.): Monitoringprogramm Naturhaushalt - Wei-delgras. Internetdokument, <http://www.stadtentwicklung.berlin.de/umwelt/monitoring/de/wirkungskataster/bm009.html>.
- Seybold, S., Philippi, G. & Wörz, A. (Hrsg) (1998): Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs. Band 7. Aufl., Ulmer, Stuttgart.
- Sliesaravicius, A. (1992): Manifestation of genome functions in polyploids, haploids and intergeneric hy-brids of fodder grasses. *Eksperimentine Biologije* 3-4: 51-52.
- Soreng, R. & Terrell, E.E. (1997): Taxonomic notes on *schedonorus*, a segregate genus from *Festuca* or *Lolium*, with a new nothogenus, *x schedololium*, and new combinations. *Phytologia* 83 (2): 85-88.
- Spaar, D., Kleinhempel, H. & Fritzsche, R. (1989): Getreide, Mais und Futtergräser. Springer, Berlin.
- Spangenberg, G., Wang, Z.Y., Legris, G., Montavon, P., Takamizo, T. & Potrykus, I. (1995): Intergeneric symmetric and asymmetric somatic hybridisation in *Festuca* and *Lolium*. *Euphytica* 85: 225-245.
- Spangenberg, G., Wang, Z.Y., Ye, X.D., Wu, X.L. & Potrykus, I. (2000): I.12. Transgenic ryegrasses (*Lolium* spp.). In: Bajaj, Y.P.S. (Hrsg.): *Biotechnology in Agriculture and Forestry*, vol. 46, *Trans-genic crops I*. Springer, Berlin: 172-187.
- Stebbins, G.L. (1956): Taxonomy and the evolution of genera, with special reference to the family of Gramineae. *Evolution* 10: 235-245.
- Stebbins, G.L. (1982): Major trends of evolution in the Poaceae and their possible significance. In: Estes, J.R. et al. (Hrsg.): *Grasses and grasslands: Systematics and ecology*. Univ. of Oklahoma Press, Norman: 3-36.
- Sukopp, U. & Sukopp, H. (1994): Verfahren zur Technikfolgenabschätzung des Anbaus von Kulturpflan-zen mit gentechnisch erzeugter Herbizidresistenz - Ökologische Langzeit- Effekte der Verwilde- rung von Kulturpflanzen. Gutachten FS 2 94-304 Wissenschaftszentrum Berlin für Sozialfor- schung, Berlin.
- Takamizo, T., Spangenberg, G., Suginoobu, K. & Potrykus, I. (1991): Intergeneric somatic hybridisation in Gramineae: Somatic hybrid plants between tall fescue (*Festuca arundinacea* Schreb.) and Italien ryegrass (*Lolium multiflorum* Lam.). *Mol.Gen.Genet.* 231: 1-6.
- Terrell, E.E. (1968): A taxonomic revision of the genus *Lolium*. USDA-ARS Techn.Bull. 1392. U.S. Gov. Print. Office, Washington, DC.
- Thomas, H., Evans, C., Thomas, H.M., Humphreys, M.W., Morgan, G., Hauck, B. & Donnison, I. (1997): Introgression, tagging and expression of a leaf senescence gene in *Festulolium*. *New Phytol.* 137: 29-34.
- Thomas, H., Morgan, W.G., Thomas, A.M. & Ougham, H.J. (1999): Expression of the stay-green char-acter introgressed into *Lolium temulentum* Ceres from a senescence mutant of *Festuca pratensis*. *Theor.Appl.Genet.* 99 (1-2): 92-99.
- Thomas, H., Thomas, H.M. & Ougham, H. (2000): Annuality, perenniality and cell death. *J.Exper.Bot.* 51 (352): 1781-1788.
- Thomason, J.R. (1986): Fossil grasses: 1820-1986 and beyond. In: Sonderstrom, T.R., Hilu, K.W., Campbell, C.S. & Barkworth, M.E. (Hrsg.): *Grass systematics and evolution*. Smithsonian Institu- tion Press, Washington, D.C., London. Chapter 15:159-167.

- Thorogood, D. & Hayward, M.D. (1991): The genetic control of self-compatibility in an inbred line of *Lolium perenne* L.. Heredity 67: 175-182.
- Thorogood, D. & Hayward, M.D. (1992): Self-compatibility in *Lolium temulentum* L.: Its genetic control and transfer into *L. perenne* L. and *L. multiflorum* Lam.. Heredity 68 (1): 71-78.
- Van Wijk, A.J.P. (1988): Breeding tetraploid perennial ryegrass for forage. In: Barker, R.E. & Meyer, W.A. (Hrsg.): Proc. 30th Grass Breed. Work Planning Conf., Sublimity, Oregon: 35-41.
- Wang, G. & Posselt, U.K. (1997): Protoplastenregeneration, PEG- und *Agrobacterium* vermittelter Gentransfer bei Gräserarten. Vortr. Pflanzenzüchtg. 38: 315-334.
- Wang, G.R., Binding, H. & Posselt, U.K. (1997): Fertile transgenic plants from direct gene transfer to protoplasts of *Lolium perenne* L. and *Lolium multiflorum* Lam.. J.Plant Physiol. 151: 83-90.
- Wang, Z.Y., Nagel, J., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (1993): Plants from cell suspension-derived protoplasts in *Lolium* species. Plant Sci. 94: 179-193.
- Warpeha, K.M.F., Gilliland, T.J. & Capesius I. (1998): An evaluation of rDNA variation in *Lolium* species (ryegrass). Genome 41 (2): 307-311.
- Watson, Jr., C.E., McLean, S.D. & Edwards, N.C. (1990): Registration of „Jackson“ annual ryegrass. Crop Sci. 30: 1368.
- Weidemann, H.J. (1995): Tagfalter - beobachten, bestimmen. 2. Aufl., Naturbuch, Augsburg.
- Weihing, R.M. (1963): Registration of Gulf annual ryegrass. Crop Sci. 3: 366.
- Wilkins, P.W., Carr, A.J.H. & Lewis, E.J. (1974). Resistance of *Lolium multiflorum* / *Festuca arundinacea* hybrids to some diseases of their parent species. Euphytica 23: 315-320.
- Wilkins, P.W. & Catherall, P.L. (1977): Variation in reaction to barley yellow dwarf virus in ryegrass and its inheritance. Ann.appl.Biol. 85: 257-263.
- Wilkins, P.W. (1987): Transfer of polygenic resistance to ryegrass mosaic virus from perennial to Italian ryegrass by backcrossing. Ann.appl.Biol. 111: 409-413.
- Wilmanns, O. (1993): Ökologische Pflanzensoziologie, 5. Auflage. Quelle & Meyer, Wiesbaden.
- Wilson, J.R. (1959): The influence of time of tiller origin and nitrogen level on the floral initiation and ear emergence of four pasture grasses. N.Z.J.Agric.Res. 2: 915-932.
- Xu, W.W., Sleper, D.A. & Hossington, D.A. (1991): A survey of restriction fragment length polymorphism in tall fescue and its relatives. Genome 34: 686-692.
- Xu, W.W., Slepe, D.A.. & Chao, S. (1992): Detection of RFLPs in perennial ryegrasses, using heterologous probes from tall fescue. Crop Sci. 32: 1366-1370.
- Xu, W.W. & Sleper, D.A. (1994): Phylogeny of tall fescue and related species using RFLPs. Theor.Appl.Genet. 88 (6-7): 685-690.
- Ye, X., Wang, Z.Y., Wu, X., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (1997): Transgenic Italian ryegrass (*Lolium multiflorum*) plants from microprojectile bombardement of embryogenic suspension cells. Plant Cell Rep. 16: 379-384.
- Ye, X.D., Wu, X.L., Zhao, H., Frehner, M., Nösberger, J., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (2001) Altered fructan accumulation in transgenic *Lolium multiflorum* plants expressing a *Bacillus subtilis sacB* gene. Plant Cell Reports 20: 205-212.
- Young, J.A., Evans, R.A. & Kay, B.L. (1975): Germination of Italian ryegrass seeds. Agronomy Journal 67: 386-389.
- Zare, A.-G., Humphreys, M.W., Rogers, W.J. & Collin, H.A. (1999): Androgenesis from a *Lolium multiflorum* x *Festuca arundinacea* hybrid to generate extreme variation for freezing-tolerance. Plant Breeding 118: 497-501.

-
- Zeller, F.J. (1999): Gentransfer mittels Genom- und Chromosomen-Manipulationen zwischen *Festuca*- und *Lolium*-Arten. *Journal of Applied Botany* 73 (1-2): 43-49.
- Zwierzykowski, Z., Rybczynski, J.J. & Slusarkiewicz-Jarzina, A. (1985a): The use of tissue culture for chromosome doubling in intergeneric hybrids of forage grasses. In: Development, construction and multiplication of fodder crop varieties. Meet of the Fodder Crop Section of EUCARPIA, Sept. 1984, Freising-Weihenstephan, Gemany: 71-77.
- Zwierzykowski, Z., Slusarkiewicz-Jarzina, A. & Rybczynski, J.J. (1985b): Regeneration of plants and chromosome doubling in callus culture of *Lolium multiflorum* Lam. (2n=14) x *Festuca pratensis* Huds. (2n=14) hybrid. *Genet.Pol.* 26: 187-195.
- Zwierzykowski, Z. (1996): Interspecific and intergeneric hybrids of the *Lolium-Festuca* complex obtained in Poland in the years 1964-1994 and maintained in the collection at the Institute of Plant Genetics in Poznan. *J.Appl.Genet.* 37 (1): 79-100.
- Zwierzykowski, Z. & Rybczynski, J. J. (1998): Plant regeneration from immature inflorescence-derived callus of Italian ryegrass (*Lolium multiflorum* Lam.):Chromosome number and fertility of regenerated plants. *J.Appl.Genet.* 39(3): 217- 224.
- Zwierzykowski, Z., Tyar, R., Brunell, M. & Lukaszewski, A.J. (1998): Genome recombination in intergeneric hybrids between tetraploid *Festuca pratensis* and *Lolium multiflorum*. *The Journal of Heredity* 89 (4): 324-328.
- Zwierzykowski, Z. (1999): A change in the distribution of recombination in intergeneric hybrids within the *Lolium- Festuca* complex. *Cytogenetics & Cell Genetics* 85 (1-2): 136-137.
- Zwierzykowski, Z., Zwierzykowska, E., Slusarkiewicz-Jarzina, A. & Ponitka, A. (1999): Regeneration of anther-derived plants from pentaploid hybrids of *Festuca arundinacea* x *Lolium multiflorum*. *Euphytica* 105 (3): 191-195.

3. *Festuca pratensis*

Der Wiesenschwingel (*Festuca pratensis* HUDSON 1762), englisch meadow fescue, wird gelegentlich noch unter den älteren Synonymen *F. elatior* L. oder *F. elatior* ssp. *pratensis* (HUDSON) HACKEL geführt; neuerdings wird er vermehrt als *Lolium pratensis* (HUDS.) S.J. DARBYSHIRE bezeichnet (vgl. Kap. 3.2. Taxonomie) (HUBBARD 1985, SCHLOSSER et al. 1991, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998, CRAVEN et al. 2001).

Der Wiesenschwingel gehört zu unseren wertvollsten und vielseitigsten Kulturgräsern. Es ist ein ausgezeichnetes Futtergras und mit das beste Wiesen- und Weidengras in der feuchten und frisch-feuchten Lagen. Auch im Klee grasbau auf dem Acker ist es von hoher Bedeutung (PETERSEN 1988).

Vermutlich hat sich die moderne Grünlandwirtschaft hinsichtlich Verbreitung und Häufigkeit fördernd auf den Wiesenschwingel ausgewirkt (SEYBOLD et al. 1998).

3.1. Herkunft, Verbreitung, Vorkommen

Herkunft und aktuelle Verbreitung

Innerhalb der Unterfamilie Pooidae finden sich die Gräser der kühl temperierten Zone, die auch eine Anpassung an mediterrane Winterregengebiete zeigen (RENVOIZE & CLAYTON 1992). Die Verbreitung dieser Gräser des temperierten Graslandes reicht vom 30. Breitengrad bis zu den Polen (MOSER & HOVELAND 1996) und wird begrenzt durch Temperatur und Humidität (JAUHAR 1993).

F. pratensis kommt im Großteil Europas vor, fehlt jedoch im Nordteil Skandinaviens und Rußlands sowie in Portugal und dem Großteil Spaniens; auch im Mittelmeergebiet nur zerstreut vorkommend, ferner in Südwestasien und Sibirien. In vielen Gebiet wurde sie eingeschleppt oder eingeführt, so z.B. in Nord- und Südamerika, Ostasien, Neuseeland und Nordafrika. Heute ist die Art in den kalten, gemäßigten und subtropischen Gebieten weltweit verbreitet; in den Tropen ist sie auf die höheren Gebirge beschränkt (HUBBARD 1985, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Ob die Art bei uns urwüchsig ist, läßt sich nicht sicher entscheiden, denn rezent ist die Art im Gegensatz zu *Festuca arundinacea* nicht von natürlichen Standorten bekannt. Die Früchte beider Arten lassen sich fossil allerdings nur schwer unterscheiden. Die frühesten fossilen Nachweise von *F. pratensis* stammen aus dem 40. Jhd. v.Chr. von Hochdorf. In der Literatur wird *F. pratensis* zum ersten Mal 1772 für die Umgebung von Tübingen genannt (SEYBOLD et al. 1998).

Wuchsorte

Der Wiesenschwingel ist bei uns von der Ebene bis in mittlere Gebirgslagen verbreitet und häufig. Er lebt auf (fetten) Wiesen und Weiden, auf Halbtrockenrasen, auch in Moorwiesen, an Lager- und Grasplätzen, an Wegrändern und in Gebüsch, an Waldrändern, auf Brachäckern, in der Marsch, in luftfeuchten, nebel- und taureichen Lagen des Küstenlandes und der Täler. Er wächst auf frischen oder wechselfrischen,

nährstoffreichen, basenreichen, feinerdereichen, neutralen bis mäßig sauren, humushaltigen, kühlen und schweren Ton- und Lehmböden. *F. pratensis* ist ein Lichtpflanze und gilt als Nährstoff- und Humuszeiger (OBERDORFER 1994, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Pflanzensoziologie

Die nachfolgenden pflanzensoziologischen Angaben beziehen sich im wesentlichen auf Mitteleuropa.

F. pratensis wächst häufig gemeinsam mit *F. rubra*, *Poa trivialis*, *Trifolium pratense*, *Rumex acetosa* und *Plantago lanceolata* (SEYBOLD et al. 1998).

Der Wiesenschwingel gilt als Charakterart der Klasse Molinio-Arrhenatheretea und somit des Wirtschaftsgrünlandes frischer bis feuchter und nährstoffreicher Standorte. Die Art fehlt aber weitgehend in den Nass- und Riedwiesen bzw. Staudenfluren nasser Standorte (Molinetalia caeruleae, insbesondere im Filipendulion) Auch in Beständen von Mesobromion-Gesellschaften ist der Wiesenschwingel gelegentlich vertreten (SEYBOLD et al. 1998).

Die Unterart *Festuca pratensis* ssp. *apennina* tritt im Adenostylion auf (CONERT 1998).

3.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten

Die phylogenetische Aufspaltung der Gräser zeigt sich in Fossilien des Miozän. So wurden versteinerte Fragmente der Blattcuticula von *Festuca*-Arten im Miozän Polens gefunden (THOMASON 1986).

Die Gattung *Festuca* wird in die Unterfamilie *Festucoideae* (= Pooideae) der Familie *Poaceae* eingeordnet (CONERT 1998). MACFARLANE (1986) teilt die Gattung *Festuca* dem Tribus *Poeae* (*Festuceae*) des Supertribus *Poodae* zu. Bezüglich der Systematik innerhalb *Poaceae* wird man sich auch noch in Zukunft ausführlich beschäftigen; so werden noch einige taxonomische Einteilungen diskutiert (STEBBINS 1982, JAUHAR 1993, MOSER & HOVELAND 1996, CONERT 1998).

Die Gattung *Festuca*, eine große heterogene Gruppe, der mehr als 450 Arten zugerechnet werden, wird in 9 Subgenera gegliedert. *Festuca pratensis* HUDSON gilt als Typus-Art des zwei Sektionen umfassenden Subgenus *Schedonorus* (PALISOT DE BEAUVOIS) PETERMANN 1849. Die Art wird zusammen mit *F. arundinacea* (hexaploid: $2n=6x=42$) in die Sektion *Schedonorus* (Syn.: *Festuca* sect. *Bovinae* (Fries ex Andersson) Hackel) gestellt (CONERT 1998). Die Arten des Subgenus *Schedonorus* (*Festuca pratensis*, *Festuca arundinacea* und *Festuca gigantea*) wurden nach HACKEL (1882) auch als „breitblättrige“ Gruppe zusammengefaßt, während z.B. *Festuca ovina*, *Festuca heterophylla* und *Festuca rubra* in die Gruppe „schmalblättriger“ Arten eingeordnet wurden (JAUHAR 1993).

LINNAEUS hat unter dem Namen *Festuca elatior* L. 1753 vermutlich die beiden Arten *Festuca pratensis* und *Festuca arundinacea* zusammengefaßt [als Artnamen für *F. pratensis* galt in den USA *F. elatior* (JAUHAR 1993)]. LINDNER wählte einen Lectotypus im Sinne von *Festuca arundinacea* für *Festuca ela-*

tior aus. Danach müsste die Benennung *F. elatior* für *F. arundinacea* angenommen werden. Der Name *F. elatior* soll jedoch verworfen werden (CONERT 1998).

Polyloidie ist innerhalb der Gattung *Festuca* verbreitet. Es finden sich diploide bis decaploide Arten (JAUHAR 1993, CONERT 1998). Die in höheren Lagen vorkommende Unterart *F. pratensis* ssp. *apennina* (DE NOT.) HACK. ist tetraploid ($2n=4x=28$) (BORRILL et al. 1976). Der Ursprung der einen Hälfte des Genoms von *F. pratensis* ssp. *apennina* wird *F. pratensis* zugesprochen, bezüglich der Herkunft der zweiten Hälfte liegen keine Annahmen vor (JAUHAR 1993). JAUHAR (1993) diskutiert daher einen möglichen Artstatus der der Varietät.

Die enge Verwandtschaft zu der Gattung *Lolium*, die wegen des Vorkommens natürlicher Hybriden zwischen manchen *Lolium*- und *Festuca*-Arten schon vermutet wurde, konnte mit Hilfe der Cytologie, der Serologie, der Sameneiweiß-Elektrophorese sowie der Untersuchung von Inhaltsstoffen, der Wurzelfluoreszenz, der Endospermstruktur und der Chloroplasten-DNA bestätigt werden (CONERT 1998).

RFLP-Untersuchungen haben einerseits eine enge Homologie zwischen *L. perenne* und *Festuca pratensis* bzw. *Festuca arundinacea* (XU et al. 1991, 1992, XU & SLEPER 1994, CHARMET et al. 1997), andererseits auch klare Differenzierungen zwischen *Lolium*-Arten und *Festuca pratensis* offengelegt (WARPEHA et al. 1998). Die phylogenetischen Verwandtschaftsverhältnisse der Gene von *Lolium perenne* und *Festuca pratensis* sind jedoch noch unklar (KING et al. 2000).

Nach JAUHAR (1993) trennt die Gattungen *Lolium* und *Festuca* möglicherweise nur eine Spontanmutation, die die Form der Infloreszenz von einer Rispe in eine Ähre verändert.

Wie schon von STEBBINS (1956) vorgeschlagen, sprechen sich eine Reihe von Autoren dafür aus, die Gattung *Lolium* mit der Gattung *Festuca* zusammenzufassen und durch Sektionen und Untersektionen zu gliedern. So konnte beispielsweise auch gezeigt werden, daß die interfertilen *Lolium*-Arten größere Ähnlichkeiten mit der *Festuca*-Sektion aufweisen, der *Festuca pratensis* zugehörig ist, als mit den *Lolium*-Arten der selbstfertilen Gruppe (JAUHAR 1993).

Verschiedene Vorschläge zur Zusammenlegung der Gattungen *Festuca* und *Lolium* wurden von JAUHAR (1993) zusammengetragen. Favorisiert wird die Vereinigung der *Lolium*-Arten der Gruppe 1 (Fremdbefruchter, selbstinkompatible) mit der *Festuca*-Sektion *Schedonorus* (der *Festuca pratensis* und *F. arundinacea* zugerechnet werden). Die *Lolium*-Arten der Gruppe 2 (Selbstbefruchter, selbstkompatible) werden dabei von der Gruppe 1 getrennt (JAUHAR 1993, SORENG & TERELL 1997). Dementsprechend wird *Festuca pratensis* von einigen Autoren als *Lolium pratense* (HUDS.) S.J. DARBYSHIRE bezeichnet (vgl. CRAVEN et al. 2001).

Natürliche Hybriden zwischen *L. perenne* und *F. pratensis* finden sich in Europa zwar regelmäßig (JUNG et al. 1996, CONERT 1998), sind aber durch die häufiger auftretende Sterilität in ihrer Ausbreitung behindert (JAUHAR 1993). Diese Sterilität sowie auch die Tatsache, daß *Lolium perenne*- und *Festuca pratensis*-Chromosomen mittels GISH unterschieden werden können, sprächen für die Trennung von *Festuca*

pratensis und der Gattung *Lolium* (ZELLER 1999, KING et al. 2000). Restriktionsanalysen haben dagegen auf eine enge phylogenetische Verwandtschaft von *Festuca pratensis* und *Lolium* hingewiesen (PASAKINSKIENE et al. 1998). Nach CONERT (1998) bedarf es trotz der zweifellos vorliegenden engen Verwandtschaft zwischen einigen *Lolium*- und *Festuca*-Arten noch zahlreicher Untersuchungen, bis der Kenntnisstand über den ganzen Verwandtschaftskreis der Gattung *Festuca* ausreichend für eine befriedigende Gliederung der ganzen Gruppe ist.

Variabilität der Art

Es werden zwei Unterarten unterschieden. In Bereichen des südlichen bzw. südöstlichen Areal weichen manche Pflanzen als großwüchsige Exemplare mit breiteren Blättern, größeren Ährchen, deutlich begrannnten Deckspelzen sowie Erneuerungssprossen, die in der unteren Hälfte geschlossen sind, von der Nominatsippe ab. Man faßt sie als eigene Sippe, nämlich ssp. *apennina* (DE NOT.) HACKEL EX HEGI auf (SEYBOLD et al. 1998). *Festuca pratensis* ssp. *pratensis* entspricht in Wuchsorten und Verbreitung der Beschreibung der Art, während *Festuca pratensis* ssp. *apennina* zerstreut und selten an bebuchten Abhängen, in lichten Wäldern und auf Weiden sowie in hochmontanen Hochstaudengesellschaften vorkommt. Im Allgäu steigt sie bis 1700 m auf, in den Gurktaler Alpen bis 2200 m (CONERT 1998).

Hybridisierungen von *Festuca pratensis*, die unter natürlichen Bedingungen auftreten können

Nach CONERT (1998) sind zwischen *Festuca*-Arten zahlreiche Primärhybriden beschrieben worden. Während die in Tab. 11 aufgeführten Hybriden zwischen breitblättrigen *Festuca*-Arten gesichert sind, bedürfen Meldungen von Hybriden von *Festuca pratensis* mit schmalblättrigen Arten (Tab. 12) noch der Überprüfung (CONERT 1998). Neben den Hybriden zwischen *Festuca*-Arten existieren auch Hybride zwischen Arten der Gattungen *Festuca* und *Lolium* (*xFestulolium*) (siehe Tab. 13).

In den letzten Jahrzehnten wurde aus England, den Kanalinseln und den Niederlanden vereinzelt über Hybriden zwischen den Gattungen *Festuca* und *Vulpia* berichtet. Da *Vulpia*-Arten kleistogam sind, ist eine Bastardisierung jedoch sehr schwierig und daher selten (JAUHAR 1993, CONERT 1998). Aktuelle Berichte über Hybriden von *Festuca pratensis* mit *Vulpia*-Arten liegen jedoch nicht vor.

Tab. 11: Interspezifische natürliche Hybride zwischen breitblättrigen *Festuca*-Arten

Kreuzungspartner von <i>Festuca pratensis</i>	Name des Hybriden	Charakteristika	Referenz
<i>F. arundinacea</i> SCHREB.	<i>F. x aschersoniana</i> DÖRFLER (CONERT 1998)	Pflanzen <i>F. arundinacea</i> ähnlich; (CONERT 1998) sterile Bastarde, vom Aufbau her intermediär (HUBBARD 1985).	HUBBARD (1985), CONERT (1998)
<i>F. gigantea</i> (L.) VILL.	<i>F. x schlickumii</i> GRANTZOW	steril Bastarde, vom Aufbau her intermediär (HUBBARD 1985).	HUBBARD (1985), CONERT (1998)

Tab. 12: Interspezifische natürliche Hybride zwischen schmalblättrigen und breitblättrigen *Festuca*-Arten

Kreuzungspartner von <i>Festuca pratensis</i>	Name des Hybriden	Referenz
<i>F. heterophylla</i> LAM.	<i>F. x wippraensis</i> Wein	CONERT (1998)
<i>F. ovina</i> L.	<i>F. x pseudofallax</i> Wein	CONERT (1998)
<i>F. rubra</i> L.	<i>F. x hercynida</i> Wein	CONERT (1998)

Tab. 13: Intergenerische Hybridisierungen mit *Lolium*-Arten (= *xFestulolium*)

Kreuzungspartner von <i>Festuca pratensis</i>	Name des Hybriden	Charakteristika	Referenz
<i>Lolium multiflorum</i> L.	<i>xFestulolium braunii</i> (K. RICHTER) A. CAMUS, Wiesenschweidel	häufiger Bastard, pollensteril, auch fruchtbare Zuchtformen, im Pflanzenbau verwendet (CONERT 1998), mehrjährig und hat größere Ährchen (meist 8-blütig) (PETERSEN 1988).	TERRELL (1966), PETERSEN (1988), CONERT (1998)
<i>Lolium perenne</i> L.	<i>xFestulolium loliaceum</i> (HUDSON) P. FOURNIER, Schweidel, Schwingelloch	pollensteril (CONERT 1998); spontan auftretender, wenig fertiler Gattungsbastard, ein ertragreiches, winterfestes und ausdauerndes Futtergras, im mediterranen Raum bedeutsam (SCHLOSSER et al. 1991)	TERRELL (1966), OBERDORFER (1983), SCHLOSSER et al. (1991), CONERT (1998)
<i>Lolium temulentum</i> L.	-	-	TERRELL (1966)

3.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe

Alle Festucoidae (=Pooidae) sind C3-Gräser. Bei Lichtsättigung erreichen C3-Gräser eine maximale photosynthetische Leistung, die etwa halb so groß ist, wie die von C4-Gräsern unter gleichen Bedingungen. Im Gegensatz zu C4-Gräsern zeichnen sie sich jedoch durch eine hohe Verdaulichkeit und einen hohen Proteingehalt aus, wenn sie vegetativ geerntet werden (MOSER & HOVELAND 1996).

Im Rohproteingehalt, in der Verdaulichkeit und Schmackhaftigkeit sowie im Gehalt an wichtigen Mineralstoffen steht der Wiesenschwingel unter allen Futtergräsern an erster Stelle (PETERSEN 1988). Im Vergleich zu den den nah verwandten Gräsern *L. perenne* und *L. multiflorum* zeichnet ihn seine gute Produktivität im Spätsommer und noch nach dem zweiten Erntejahr aus (JAUHAR 1993). *F. pratensis* ist weidefest, ertragreich und schnittverträglich und besitzt eine bessere Ausdauer und Winterhärte als *L. multiflorum* (JAUHAR 1993).

Festuca pratensis ist unter natürlichen Bedingungen i.d.R. diploid ($2n = 2x = 14$), die Unterart *apennina* ist tetraploid ($2n = 4x = 28$) (CONERT 1998). Es konnte jedoch auch nachgewiesen werden, daß bei morphologisch nicht voneinander unterscheidbaren Pflanzen einzelner *Festuca*-Arten verschiedene Polyploidstufen gefunden werden können, die aus einer autopolyploiden Chromosomenvervielfachung hervorgegangen sein müssen (CONERT 1998). Innerhalb der Gattung *Festuca* besitzt nach CONERT (1998) die Hybridisierung eine herausragende Bedeutung für die Artbildung.

Nach RADEMACHER (1991) gehören die Arten der Gattung *Festuca* zu den Gamma-strahlungsempfindlichen Weidegräsern. Die auftretenden Schädigungen hängen dabei vom jeweiligen Pflanzenstadium ab. Zudem besitzt *Festuca pratensis* eine hohe Salztoleranz (CHAPMAN 1992).

Als Maßnahme zur Erhaltung von Genressourcen für die zukünftige Züchtung ist heute das Sammeln und Bewahren von Landsorten (Ökotypen) und alten Sorten von großer Bedeutung (HARLAN 1992, NATIONALES KOMITEE ZUR VORBEREITUNG DER 4. ITKPGR 1995).

Resistenzen

Neben einer Reihe Kronenrost- und Schneeschimmel-resistenter Genotypen verschiedener *Festuca pratensis*-Sorten finden sich nur wenige weitere Meldungen über Resistenzen bei *Festuca pratensis*.

Gattungshybriden von *Lolium perenne* x *F. pratensis* zeigten eine sehr hohe; *Lolium multiflorum* x *F. pratensis*-Hybriden eine vollständige Resistenz gegen Kronenrost (SLIESARAVICIUS 1992, OERTEL & MATZK 1999). Letztere haben auch keine nachweisbaren Schäden durch ryegrass mosaic virus-Infektionen gezeigt (RABENSTEIN 1981).

Die aus zahlreichen Quellen zusammengetragenen Daten zu Resistenzen bei *Festuca pratensis* sind in Tab. 14 zusammengestellt. Sie enthält auch die derzeit online-gestellten Daten des „Datenpools zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten“, der vom Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben unterhalten wird.

Tab. 14: Resistenzen bei *Festuca pratensis*

Genotyp/Selektion/Sorte	Virus	Bemerkungen	Referenz
Gattungshybriden <i>Festuca pratensis</i> x <i>Lolium multiflorum</i>	ryegrass mosaic virus	keine signifikante Beeinträchtigung	RABENSTEIN (1981)
Genotyp/Selektion/Sorte	Pilz	Bemerkungen	Referenz
„Bodroghalmi“ „Köröslodangi“ „Vadnai“ „Csorodai“	<i>Puccinia coronata</i> (Kronenrost)	resistente Sorten aus Ungarn, polygenisch bedingte Resistenz	TARASKEVICIUS (1992)
<i>Festuca pratensis</i> x <i>Lolium multiflorum</i>	<i>Puccinia coronata</i>	vollständig resistent	SLIESARAVICIUS (1992)
<i>Festuca pratensis</i> (4x) x <i>Lolium perenne</i>	<i>Puccinia coronata</i>	wesentlich höhere Resistenz als <i>Festuca pratensis</i> (2x, 4x)	SLIESARAVICIUS (1992)
<i>Festuca pratensis</i> –Selektionen von: „Bundy“ „BuF“ „BuB“ „BuF x BuF“	<i>Puccinia coronata corda</i> var. <i>coronata</i>	starke maternale Effekte bei Kreuzungen resistenter x anfälliger Sorten	CAGAS (1989) in KEGLER et al. (1998)
„Bodroghalmi“ „Csorodai“ „Köröslodangi“ „Vadnai“	<i>Puccinia coronata</i> f. sp. <i>festucae</i>	resistent	TARASKEVICIUS (1992)
„BzI“ „BzII“ „Enbela“ „Wendemoed“	<i>Puccinia coronata</i> f. sp. <i>festucae</i>	relativ resistent	TARASKEVICIUS (1992)

Fortsetzung von Tabelle 14

Genotyp/Selektion/Sorte	Pilz	Bemerkungen	Referenz
„Boris“	Schneeschnimmel (snow mould)-Erreger	relativ tolerant	ANDERSON (1992) in KEGLER et al. (1998)
„Engmo“ „Pajbjerg“	Schneeschnimmel: <i>Microdochium</i> (= <i>Fusarium</i>) <i>nivale</i> , <i>Typhula incarnata</i> , <i>T. ishikariensis</i> , <i>Scerotinia borealis</i>	hochsignifikante Korrelation zwischen Resistenz gegen Schneeschnimmel und Frosttoleranz	ARSVOLL (1977) in KEGLER et al. (1998)
„Cosmos“ „Merbeem“ „Bundy“ „Belimo“ „Mana“ „Prefest“	<i>Drechslera sorokiniana</i>	-	SCHMIDT (1983) in KEGLER et al. (1998)
Genotyp/Selektion/Sorte	Diptera	Bemerkungen	Referenz
<i>Festuca pratensis</i>	<i>Oscinella frit</i> (UdSSR)	-	FRITZSCHE et al. (1988)

Pflanzeninhaltsstoffe

Festuca pratensis enthält geringe Mengen an akkumulierter Chlorogensäure. Außerdem wurden bei frischen Pflanzen reduzierende Zucker, Saccharose sowie Fructane festgestellt; in Samen speichern alle Süßgräser Stärke (CONERT 1998). HEGNAUER (1986) beschreibt *F. pratensis* als acyanogen.

Aus der Gruppe der Alkaloide lassen sich neben Lolin aus den Früchten von *Festuca*-Arten N-Acetylloin (Lolinin), N-Formylloin und N-Acetylnorolin isolieren (HEGNAUER 1986). In Symbiota aus *F. pratensis* und dem endophytischen Pilz *Neotyphodium* (= *Acremonium*) *uncinatum* werden besonders hohe Lolin-Akkumulationen beobachtet, was einen besseren Schutz vor Fraßinsekten bewirkt (SCHARDL & PHILLIPS 1997); siehe hierzu auch Kap. 3.10..

3.4. Morphologie, Generationsdauer und Überlebensstrategie

Der Wiesenschwingel (*F. pratensis*) bildet lockere (bei einzeln stehenden Pflanzen zuweilen sehr große) Horste, keine Ausläufer, aber zahlreiche Erneuerungssprosse, deren Knospen die untersten Blattscheiden am Grunde durchbrechen. Er ist ausdauernd und ein Hemikryptophyt. Die Halme sind 30-120 cm hoch, schlank, glatt und kahl, 2-4-knotig. Die Blattscheiden sind offen, gerieft, glatt und kahl, die älteren braun und in Fasern zerreißen. Die Ligula ist ein 0,4-1 mm langer, kragenförmiger, häutiger Saum.

Die Blattspreiten sind 10-45 cm lang, 3-8 mm breit, flach-ausgebreitet, schlaff, grün, auf der Unterseite glatt und glänzend, oberseits deutlich gerieft und manchmal wie an den Rändern etwas rau, unbehaart. Die Blätter sind in der Knospenlage gerollt, am Grunde mit 2 sichelförmigen, den Halm umfassenden, kahlen Öhrchen. Im Querschnitt sind die Blätter flach-ausgebreitet, niedrig, mit etwa 13-21 Leitbündeln, Sklerenchymfasern in großen Gruppen über und unter den Leitbündeln angeordnet, oberseits zwischen den Leitbündeln stets mit Gruppen großer, tropfenförmiger Epidermiszellen (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Der Blütenstand ist eine aufrechte einfache Traube. Er ist 10-35 cm lang, locker, aufrecht oder meist etwas einseitig überhängend, vor und nach der Blütezeit zusammengezogen, grün, purpurn überlaufen, seine Seitenäste an den unteren Knoten zu zweit von der kantigen und rauhen Hauptachse abgehend. Im untersten Teil ist der Blütenstand ohne Ährchen, die beiden unteren Seitenäste ungleich, der kürzere Ast mit 1-3 (-4), der längere mit 3-5 (-9) Ährchen. Ährchenstiele 2-7 mm lang, glatt. Ährchen (5-) 7-8 (-14) blütig, 9-20 mm lang, lanzettlich bis länglich. Hüllspelzen untereinander ungleich, häutig, an den Rändern und im obersten Teil weißlich, kahl, die untere 1-nervig, 2-4,5 mm lang, von der Seite gesehen breit-lanzettlich, spitz, die obere 1-3-nervig, 3-5,5 mm lang, länglich, abgerundet. Deckspelzen 5-nervig, 6-9 mm lang, in der Seitenansicht lanzettlich, spitz, unbegrannt oder mit einer bis 4 mm langen Granne, häutig, mit breiten, weißlichen, zur Fruchtzeit eng eingerollten Rändern, glatt, im oberen Teil etwas rauh. Vorspelzen 2-nervig, so lang wie die Deckspelzen, über den Kielen rauh. Staubbeutel 3-4 mm lang. Fruchtknoten kahl (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Die Früchte (Karyopsen) sind 6-7 mm lang, im Umriß breit-elliptisch, kahl. (PETERSEN 1988, CONERT 1998). Die Tausendkornmasse (TKM) beträgt etwa 2-2,2 g (PETERSEN 1988, AID 1995).

Die Verbreitung der Grassamen findet durch Wind oder Tiere statt. Die Tierverbreitung wird durch Anhängsel oder Oberflächen gewährleistet, die eine Adhäsion am Tierkörper ermöglichen (Klettverbreitung) oder durch die Fähigkeit, durch Ölproduktion oder Ummantelung der Diaspore, unverdaut den Verdauungskanal zu passieren (MCDONALD et al. 1996, CHEPLICK 1998).

Wachstum

Festuca pratensis zählt zu den frühen Gräsern, zeigt aber eine langsame Anfangsentwicklung. Die Grasnarbe des Wiesenschwingels ist dicht, da er, obwohl Horstgras, auch Ausläufer treibt. Er wurzelt nicht so tief wie die meisten Futtergräser. Die Ausbreitung der Art wird durch Beweidung und Walzen gefördert. Wiesenschwingel wirkt nicht verdrängend auf andere Arten (PETERSEN 1988).

Entsprechend den unterschiedlichen Bedingungen der Mäh- und Weidenutzung sind differenzierte Mäh- und Weidetypen herausgezüchtet worden, die sich in erster Linie in der Bestandeshöhe und Bestandesdichte unterscheiden. Die hochwüchsigen Mähtypen haben eine geringere Bestandesdichte als die niedrigwüchsigen Weidetypen. Diese sind zumeist feinblättrig und zeichnen sich neben einer guten Narbenbildung durch einen hohen Blatttriebanteil und ein besseres Regenerationsvermögen aus. Bezüglich der Entwicklungsgeschwindigkeit gibt es innerhalb des Wiesenschwingelsortiments weniger ausgeprägte Unterschiede als bei *L. perenne*. Späte Sorten fehlen vollkommen (PETERSEN 1988), vgl. auch 3.8.2..

Illustrationen morphologischer Details und Querschnitte verschiedener Wachstumsperioden sind bei ARBER (1965) zu finden.

Keimungsbedingungen

Samenentwicklung und Keimung werden von den Umweltbedingungen beeinflusst. Die mit der Keimung zusammenhängenden Reaktionen auf unterschiedliche Umwelteinflüsse sind genetisch festgelegt (BASKIN & BASKIN 1998).

Festuca pratensis beginnt ab Mitte August zu keimen, *Festuca pratensis* ssp. *apennina* hingegen keimt nach einer winterlichen Keimruhe erst im Frühjahr (TYLER et al. 1978). Dementsprechend benötigt *F. pratensis* auch keine Stratifikation zur Keimung, während Saatgut von *F. pratensis* ssp. *apennina* erst nach einwöchiger Kühlperiode keimt (JAUHAR 1993).

Nach einer Stratifikation bei 0-2° C für bspw. 28 Tage liegt die optimale Keimungstemperatur von *F. pratensis* ssp. *apennina* wie auch bei *Festuca pratensis* zwischen 20-30°C. Je länger die Kälteperiode andauert, desto niedriger sind die für die Keimung benötigten Temperaturen, wobei Populationen aus höheren Lagen grundsätzlich etwas niedrigere Optimumtemperaturen aufweisen. Temperaturen unter dem Gefrierpunkt heben die Keimruhe nicht auf (LINNINGTON et al. 1979).

Durch grüne Blätter gefiltertes Licht (niedriges rot/infrarot-Verhältnis) reduziert die Keimungsrate bei *F. pratensis* (GORSKI et al. 1978). Ein niedriger pH (6,5) und hohe Aluminium-Gehalte des Bodens haben vergleichsweise geringen Einfluß auf die Keimung dieser Art. Über den bisher untersuchten pH-Bereich des Bodens von 3,5 bis 6,5 hinweg erfolgt die Keimung normal (HACKETT 1964). Samen aus Gebieten unterschiedlicher Meereshöhe differieren in den Keimungsbedingungen (TYLER et al. 1978).

Die Bedingungen unter denen die Keimruhe aufgehoben wird bzw. die Keimung stattfindet, sind auch abhängig von der Größe, Form und Farbe des Samens (BASKIN & BASKIN 1998). So zeigen kleinere Samen von *F. pratensis* eine höhere Keimungsrate als größere Samen (AKPAN & BEAN 1977).

Unter günstigen Lagerbedingungen beträgt die Keimfähigkeitsdauer 2-4 Jahre (MCDONALD et al. 1996), unter natürlichen Bedingungen in bis zu 40 cm Bodentiefe in Lehmboden über 1 Jahr (LEWIS 1973).

3.5. Blütenbiologie

F. pratensis ist windbestäubt und weist einen hohen Grad an Selbstinkompatibilität auf (CONERT 1998, ROGNLI et al. 2000). Die Blütezeitangaben für Mitteleuropa bewegen sich zwischen Mai und August (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

Die Blüte wird photoperiodisch bestimmt. Der Effekt der Tageslänge wird von der Temperatur modifiziert (LANGER 1979). Von MCDONALD et al. (1996) wird der Wiesenschwingel zu den Gräsern mit extremen Anforderungen bzgl. der Blühinduktion gestellt.

Bei Schwingelarten werden zur Tagesmitte hin die meisten Pollen abgegeben. Der Pollenflug wird sehr stark vom Wetter beeinflusst. Bei den meisten Gräsern wird der Pollenflug bei Temperaturen unter 18° C und über 26° bis 30° C gehemmt. Optimal sind mäßig warme Temperaturen bei geringer Luftfeuchte

(MCDONALD et al.1996). Die Dauer der Blüte und der Pollenabgabe wird von ROGNLI et al. (2000) mit 24 Tagen angegeben.

Weitere Angaben zur Blütenbiologie finden sich bei MCDONALD et al. (1996).

3.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen

Im Saatgutanbau sind nach der Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) für Fremdbefruchter, zu denen dort alle Gräser außer den *Poa*-Arten gezählt werden, folgende Mindestabstände einzuhalten: Zu Feldbeständen anderer Sorten derselben Art *oder* derselben Sorte mit starker Unausgeglichenheit *oder* anderer Arten, deren Pollen zu Fremdbefruchtung führen können, sind bei Vermehrungsflächen bis 2 ha Größe Mindestabstände von 200 m (B- Basis-saatgut) bzw. 100 m (Z - zertifiziertes Saatgut) vorgeschrieben. Für größere Vermehrungsflächen betragen die Entfernungen 100 m (B) bzw. 50 m (Z). Die Mindestentfernungen können unterschritten werden, wenn der Feldbestand ausreichend gegen Fremdbefruchtung abgeschirmt ist. Zu allen Nachbarbeständen von Mähdruschfrüchten muß außerdem ein Trennstreifen (mind. 40 cm) vorhanden sein (vgl. auch AID 1995).

Weitere Vorgaben enthält die Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) bezüglich des Fremdbesatzes beim Saatgutanbau. Der Feldbestand darf im Durchschnitt auf 150m² maximal 5 (Basissaatgut) bzw. 15 (zertifiziertes Saatgut) Pflanzen enthalten, die nicht hinreichend sortenecht sind *oder* einer anderen Sorte derselben Art angehören *oder* einer anderen, zur Fremdbefruchtung befähigten Art angehören *oder* deren Samen sich vom Saatgut des Vermehrungsbestandes nicht ausreichend unterscheiden lassen. Pflanzen anderer Arten, deren Samen sich aus dem Saatgut nur schwer herausreinigen lassen, dürfen auf der gleichen Fläche nur in maximal 10(B) bzw. 30(Z) Individuen vorkommen. Ackerfuchsschwanz, Flughafer und Flughaferbastarde dürfen in Wiesenschwingel-Anbauflächen jeweils nur in max. 3(B) bzw. 5(Z) Individuen vorkommen.

Laut OECD-Datenbank (<http://www.olis.oecd.org/biotrack.nsf>) erfolgte bislang keine Freisetzung von gentechnisch verändertem *Festuca pratensis*. Innerhalb der EU wurde allerdings eine Freisetzung von *Festuca arundinacea* in Frankreich beantragt. Die gentechnisch veränderte Eigenschaft betrifft eine Veränderung der Lignin-Biosynthese und eine Glufosinat-Toleranz. Vom Antragsteller war ein Isolationsabstand von 100 m und ein monatliches Mähen der Versuchsfläche vorgesehen, wodurch die gentechnisch veränderten Pflanzen nicht zur Blüte kommen sollten. Ob und ggf. mit welchen weiteren Auflagen der Antrag genehmigt wurde, ist nicht bekannt (Dr. Ehlers, Robert-Koch-Institut, schriftl. Mitt. 2001).

Die mit *Festuca pratensis* kreuzbare Art *Lolium perenne* wurde bisher 1x in Kanada freigesetzt. Dabei ist eine Isolationsdistanz von 20 m zu nicht veränderten Beständen von *L. perenne* und anderen mit dieser Art kreuzbaren Arten vorgeschrieben, wobei gleichzeitig verhindert werden muß, daß die gentechnisch veränderten Pflanzen zur Blüte gelangen. Sofern das Aufblühen/die Pollenabgabe der Versuchspflanze zugelassen wird, sind alle *L. perenne*-Pflanzen innerhalb eines Umkreises von 300 m um das Versuchs-

feld als Teil des Versuchs zu betrachten und zu behandeln (d.h. Vernichtung des Pflanzenbestandes mit nicht-selektiven Herbiziden nach Versuchsende). Auf dem Versuchsfeld darf nach Versuchsende 3 Jahre lang kein *L. perenne* angebaut werden. In diesem Zeitraum müssen alle spontan auftretenden Pflanzen (dieser Art ?) vernichtet werden (CANADIAN FOOD INSPECTION AGENCY 2000).

Die Festsetzung von Isolationsdistanzen bleibt grundsätzlich problematisch. Insbesondere ist die Pollenausbreitung durch Wind bzw. Insekten schlecht vorhersagbar. Die Pollenausbreitung wird von ROGNLI et al. (2000) als die bedeutendste Möglichkeit für das Entkommen von von Transgenen bezeichnet.

Als Mindestabstand zur Isolation potentieller Kreuzungspartner werden für verschiedene Gräser wie *Poa*, *Festuca* und *Bromus* 540-1000 m genannt (vgl. SUKOPP & SUKOPP 1994). Diese Werte liegen deutlich über den von GRIFFITHS (1950) für *Lolium perenne* vorgeschlagenen bzw. nach der Saatgutverordnung für *Festuca*- und *Lolium*-Arten vorgeschriebenen Entfernungen (s.o.). ROGNLI et al. (2000) untersuchten die Pollenausbreitung bei *F. pratensis*. Sie stellten Pollenübertragung auf Empfängerpflanzen noch in einem Abstand von über 250 m vom Donorfeld fest. Die Übertragungsrate sank mit zunehmendem Abstand vom Donorfeld bis zu einer Entfernung von 75 m rapide, danach deutlich langsamer. Die Windrichtung hatte in dieser Untersuchung nur einen geringen Effekt. Großwüchsige, vitale Pflanzen waren bessere Pollenempfänger als niedrigwüchsige Exemplare.

Die Ausbreitung von Pollen der nah verwandten Art *Lolium perenne* wurde ebenfalls in Feldversuchen untersucht und zur Verifizierung und Verbesserung von Vorhersagemodellen herangezogen. Es zeigte sich, daß die Pollenausbreitung von diversen Faktoren, u.a. Windrichtung, Entfernung, Windgeschwindigkeit und Turbulenzen abhängig ist (GIDDINGS 1997a, GIDDINGS 1997b). In einer weiteren Modellrechnung zeigte GIDDINGS (2000), daß bei großflächigem Anbau transgener Pflanzen von *Lolium perenne* kleine, nicht transgene Bestände dieser Art durch massiven Eintrag transgener Pollen betroffen sein können, auch wenn sie 1 km entfernt und nicht in der Hauptwindrichtung liegen.

Samenanerkennung: Für die Samenanerkennung werden eine Mindestkeimfähigkeit von 80 %, ein Höchstgehalt an Flüssigkeit von 14 % und eine technische Mindestreinheit von 95 Gew.% gefordert. Bezogen auf das Gewicht darf der Höchstbesatz mit anderen Pflanzenarten in der Summe 0,3 % bei Basis-saatgut und 1,5 % bei Zertifiziertem Saatgut betragen (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999).

3.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit *Festuca pratensis*

3.7.1. Züchtungsziele

Da *Festuca pratensis* in älteren Graslandbeständen selten in größeren Anteilen vorkommt, ist neben einem höheren Massenertrag ein besseres Ausdauervermögen erwünscht (PETERSEN 1988). Durch Einkreuzen von *Lolium*-Arten zur Verbesserung des Futterertrages bzw. durch Einkreuzen von Rohrschwingel zur Verbesserung der Wüchsigkeit und Ausdauer versucht man diese „Mängel“ zu beheben (PETERSEN

1988). Weitere Ziele sind eine Erhöhung von Stresstoleranz, Winterhärte und Trockenheitsresistenz (JAUHAR 1993, ZELLER 1999, vgl. Kap. 3.7.2.).

International kann auf zahlreiche Zuchtsorten zurückgegriffen werden, die im Hinblick auf ihre spezifische Nutzungseignung (Weide, Ackerfutter, Dauergrasland), den Entwicklungstyp sowie die Ertragsfähigkeit erhebliche Unterschiede aufweisen. Autotetraploide Formen brachten noch keinen Fortschritt in der Züchtung. Dafür lieferten tetraploide Bastarde mit *Lolium multiflorum* (*xFestulolium braunii*) wertvolle Merkmalskombinationen und Zuchtsorten. Die Wildpopulationen von *F. pratensis* zeigen eine reiche Formenvielfalt als Grundlage für verschiedene Züchtungsziele. Experimentelle Bastarde auf tetraploider Basis werden züchterisch bearbeitet, es sind aussichtsreiche Neuzüchtungen vorhanden (SCHLOSSER et al. 1991).

Während bei der Züchtung in den USA Rasensorten im Mittelpunkt des Interesses stehen, konzentriert sich die Züchtung in Europa eher auf die Futtergrassorten (HARLAN 1992, JUNG et al. 1996). *Festuca*-Sorten werden in den USA auch in Landschaftsrasen (z.B. zur Böschungsbefestigung) eingesetzt (HARLAN 1992).

3.7.2. Sexuelle Hybridisierung

Die *in vitro*-Regeneration von Gräsern galt längere Zeit als problematisch. Erst durch den Einsatz von undifferenziertem Zellmaterial wie unreife Embryo- oder Samengewebe, Meristeme und meristematische Gewebe aus jungen Infloreszenzen in modifizierten *in vitro*-Techniken konnten fertile Pflanzen gewonnen werden (CHAI & STICKLEIN 1998). 1983 berichteten DALE & DALTON bspw. von der geglückten Regeneration von *Festuca pratensis*-Pflanzen aus Gewebekulturen von unreifen Infloreszenzen.

Tetraploide Sorten sind trockenheitstoleranter, haben größere Blätter und eine bessere Bestockung, sind jedoch oft anfälliger für Kronenrost und Blattfleckenerreger (leaf spot) (SLIESARAVICIUS 1992, JAUHAR 1993, ZELLER 1999). Die Züchtung mit polyploiden Sorten versprach Erfolge hinsichtlich besserer Winterhärte und höheren Futter- und Saatguterträgen (JAUHAR 1993), jedoch waren die Trockensubstanzerträge niedriger, so daß sich tetraploide *Festuca pratensis*-Formen nicht durchsetzen konnten (ZELLER 1999).

Intraspezifische Hybridisierung

Festuca pratensis (2x) x *Festuca pratensis* ssp. *apennina* (4x)

Aus Kreuzungen mit der allotetraploiden Unterart *Festuca pratensis* ssp. *apennina* entstehen triploide und tetraploide Hybride, wobei letztere eine verhältnismäßig gut ausgeprägte Fertilität aufweisen (JAUHAR 1993).

Interspezifische Hybridisierungen*Festuca pratensis* (2x) x *F. arundinacea* (6x)

Auf einige der tetraploiden oder pentaploiden F₁-Hybriden wird die Resistenz von *Festuca arundinacea* gegen Kronenrost (*Puccinia coronata*) übertragen (JAUHAR 1993). Von der Einkreuzung des Rohrschwingels verspricht man sich eine Verbesserung der Frühjahrsentwicklung, Stresstoleranz und Ausdauer (ZELLER 1999). Die triploiden Hybride aus der Kreuzung *Festuca pratensis* (2x) x *F. arundinacea* var. *glaucescens* (4x) sind zumeist steril (JAUHAR 1993).

Festuca pratensis (2x) x *F. gigantea* (6x)

Die intermediären Hybriden sind zumeist steril (HUBBARD 1985). Erwünschte Eigenschaften des Riesenschwingels (*F. gigantea*) sind seine Stresstoleranz und Ausdauer sowie seine besondere Winterhärte. Zudem ist der Riesenschwingel eine Art mit sehr hoher Sommerproduktivität. Im Vergleich zum Rohrschwingel sind seine Blätter weicher und leichter verdaulich (ZELLER 1999).

Festuca pratensis (2x) x *F. mairei* (4x)

Aus der Hybridisierung mit *F. mairei* ST.YVES, einer xeromorphen Art aus Nordwest-Afrika, deren Photosyntheserate über derjenigen von *Festuca pratensis* und *Festuca arundinacea* liegt, sollen neue Futterarten mit guter Winterhärte, hoher Futterqualität und Trockenheitsresistenz gezüchtet werden (CHEN et al. 1995, CHEN & SLEPER 1999, CAO et al. 2000). Aus der Verkreuzung mit *Festuca pratensis* sind triploide, sterile Hybriden entstanden (JAUHAR 1993).

Intergenerische Hybridisierungen

Die ausgeprägte Fähigkeit zur Hybridisierung untereinander und die gleichzeitig gute Unterscheidbarkeit der Chromosomen von *Festuca*- und *Lolium*-Arten durch GISH macht sie zu einer Besonderheit unter den Nutzpflanzen (ZWIERZYKOWSKI et al. 1998, ZWIERZYKOWSKI 1999a, THOMAS et al. 2000). F₁-x*Festulium*-Pflanzen zeigen einen flachen, am Boden liegenden Wuchs und sind daher für den Futterbau nur wenig geeignet. Bei Rückkreuzungen mit *Lolium* weisen die Hybriden einen *Lolium*-ähnlichen Habitus auf und besitzen auch eine erhöhte Fertilität (ZELLER 1999).

Die Hybridisierungen von *Lolium* mit *Festuca* sind erfolversprechender, wenn die weibliche Elternpflanze eine *Lolium*-Sorte ist (JAUHAR 1993). Diploide Hybride sind zumeist steril. Daher wird mit verschiedenen Methoden die Ploidiestufe erhöht: Entweder durch Colchizinbehandlung, Kalluskulturen der F₁-Hybriden oder durch Kreuzung von bereits autotetraploiden Elternsorten zu allotetraploiden, fertilen Hybriden (JAUHAR 1993).

L. multiflorum (2x) x *Festuca pratensis* (2x)

Einige Hybriden von Welschem Weidelgras und *Festuca pratensis* sind vollständig resistent gegen Kronenrost; Kreuzungen mit Einjährigem Weidelgras und Wiesenschwingel weisen ein verstärktes Wachs-

tum und höhere Trockenmasseerträge auf (SLIESARAVICIUS 1992). *Festuca pratensis* kann über die erhöhte Frostresistenz der Hybriden auch deren Ausdauer verbessern (BAECK 1992). *Lolium multiflorum* zeigt eine bessere Wüchsigkeit, Frühjahrsentwicklung und Siliereignung als *Festuca pratensis*.

Die Infloreszenzen der Hybriden ähneln eher *Festuca*. Bei einigen der Hybriden konnten Heterosis-Effekte festgestellt werden (JAUHAR 1993). Während natürliche diploide Hybride von *L. multiflorum* x *F. pratensis* steril sind, können pollenfertile amphidiploide Hybride durch Kalluskulturen aus verschiedenen Geweben steriler F₁-Hybride gewonnen werden (ZWIERZYKOWSKI et al. 1985 a,b, RYBCZYNSKI et al. 1983). LESNIEWSKA et al. (2001) beschreiben die erfolgreiche Regeneration von fertilen dihaploiden *Lolium multiflorum* x *Festuca pratensis*-Pflanzen der Sorten „Sulino“ und „Felopa“ mit Dürre- und Frostresistenzen durch Androgenese. Mittels Hybridisierung von tetraploidem *Festuca pratensis* x *Lolium multiflorum* konnten die beiden Genome gemeinsam durch die Bildung von „Hybrid-Chromosomen“ in fertile Nachkommen integriert werden (ZWIERZYKOWSKI et al. 1998).

Wie es sich nach genomischen *in situ*-Hybridisierungen gezeigt hat, besteht das hexaploide *F. arundinacea*-Genom aus den zwei Genomen des tetraploiden *F. arundinacea* var. *glaucescens* und dem Genom des diploiden *Festuca pratensis* (HUMPHREYS et al. 1997, PASAKINSKIENE et al. 1998, ZARE et al. 1999). Die Chromosomen mit Frosttoleranzgenen von *Festuca pratensis* wurden daher nicht nur durch die Hybridisierung von *Lolium multiflorum* x *Festuca pratensis* auf die Sorten „Sulino“ und „Felopa“ übertragen, sondern konnten auch im Genom von Hybriden aus der Kreuzung von *Lolium multiflorum* x *Festuca arundinacea* identifiziert werden (ZARE et al. 1999). Ähnliches wird auch bezüglich Dürretoleranzgenen von *Festuca pratensis* vermutet, die ebenfalls über *Festuca arundinacea* in *Lolium multiflorum* eingekreuzt worden sind (ZELLER 1999).

Auch dominante Resistenzeigenschaften gegen *Puccinia coronata* CORDA (Kronenrost) konnten durch Einkreuzungen des Wiesenschwings erfolgreich auf *Lolium multiflorum*-Hybride übertragen werden (OERTEL & MATZK 1999).

Eine bei *Festuca pratensis* auftretende Mutation (das Gen *sid*), die eine verzögerte Seneszenz bewirkt, konnte in das Genom von *Lolium multiflorum* und *Lolium perenne* sowie in *Lolium temulentum* eingekreuzt, die Introgression mittels genomischer *in situ*-Hybridisierung (GISH) visualisiert werden (THOMAS et al. 1997, 1999).

Lolium perenne (2x, 4x) x *Festuca pratensis* (2x)

L. perenne ist für *F. pratensis* der bessere intergenerische Kreuzungspartner als *L. multiflorum* (JAUHAR 1993). Die Hybriden weisen unterschiedlich ausgeprägte Heterosis-Effekte auf (in früheren Kreuzungen auch negative) (JAUHAR 1993). Die besondere Weideverträglichkeit von *Lolium perenne* sowie der bessere Sommeraufwuchs und die Stresstoleranz von *Festuca pratensis* soll in den Hybriden vereinigt werden.

Die diploiden, seltener auch triploiden, Hybriden *L. perenne* x *F. pratensis* weisen eine männliche Sterilität auf, können aber wegen der (allerdings geringen) weiblichen Fruchtbarkeit dennoch mit *L. perenne* rückgekreuzt werden (JAUHAR 1993). Durch die Erhöhung der Ploidiestufe kann die Pollensterilität herabgesetzt werden. Es werden daher z.B. durch Colchizinbehandlung, Kallus- oder Gewebekulturen der F₁-Hybriden oder durch Kreuzung von bereits autotetraploiden Elternsorten allotetraploide, fertile Hybriden erzeugt (JAUHAR 1993, CANTER et al. 1999). Triploide Hybriden, in denen zwei *Lolium*-Chromosomensätze mit einem *Festuca*-Chromosomensatz durch die Kreuzung synthetischer autotetraploider *Lolium perenne* (4x) mit diploidem *Festuca pratensis* kombiniert werden, besitzen eine höhere Fertilität als in der umgekehrten Kombination (JAUHAR 1993, KING et al. 1998). Hybriden aus der Paarung *Lolium perenne* x *F. pratensis* weisen eine starke Resistenz gegen Kronenrost und zudem eine bessere Winterhärte auf als *L. perenne* (SLIESARAVICIUS 1992, OERTEL & MATZK 1999).

Festuca pratensis (2x) x *Lolium temulentum* (2x)

Aus dieser Kreuzung ergeben sich sterile, diploide Hybride mit Heterosiseffekten (HESZKY 1972 in JAUHAR 1993). Durch Hybridisierungen von Taumellolch mit *Lolium multiflorum*-Stämmen, die ein mutiertes Gen von *Festuca pratensis* enthielten (das Gen *sid*), das eine verzögerte Seneszenz bewirkt, wurde das *Festuca pratensis*-Gen auch auf *Lolium temulentum* übertragen (THOMAS et al. 1999, THOMAS 1999).

Festuca pratensis (2x) x *Lolium canariense* (2x)

Erste Kreuzungsversuche mit der auf Madeira, den Kapverdischen und den Kanarischen Inseln endemischen Art als maternaler Elter beschreiben CHARMET et al. (1996). Erwünscht ist es, die winterliche Produktivität von *Lolium canariense* auf *Festuca pratensis* zu übertragen (CHARMET et al. 1996, ZELLER 1999).

Sonstiges

Eine umfassende Übersicht der verschiedenen in Polen zwischen 1964 und 1994 durchgeführten Hybridisierungen mit bibliographischen Angaben findet sich bei ZWIERZYKOWSKI (1996).

3.7.3. Somatische Hybridisierung

Über Hybridisierungen durch die Fusion von Protoplasten von *Festuca pratensis* ist bisher nichts bekannt.

3.7.4. Gentechnische Arbeiten

Regenerationen von fertilen Pflanzen aus Protoplasten embryogener Suspensionskulturen der Sorten „Barmondo“, „Belimo“ und „Leopard“ von *Festuca pratensis* (mit einer Frequenz von 20-30 %) gelangen WANG et al. (1993) und VALLES et al. (1993). WANG & POSSELT berichten 1997 von einer Protoplastenregeneration eines Genotyps der Sorte „Predix“ mit einer Regenerationsleistung von 51 %.

Mittels direktem Gentransfer wurden pDHbar-Plasmide in Protoplastenkolonien aus embryogenen Zellkulturen von *Festuca pratensis* transferiert. Unter *in vitro*-Kulturbedingungen wuchsen aus Phosphinothricin-resistenten Kalli grüne *Festuca pratensis*-Pflänzchen, die jedoch keine ausreichende Fähigkeit zur Wurzelbildung besaßen (SPANGENBERG et al. 1995).

Durch die Möglichkeit der beliebigen Übertragbarkeit von Genen der *Lolium*- und *Festuca*-Kulturarten durch konventionelle Züchtungsmethoden sowie der Herstellung „maßgeschneiderter“ Sorten mittels genomischer *in situ*-Hybridisierung (GISH) ist die gentechnische Veränderung dieser Arten etwas in den Hintergrund getreten (HUMPHREYS et al. 1997, ZELLER 1999). Demgegenüber wird jedoch auch die Meinung vertreten, daß die Fortschritte der konventionellen Züchtung bei Gräsern im Vergleich zu Getreidearten geringer sind und daher gentechnische Methoden genutzt werden sollten (WANG & POSSELT 1997).

3.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche

3.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf

F. pratensis bevorzugt bessere, von Natur aus nährstoffreiche und gut feuchte Mineralböden. Auch für die feuchten anmoorigen und moorigen Niederungsböden ist es bei reicher Nährstoffversorgung charakteristisch. Auf trockenen und armen Böden wächst *Festuca pratensis* weniger gut. Die Feuchtigkeitsansprüche von *F. pratensis* sind hoch; Trockenheit und starke Beschattung verträgt die Art nicht, wohl aber vorübergehende Überstauung. Sie ist unempfindlich gegenüber längerer Kälte und rauhen Lagen und wächst auch in den höchsten Lagen der Mittelgebirge (in den Alpen bis 1.560 m ü. NN) (HUBBARD 1985, PETERSEN 1988, CONERT 1998, BUNDESSORTENAMT 1999).

Das Ausdauervermögen des Wiesenschwingsels wird durch seine hohen Ansprüche an eine geregelte Wasserführung und Nährstoffversorgung sowie durch seine geringe Konkurrenzkraft beeinträchtigt (PETERSEN 1988).

Für die Ausschöpfung des Ertragspotentials von *F. pratensis* während des reproduktiven Wachstums sind eher kühle Temperaturen günstig, hingegen sollte das vegetative Wachstum von höheren Temperaturen begleitet sein (RÜEGG 1976).

3.8.2. Verwendung als Futtergras

Festuca pratensis ist ein vielseitig verwendbares, ertragreiches und hochwertiges Futtergras (Obergras). Es ist winterfest und wintergrün. Außerdem ist der Wiesenschwingel weidefest und wird vom Vieh sowohl frisch als auch als Heu gerne angenommen. Vom Futterwert her wird es in die höchste Wertklasse eingeordnet (NITSCHKE & NITSCHKE 1994, CONERT 1998, THOME 2001).

Der Wiesenschwingel ist zum einen ein wichtiges Gras des Dauergrünlandes und zwar auf Wiesen, Mähweiden und Weiden. Zum anderen wird er im Feldfutterbau vielseitig in Mischungen eingesetzt, vor allem im Klee-grasanbau für die Mähnutzung (SCHLOSSER et al. 1991, CONERT 1998, BUNDESSORTENAMT

1999). Daneben findet er im Sommerzwischenanbau als Untersaat von Getreide Verwendung (AID 1991).

Von den in Deutschland zugelassenen 17 Futtergrassorten von *F. pratensis* schieben 14 Sorten die Blütenstände früh bis mittel, die übrigen drei mittel; späte Sorten gibt es nicht (BUNDESSORTENAMT 1999). Weitere Angaben zu den Sorteneigenschaften (mit Bedeutung für den Anbau) finden sich in der „Beschreibenden Sortenliste 1999“, so z.B. zu Wuchsform und Wuchshöhe, Massenbildung, Auswinterungsneigung, Ausdauer, Narbendichte, Trockenmasseertrag und Anfälligkeit für Rost. Hinsichtlich der Rostanfälligkeit bewegen sich die zugelassenen Sorten zwischen den Wertungen gering-mittel und mittel-stark (BUNDESSORTENAMT 1999).

Dauergrünland (Wiesen- und Weidenutzung)

Der Wiesenschwingel liefert ein qualitativ sehr hochwertiges MilCHFutter. Seine dreischürigen Wiesen zählten früher zu den besten Wiesenklassen. *Festuca pratensis* zeigt nach der Aussaat eine rasche Entwicklung, der Vollertrag wird im 2. oder 3. Anbaujahr erreicht. Eine Mahd kann 2-3mal erfolgen, sofern günstige Anbaubedingungen vorliegen. *F. pratensis* treibt früh und auch nach dem ersten Schnitt noch sehr gut nach, so daß auch der zweite Aufwuchs ergiebig und blattreich ist. Der erste Schnitt sollte jedoch nicht vor Mitte Juni erfolgen (PETERSEN 1988, CONERT 1998, SEYBOLD et al. 1998).

F. pratensis bildet auch ausgezeichnete Weiden. Die Art ist allerdings nicht in dem Maße weidefest wie *L. perenne* (PETERSEN 1988).

Der Wiesenschwingel wird durch Kultur gefördert, unterliegt aber in Mischungen der Konkurrenz schnellwüchsiger Arten wie *Lolium perenne*, *Arrhenatherum elatius* und *Dactylis glomerata*. Auch bei starker N-Düngung, zu häufigem Schnitt und starker Beweidung wird er wegen seiner Konkurrenzschwäche nach und nach aus dem Bestand verdrängt. In Gebieten mit hochintensiver Bewirtschaftung nimmt seine Anbaubedeutung derzeit daher ab (PETERSEN 1988, CONERT 1998, BUNDESSORTENAMT 1999). Bedeutsam ist zudem, daß die genetische Variabilität innerhalb von *Festuca pratensis*-Sorten geringer ist als beispielsweise bei *Lolium perenne*-Sorten (KÖLLIKER et al. 1999) und zusätzlich noch durch intensive Bewirtschaftung verringert werden kann (KÖLLIKER et al. 1998).

In den verschiedenen Standardmischungen für die Ansaat von Dauergrünland ist *F. pratensis* v.a. dann enthalten, wenn es um die Etablierung extensiv bis mäßig intensiver Wiesen, Mähweiden und auch Weiden geht, insbesondere auf frischen bis feuchten Standorten (bis hin zu Niedermooren), aber auch in Hochlagen. Dabei machen die Wiesenschwingelsamen je nach Mischung etwa 15-50% des Gesamtgewichtes aus (AID 1990, NITSCHKE & NITSCHKE 1994, LANDESAMT FÜR LANDWIRTSCHAFT BRANDENBURG 2000, STAATLICHE LEHR- UND VERSUCHSANSTALT AULENDORF 2000, LANDESFORSCHUNGSANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT UND FISCHEREI MECKLENBURG-VORPOMMERN 2000).

Feldfutterbau

Im Feldfutterbau vertritt *F. pratensis* die Weidelgräser, insbesondere in klimatisch feuchten Gebieten, wo die Gefahr besteht, daß diese den Klee bzw. die Luzerne zu sehr zurückdrängen. *F. pratensis* hat eine etwas langsamere Anfangsentwicklung als die Weidelgräser und muß daher stärker angesät werden (PETERSEN 1988). Bedeutungsvoll ist Wiesenschwingel im ein- bis zweijährigen Kleeegrasbau als Partner von Rotklee. Es wird empfohlen entweder 12 kg/ha Rotklee und 6 kg/ha Wiesenschwingel oder 16 kg/ha Rotklee, 4 kg/ha Wiesenschwingel und 2 kg/ha *Phleum pratense* zu säen. Die beiden Gräser verdrängen sich nicht, stimmen in der Nutzungszeit mit Rotklee überein und erhöhen im Rotkleebau den Nährstoff-ertrag, die Ertragssicherheit und die Silierbarkeit. Bei der Wechsellnutzung auf Niedermoor wurde auf den feuchten Standorten eine Saatmischung bestehend aus 16 kg /ha Wiesenschwingel, 8 kg/ha *Phleum pra-tense* und 4 kg/ha Schwedenklee verwandt (PETERSEN 1988). Auch in Sommerkleeegrasmischungen, überjährigen bis mehrjährigen Weißklee-gras-, Luzerne-gras- und Rotklee-Luzerne-gras-Mischungen ist *F. pratensis* regelmäßig vertreten (HERRMANN & PLAKOLM 1993).

Futterbau in Reinsaat wird hingegen nicht empfohlen, da er wegen der hohen Standortansprüche von *F. pratensis* mit Risiken verbunden ist. Bei Reinsaat bilden sich zudem keine geschlossene Rasen aus (PETERSEN 1988).

Im Sommerzwischenfruchtbau ist *F. pratensis* durch seine relative Konkurrenzschwäche, besonders als Untersaat für Winterweizen und Winterroggen als Herbstuntersaat, geeignet. Hierbei wird eine Saat-menge von 14-16 kg/ha empfohlen (AID 1991).

Im Samenbau stellt *F. pratensis* keine besonderen Ansprüche an eine zeitige Aussaat. Empfohlen wird die Aussaat im Frühjahr vor dem Samennutzungsjahr. Für die Samenbildung eignen sich insbesondere frische nährstoffreiche, am besten schwere Böden. Niedermoorböden eignen sich hierbei nicht (PETERSEN 1988). Es werden Saatstärken von 10-12 kg/ha als Untersaat empfohlen (AID 1995).

Ertrag

Im Sommerzwischenfruchtbau wird bei einer Saatstärke von 14-16 kg/ha und einer N-Düngung von 40-60 kg/ha als Untersaat ein Trockenmasseertrag von 20-25 dt/ha und eine Wurzeltrockenmasse von 25-35 dt/ha für die Weidenutzung und die Grünlanddüngung erreicht. Eine N-Gabe von 30-40 kg/ha bei gleicher Saatstärke ergibt einen Trockenmasseertrag von 15-20 dt/ha (AID 1991).

Die Samenerträge im Saatgutbau liegen im Durchschnitt bei 6,5 dt/ha (AID 1995). Die Saatgutbau-fläche lag 1998/99 in der EU bei 6.800 ha, in Deutschland bei etwa 2.700 ha. Die Saatguterträge lagen 1998/99 EU-weit bei etwa 43.000 dt, in Deutschland bei 18.000 dt (EUROPÄISCHE KOMMISSION 2000).

3.8.3. Sonstige Verwendung

Medizinische Verwendung: Gemeinsamen mit anderen Poaceen findet *Festuca pratensis* unter dem Sammelbegriff „Heublumen“ Verwendung zur lokalen Wärmetherapie bei Abnutzungserscheinungen und

rheumatischen Erkrankungen. Die Pflanzen werden als feuchtheiße Kompressen aufgelegt (BUNDESVEREINIGUNG DEUTSCHER APOTHEKERVERBÄNDE 2001).

Landschaftsbau: In den USA werden Sorten von *Festuca pratensis* in Landschaftsrasen zur Befestigung und Erosionsminderung an Böschungen, Kanälen, auf Flugplätzen und auf öffentlichem Grün eingesetzt (HARLAN 1992).

3.9. Tiere, die sich von der Art ernähren

Eine umfangreiche Zusammenstellung von Literaturangaben zu phytophagen Wirbellosen, die *Festuca pratensis* fressen, findet sich in Anhang III. Neben spezialisierten Arten, die speziell oder nur für diese Pflanzenart benannt wurden, wurden auch Arten aufgenommen, die ein breiteres Nahrungsspektrum besitzen und bei denen aufgrund der Literaturangaben (z.B. „an Schwingelarten“) zu erwarten ist, daß sie auch *F. pratensis* befressen.

Nicht in der Liste genannt sind Wirbeltiere. Von Bedeutung sind unter den Säugetieren vor allem Weidewieh, aber auch Wildtiere wie Rehe und Hirsche sowie Mäuse und Wühlmäuse. Daneben sind auch zahlreiche Vögel, gebietsweise vermutlich auch Reptilien, vorwiegend als Samenfresser bedeutsam.

Eine systematische Überprüfung der Nomenklatur und Verbreitungsangaben konnte angesichts des weltweiten Bezugsraums und der teils älteren Literatur im Rahmen dieser Arbeit nicht erfolgen.

3.10. Pathogene und Symbionten

Die an *F. pratensis* festgestellten Viren, Bakterien und Pilze werden in der Tabelle B im Anhang III aufgeführt. *Festuca pratensis* zeigt bei den Krankheitserregern manche Übereinstimmung mit *Lolium perenne* (CONERT 1998). Eine Möglichkeit zur Bestimmung von Pathogenen anhand der Schadbilder an der Pflanze ist bei SPAAR et al. (1989) gegeben. Eine aktuelle Übersicht der wichtigsten Krankheiten der Futtergräser enthält die Arbeit von MICHEL et al. (2000).

Neben den phytopathogenen Pilzen werden in diesem Kapitel auch mutualistische Assoziationen zwischen *F. pratensis* und Pilzen behandelt. Wegen ihrer besonderen Bedeutung und da die Literatur zu diesem Themenkreis (im Gegensatz zu klassischen Pflanzenkrankheiten) noch recht verstreut ist, werden die Symbiosen nachfolgend eingehender beschrieben.

Neotyphodium x uncinatum und *N. x siegelii*

Bei der nah verwandten Art *L. perenne* ist die Symbiose mit dem endophytischen Pilz *Neotyphodium* (= *Acremonium*) *lolii* von hohem ökologischen und wirtschaftlichem Interesse. Zu diesem und zum *Festuca arundinacea-Neotyphodium coenophialum*-Symbiotum gibt es zahlreiche Untersuchungen. Seit längerem ist bekannt, daß auch *F. pratensis* eine ähnliche Symbiose mit *Neotyphodium*-Endophyten bildet. Der Pilzpartner wurde dabei als *N. uncinatum* bezeichnet (SCHARDL & PHILLIPS 1997). Kürzlich wurden von CRAVEN et al. (2001) zwei Arten aus *F. pratensis* isoliert. Der weitaus häufigere Pilz wird

von ihnen als *Neotyphodium x uncinatum* (GAMS, PETRINI & SCHMIDT) GLENN, BACON & HANLIN bezeichnet. Es handelt sich um einen interspezifischen Hybriden aus zwei *Epichloe*-Arten (*E. festucae* und *E. bromicola*). Die zweite, bisher unbeschriebene Art, ist *Neotyphodium x siegelii* CRAVEN, LEUCHTMANN & SCHARDL, ebenfalls ein Hybrid aus *Epichloe*-Arten, der ein Elternteil mit *Neotyphodium x uncinatum* gemeinsam haben dürfte.

Obwohl die Details der *Neotyphodium*-Symbiosen *F. pratensis* bisher wenig untersucht sind, so dürften in vielen Fällen große Ähnlichkeiten mit den Verhältnissen beim *L. perenne-N. lolii*-Symbiotum bestehen (vgl. Kapitel 1.10.). Die nachfolgenden, grundlegenden Ausführungen beziehen sich daher weitgehend auf das letztgenannte Symbiotum, werden jedoch soweit möglich mit Angaben zu *F. pratensis* ergänzt.

Für das Gras bewirkt die Symbiose nach REDLIN & CARRIS (1997) auf drei verschiedene Arten Konkurrenzvorteile: 1) durch erhöhtes Wachstum und vermehrte Triebentwicklung; 2) durch erhöhte Toleranz gegenüber abiotischen Stressfaktoren (insbes. Trockenheitstoleranz); 3) durch erhöhte Herbivorenresistenz gegenüber Säugern und Insekten.

CLAY (1998) berichtet von erhöhtem Wachstum bei endophyteninfizierten *F. pratensis*-Pflanzen. Eine aktuelle Übersicht des Forschungsstandes zum Themenkomplex „Resistenz gegen abiotische Stressfaktoren“ geben MALINOWSKI & BELESKY (2000).

Die Herbivorenresistenz wird vor allem auf die sekundären Inhaltsstoffe zurückgeführt. Es handelt sich um vier Alkaloidklassen: a) Ergot-Alkaloide (z.B. Ergovalin), b) die tremorigen Neurotoxine (z.B. Lolitrem B, Paxillin), c) das Pyrrolopyrazin Peramin und d) die gesättigten Aminopyrrolizidine (verschiedene Loline) (REDLIN & CARRIS 1997, SCHARDL & PHILLIPS 1997). Beim *F. pratensis-N. uncinatum*-Symbiotum konnten SCHARDL & PHILLIPS (1997) allerdings nur hohe Lolin-Akkumulationen feststellen, nicht jedoch Ergot-Alkaloide, Peramin oder tremorige Neurotoxine. JUSTUS (1999) konnte in diesem Symbiotum 5 verschiedene Loline nachweisen. Die höchsten Konzentrationen wurden in jungen Blättern im Frühjahr und im Saatgut festgestellt. Während der Keimung wurden die Loline nicht abgebaut. Zwischen den prozentualen Endophytenbefall an zwei Wuchsorten und dem Alkaloidgehalt konnte eine hochsignifikante Korrelation ermittelt werden.

Die Herbivorenresistenz ist aus verschiedenen Gründen auch wirtschaftlich von Bedeutung. Zum einen bewirkt die Resistenz gegenüber wichtigen Grasphytophagen geringere Ertragsausfälle. Zum anderen können derartige Symbiota für Viehkrankheiten verantwortlich sein, so verursacht das *L. perenne-N. lolii*-Symbiotum die Weidelgras-Taumelkrankheit (ryegrass staggers) bei Schafen (USA, Neuseeland) und Rindern (USA). Die Toxicose wird durch Lolitrem B verursacht. (FLETCHER & HARVEY 1981, FLETCHER et al. 1990, REDLIN & CARRIS 1997, SCHARDL & PHILLIPS 1997). Bedeutsam ist in diesem Zusammenhang, daß das *F. pratensis-N. uncinatum*-Symbiotum keinerlei Vieherkrankungen auslöst und aufgrund der hohen Lolingehalte trotzdem Schutz gegen Insektenfraß bietet. Daher liegt die Überlegung nahe, *N. x uncinatum* auch in andere Weidegräser einzubringen. Auch genetische Transformationen der endophyti-

schen Pilze anderer Weidegräser (z.B. *Neotyphodium lolii* bei *Lolium perenne*) mit dem Ziel, die viehtoxischen Alkaloide auszuschalten, werden angestrebt, wobei *N. x uncinatum* sicherlich ein wichtiges Untersuchungsobjekt sein dürfte (vgl. SCHARDL & PHILLIPS 1997).

Epichloe festucae

Der endophytische Pilz *Epichloe festucae* LEUCHTM., SCHARDL & SIEGEL ist nahe mit den *Neotyphodium*-Arten verwandt. Er besitzt im Gegensatz zu diesen jedoch auch einen geschlechtlichen Vermehrungszyklus, wobei die Blütenbildung des Grases teilweise verhindert wird (Erstickungsschimmel, grass choke disease). Nach CHRISTENSEN et al. (1997) verursacht dieser Pilz in Symbiose mit *F. pratensis* und anderen *Festuca*-Arten diese Krankheit nur selten. Die Symbiose soll, ähnlich wie beim *L. perenne*-*N. lolii*-Symbiotum, dem Gras Schutz vor Herbivorenfraß und evtl. abiotischem Stress bieten (CHRISTENSEN et al. 1997).

Mycorrhiza

Bis auf sehr wenige Ausnahmen (z.B. bei anaeroben Bodenverhältnissen) haben alle Poaceen normalerweise die Fähigkeit mutualistische Beziehungen mit Mycorrhizapilzen einzugehen, der Anteil kolonisierter Pflanzen sinkt jedoch mit ansteigender Fertilität des Bodens (NEWSHAM & WATKINSON 1998).

3.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeiten

Forschungsgruppen und - institute

Dr. F. Matzk, Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben, Abteilung Cytogenetik, Arbeitsgruppe Embryogenese/Parthenogenese, Tel.: (49) 039482-5-216/232, Fax: (49) 039482-5-137, E-mail: matzk@ipk-gatersleben.de

Dr. S. Hartmann, Bayerische Landesanstalt für Bodenkultur und Pflanzenbau, Abt. Pflanzenbau und Pflanzenzüchtung, Freising

Institute of Grassland and Environmental Research (IGER), Plas Gogerddan, Aberystwyth, Ceredigion, SY23 3EB, Wales, U.K.

Prof. Dr Z. Zwierzykowski, Institute of Plant Genetics, Polish Academy of Sciences, Strzeszynska 34, 60-479 Poznan, Poland

Prof. Dr. G. Spangenberg, Institute for Plant Sciences, Swiss Federal Institute of Technology, 8092 Zürich, Switzerland, E-mail.: German.Spangenberg@nre.vic.gov.au

Prof. Dr. J. Nösberger, Institute for Plant Science, Department of Agriculture and Food Science, Eidgenössische Technische Hochschule Zürich, E-mail: josef.noesberger@ipw.agrl.eth.ch

Prof. Dr. W. Schöberlein, Institut für Pflanzenzüchtung und Saatgutwirtschaft der Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg, Gemeinschaft zur Förderung der privaten deutschen Pflanzenzüchtung e.V. (GFP)

Züchter von Sorten des Wiesenschwingels (nach Bundessortenamt 1999)

Advanta GmbH, R.-Bosch-Str. 6, 35305 Grünberg

Barenbrug, Postbus 4, 6678 ZG Oosterhout, Niederlande

Bayer. Pflanzenzüchtungsgesellschaft, Elisabethstr. 38, 80796 München

Cebeco Zaden, Postbus 10000, 5250 GA Vlijmen, Niederlande

Deutsche Saatveredelung, Postfach 1407, 59524 Lippstadt

DLF-*Trifolium*, Postbox 59, 4000 Roskilde, Dänemark

Feldsaaten Freudenberger, Postfach 104, 47812 Krefeld

Mommersteeg International, Postbus 1, 5250 AA Vlijmen, Niederlande

Norddeutsche Pflanzenzucht, Hohenlieth, 24363 Holtsee
 Prodana Seeds, Postbox 84, 5250 Odense SV, Dänemark
 Saatucht Steinach GmbH, Postfach 1, 94377 Steinach

3.12. Literatur

- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1990): Grünland richtig nutzen. aid-Broschüre 1088, Bonn.
- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1991): Zwischenfrüchte im integrierten Pflanzenbau. aid-Broschüre 1060, Bonn.
- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1995): Erfolgreicher Gras- und Kleesamenanbau. aid-Broschüre 1265, Bonn.
- Akpan, E.E.J. & Bean, E.W. (1977): The effects of temperature upon seed development in three species of forage grasses. *Annals of Botany* 41: 689-695.
- Anonymus (o.J. b): *Festuca* L. - Verzeichnis der Phytophagenarten. Internetdokument, <http://www.funet.fi/pub/sci/bio/life/plants/magnoliophyta/magnoliophytina/liliopsida/poaceae/Festuca.htm>.
- Arber, A. (1965): The Gramineae - A study of cereal, bamboo, and grass. 2. Aufl., J.Cramer, Weinheim.
- Baeck, I. (1992): Frostresistenzprüfungen bei Welschem Weidelgras, Bastardweidelgras und *Festulolium*-Bastarden. *Landwirtsch.Jahrb.* 69 (3): 357-373.
- Bajaj, Y.P.S. (Hrsg.): Biotechnology in agriculture and forestry, Vol. 46, Transgenic crops I. Springer, Berlin.
- Baskin, C.C. & Baskin, J.M. (1998): Ecology of seed dormancy and germination in grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 2: 30-83.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1949): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953a): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 2. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953b): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1954): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 2. Lieferung, Coleoptera. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1956): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 3. Lieferung, Heteroptera, Homoptera (I.Teil). Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1957): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 4. Lieferung, Homoptera (II.Teil). Parey, Berlin.
- Borrill, M. (1976): Temperate grasses. *Lolium*, *Festuca*, *Dactylis*, *Phleum*, *Bromus* (Gramineae). In: Simmonds, N.W. (Hrsg.): Evolution of crop plants. Longman, London, Chapter 38: 137-142.
- Borrill, M., Tyler, B.F. & Morgan, W.G. (1976): Studies in *Festuca* 7. Chromosome atlas (Part 2). An appraisal of chromosome race distribution and ecology, including *F. pratensis* var. *apennina* (De Not.) Hack, -tetraploid. *Cytologia* 41: 219-236.
- Buhr, H. (1964): Bestimmungstabellen der Gallen (Zoo- und Phytocecidien) an Pflanzen Mittel- und Nordeuropas, Band I. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.

- Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (1999): Verordnung über den Verkehr mit Saatgut landwirtschaftlicher Arten und von Gemüsearten (Saatgutverordnung). Bundesgesetzblatt 1999, Teil I, Nr. 25: 948-992.
- Bundessortenamt (1999): Beschreibende Sortenliste 1999 - Gräser, Klee, Luzerne. Broschüre, Landbuch-Verlag Hannover, 117 S.
- Bundesvereinigung Deutscher Apothekerverbände (2001): Internetdokument, http://www.aponet.de/arzneimittel/heilpflanzen/db/pharma_info.phb?id=65.
- Canadian Food Inspection Agency (2000): Regulatory Directive 2000-07: Guidelines for the environmental release of plants with novel traits within confined field trials in Canada. Appendix 4. Internet: <http://www.inspection.gc.ca/englisch/plaveg/pbo/dir0007e.shtml>.
- Canter, P.H., Pasakinskiene, I., Jones, R.N. & Humphreys, M.W. (1999): Chromosome substitutions and recombination in the amphiploid *Lolium perenne* x *Festuca pratensis* cv Prior (2n=4x=28). Theor.Appl.Genet. 98 (5): 809-814.
- Cao, M., Sleper, A., Dong, F. & Jiang, J. (2000): Genomic in situ hybridization (GISH) reveals high chromosome pairing affinity between *Lolium perenne* and *Festuca mairei*. Genome 43 (2): 398-403.
- Chai, B. & Sticklen, M.B. (1998): Applications of biotechnology in turfgrass genetic improvement. Crop Sci. 38: 1320-1338.
- Chapman, G.P. (1992): Domestication and its changing agenda. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 11: 316-337.
- Charmet, G., Balfourier, F. & Chatard, V. (1996): Taxonomic relationships and interspecific hybridization in the genus *Lolium* (grasses). Genet.Resourc.& Crop Evol. 43 (4): 319-327.
- Charmet, G., Ravel, C. & Balfourier, F. (1997): Phylogenetic analysis in the *Festuca-Lolium* complex using molecular markers and ITS rDNA. Theor.Appl.Genet. 94 (8): 1038-1046.
- Chen, C., Sleper, A. & West, C.P. (1995): RFLP and cytogenetic analyses of hybrids between *Festuca mairei* and *Lolium perenne*. Crop Sci. 35: 720-725.
- Chen, C. & Sleper, D.A. (1999): FISH and RFLP marker-assisted introgression of *Festuca mairei* chromosomes into *Lolium perenne*. Crop Sci. 39: 1676-1679.
- Cheplick, G.P. (1998): Seed dispersal and seedling establishment in grass populations. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 3: 84-105.
- Christensen, M.J., Ball, O.J.-P., Bennett, R.J. & Schardl, C.L. (1997): Fungal and host genotype effects on compatibility and vascular colonization by *Epicloe festucae*. Mycol.Res. 101 (4): 493-501.
- Clay, K. (1998): Fungal endophyte infection and the population dynamics of grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): Population biology of grasses. Chapter 10: 255-285.
- Conert, H.J. (Hrsg.) (1998): Spermatophyta: Angiospermae: Monocotyledones 1 (2), Poaceae (Echte Gräser oder Süßgräser), 3. Auflage. In: Conert, H.J., Jäger, E.J., Kadereit, J.W., Schultze-Motel, W., Wagenitz, G., Weber, H.E. (Hrsg.): Gustav Hegi - Illustrierte Flora von Mitteleuropa Band I, Teil 3. Parey Buchverlag, Berlin.
- Craven, K.D., Blankenship, J.D., Leuchtman, A., Hignight, K. & Schardl, C.L. (2001): Hybrid fungal endophytes symbiotic with the grass *Lolium pratense*. Sydowia 53 (1): 44-73.
- Dale, P.J. & Dalton, S.J. (1983): Immature inflorescence culture in *Lolium*, *Festuca*, *Phleum* and *Dactylis*. Z.Pflanzenphysiol. 111: 39-45.
- Detzel, P. (1991): Ökofaunistische Analyse der Heuschreckenfauna Baden-Württembergs. Dissertation, Tübingen.
- Düll, R. & Kutzelnigg, H. (1994): Botanisch-ökologisches Exkursionstaschenbuch, 5. Auflage. Quelle & Meyer, Wiesbaden.

- Ebert, G. (Hrsg.) (1998): Die Schmetterlinge Baden-Württembergs - Band 7: Nachtfalter V. Ulmer, Stuttgart.
- Ellenberg, H. (1982): Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen in ökologischer Sicht. 3. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Engels, R. (1994): Das Vorkommen von *Fusarium* spp. und ausgewählten *Fusarium*-Toxinen in Futtergräsern der Gattung *Lolium* (Weidelgras). Dissertation Uni Bonn, Bonn.
- Europäische Kommission (2000): Die Landwirtschaft in der Europäischen Union - Statistische und wirtschaftliche Informationen 1999. Internetdokument, http://europa.eu.int/comm/agriculture/agrista/table_de/index.htm.
- Fritzsche, R., Decker, H., Lehmann, W., Karl, E. & Geißler, K. (1988): Resistenz von Kulturpflanzen gegen tierische Schaderreger. Springer, Berlin.
- Frohne, D. & Jensen, U. (1998): Systematik des Pflanzenreichs, 5. Auflage. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart.
- Giddings, G. (2000): Modelling the spread of pollen from *Lolium perenne*. The implication for the release of wind-pollinated transgenics. *Theor.Appl.Genet.* 100 (6): 971-974.
- Giddings, G.D., Sackville Hamilton, N.R. & Hayward, M.D. (1997a): The release of genetically modified grasses. Part 1: Pollen dispersal to traps in *Lolium perenne*. *Theor.Appl.Genet.* 94 (8): 1000-1006.
- Giddings, G.D., Sackville Hamilton, N.R. & Hayward, M.D. (1997b): The release of genetically modified grasses. Part 2: The influence of wind direction on pollen dispersal. *Theor.Appl.Genet.* 94 (8): 1007-1014.
- Gorski, T., Gorska, K. & Rybicki, J. (1978): Studies on the germination of seeds under leaf canopy. *Flora* 167: 289-299.
- Griffith, D.J. (1950): The liability of seed crops of perennial ryegrass (*Lolium perenne*) to contamination by wind-borne-pollen. *J.Agric.Sci.* 40: 19-39.
- Hackel, E. (1882): Monographia *Festucarum* Europaeum. Theodor Fischer.
- Hackett, C. (1964): Ecological aspects of the nutrition of *Deschampsia flexuosa* (L.) Trin.. *Journal of Ecology* 52: 159-167.
- Harlan, J.R. (1992): Origins and processes of domestication. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 5: 159-175.
- Hegnauer, R. (1986): Chemotaxonomie der Pflanzen. Band 7, Nachträge zu Band 1 und 2. Birkhäuser, Basel.
- Hering, E.M. (1957): Bestimmungstabellen der Blattminen von Europa, Band I. Uitgeverij Dr. W. Junk - 's-Gravenhage, Berlin.
- Herrmann, G. & Plakolm, G. (1993): Ökologischer Landbau. Grundwissen für die Praxis. 2. Aufl. Österr. Agrarverlag, Wien.
- Hoffmann, G.M., Nienhaus, F., Schönbeck, F., Weltzien, H.C. & Wilbert, H. (1976): Lehrbuch der Phytomedizin. Parey, Berlin.
- Hubbard, C.E. (1985): Gräser - Beschreibung, Verbreitung, Verwendung. 2. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Humphreys, M.W., Thomas, H.M., King I.P., Morgan, W.G., Meredith, M.R., Arper, J.A., Hu., M.O., Bettany, A.J.E., Dalton, S.J., James, A.R., Ougham, H.J. & Thomas, H. (1997): Applications of recent advances at the institute of grassland and environmental research in cytogenetics of the *Lolium* / *Festuca* complex. *J.Appl.Genet.* 38 (3): 273-284.
- Jauhar, P.P. (1993): Cytogenetics of the *Festuca-Lolium* Complex. Relevance to Breeding. Monographs on *Theor.Appl.Gen.* 18, Springer, Berlin.

- Jung, G.A., van Wijk, A.J.P., Hunt, W.F. & Watson, C.E. (1996): Ryegrasses. In: Moser, L.E., Buxton, D.R., Casler, M.D. (Hrsg.) (1996): Cool-season forage grasses. Am.Society of Agronomy, Inc., Madison, Wisconsin.
- Justus, M. (1999): Untersuchungen zur Physiologie und Biochemie von Lolinalkaloiden in der *Festuca pratensis*/*Neotyphodium uncinatum*-Assoziation. Internetdokument, <http://www.biblio.tu-bs.de/ediss/data/20010212a/2001212a.html>.
- Kegler, H., Spaar, D. & Willner, E. (1998): Resistenzspeicher. Datenpool zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten. Internetdokument, http://www.genres.de/eva/erreger/index_2.htm.
- King, I.P., Morgan, W.G., Armstead, I.P., Harper, J.A., Hayward, M.D., Bollard, A., Nash, J.V., Forster, J.W. & Thomas, H.M. (1998): Introgression mapping in the grasses. I. Introgression of *Festuca pratensis* chromosomes and chromosome segments into *Lolium perenne*. Heredity 81 (4): 462-467.
- King, I.P., Morgan, W.G., Armstead, I.P., Jones, T.A.H., Nash, J.V., Jones, R.N., Harper, J.A., Roberts, L.A., Taylor, S., Thomas, H.M. & King, J. (2000): Species relationships, introgression and physical mapping in *Lolium perenne* x *Festuca pratensis* hybrids. Chromosomes Today 13: 277-285.
- Kölliker, R., Stadelmann, F.J., Reidy, B. & Nösberger, J. (1998): Fertilization and defoliation frequency affect genetic diversity of *Festuca pratensis* Huds. in permanent grasslands. Molecular Ecology 7 (11): 1557-1567.
- Kölliker, R., Stadelmann, F.J., Reidy, B. & Nösberger, J. (1999): Genetic variability of forage grass cultivars: A comparison of *Festuca pratensis* Huds., *Lolium perenne* L., and *Dactylis glomerata* L.. Euphytica 106 (3): 261-270.
- Langer, R.H.M. (1979): How grasses grow. Studies in Biology 34: 62.
- Lesniewska, A., Ponitka, A., Slusarkiewicz-Jarzina, A., Zwierzykowska, E., Zwierzykowski, Z., James, A.R., Thomas, H. & Humphreys, M.W. (2001): Androgenesis from *Festuca pratensis* x *Lolium multiflorum* amphidiploid cultivars in order to select and stabilize rare gene combinations for grass breeding. Heredity 86: 167-176.
- Lewis, J. (1973): Longevity of crop and weed seeds: Survival after 20 years in soil. Weed Research 13: 179-191.
- Linnington, S., Bean, E.W. & Tyler, B.F. (1979): The effects of temperature upon seed germination in *Festuca pratensis* var. *apennina*. Journal of Applied Ecology 16: 933-938.
- Macfarlane, T.D. (1986): Poaceae subfamily Pooideae. In: Sonderstrom, T.R. et al. (Hrsg.): Grass systematics and evolution. Smithsonian Inst. Press, Washington, DC. Chapter 24: 265-276.
- Malinowski, D.P. & Belesky, D.P. (2000): Adaption of endophyte-infected cool-season grasses to environmental stresses: Mechanisms of drought and mineral stress tolerance. Crop Sci. 40 (4): 923-940.
- McDonald, M.B.J.R., Copeland, L.O., Knapp, A.D. & Grabe, D.F. (1996): Seed development, germination and quality. In Moser et al. (Hrsg.): Cool-seasons forage grasses. Chapter 2: 15-70.
- Michel, V., Schori, A., Mosimann, E., Lehmann, J., Boller, B. & Schubiger, F. (2000): Pflanzen - Krankheiten der Futtergräser und Futterleguminosen. Agrarforschung 7 (2): 1-12.
- Moser, L.E. & Hoveland, C.S. (1996): Cool-season grass overview. In: Moser, L.E. et al. (Hrsg.): Cool-season forage grasses. Chapter 1: 1-14.
- Nationales Komitee zur Vorbereitung der 4. ITKPGR (1995): Deutscher Bericht zur Vorbereitung der 4. Internationalen Technischen Konferenz der FAO über pflanzengenetischen Ressourcen (4. ITKPGR) vom 17.-23. Juni 1996 in Leipzig. Internetdokument, <http://www.genres.de/natgerm/natdt0.htm>.
- Oberdorfer, E. (1993): Süddeutsche Pflanzengesellschaften, Teil III: Wirtschaftswiesen und Unkrautgesellschaften, 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena.

- Oberdorfer, E. (1994): Pflanzensoziologische Exkursionsflora, 7. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Oertel, C. & Matzk, F. (1999): Introgression of crown rust resistance from *Festuca* spp. into *Lolium multiflorum*. Plant Breeding 118: 491-496.
- Pasakinskiene, I., Ananthawat-Jonsson, K., Humphreys, M.W., Paplauskiene, V. & Jones, R.N. (1998): New molecular evidence on genome relationships and chromosome identification in fescue (*Festuca*) and ryegrass (*Lolium*). Heredity 81 : 659-665.
- Petersen, A. (1988): Die Gräser als Kulturpflanzen und Unkräuter auf Wiese, Weide und Acker. 6. Aufl., Akad.-Verl., Berlin.
- Rabenstein, J (1981): Analyse und Diagnose von Viruskrankheiten der Futtergräser in der DDR und Beiträge zur Virusresistenz. Diss., Akad.Landw.Wiss.DDR. 151 S.
- Rademacher, B. (Hrsg.) (1991): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 1 - Die nichtparasitären Krankheiten, 6. Lieferung, Strahlenschäden an Pflanzen. Parey, Berlin.
- Redlin, S.C. & Carris, L.M. (Hrsg.) (1997): Endophytic fungi in grasses and woody plants - Systematics, ecology, and evolution. 2. Aufl., APS Press, Minnesota.
- Renvoize, S.A. & Clayton, W.D. (1992): Classification and evolution of the grasses. In: Chapman G.P. (Hrsg.): Grass evolution and domestication. Chapter 1: 3-37.
- Richter, H. (Hrsg.) (1962): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 3 - Pilzliche Krankheiten und Unkräuter, 4. Lieferung, Basidiomycetes. 6. Aufl., Parey, Berlin.
- Rognli, O.A., Nilsson, N.-O. & Nurminiemi, M. (2000): Effects of distance and pollen competition on gene flow in the wind-pollinated grass *Festuca pratensis* Huds.. Heredity 85 (6): 550-560.
- Rüegg, J.J. (1976): Der Einfluss konstanter und wechselnder Temperaturen auf die Ertragsbildung und ausgewählte Inhaltsstoffe bei Wiesenschwingel (*Festuca pratensis* Huds.). Dissertation ETH Zürich, Zürich.
- Rybczynski, J.J., Zwierzykowski, Z. & Slusarkiewicz-Jarzina, A. (1983): Plant regeneration with doubled chromosome number in tissue culture of F₁ *Lolium-Festuca* hybrids. Genet.Pol. 24: 1-8.
- Schardl, C.L. & Phillips, T.D. (1997): Protective Grass Endophytes - Where are they from and where are they going? Plant Disease 81 (5): 430-438.
- Schlosser, S., Reichhoff, L. & Hanelt, P. (1991): Wildpflanzen Mitteleuropas - Nutzung und Schutz. Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin.
- Schweizerischer Bund für Naturschutz (Hrsg.) (1991): Tagfalter und ihre Lebensräume. 3. Aufl., Holliger, Basel.
- Seybold, S., Philippi, G. & Wörz, A. (Hrsg.) (1998): Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs. Band 7. Aufl., Ulmer, Stuttgart.
- Sliesaravicius, A. (1992): Manifestation of genome functions in polyploids, haploids and intergeneric hybrids of fodder grasses. Eksperimentine Biologije 3-4: 51-52.
- Soreng, R. & Terrell, E.E. (1997): Taxonomic notes on *schedonorus*, a segregate genus from *Festuca* or *Lolium*, with a new nothogenus, *x schedololium*, and new combinations. Phytologia 83 (2): 85-88.
- Spaar, D., Kleinhempel, H. & Fritzsche, R. (1989): Getreide, Mais und Futtergräser. Springer, Berlin.
- Spangenberg, G., Wang, Z.Y., Valles, M.P. & Potrykus, I. (1995): II.5. Genetic transformation in *Festuca arundinacea* Schreb. (Tall fescue) and *Festuca pratensis* Huds. (Meadow fescue). In: Bajaj, Y.P.S. (Hrsg.): Biotechnology in agriculture and forestry 34, Plant protoplasts and genetic engineering VI. Springer, Berlin: 183-203.
- Stebbins, G.L. (1956): Taxonomy and the evolution of genera, with special reference to the family of Gramineae. Evolution 10: 235-245.

- Stebbins, G.L. (1982): Major trends of evolution in the Poaceae and their possible significance. In: Estes, J.R. et al. (Hrsg.): Grasses and grasslands: Systematics and ecology. Univ. of Oklahoma Press, Norman: 3-36.
- Sukopp, U. & Sukopp, H. (1994): Verfahren zur Technikfolgenabschätzung des Anbaus von Kulturpflanzen mit gentechnisch erzeugter Herbizidresistenz - Ökologische Langzeit- Effekte der Verwilderung von Kulturpflanzen. Gutachten FS 2 94-304 Wissenschaftszentrum Berlin für Sozialforschung, Berlin.
- Taraskevicius, V. (1992): Sources of resistance to crown rust in meadow fescue accessions. Eksperimentine Biologije 3-4: 53.
- Terrell, E.E. (1968): A taxonomic revision of the genus *Lolium*. USDA-ARS Techn.Bull. 1392. U.S. Gov. Print. Office, Washington, DC.
- Thomas, H. (1999): Alien introgression as a physiological tool: Genetic analysis of leaf senescence. Internetdokument, <http://www.rrz.uni-hamburg.de/biologie/bonline/ibc99/ibc/abstracts/listen/abstracts/5440.html>.
- Thomas, H., Evans, C., Thomas, H.M., Humphreys, M.W., Morgan, G., Hauck, B. & Donnison, I. (1997): Introgression, tagging and expression of a leaf senescence gene in *Festulolium*. New Phytol. 137: 29-34.
- Thomas, H., Morgan, W.G., Thomas, A.M. & Ougham, H.J. (1999): Expression of the stay-green character introgressed into *Lolium temulentum* Ceres from a senescence mutant of *Festuca pratensis*. Theor.Appl.Genet. 99 (1-2): 92-99.
- Thomas, H., Thomas, H.M. & Ougham, H. (2000): Annuality, perenniality and cell death. J.Exper.Bot. 51 (352): 1781-1788.
- Thomason, J.R. (1986): Fossil grasses: 1820-1986 and beyond. In: Sonderstrom, T.R., Hilu, K.W., Campbell, C.S. & Barkworth, M.E. (Hrsg.): Grass systematics and evolution. An international symposium held at the Smithsonian Institution Washington, D.C., 27-31 July 1986. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C., London. Chapter 15:159-167.
- Thome, U. (2001): Interaktive Webseiten für die Landwirtschaft. Internetdokument, <http://www.udo-thome.de/grasbest/Wertzahlen.asp>.
- Tyler, B., Borrill, M. & Chorlton, K. (1978): Studies in *Festuca*. X. Observations on germination and seedling cold tolerance in diploid *Festuca pratensis* and tetraploid *Festuca pratensis* var. *apennina* in relation to their altitudinal distribution. Journal of Applied Ecology 15: 219-226.
- Valles, M.P., Wang, Z.Y., Montavon, P., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (1993): Analysis of genetic stability of plants regenerated from suspension cultures and protoplasts of meadow fescue (*Festuca pratensis* Huds.). Plant Cell Rep. 12: 101-106.
- Wang, G. & Posselt, U.K. (1997): Protoplastenregeneration, PEG- und Agrobakterium-vermittelter Gentransfer bei Gräserarten. Votr.Pflanzenzüchtg. 38: 315-334.
- Wang, Z.Y., Takamizo, T., Iglesias, V.A., Osusky, M., Nagel, J., Potrykus, I. & Spangenberg, G. (1993) Fertile plant cell regeneration from protoplasts of meadow fescue (*Festuca pratensis* Huds.). Plant Cell Rep. 12: 95-100.
- Warpeha, K.M.F., Gilliland, T.J. & Capesius I. (1998): An evaluation of rDNA variation in *Lolium* species (ryegrass). Genome 41 (2): 307-311.
- Weidemann, H.J. (1995): Tagfalter - beobachten, bestimmen. 2. Aufl., Naturbuch, Augsburg.
- Wilmanns, O. (1993): Ökologische Pflanzensoziologie, 5. Auflage. Quelle & Meyer, Wiesbaden.
- Xu, W.W., Sleper, D.A. & Hossington, D.A. (1991): A survey of restriction fragment length polymorphism in tall fescue and its relatives. Genome 34: 686-692.

- Xu, W.W., Sleper, D.A. & Chao, S. (1992): Detection of RFLPs in perennial ryegrasses, using heterologous probes from tall fescue. *Crop Sci.* 32: 1366-1370.
- Xu, W.W. & Sleper, D.A. (1994): Phylogeny of tall fescue and related species using RFLPs. *Theor. Appl. Genet.* 88 (6-7): 685-690.
- Zare, A.-G., Humphreys, M.W., Rogers, W.J. & Collin, H.A. (1999): Androgenesis from a *Lolium multiflorum* x *Festuca arundinacea* hybrid to generate extreme variation for freezing-tolerance. *Plant Breeding* 118: 497-501.
- Zeller, F.J. (1999): Gentransfer mittels Genom- und Chromosomen-Manipulationen zwischen *Festuca*- und *Lolium*-Arten. *Journal of Applied Botany* 73 (1-2): 43-49.
- Zuranska, I. (1994): Studies on occurrence of aphids (Homoptera, Aphididae) on grasses cultivated for seeds. *Polskie Pismo Entomologiczne* 63/1994, 3-4: 369-378.
- Zwierzykowski, Z., Rybczynski, J.J. & Slusarkiewicz-Jarzina, A. (1985a): The use of tissue culture for chromosome doubling in intergeneric hybrids of forage grasses. In: Development, construction and multiplication of fodder crop varieties. Meet of the Fodder Crop Section of EUCARPIA, Sept. 1984, Freising-Weihenstephan, Germany: 71-77.
- Zwierzykowski, Z., Slusarkiewicz-Jarzina, A. & Rybczynski, J.J. (1985b): Regeneration of plants and chromosome doubling in callus culture of *Lolium multiflorum* Lam. (2n=14) x *Festuca pratensis* Huds. (2n=14) hybrid. *Genet. Pol.* 26: 187-195.
- Zwierzykowski, Z. (1996): Interspecific and intergeneric hybrids of the *Lolium-Festuca* complex obtained in Poland in the years 1964-1994 and maintained in the collection at the Institute of Plant Genetics in Poznan. *J. Appl. Genet.* 37 (1): 79-100.
- Zwierzykowski, Z., Tyar, R., Brunell, M. & Lukaszewski, A.J. (1998): Genome recombination in intergeneric hybrids between tetraploid *Festuca pratensis* and *Lolium multiflorum*. *The Journal of Heredity* 89 (4): 324-328.
- Zwierzykowski, Z. (1999): A change in the distribution of recombination in intergeneric hybrids within the *Lolium-Festuca* complex. *Cytogenetics & Cell Genetics* 85 (1-2): 136-137.

4. *Trifolium repens*

Der Weißklee (*Trifolium repens* L. 1753), im englischen white clover, heißt bei uns auch Weißer Wiesenklee, Holländischer Klee oder Kriechklee (Synonym: *T. nigrescens* SCHUR NON VIV.) (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985).

Trifolium repens wird als qualitativ hochwertiges Futter für Wiederkäuer in Neuseeland, England, Irland, Dänemark und - weniger ausgeprägt - in West- und Südeuropa, den USA, Südamerika und Australien mit Gräsern als Mischungspartnern angebaut. Wertvoll ist er wegen seiner Fähigkeit, Luftstickstoff zu fixieren, seines Wachstums im Spätsommer und Herbst, zu Zeiten des veringerten Wachstums der Gräser, sowie wegen seines hohen Nährstoffgehaltes und Futterwertes. Im Vergleich mit anderen Leguminosen weist *Trifolium repens* eine gute Verträglichkeit gegenüber Beweidung auf und ist in Mischkulturen verhältnismäßig konkurrenzstark (WHITE 2000).

Auf intensiv bewirtschaftetem Weideland kann *Trifolium repens* jährlich bis zu 380 kg/ha Luftstickstoff speichern, der zu einem großen Teil von den Gräsern genutzt werden kann (WHITE 2000).

Seinen Ursprung hat der Weißkleeanbau in Holland und Flandern, von wo er bald nach 1700 nach England gelangte. Noch heute heißt der kultivierte Weißklee dort Dutch clover (Holländischer Klee), die Samen wurden lange Zeit noch aus Holland bezogen (HEGI 1975, SCHLOSSER et al. 1991). Ebenfalls von Holland aus wurde nach 1700 die Weißkleekultur im Rheinland begonnen. Größere Verbreitung hat der Anbau von Weißklee in Deutschland sowie der Schweiz aber erst in der 2. Hälfte des 19. Jahrhunderts gefunden. Zu dieser Zeit fand auch die Einbürgerung von *Trifolium repens* in Nord- und Südamerika (z.B. rund um Buenos Aires) statt (HEGI 1975).

In Irland stellt der Weißklee das Nationalzeichen „Shamrock“ (das dem Schutzheiligen St. Patrick geweihte Kleeblatt) (HEGI 1975).

4.1. Herkunft, Verbreitung, Vorkommen

Herkunft und aktuelle Verbreitung

Das vermutliche Entstehungszentrum des Weißkleees liegt im Mittelmeerraum. Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet umfaßt ganz Europa (bis über die alpine und polare Waldgrenze), Nord- und Zentralasien bis zum Baikalsee und Nordafrika. *Trifolium repens* hat sich in China, der Mongolei, Korea und Japan eingebürgert. Frühe Siedler haben Weißklee in Nordamerika eingeführt, von wo aus er sich über die USA nach Kanada und bis Alaska ausgebreitet hat. In Zentral- und Südamerika, wie auch auf Hawaii, bleibt er auf temperate Regionen und höhere Lagen beschränkt. Ebenso wurde *Trifolium repens* in Süd- und Ostafrika sowie in Australien und Neuseeland eingeführt, wo er sich auf allen ausreichend humiden Standorten etablieren konnte. Insgesamt weist er in Einbürgerungsgebieten eine eher ozeanische Areal-

bindung auf. *Trifolium repens* besiedelt Höhenlagen bis zu 6.000 m ü. NN im indischen Himalaya (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985, WILLIAMS 1987a).

Bei uns wurde Weißklee erstmals 1598 aus der Umgebung von Bad Boll erwähnt. Subfossile Nachweise gibt es aus dem frühen Atlanticum von Hornstaad, aus dem 36 Jhd. v. Chr. (SEYBOLD et al. 1998).

Wuchsorte

Weißklee wächst auf Wiesen und Weiden, in Parkrasen, an Acker- und Wegrändern, Flußufern und Ruderalstellen und ist fast überall vom Flachland bis in die alpine Stufe häufig. Der Weißklee bevorzugt nährstoffreiche, schwere Böden, kommt auch auf salzhaltigen und kiesigen Böden vor, meidet aber stauende Nässe und Trockenheit (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985).

Pflanzensoziologie

Trifolium repens ist ein selten fehlender Bestandteil der meisten Frisch- und Fettwiesen bis zur montanen Waldgrenze, mit Ausnahme der trockensten und nassesten Typen. Die Art begleitet regelmäßig die Bestände von *Arrhenatherum elatius*, *Festuca pratensis* und *F. rubra*, *Poa pratensis* und *P. annua*, *Cynosurus cristatus*, *Agrostis tenuis*, *Dactylis glomerata*, *Holcus lanatus*, *Lolium perenne*, *Juncus compressus* usw. (HEGI 1975). Weitere typische Begleiter sind *Plantago lanceolata*, *P. major*, *Carum carvi* sowie *Prunella vulgaris* (SEBALD et al. 1985).

Nach OBERDORFER (1994) gilt *T. repens* als Charakterart des Verbandes Cynosurion, die Art tritt auch in anderen Arrhenatheretalia- oder (als Differentialart) in Plantaginetalia-Gesellschaften auf.

Weitere Syntaxa, in denen der Weißklee mit unterschiedlicher Bedeutung auftritt, sind Agrostietea (Flutrasen), Artemisietea (Ruderalfluren), Poo-Tussilaginetum farfarae und Angelico-Cirsietum (SEBALD et al. 1985).

Namensgebend ist *Trifolium repens* für die *Plantago major-Trifolium repens*-Gesellschaft (Weidelgras-Trittgesellschaft). Diese ranglose Gesellschaft gehört zum Cynosurion. Es handelt sich um eine artenarme Gesellschaft, die im temperiert humiden Mitteleuropa besonders in der Umgebung von Dörfern als weit verbreitetes Vegetationsbild in Erscheinung tritt (OBERDORFER 1993).

4.2. Taxonomie der Art und der mit ihr kreuzbaren Arten

Die 236 Arten umfassende Gattung *Trifolium* wird taxonomisch in den Tribus *Trifolieae* der Familie *Fabaceae* eingeordnet (ZOHARY & HELLER 1984). Die Klassifikation der Gattung *Trifolium* wurde von verschiedenen Autoren unterschiedlich gehandhabt. Durch die weite Verbreitung von *Trifolium repens* fand die taxonomische Bearbeitung der Art zumeist im Kontext der Flora der jeweiligen Arbeitsgebiete der Autoren statt (WILLIAMS 1987b). ZOHARY & HELLER (1984) unterteilen die Gattung *Trifolium* in 8 Sektionen; *Trifolium repens* wird in die Sektion *Lotoidea* Crantz gestellt.

Interspezifische Hybridisierungen mit *Trifolium repens* haben, mit einer Ausnahme (*Trifolium argutum*: Sektion *Mistyllus* (C.PRESL) GODR.), nur innerhalb der Arten derselben Sektion stattgefunden.

Als eine sehr nah verwandte Wildart (BULLITTA et al. 1995), vielleicht auch als eine mögliche Stamm- oder Elternpflanze (CLEVELAND 1985, WILLIAMS et al. 2001), wird das diploide, mediterran verbreitete *Trifolium nigrescens* VIV. angesehen. WILLIAMS (1987b) und ZOHARY & HELLER (1984) schließen auch eine Entstehung von *Trifolium repens* durch die Hybridisierung von *T. nigrescens* mit *T. occidentale* nicht aus. Auch *Trifolium isthmocarpum* steht als möglicher Genomlieferant für *Trifolium repens* zur Diskussion (HEGNAUER & HEGNAUER 2001).

Variationen von *Trifolium repens* nach WILLIAMS (1987b)

Für *Trifolium repens* sind zahlreiche Rassen und Formen beschrieben worden:

- Gemeiner Weißklee: *Trifolium repens* ssp. *typicum* (Synonyme: var. *sylvestre*; ssp. *repens*)
- Giant white clover: *Trifolium repens* var. *giganteum* LAGR.-FOSS – in Mediterrangebieten
- Dutch white clover: *Trifolium repens* var. *hollandicum*; *Trifolium repens cultrum* ALEF. - Holland
- var. *purpureum* (BLOODWORT) – rotgefleckte Form
- var. *rubescens* – Form mit purpurroten Blüten
- var. *grandiflorum* PETERM. – sehr großblütige Form von den Shetland Inseln
- var. *microphyllum* – sehr kleinblütige Form des gemeinen Weißklee
- var. *longipes* PETERM. – Form mit langen Blütenstielen
- var. *macrorrhizum* BOISS. – kleinköpfige Form mit weißen Blüten und behaarten Petalen aus der Türkei und dem Iran
- ssp. *nevadense* (BOISS.) D.E.COOMBE – schmalblättrige und -blütige Form aus Südspanien
- ssp. *ochranthum* E.I. NAYARADY – Form mit gelber Korolla aus Jugoslawien und Rumänien; Artstatus wird diskutiert.
- ssp. *orbelicum* (VELEN.) PAWL. – Form mit nur 6 Kelch-Nerven aus den Karpaten und dem Balkan
- *Trifolium biasoletti* STEUD AND HOCHST. (*Biasoletti* ASCH. & GRAEBN.) (Synonym: *T. repens* ssp. *prostratum* NYMAN) – kleine Form mit rosa oder roten Blüten und behaarten Stengeln und Petalen aus dem mediterranen Raum
- *Trifolium orphanideum* BOISS. – sehr kleine alpine Form mit leuchtend pinkfarbenen Blüten aus Griechenland, Italien, Israel, dem Libanon, Kreta und Sizilien

Natürliche Hybriden sind unter *Trifolium*-Arten sehr selten. Dies kann mit der Insektenbestäubung in Zusammenhang stehen (ZOHARY & HELLER 1984, HEGNAUER & HEGNAUER 2001). Bei Kreuzungsversuchen konnten 4 *Trifolium*-Arten identifiziert werden, die sich mit *Trifolium repens* ($2n = 4x = 32$) hybridisieren lassen und untereinander fertile Tochtergenerationen erzeugen (ZOHARY & HELLER 1984, WILLIAMS 1987b):

- *T. nigrescens* VIV. ssp. *nigrescens* ($2n = 2x = 16$) (auch ssp. *petrisavii* und ssp. *meneghinianum*), annuell

- *T. uniflorum* L. ($2n = 4x = 32$), mehrjährig
- *T. occidentale* COOMBE ($2n = 2x = 16$), mehrjährig
- *T. ambiguum* BIEB. ($2n = 2x = 16$), mehrjährig

Aus Kreuzungen von *Trifolium repens* mit zwei weiteren annualen *Trifolium*-Arten konnten einzelne sterile F_1 -Hybriden gewonnen werden (ZOHARY & HELLER 1984, WILLIAMS 1987b):

- *T. isthmocarpum* BROU. ($2n = 2x = 16$)
- *T. argutum* BANKS ET SOL. IN RUSS. (Subgenus *Mistyllus*) (Synonym: *T. xerocephalum*) ($2n = 2x = 16$)

4.3. Genetische Charakteristika und Variabilität, Inhaltsstoffe

Weißklee ist allotetraploid ($2n=4x=32$) und zeigt diploide Züchtungseigenschaften (WHITE 2000). Nur etwa 16 % der Arten der Gattung *Trifolium* sind polyploid oder weisen polyploide Rassen auf. Inwieweit es sich hierbei um ursprüngliche oder abgeleitete Entwicklungen handelt, ist nicht eindeutig geklärt, da zwar viele dieser polyploiden Arten aus Regionen stammen, die außerhalb des vermuteten mediterranen Ursprungszentrums der Gattung liegen, bei sehr spezialisierten *Trifolium*-Arten jedoch eher eine Reduktion der Chromosomenanzahl zu finden ist (WILLIAMS 1987b).

Trifolium repens besitzt ein gametophytisches System der Inkompatibilität und ist zumeist selbstinkompatibel. Dadurch bestehen natürliche Populationen aus Individuen mit hoher genetischer Heterogenität (WHITE 2000). Bei WILLIAMS (1987c) finden sich hierzu sehr detaillierte Angaben. GUSTINE & SANDERSON (2001) konnten die räumliche und zeitliche Variabilität der genetischen Zusammensetzung von Weißkleepopulationen an einem Wuchsort determinieren. Zur Erhaltung natürlicher genetischer Weißklee-Ressourcen für die Züchtung werden Sammlungen durchgeführt (CARADUS & FORDE 1996, CHORLTON et al. 1996, FINNE et al. 2000).

Der Weißklee zeigt einen biochemischen Polymorphismus im Hinblick auf das Vorkommen cyanogener Glycoside. Diese Differenzen haben einen engen Bezug zu den Wechselwirkungen zwischen Pflanzen und herbivoren Tieren. Die Fähigkeit vieler *Trifolium repens*-Populationen zur Cyanogenese nach Verletzung des pflanzlichen Gewebes (z.B. durch Fraß) wird vermutlich klimatisch oder edaphisch beeinflusst (WILLIAMS 1987a, CARADUS & FORDE 1995). Innerhalb Europas finden sich Populationen mit einem hohen Anteil cyanogener Pflanzen vermehrt in wintermilden Gebieten (SCHLOSSER et al. 1991). Im eurasischen Areal von *T. repens* beispielsweise nimmt die Frequenz von cyanogenen Phänotypen von Süden nach Nordosten von etwa 100% auf 0% ab (HEGNAUER & HEGNAUER 2001). Die Fähigkeit zur Blausäurebildung kann innerhalb einer Pflanze je nach Organ bzw. auch je nach Jahreszeit variieren (WILLIAMS 1987c).

Die Bildung der Cyanoglycoside und auch der Linamarase wird von je einem einzelnen dominanten Gen gesteuert. Es wird daher unterschieden zwischen acyanogenen Pflanzen, bei denen jeweils nur ein Gen oder beide Gene zugleich fehlen. *Trifolium repens*-Pflanzen mit jeweils nur einem zur Cyanogenese fehlenden Gen können bei entsprechender Hybridisierung wieder cyanogene Nachkommen hervorbringen. Auch eine Vererbung von Genen bezüglich der quantitativen Ausprägung der Cyanogenese ist bekannt (WILLIAMS 1987c). Da zur Blausäuresynthese befähigte Weißkleepflanzen durch verringerten Fraßdruck seitens der phytophagen Insekten und Mollusken bessere Überlebenschancen aufweisen, werden bei einigen moderneren Züchtungen keine vollständig acyanogenen *Trifolium repens*-Pflanzen mehr angestrebt (PEDERSON & BRINK 1998).

Nach RADEMACHER (1991) gilt *Trifolium repens* als die gammastrahlenresistenteste Weidepflanze; wobei Sämlinge höhere Resistenzwerte aufweisen als ältere Pflanzen.

Trifolium repens-Genotypen besitzen eine ausgeprägte Anpassung an bestimmte *Rhizobium*-Stämme. Inokulationen mit verschiedenen Rhizobien-Stämmen unter künstlichen Bedingungen haben gezeigt, daß die Pflanze je nach Stamm bspw. mit unterschiedlichen Wachstumsraten reagiert. Unter natürlichen Bedingungen selektiert die Pflanze aus der im Boden vorhandenen Mischung bestimmte Stämme heraus. Das Selektionsvermögen kann jedoch z.B. durch mykotische Infektionen beeinflusst werden. Rhizobien-Stämme wurden auch zur phylogenetischen Einordnung von *Trifolium*-Arten herangezogen. Außerdem wird ihre mögliche Coevolution mit *Trifolium*-Arten erforscht (WILLIAMS 1987a).

Als Anpassung an intensive Schafbeweidung entwickeln sich phänotypisch kleinblättrige *Trifolium repens*-Populationen. In Populationen, die sich an Rinderbeweidung oder Mähwiesen angepaßt haben, finden sich vorwiegend höhere Pflanzen mit größeren Blättern (WILLIAMS 1987a). VAN DEN BOSCH & MERCER (1996) und VAN DEN BOSCH et al. (1997) stellten in Neuseeland fest, daß großblättrige Linien tendenziell weniger stark durch Nematoden (*Meloidogyne* sp., *Heterodera trifolii* und *Ditylenchus dipsaci*) beeinträchtigt werden; CARADUS & CHRISTIE (1998) fanden bei kleinblättrigen Weißklee-Typen eine erhöhte Frosttoleranz.

Trifolium repens hat jedoch im Laufe seiner Entwicklung in verschiedenen Klimaten auch speziell angepaßte Genotypen entwickelt, aus denen durch konventionelle Züchtung die für die jeweilige Region bevorzugten Sorten entstanden sind (WILLIAMS 1987a).

Ladino clover (Italien)

„Ladino gigante Lodigiano“ stammt ursprünglich aus der Lodi-Cremona-Region in der Nähe von Mailand in der Po-Ebene. Es sind sehr große Pflanzen, die gute Heuernten erbringen, aber keine intensive Beweidung tolerieren. Sehr produktiv im ersten Jahr, findet dann eine Ausdünnung der Bestände statt (WILLIAMS 1987a). Bedingt durch das kühlere Klima der Po-Ebene ist Ladino clover anpassungsfähig an ein breites Spektrum von Klimaten und stellt die einzige mediterrane Population dar, die nur sehr geringe Mengen an cyanogenen Glycosiden produziert. Auch in Kanada, Australien und den USA sind eigene

Sorten des Lodigiano entwickelt worden. „Tillman“, „Regal“, „Merit“ und „Pilgrim“ sind z.B. aus US-amerikanischen Selektionen hervorgegangen (WILLIAMS 1987a).

Morsø und Strynø (Dänemark)

Morsø entstammt wilden Weißklee-Populationen auf Mors, einer Insel im Limfjord von Jütland. Morsø ist sehr ausdauernd und stellt eine wichtige Grundlage der Weißklee-Züchtung Nordeuropas dar. Strynø ist eine ursprüngliche Kulturform der südlichsten Inseln Dänemarks. Die großblättrigen und lockeren Bestände sind verhältnismäßig homogen (WILLIAMS 1987a).

Dutch white clover (Westeuropa)

Anfang des letzten Jahrhunderts bestand Saatgut aus England, der Tschechoslowakei, Polen, Russland, Holland, Belgien, Dänemark, den USA und Neuseeland vorzugsweise aus diesem Ökotyp. Heute ist diese Form weitgehend durch modernere Sorten ersetzt worden. Der Ursprung ist nicht gesichert, es wird jedoch angenommen, daß Dutch white clover im 17. Jh. aus Holland exportiert wurde. Es sind kurzlebige, mittelgroß beblätterte Pflanzen mit sehr lockerem Wuchs, deren meiste Linien keine oder nahezu keine nachweisbaren cyanogenen Glycoside aufweisen. Einige europäische Sorten sollen noch heute diesem Typ entsprechen (WILLIAMS 1987a).

English wild white clover

Eine sehr langlebiger, harter Typus mit kleinen Blättern und dichtem Wuchs, der im späten 19. Jh. an Bedeutung gewann. English wild white clover stellt eine Anpassung an intensive Schafbeweidung und einen Wuchs auf sehr alten Weiden dar. Unter dem Namen „Kentish wild white“ wurde ab 1930 die Zertifizierung des Typs durchgeführt. „S184“ ist aus einer Selektion von „Kentish wild white“ entstanden (WILLIAMS 1987a).

Neuseeländische Ökotypen

Nach der Einführung von *Trifolium repens* in Neuseeland Mitte des 19. Jh. kam es auf den verschiedenen Standorten zu einer Neuentwicklung diverser Ökotypen. Es wurden 6 neuseeländische Typen für unterschiedliche Standorte und Nutzungsformen unterschieden, die eine Grundlage für die Weiterzüchtung bildeten. Aus dem großblättrigen, dichten und ausdauernden Typus „New Zealand wild white Number 1“, eine Anpassung an Dauerweiden auf fruchtbarem Boden und Rinderweide-Nutzung, entstanden Sorten wie „Grasslands Huia“ und „New Zealand Mother White“, die in viele Länder der Welt exportiert wurden. Der europäische Ursprung dieses Typus, der auch höhere Gehalte cyanogener Glycoside aufweist, liegt im Dunkeln (WILLIAMS 1987a).

Australische Ökotypen

Innerhalb kurzer Zeit nach der Einführung von Weißklee in Australien, haben sich auch hier Populationen entwickelt, die Anpassungen an hohe Temperaturen und an Trockenzeiten zeigen. An der subtropischen nördlichen Küste von New South Wales finden sich im Clarence Valley *Trifolium repens*-Populationen,

die sich wie frühblühende Winterannuelle durch Aussaat fortpflanzen. Die Bildung großer Mengen an Samen ist eine Reaktion auf die Trockenzeiten der Region. Diese *Trifolium repens*-Bestände sind auch in der Lage, über Jahre ohne Vegetationsphase hinweg zu überdauern. „Victorian Irrigation“ aus Nord-Viktoria wird als langlebige, große, kräftige Pflanze beschrieben, die gute Trockenheits- und Hitzetoleranz aufweist (WILLIAMS 1987a).

Ökotypen der USA

Vermutlich um 1700 wurde *Trifolium repens* erstmals durch französische Siedler über Kanada in die USA gebracht. Es bildeten sich bald zwei Differenzierungsschwerpunkte der vielen verschiedenen und fließend ineinander übergehenden amerikanischen Typen. Einmal ein winterharter Nordzentral- und Nordost-Grundtypus, ähnlich „English wild white“ und ein höherer, großblättriger Südost-Grundtypus (Louisiana) der zwischen „Ladino“ und „New Zealand Number 1“ einzuordnen wäre. Der Louisiana-Typus ist hitze- und trockenheitsresistent, jedoch nicht sehr winterhart (WILLIAMS 1987a).

Die Subtropen

In den Hochlagen von Kenia, Kolumbien und Hawaii und in indischen Regionen sind die unterschiedliche Tageslänge, das Ausfallen von Jahreszeiten, extreme tageszeitliche Temperaturschwankungen und längere Trockenzeiten Umweltfaktoren, die eine ursprünglich an temperierte Gebiete angepasste Pflanze überwinden muß. Heute behauptet sich z.B. „Louisiana S1“, eine Sorte, die aus dem Typus „Louisiana“, selektiert wurde und „Ladino“, an diesen Wuchsorten. Die Einbürgerung von Weißklee liegt zeitlich noch nicht so lange zurück, daß sich eigene regionale Ökotypen entwickeln konnten (WILLIAMS 1987a).

Herbizidresistenzen

Weidegrasherbizide wie Paraquat, Dalapon, Pronamide und Carbetamide können von *Trifolium repens* toleriert werden. Herbizide gegen breitblättrige Pflanzen, wie auch Picloram, ein Herbizid gegen verholzende Pflanzen, führt zu starken Beeinträchtigungen von kontaminierten *Trifolium repens*-Beständen (HARRIS 1987).

Virusresistenzen

Die natürliche Resistenz gegen das alfalfa mosaic virus (AMV) ist bei *Trifolium repens* relativ verbreitet (WHITE 2000). Bei einzelnen Genotypen, Sorten oder Klonen wurden auch Resistenzen gegen das clover yellow vein *Potyvirus* (CYVV) oder das peanut stunt *Cucumovirus* (PSV) gefunden (WILLIAMS 1987c, KEGLER & FRIEDT 1993).

Klone der Sorte „Tillman“, der Arthybride „435“ (*Trifolium ambiguum* x *Trifolium repens*), die Sorten „Gigant“, „Grasslands Pitau“ und „Kent Wild White“ werden vom CYVV, dem alfalfa mosaic virus (AMV), dem white clover mosaic virus (WCIMV) und dem bean yellow mosaic *Potyvirus* (BYMV) nur wenig geschädigt (KEGLER & FRIEDT 1993). Die amerikanische Sorte „SRVR“ (southern regional virus resistant) weist multiple Resistenzen gegen CYVV, PSV und AMV auf. Der Klon „T7“ der Sorte „Till-

man“ ist bspw. quantitativ resistent gegen den CYVV. Der Klon „T17“, auf die Sorte „Tillmann“ zurückzuführen, zeigt eine verringerte Infektionshäufigkeit gegenüber dem peanut stunt *Cucumovirus*. Artkreuzungen aus *Trifolium ambiguum* x *T. repens* und *T. repens* x *T. occidentale* enthalten ebenfalls sehr resistente Pflanzen gegenüber dem peanut stunt *Cucumovirus* (PEDERSON & MCLAUGHLIN 1989). Die genetischen Resistenzursachen sind bisher nicht geklärt (KEGLER & FRIEDT 1993).

Die Suche nach Genotypen mit einer natürlichen Resistenz gegen das white clover mosaic virus (WCIMV) blieb bisher jedoch weitgehend erfolglos (WHITE 2000). WCIMV wird durch mechanische Eingriffe, vorwiegend durch Mähmaschinen, Tritt oder Beweidung (z.B. durch Rinder), verbreitet (MCLAUGHLIN et al. 1992, MCKIRDY & JONES 1997).

Mykoseresistenzen

Innerhalb etablierter Populationen von *Trifolium repens* finden sich auch bei Einzelindividuen variierende Resistenzen gegen Kleeschwärze (*Mycosphaerella killianii* = *Cymadothea trifolii*) und Rostpilze, *Uromyces* spp. und *Pseudopeziza* (WILLIAMS 1987a, c). Natürliche Resistenzen gegen *Phythium middletonii* wurden in *Trifolium repens*-Populationen im subtropischen Australien gefunden (WILLIAMS 1987c).

Weitere Resistenzen

VAN DEN BOSCH & MERCER (1996) und VAN DEN BOSCH et al. (1997) stellten eine Variabilität der Anfälligkeit für Nematodenbefall bei Weißklee fest. Durch Kreuzung mit *Trifolium nigrescens* wurde eine Resistenz gegen Nematodenbefall von *Heterodea trifolii* auf die *Trifolium repens*-Hybriden übertragen (HUSSAIN et al. 1997).

Die aus zahlreichen Quellen zusammengetragenen Daten zu Resistenzen bei *Trifolium repens* sind in Tab. 15 zusammengestellt. Sie enthält auch die derzeit online-gestellten Daten des „Datenpools zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten“, der vom Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben unterhalten wird.

Tab. 15: Resistenzen bei *Trifolium repens*

Genotyp/Selektion/ Sorte	Virus	Bemerkungen	Referenz
„Grasslands Pitau“, „Kent Wilt White“, „NFG Giant“, Klone der Arthybride <i>Trifolium ambiguum</i> x <i>T. repens</i> , (SRVR)-Herkünfte	alfalfa mosaic <i>Alfalfamovirus</i>	nicht additive genetische Effekte ebenso für die Resistenz bedeut- sam wie additive Effekte	PETERSON & MCLAUGHLIN (1989), PEDERSON & MC- LAUGHLIN (1994), MUSIL et al. (1986) zitiert in KEGLER et al. (1998)
Klone der Sorte „Till- man“, der Arthybride „435“ (<i>Trifolium ambi- guum</i> x <i>Trifolium re- pens</i>)	alfalfa mosaic <i>Alfalfamovirus</i>	werden nur wenig geschädigt	KEGLER & FRIEDT (1993)
„Grasslands Pitau“, „Kent Wilt White“, „NFG Giant“	white clover <i>Mosaicvirus</i>	-	MUSIL et al. (1986) zitiert in KEGLER et al. (1998)

Fortsetzung von Tabelle 15

Genotyp/Selektion/ Sorte	Virus	Bemerkungen	Referenz
Klone der Sorte „Tillman“, der Arthybride „435“ (<i>Trifolium ambiguum</i> x <i>Trifolium repens</i>)	white clover <i>Mosaicvirus</i>	werden nur wenig geschädigt	KEGLER & FRIEDT (1993)
(SRVR)-Herkünfte „BL Syn.2“, „FL Exp. 4“	clover yellow vein <i>Potyvirus</i>	additive Resistenz	PEDERSON & MCLAUGHLIN (1994), TAYLOR et al. (1995)
Klon „T7“ der Sorte „Tillman“, Klone der Arthybride <i>Trifolium ambiguum</i> x <i>T. repens</i> , außerdem natürliche Feldresistenzen in Mitteleuropa	clover yellow vein <i>Potyvirus</i>	quantitative Resistenz, 50-79% verminderter Virustiter, genetische Ursachen unbekannt	PETERSON & MCLAUGHLIN (1989), KEGLER & FRIEDT (1993)
„Grasslands Pitau“, „Kent Wilt White“, „NFG Giant“	clover yellow vein <i>Potyvirus</i>	werden nur wenig geschädigt	KEGLER & FRIEDT (1993)
Artbastarde aus <i>Trifolium ambiguum</i> x <i>T. repens</i> , <i>T. repens</i> x <i>T. occidentale</i>	peanut stunt <i>Cucumovirus</i>	quantitative Resistenz, extreme Resistenzen	GIBSON & BARNETT (1977), PETERSON & MCLAUGHLIN (1989), KEGLER & FRIEDT (1993)
„Grasslands Pitau“, „Kent Wilt White“, „NFG Giant“, Klone der Sorte „Tillman“, Arthybride „435“ (<i>Trifolium ambiguum</i> x <i>Trifolium repens</i>)	peanut stunt <i>Cucumovirus</i>	werden nur wenig geschädigt	KEGLER & FRIEDT (1993)
Klon „T17“ der Sorte „Tillman“	peanut stunt <i>Cucumovirus</i>	quantitative Resistenz (verringerte Infektionshäufigkeit), Ertragstoleranz	KEGLER & FRIEDT (1993)
(SRVR)-Herkünfte „FL Exp. 4“	peanut stunt <i>Cucumovirus</i>	additive Resistenz	KEGLER & FRIEDT (1993), PEDERSON & MCLAUGHLIN (1994), TAYLOR et al. (1995)
<i>Trifolium repens</i> -Selektionen von „California Ladino, Green Acres, Louisiana S-1, Merit, Pilgrim, Tillman“	peanut stunt <i>Cucumovirus</i>	-	GIBSON & BARNETT (1977)
„Grasslands Pitau“, „Kent Wilt White“, „NFG Giant“, Klone der Sorte „Tillman“, Arthybride „435“ (<i>Trifolium ambiguum</i> x <i>Trifolium repens</i>)	bean yellow mosaic <i>Potyvirus</i>	werden nur wenig geschädigt	KEGLER & FRIEDT (1993)
Genotyp/Selektion/ Sorte	Pilz	Bemerkungen	Referenz
„Dinminup“, „Daliak“, „Karridale“, „Larisa“, „Trikkala“	<i>Phytophthora clandestina</i>	-	BARBETTI (1989)
„Pajberg Milka“, „Pro-nitro“, „Sonja“, „Menna“, „Blanka“	<i>Sclerotinia trifoliorum</i> ERIKSON, Kleekrebs	-	WILLIAMS (1987c)
<i>Trifolium repens</i> - Landsorten	<i>Phythium middletonii</i>	-	WILLIAMS (1987c)
<i>Trifolium repens</i>	<i>Sclerotinia trifoliorum</i>	-	SLESARAVICHYUS et al. (1986) zitiert in KEGLER et al. (1998)

Fortsetzung von Tabelle 15

Genotyp/Selektion/ Sorte	Pilz	Bemerkungen	Referenz
<i>Trifolium repens</i> -Ge- notypen (aus Henfaes, Nord-Wales), <i>Trifolium repens</i> cv „Blanka“	<i>Mycosphaerella killianii</i> (= <i>Cymadothea trifolii</i>), Kleeschwärze	-	BURDON (1980), LATCH & SKIPP (1987)
<i>Trifolium repens</i> -Ge- notypen (aus Henfaes, Nord-Wales)	<i>Pseudopeziza trifolii</i>		BURDON (1980)

Pflanzeninhaltsstoffe

In Samen vom *T. repens* wurde Canavanin (eine toxisch wirkende nicht proteinogene Aminosäure) nachgewiesen. Aus Ladino-Klee konnte die östrogene Substanz Cumöstrool und das Cumestan Trifoliol isoliert werden. Auch Formononetin und das dimere Cumarin Daphnoretin kann aus Ladino-Klee gewonnen werden. Am Weißklee-Kultivar „Grasslands Huja“ wurde in Neuseeland gezeigt, daß die Cumöstroole bei diesem Taxon Phytoalexin-Natur haben: Sie kommen an gesunden Gewächshauspflanzen nur spurenweise vor, werden jedoch nach Befall mit phytopathogenen Pilzen (im genannten Fall *Pseudopeziza trifolii* und *Uromyces* sp.) reichlich gebildet (HEGNAUER & HEGNAUER 2001).

Weißklee Samen geben an Wasser u.a. Myricetin und kondensierte Gerbstoffe ab, beide hemmen das Wurzelknöllchenbakterium *Rhizobium leguminosarum*. Auch verschiedene Saponine (u.a. Soyasapogenol-B und -C) konnten aus Ladino-Klee isoliert werden (HEGNAUER & HEGNAUER 2001).

Bei der Gattung *Trifolium* kommen cyanogene Verbindungen vor, denen der Aminosäure-Baustein Leucin oder Valin zugrunde liegt (HEGI 1975, FROHNE & JENSEN 1998). Die Blätter von *Trifolium repens* enthalten zwei cyanogene Glycoside (Linamarin und Lotaustralin im Verhältnis 40-50:60-50) (HEGNAUER & HEGNAUER 2001). Bei Verletzung des Pflanzengewebes werden die Glycoside durch die β -Glucosidase Linamarase hydrolysiert, was zur Freisetzung von HCN führt (HART 1987).

Gegenüber pflanzenfressenden Tieren, aber auch gegen pathogene Mikroorganismen (HEGNAUER & HEGNAUER 2001), weisen cyanogene Substanzen allgemeine Gifteigenschaften auf. An *Trifolium repens* konnte im Experiment nachgewiesen werden, daß cyanogen-freie Populationen bzw. Genotypen deutlich stärker durch Schnecken befallen wurden als solche, die Cyanogene enthielten (FROHNE & JENSEN 1998). Auch Kaninchen sollen stark cyanogene Genotypen von *T. repens* weniger gern fressen (HEGNAUER & HEGNAUER 2001). Eine Anzahl von Tierarten, wie z.B. Rind und Schaf, hat allerdings evolutiv die Befähigung zur enzymatischen Detoxifikation solcher Cyanide gewonnen (FROHNE & JENSEN 1998).

4.4. Morphologie, Generationsdauer und Überlebensstrategie

Die Pflanze ist ausdauernd, kahl oder spärlich behaart, mit kräftiger Pfahlwurzel und \pm ästigem Erdstock. Der Hauptstengel ist niederliegend, verzweigt, 5 bis 50 cm lang, an den Knoten wurzelnd, nur die Spitze

± aufsteigend, oft violett. Die Sprosse sind kahl, seltener die oberen Stengelteile ± behaart. Die Blattstiele sind bis 20 cm lang, alle scheinbar grundständig. Die Blättchen sind alle gleichartig, aus kurz keilförmigem Grund breit verkehrt-eiförmig bis breit-elliptisch, meist 1-2 (-3) cm lang und 20 mm breit, gestutzt oder schwach ausgerandet, fast ringsherum fein stachelspitzig gezähnt, mit schwachen, mehrfach gegabelten Seitennerven, meist lebhaft grün, oft mit heller V-förmiger Zeichnung. Die Nebenblätter sind ziemlich groß, häutig, zu einer Stipularscheide verwachsend, meist weißlich und mit rotvioletten oder grünen Nerven, ziemlich plötzlich in grannenförmige Spitzen verschmälert (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985).

Die Blütenstandstiele sind so lang oder meist länger als die Blattstiele (meist über 30 cm), dicker, aber ziemlich schlaff, gerieft. Die Blütenköpfe sind ± kugelig, 15-25 mm breit, locker, meist 40- bis 80-blütig. Die Blütenstiele sind länger als die Hochblätter, die äußeren etwa so lang wie der Kelch, die inneren länger, 4-5 mm lang. Die Krone ist 6-12 mm lang, mit schwachem Honigduft, postfloral sich herabschlagend. Der Kelch ist röhrig-glockig, weißhäutig, kahl, mit 10 grünlichen Nerven, schwach zweilippig; Kelchzähne lanzettlich, zugespitzt, meist grün, die oberen fast so lang wie die Kelchröhre, die unteren um ca. 1/3 kürzer. Die Kronblätter sind weiß, öfters etwas grünlich, gelblich oder ± rosa, namentlich beim Welken, postfloral hellbraun, trockenhäutig; Fahne elliptisch, spitz, gefaltet; Flügel nur etwa 3/5 so lang wie die Fahne, spreizend, mit dem Schiffchen und der Staubfadenröhre verwachsen. Die Griffel sind etwas länger als die halbe Frucht, bleibend (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985).

Frucht: Die Hülse ist lineal, abgeflacht, dünnschalig, zwischen den Samen eingeschnürt (HEGI 1975). Die Hülsen springen klappig auf (DÜLL & KUTZELNIGG 1994). Jede Frucht enthält 3-4 Samen, diese sind eiförmig bis rundlich nierenförmig, schwefel- bis orange gelb, später bräunlich (HEGI 1975).

Samenverbreitung: Die harten Samen von *Trifolium repens* werden über weite Distanzen durch Vögel und Weidetiere verbreitet. Die Verdauungsresistenz der Samen wurde schon bei verschiedenen Vogelarten, Schafen, Rindern, Pferden, Ziegen und Damhirschen nachgewiesen (endozoische Verbreitung). Selten findet auch synzoische Verbreitung durch Krähenvögel sowie zufällige Myrmekochorie statt. Daneben sät sich Weißklee auch am Wuchsort direkt aus und kann dabei über geringe Entfernungen vom Wind verschleppt oder durch Regenwürmer eingegraben werden (HEGI 1975, HARRIS 1987).

Keimungsbedingungen

Die Keimruhe des Samens wird zu einem großen Teil durch die Impermeabilität der Samenschale gewährleistet. Das Einritzen der Samenschale ist zumeist eine erfolgreiche Methode, um die Keimruhe zu brechen (HARRIS 1987). Daneben konnte die Keimruhe von *Trifolium repens*-Samen mit verschiedenen anderen Methoden wie Stratifikation oder Licht- bzw. Temperaturänderungen aufgehoben werden, wobei Unterschiede zwischen geographischen Herkunft bzw. Genotypen der Pflanzen zu beobachten waren (HARRIS 1987). Größere und reifere Samen keimen schneller als kleinere Samen, die resultierenden

Keimlinge aus großen Samen zeigen anfänglich ein stärkeres Wachstum als Keimlinge aus kleinen Samen (HARRIS 1987).

Keimfähigkeitsdauer: Samen von *Trifolium repens* wurden in den oberen 5 cm des Bodens je nach Nutzung der Fläche in einer Dichte von ca. 200 bis zu über 10 000 Samen/m² nachgewiesen (HARRIS 1987). Nach experimentellen Untersuchungen behalten die Samen ihre Keimfähigkeit bis zu 20 Jahre lang bei; es wird sogar eine bis über 40 Jahre andauernde Keimfähigkeit bei in der Erde gelagerten *Trifolium repens*-Samen vermutet (HARRIS 1987).

Bei Raumtemperatur in offenen Behältern gelagertes Saatgut erhält seine Keimfähigkeit ca. 5 Jahre, nach 14 Jahren ist nur noch eine Keimfähigkeit von unter 10 % vorhanden. Bei Lagerung in geschlossenen Behältern bleibt die Keimfähigkeit jedoch bis zu 15 Jahre erhalten (Raumtemperatur). Unabhängig von der Verpackung kann *Trifolium repens*-Saat bei 0° C 16 Jahre unverändert gelagert werden. Tiefgekühlt bei 15° C und 60 % relativer Luftfeuchte wird die Keimfähigkeit des Saatgutes über 20 Jahre lang erhalten (WILLIAMS 1987c).

Wachstum

Trifolium repens vermehrt sich über Samen oder vegetativ (sehr intensiv) mittels Ausläufern. Auf etablierten Wuchsorten spielt die Fortpflanzung durch Samen nur eine sehr geringe Rolle. An Standorten mit jahreszeitlich bedingten Dürreperioden ist das Wachstum von Weißklee abhängig vom jeweiligem jährlichen Nachwuchs aus Samen. Als Pionierpflanze bleibt *T. repens* auf gemähten Flächen vitaler als auf ungemähten, auf letzteren fällt sie mit der Zeit aus. Temperaturen unter 5° C bringen junge *Trifolium repens* Keimlinge zum Absterben (SEBALD et al. 1985, HARRIS 1987, DÜLL & KUTZELNIGG 1994).

Sehr detaillierte Beschreibungen und Abbildungen zu Anatomie, Wachstum und Reproduktion von *Trifolium repens* finden sich bei THOMAS (1987a, b, c).

4.5. Blütenbiologie

Weißklee hat einen Mechanismus gametophytischer Selbstinkompatibilität entwickelt. Nur ein geringer Anteil an Einzelpflanzen ist selbstkompatibel (THOMAS 1987c). Bei Versuchen mit Selbstbestäubung konnten einige Samen gewonnen werden (HEGI 1975).

Die Fremdbestäubung findet durch Bienen, v.a. Honigbienen (*Apis mellifera*) und Hummeln (*Bombus* spp.), statt (HARRIS 1987, WHITE 2000). Andere Blütenbesucher, wie Dipteren und Schmetterlinge (z.B. Kohlweißling, Eulenfalter), nutzen zwar den Nektar, führen jedoch keine effiziente Bestäubung durch (HARRIS 1987, DÜLL & KUTZELNIGG 1994).

Die Blütezeiten in Mitteleuropa liegen zwischen Mai und Oktober (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985). *Trifolium repens*-Pflanzen aus höheren Breitengraden verhalten sich wie Langtagpflanzen und blühen bei Verlängerung der Photoperiode im Frühjahr, während bei Genotypen aus niedrigeren Breiten, nicht dem Langtagtypus entsprechend, die Blüte im Herbst beginnt, über Winter fort dauert und mit der länger wer-

denden Photoperiode und den steigenden Temperaturen im Frühjahr wieder beendet wird (THOMAS 1987c).

Aufgrund der ausgeprägten Anpassungsfähigkeit von *Trifolium repens* an unterschiedliche Umweltbedingungen, variieren auch die Bedingungen der Blühinduktion sehr stark je nach geographischer Herkunft des Genotyps und je nach Sorte (THOMAS 1987c). Grundsätzlich wird die Blühinduktion von Temperatur und Tageslänge beeinflusst. *Trifolium repens* wird als Langtagpflanze bezeichnet, obwohl viele Kultivare sich wie Kurztag-Langtag-Pflanzen verhalten. Die Blüte kann durch eine der Langtagperiode vorgeschaltete Kurztagperiode, durch Mähen oder durch Überführen der Pflanzen in eine Umgebung unter Dauerbeleuchtung ausgelöst werden. Bei Genotypen aus höheren Breiten kann unter warmen Kurztagbedingungen die Blüte nicht induziert werden, während Genotypen aus niedrigeren Breiten sowohl unter kalten als auch unter warmen Kurztagbedingungen zur Blütenbildung angeregt werden (THOMAS 1987c).

Insgesamt haben Temperaturen unter 12,5°C (bei Dunkelheit) eine Infloreszenz-induzierende Wirkung gezeigt (THOMAS 1987c). Durch Vernalisation der Samen, z.B. bei 3 °C für 15 Tage oder der Stolone bei 3 °C für 1 bis 2 Wochen, kann die Infloreszenzbildung verstärkt werden. Auch die Bildung von Wurzelknöllchen bei Anwesenheit von Rhizobien und die daraus resultierende Stickstoffversorgung wirkt sich unter Umständen im Vergleich zur mineralischen N-Düngung vorteilhafter auf die Blüte aus (THOMAS 1987c).

Durch starke Beschattung wird die Blüte reduziert; niedrigere Temperaturen können während der Blüte zu einer erhöhten Pollensterilität führen (THOMAS 1987c).

4.6. Reinhaltung der Sorten, Isolationsmaßnahmen und –distanzen

Im Saatgutbau sind nach der Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) für Fremdbefruchter, zu denen auch der Weißklee gehört, folgende Mindestabstände einzuhalten: Zu Feldbeständen anderer Sorten der selben Art *oder* derselben Sorte mit starker Unausgeglichenheit *oder* anderer Arten, deren Pollen zu Fremdbefruchtung führen können, sind bei Vermehrungsflächen bis 2 ha Größe Mindestabstände von 200 m (B-Basissaatgut) bzw. 100 m (Z-zertifiziertes Saatgut) vorgeschrieben. Für größere Vermehrungsflächen betragen die Entfernungen 100 m (B) bzw. 50 m (Z). Die Mindestentfernungen können unterschritten werden, wenn der Feldbestand ausreichend gegen Fremdbefruchtung abgeschirmt ist. Zu allen Nachbarbeständen von Mähdruschfrüchten muß außerdem ein Trennstreifen (mind. 40 cm) vorhanden sein (vgl. auch AID 1995).

Weitere Vorgaben enthält die Saatgutverordnung (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999) bezüglich des Fremdbesatzes beim Saatgutbau. Der Feldbestand darf im Durchschnitt auf 150 m² maximal 5 (Basissaatgut) bzw. 15 (zertifiziertes Saatgut) Pflanzen enthalten, die nicht hinreichend sortenecht sind *oder* einer anderen Sorte der selben Art angehören *oder* einer anderen, zur Fremdbefruchtung befähigten Art angehören *oder* deren Samen sich vom Saatgut des Vermehrungs-

bestandes nicht ausreichend unterscheiden lassen. Pflanzen anderer Arten, deren Samen sich aus dem Saatgut nur schwer herausreinigen lassen, dürfen auf der gleichen Fläche nur in maximal 10(B) bzw. 30(Z) Individuen vorkommen.

Laut OECD-Datenbank (<http://www.olis.oecd.org/biotrack.nsf>) wurde gentechnisch veränderter Weißklee (Stresstoleranz, Virusresistenz, Kanamycin-Resistenz) bisher 4x in Kanada und dreimal in Australien freigesetzt. In Neuseeland gab es zudem eine Freisetzung von *Trifolium subterraneum*. Bei der Freisetzung von *Trifolium repens* in Kanada ist eine Isolationsdistanz von 20 m zu nicht veränderten Beständen von Weißklee und anderen mit Weißklee kreuzbaren Arten vorgeschrieben, wobei gleichzeitig verhindert werden muß, daß die gentechnisch veränderten Pflanzen zur Blüte gelangen. Sofern das Aufblühen/die Pollenabgabe der Versuchspflanze zugelassen wird, sind alle *Trifolium repens*-Pflanzen innerhalb eines Umkreises von 300 m um das Versuchsfeld als Teil des Versuches zu betrachten und zu behandeln (d.h. Vernichtung des Pflanzenbestandes mit nicht-selektiven Herbiziden nach Versuchsende). Auf dem Versuchsfeld darf nach Versuchsende 3 Jahre lang kein Weißklee angebaut werden. In diesem Zeitraum müssen alle spontan auftretenden Pflanzen (dieser Art ?) vernichtet werden (CANADIAN FOOD INSPECTION AGENCY 2000). In Australien werden für Freisetzungen von transgenem Weißklee folgende Vorgaben gemacht: Die transgenen Pflanzen müssen im Zentrum eines 2 ha großen Versuchsfelds stehen, das mit einer Mischung aus Rotklee (*Trifolium pratense*), Persischem Klee (*Trifolium resupinatum*) und Luzerne (*Medicago sativa*) bedeckt ist und das von Pufferstreifen aus nicht transgenem Weißklee umgeben wird. Nach Versuchsende ist das Versuchsfeld mit Herbiziden zu behandeln und für spätere Versuche mit transgenen Pflanzen zu reservieren. Sofern nach fünf Jahren noch transgene Samen in der Samenbank des Versuchsfeldes festzustellen sind, ist die Herbizidbehandlung zu wiederholen (vgl. u.a. GMAC 1996).

Die Festsetzung von Isolationsdistanzen bleibt grundsätzlich problematisch. Insbesondere ist die Pollenausbreitung durch Wind bzw. Insekten schlecht vorhersagbar. Die Pollenausbreitung wird von ROGNLI et al. (2000) als die bedeutendste Möglichkeit für das Entkommen von von Transgenen bezeichnet.

Als Mindestabstand für die Isolation potentieller Kreuzungspartner werden für verschiedene *Trifolium*-Arten 720-1600 m genannt (vgl. SUKOPP & SUKOPP 1994). Diese Werte liegen deutlich über den nach der Saatgutverordnung für *Trifolium repens* vorgeschriebenen Entfernungen (s.o.).

Samenanerkennung: Für die Samenanerkennung werden eine Mindestkeimfähigkeit von 80 %, ein Höchstgehalt an hartschaligen Körnern von 40 %, ein Höchstgehalt an Flüssigkeit von 12 % und eine technische Mindestreinheit von 97 Gew.% gefordert. Bezogen auf das Gewicht darf der Höchstbesatz mit anderen Pflanzenarten in der Summe 0,3 % bei Basissaatgut und 1,5 % bei Zertifiziertem Saatgut betragen (BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN 1999).

4.7. Kreuzungsmöglichkeiten und Hybridzüchtung mit *Trifolium repens*

4.7.1. Züchtungsziele

Durch seine genetische Heterogenität innerhalb natürlicher Populationen ist Weißklee sehr anpassungsfähig an eine Vielzahl von Umweltbedingungen innerhalb temperierter Regionen. Die Züchtung versucht, diese Eigenschaft durch Vermeidung von Inzucht zu bewahren (WHITE 2000).

Bei der Züchtung von *Trifolium repens* werden nach (WHITE 2000) folgende Hauptziele angestrebt:

- Die Verbesserung der Kompatibilität mit Weidegräsern als Mischungspartner,
- Erhöhung der Ausdauer in Grünland,
- Weitere Virusresistenzen,
- Resistenz gegen Phytophagenbefall,
- Erhöhung der Toleranz gegenüber niedrigen Phosphat-Mineralgehalten im Boden. (Wie eine Reihe von Leguminosenarten reagiert auch Weißklee empfindlich auf niedrige Boden-Phosphatgehalte. Sowohl die Ausdauer als auch der Anteil an Weißklee auf der Weide wird verringert.),
- Eliminierung von Inhaltsstoffen mit östrogenen Wirkung, die die Fertilität bei Weidevieh herabsetzen,
- Erhöhung des Nährwertes,
- Höhere Verwertbarkeit der Proteine für Wiederkäuer (höhere Konzentration an Proteinen, die im Magen verdauungsresistent sind und erst im Darm aufgespalten werden können).

4.7.2. Sexuelle Hybridisierung

Züchtung an *Trifolium repens* wird seit 80 Jahren betrieben (WHITE 2000). *T. repens* ist sehr formenreich, insbesondere im Hinblick auf Entwicklungsrhythmus, Klimaresistenz und Lebensdauer. Dies trifft sowohl für die Wild- als auch die Kulturformen zu. Bis heute ist die lokale Herkunft des Ausgangsmaterials von großer Bedeutung für die Züchtung, so daß die Erhaltung der natürlichen Formenvielfalt (z.B. in Naturschutzgebieten) für die zukünftige Pflanzenzüchtung wünschenswert ist. Es sind bereits zahlreiche Zuchtsorten für Weidemischungen und als Untersaat für Zwischenfruchtbau und Gründüngung im Handel erhältlich. Die Erträge sind dabei abhängig von der Saatgutherkunft. Aufgrund der großen Mannigfaltigkeit der Wild- und Kulturformen ist mit weiteren Züchtungsfortschritten zu rechnen (SCHLOSSER et al. 1991).

Die ersten fertilen Kreuzungsergebnisse waren interspezifische Hybride von *Trifolium repens* (8x) x *Trifolium nigrescens* (4x) (EVANS 1962).

Interspezifische Hybridisierung

Trifolium repens (4x) x *T. nigrescens* (2x, 4x) (auch ssp. *petrisavii* und ssp. *meneghinianum*)

Die triploiden Tochtergenerationen ($2n = 3x = 24$) liegen morphologisch zwischen den Arten und können Pollensterilität aufweisen. Einige Hybride blühen etwas später als ihre Elternarten, haben größere Blüten und längere Blätter. Die Kreuzungen sind erfolgreicher, wenn *Trifolium repens* als maternaler Kreuzungspartner eingesetzt wird (WILLIAMS 1987b). *T. repens* wurde auch mit der Unterart *T. nigrescens* ssp. *nigrescens* erfolgreich gekreuzt. (MARSHALL et al. 1995, WILLIAMS et al. 2001). Die nach Rückkreuzungen mit *Trifolium repens* erhaltenen Hybriden können eine im Vergleich zu Weißklee erhöhte Blütenproduktion aufweisen (MARSHALL et al. 1995, MARSHALL et al. 1998). Hybridisierung von polyploiden *Trifolium repens* (8x) x *T. nigrescens* (4x) ergeben fertile hexaploide Nachkommen (EVANS 1962). Die Fertilität der Hybriden kann auch durch Polyploidisierung von triploiden F₁-Hybriden verbessert werden (HUSSAIN et al. 1997). Durch Kreuzung mit *Trifolium nigrescens* wurde eine Resistenz gegen Nematodenbefall von *Heterodea trifolii* auf die *Trifolium repens*-Hybriden übertragen (HUSSAIN et al. 1997).

Trifolium repens (4x) x *T. uniflorum* (4x)

Die Hybridisierung bringt auf natürlichem Wege nur einzelne lebensfähige Pflanzen hervor. Die Hybriden sind selbstfertil und kreuzbar mit beiden Elternteilen. Durch den Einsatz der Embryokultur konnte ebenfalls hybrides Pflanzenmaterial aus dieser Paarung gewonnen werden. Sowohl bei Dreiwegehybriden aus *Trifolium repens* x autotetraploiden *T. occidentale* als auch aus *T. uniflorum* x *T. occidentale* ist die Einkreuzung von *T. uniflorum* bzw. *Trifolium repens* erheblich erleichtert (WILLIAMS 1987b). Interessante Eigenschaften von *Trifolium uniflorum* für die *Trifolium repens*-Züchtung sind die großen Samen, Resistenzen gegen Kleeschwärze (*Mycosphaerella killianii* = *Cymadothea trifolii*), *Erysiphe polygoni* DC und verschiedene Viruserkrankungen. Auch bezüglich Trockenheitsresistenzen und Wurzelkrankheiten verspricht man sich durch die Einkreuzungen Verbesserungen bei *Trifolium repens* (WILLIAMS 1987b).

Trifolium repens (4x) x *T. occidentale* (2x, 4x)

Bei Kreuzungen dieser beiden Arten hat es sich als effizienter erwiesen, polyploidisierte (tetraploide $4n = 32$) Formen von der natürlicherweise diploiden Art *T. occidentale* als Pollendonoren einzusetzen (WILLIAMS 1987b). Die Trockenheitsresistenz von *Trifolium occidentale* macht die Art als Kreuzungspartner für die *Trifolium repens*-Züchtung interessant (Williams 1987b). Artkreuzungen aus *T. repens* x *T. occidentale* enthalten gegenüber dem peanut stunt *Cucumovirus* sehr resistente Pflanzen (PEDERSON & MCLAUGHLIN 1989).

Trifolium repens x *T. nigrescens* und *T. occidentale*

Trifolium repens läßt sich erfolgreich als Dreiwegehybride mit den triploiden Hybriden aus *T. nigrescens* x autotetraploiden *T. occidentale* kreuzen (WILLIAMS 1987b).

Trifolium repens (4x) x *T. isthmocarpum* (2x)

Aus der Kreuzung *Trifolium repens* (2n = 32) x *T. isthmocarpum* (2n = 16) wurde eine einzelne sterile triploide Pflanze (3n = 24) gewonnen (WILLIAMS 1987b).

Trifolium repens (4x) x *T. ambiguum* (2x, 4x, 6x)

Die Fertilität der resultierenden Hybriden ist niedrig, eine bei Einzelpflanzen vorhandene Pollenfertilität läßt jedoch Selbsten und wiederholtes Rückkreuzen mit *Trifolium repens* zu (WILLIAMS 1987b). MEREDITH et al. (1995) gelangen Regenerationen von Hybriden durch Gewebekulturen. Durch Hybridisierungen mit *Trifolium ambiguum* sollen Trockenheits-, Insekten-, und verschiedene Virusresistenzen der Art auf *Trifolium repens* übertragen werden (WILLIAMS 1987b). Klone der Arthybride *Trifolium ambiguum* x *T. repens* tragen eine Resistenz gegen den clover yellow vein *Potyvirus* und den alfalfa mosaic *virus* (AMV). Artkreuzungen aus *Trifolium ambiguum* x *T. repens*. enthalten gegenüber dem peanut stunt *Cucumovirus* sehr resistente Pflanzen (PEDERSON & MCLAUGHLIN 1989).

Trifolium repens (4x) x *T. argutum* SOL (Synonym *T. xerocephalum*) (2x)

Die F₁-Hybriden sind triploid, vollständig steril und zeigen größere Ähnlichkeiten zu *T. argutum*. Die Blüten sind jedoch größer, als bei beiden Eltern-Arten (WILLIAMS 1987b).

Sonstiges

FERGUSON et al. (1990) berichteten von vielfältigen Hybridisierungen der oben genannten Arten (bis auf *T. argutum*) und deren Regeneration durch *in vitro*-Kulturen. WILLIAMS (1987b) listete Kreuzungsversuche mit weiteren 19 *Trifolium*-Arten auf, die nicht erfolgreich waren.

4.7.3. Gentechnische Arbeiten

Im Rahmen der biotechnologischen Verfahren bereitete (wie bei vielen Leguminosen) auch bei *Trifolium repens* die Verfügbarkeit von pflanzlichem Material zur Regeneration Probleme. Nur einzelne Genotypen innerhalb einer Population (oftmals weniger als 1%) bergen die Fähigkeit zur totipotenten Regeneration aus Protoplasten, Zellsuspensionen oder Kalluskulturen. In früheren Arbeiten wurden Kalluskulturen des Genotyps WR8 aus Stoloninternodienzellen angelegt, mittels derer nach 8-9 Monaten Kultur lebensfähige Pflanzen gewonnen werden konnten (WHITE & GREENWOOD 1987, DUDAS et al. 1993, EALING et al. 1994). Sehr viel schneller, innerhalb von 8-9 Wochen, können heute *Trifolium repens*-Pflanzen über direkte Organogenese aus Keimblattgewebe hergestellt werden (WHITE 2000).

Die heutige Grundlage zur gentechnischen Veränderung von *Trifolium repens* bildet die Kenntnis über die hohe Regenerationsfähigkeit des Keimblatt-Gewebes im Blattachselbereich von keimenden Samen. Durch *Agrobacterium*-vermittelten Transfer können aus diesem Blattgewebe ohne die Zwischenstufe der Kallusbildung oder von Zellsuspensionen und daher ohne somaklonale Variation in direkter Organogenese transgene Pflanzen gewonnen werden (WHITE 2000). Zur Zeit liegen noch keine kommerziellen

transgenen *Trifolium repens*-Sorten vor. Gentechnisch veränderte Weißkleearten mit Virusresistenzen gegen AMV (alfalfa mosaic virus) (GARRET & CHU 1997) und WCIMV (white clover mosaic virus) (White 2000) sowie mit Resistenzen gegen Insektenbefall durch Integration verschiedener Endotoxingene aus *Bacillus thuringiensis* (VOISEY et al. 1994b, WHITE 2000) sind jedoch im Entwicklungsstadium. Freisetzungsexperimente mit AMV-resistenten transgenen Pflanzen laufen zur Zeit u.a. in Australien (WHITE 2000, vgl. auch Kap. 4.6.).

GVO wurden z.B. aus den Sorten „Californian Ladino“, „Grasslands Huia“, „Grasslands Kopu“, „Grasslands Pitau“, „Grasslands Tahora“, „Haifa“, „Waverley“, „Rivendel“, „Milka“ und „Dutch Clover“ hergestellt.

Transferiert wurden neben Reportergenen (*GUS*) Antibiotika-Resistenzgene (*nptII* gegen Kanamycin, Paromomycin, Geneticin), Herbizid-Resistenzgene (*bar* gegen Herbizide wie Bialaphos oder Basta (via Phosphinotricin, Glufosinat-Resistenz) als selektierbare Markergene, AMV- und WCIMV-Hüllproteinogene zur Erlangung einer AMV- bzw. WCIMV-Resistenz, Proteinase-Inhibitor-Gene sowie Bt-Endotoxin-Gene zur Ausbildung einer Insektenresistenz und zudem gattungs- familien- und klassenfremde zusätzliche Proteingene (DIAZ et al. 1995, CHRISTIANSEN et al. 2000, DE MAJNIK et al. 2000, WHITE 2000).

Bei den meisten Arbeiten wurde der *Agrobacterium tumefaciens*-Stamm LBA4404 (WHITE & GREENWOOD 1987, DUDAS et al. 1993, EALING et al. 1994, VOISEY et al. 1994a,b) oder AGL1 (LARKIN et al. 1996, GARRETT & CHU 1997, PITTOCK et al. 1997, CHRISTIANSEN et al. 2000, DE MAJNIK et al. 2000) mit dem jeweiligen binären T-DNA-Vektor und ein CaMV35SRNA-Promotor eingesetzt (siehe Tab. 16). Die Selektion erfolgte über Kanamycin (Antibiotikum) oder über Phosphinothricin. Die Selektion über das Herbizid Phosphinothricin ist zwar effektiver (höhere Transformationsraten), aber für transgene *Trifolium repens*-Pflanzen, die für den Einsatz außerhalb des Gewächshauses gedacht sind, wegen der leichten Auskreuzbarkeit und der schnellen Ausbreitung der Pflanzen nicht zu empfehlen (WHITE 2000).

Tab. 16: *Agrobacterium* vermittelte Transformationen bei *Trifolium repens*
(in Anlehnung an WHITE 2000, verändert und ergänzt)

Promotor/Gen	Vektor/Selektion	Objekt	Ergebnis/Beobachtung	Referenz
nos <i>nptII</i>	pBin19 Kanamycin	Kallus-(Co-) kulturen aus Stengelinter-nodiengewebe	transgene antibiotikaresistente Pflanzen; Regenerationsdauer: 6-9 Monate	WHITE & GREENWOOD (1987)
CaMV35S WCIMV Hüllprotein	pROK Derivat pROK-2-CP Kanamycin	wie oben	transgene antibiotikaresistente Pflanzen, vermutlich mit Virusresistenz	DUDAS et al. (1993)
CaMV35S Erbsenalbumin 1	pGA492 Derivat pPO36392 Kanamycin	wie oben	transgene antibiotikaresistente Erbsenalbumin produzierende Pflanzen	EALING et al. (1994)
CaMV35S <i>nptII</i> CaMV35S <i>GUS</i> CaMV35S <i>cryIAb</i>	Konstrukt pPE64 Kanamycin	Cotyledonen-Gewebe von 3 Tage alten Keimlingen der Sorten „Grasslands Huia“ und „Grasslands Tahora“	Transformationen bei einer breiten Palette von Sorten; Regenerationsdauer 8-9 Wochen; transgene antibiotikaresistente Pflanzen vermutlich mit Insektenresistenz	VOISEY et al. (1994a) VOISEY et al. (1994b)

Fortsetzung von Tabelle 16

Promotor/Gen	Vektor/Selektion	Objekt	Ergebnis/Beobachtung	Referenz
CaMV35S <i>bar</i> GH3 <i>GUS</i>	pTAB10 Derivat pJ430 Phosphinothricin	Cotyledonen-Ge- webe aus keimenden Samen	transgene herbizidresis- tente Pflanzen	LARKIN et al. (1996)
FB7-1 ₍₃₎ <i>GUS</i>	pTAB10 Derivat pCP001 Phosphinothricin	Cotyledonen-Ge- webe aus keimenden Samen der Sorte „Haifa“	transgene herbizidresis- tente Pflanzen mit wundin- duzierter Chitinase-Pro- duktion	PITTOCK et al. (1997)
CaMV35S AMV Hüll- protein	pKYLX71:35S ² Derivat mit AMV subgenomis- cher RNA4 Kanamycin	-	transgene antibiotikare- sistente Pflanzen mit Vi- rusresistenz	GARRETT & CHU (1997)
CaMV35S <i>dzs10</i>	Konstrukt pKH32-16 Kanamycin	Cotyledonen-Ge- webe von 3 Tage al- ten Keimlingen der Sorte „Grasslands Huia“	transgene antibiotikare- sistente, zeinproduzierende Pflanzen; Zeinkonzentri- onen bis zu 1,3 % des was- serlöslichen Gesamtprote- ins	SHARMA et al. (1998)
TobRB7 <i>GUS</i> CaMV35S <i>cryIb</i> CaMV35S Tomaten- Proteinase-Inhibitor	-	-	transgene antibiotikare- sistente Pflanzen mit In- sektenresistenzen	unveröffentlicht; aus WHITE (2000)
Assu <i>sfa8</i> _{KDEL} CaMV35S <i>sfa8</i> _{KDEL} Lssu <i>sfa8</i> _{KDEL}	pTAB10 Derivat pBSUN1, pBSF12, pBSF8, pLT23 Spectinomycin bzw. Phosphinothricin	Cotyledonen-Ge- webe aus keimenden Samen der Sorte „Haifa“	transgene herbizid-, antibi- otikaresistente, Sonnen- blumensamen-Protein pro- duzierende Pflanzen; Son- nenblumensamen-Protein (SSA) bis zu 0,1% des Blattproteingehaltes	CHRISTIANSEN et al. (2000)
Lssu <i>sfa8</i> _{KDEL}	pTAB10 Derivat pLT23 Phosphinothricin	Cotyledonen-Ge- webe aus keimenden Samen der Sorte „Rivendel“	transgene herbizidresis- tente Pflanzen	CHRISTIANSEN et al. (2000)
CaMV35S, <i>rbcs 1a</i> mit verschiedenen Antho- cyanin Regulator-Gen- en: <i>myc</i> (<i>delila</i> aus <i>Anthirrhinum majus</i> , <i>B- Peru</i> aus <i>Zea mays</i>) und <i>myb</i> (<i>myb.Ph2</i> aus <i>Pe- tunia hybrida</i> , <i>Cl</i> aus <i>Zea mays</i>)	pART27 Derivat pJDC (1-5) Kanamycin pJD303 Derivat pJDC (6,8,10) Phosphinothricin	Cotyledonen-Ge- webe aus keimenden Samen der Sorte „Haifa“	transgene herbizid-, antibi- otikaresistente Pflanzen mit Anthocyaningehalten bis zu 300 ng mg fwt ⁻¹ , rote anstatt weiße Blatt- zeichnung durch <i>B-Peru</i> - Gen	DE MAJNIK et al. (2000)
CaMV35S <i>psl</i>	<i>Agrobacterium rhizoge- nes</i> Stamm LBA1334, Konstrukt pBin19 <i>psl</i> Konstrukt pAGS <i>psl</i>	Wurzelhaare der Sorte „Dutch clover“	<i>Trifolium repens</i> -Pflanzen mit bis zu 50% transgenen Erbsen-Lectin produzie- renden Wurzelhaaren	DIAZ et al. (1995)

Erläuterungen: *nos* = Nopalinsynthase-Promoter (*Agrobacterium tumefaciens*), CaMV35S = cauliflower mosaik virus-35SRNA-Promoter, GH3 = soybean auxin-responsive-Promoter, TobRB7 = tobacco water channel-Promoter, FB7 = tobacco basic chitinase-Promoter, Assu = *Arabidopsis thaliana* Rubisco small subunit gene-Promotor, Lssu = *Medicago sativa* Rubisco small subunit gene-Promotor, *GUS* = β -Glucuronidase (*uidA*)-Gen (*E. coli*), *nptII* = Neomycin-Phosphotransferase II-Gen (*E. coli*), *bar* = Phosphinothricin-Acetyltransferase-Gen (*Streptomyces hygroscopicus*), *dzs10* = 10 kDa Zein (Samenreserveprotein aus Mais), *cry* = insecticidal crystal protein-Gen (*Bacillus thuringiensis*), *sfa8*_{KDEL} = Sonnenblumensamenalbumin-Gen + Peptid (Lysin, Asparat, Glutamat, Leucin), *psl* = *Pisum sativum*-Lectin (Erbsen-Lectin)-Gen.

4.8. Verwendung, Anbaubedingungen, Standortansprüche

4.8.1. Böden, Klima, Nährstoffbedarf

Trifolium repens gedeiht auf den meisten Böden mit Ausnahme der trockensten Sand-, Löß- und Kiesböden und der sauren Humusböden; nährstoffreiche, schwere Böden werden bevorzugt (HEGI 1975). Der

Boden sollte jedoch nicht verdichtet oder häufig überflutet sein, da die Knöllchenbakterien zur N-Fixierung auf ausreichende Luftzufuhr angewiesen sind. Bewährt hat sich eine leichte Kalkung zur Anhebung niedriger Boden-pH-Werte (LEX 1995).

Weißklee ist winterhart, jedoch empfindlich gegenüber zu lang, aber auch zu kurz andauernder Schneebedeckung und stauender Nässe, da dann die \pm wintergrünen Kriechstengel leicht absterben. Gegen Dürre ist er weniger empfindlich als Rotklee (HEGI 1975, LEX 1995, BUNDESSORTENAMT 1999).

Die Weißkleepflanze hat hohe Kali-, Kalk- und P-Gehalte, dementsprechend zeigt sie positive Reaktionen auf Düngung mit Holzasche, Mergel, Gips, Phosphor- und Kalidüngern. Weißklee ist auch zur Aufnahme leichtlöslicher Stickstoffverbindungen in der Lage und verträgt Jauchedüngung besser als andere Kleearten (HEGI 1975). Die für die Pflanze erforderliche verfügbare P-Konzentration im Boden muß bei den meisten Sorten um 2,5 ppm liegen; bei Kalium sollen 170-200 ppm erforderlich sein (FRAME & NEWBOULD 1986). Der Boden-pH soll um 5,5 liegen, Weißklee kommt jedoch auch auf saureren Böden vor, allerdings bei eingeschränkter N-Fixierleistung (FRAME & NEWBOULD 1986, LEX 1995). Er verträgt nach einigen Autoren beträchtliche Eisen- und Kochsalzgehalte im Boden (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985).

Weißklee stellt hohe Ansprüche an Temperatur und Lichtverhältnisse im Gemenge mit Gräsern. Hochwachsende Gräser, dichte Deckfruchtbestände oder Rotklee können ihn überwachsen und seine Lichtausbeute behindern. Zu geringe Deckung führt allerdings wiederum zu erhöhten Befallsraten mit Krankheiten, wie dem Kleekrebs (LEX 1995).

N-Düngung ist bei Kleeanbau (wegen der Möglichkeit zur Luftstickstoff-Fixierung) nicht notwendig; die Nährstoffversorgung mit P_2O_3 und K_2O sollte nur bei mittels Bodenuntersuchung festgestellter Unterversorgung stattfinden (AID 1995).

4.8.2. Verwendung als Futterpflanze

Der Weißklee ist zu den bedeutsamsten Futterpflanzen der gesamten gemäßigten Breiten zu zählen. In der Futterwerteskala erreicht die Art den höchsten Wert (NITSCHKE & NITSCHKE 1994). Durch seine im Vergleich mit wichtigen Futtergräsern wie *Lolium perenne* höheren Rohprotein- sowie geringeren Lignin- und Fasergehalte resultiert die Fütterung mit Weißklee in höheren Zuwachsraten bei Wiederkäuern als die Fütterung mit Weidelgras (WHITE 2000). Die Mineralstoffgehalte (z.B. Calcium) des Weißkleees sind gegenüber Gräsern ebenfalls deutlich erhöht (LEX 1995).

Diese wertbestimmenden Eigenschaften des Weißkleees spiegeln sich im Futterwert von Weißklee-Grasgemengen wider: In Grünlandbeständen, die jährlich 3 mal genutzt und mit 150 kg/ha gedüngt wurden, konnte die Verdaulichkeit der organischen Substanz durch Weißklee um ca. 4% und der Energiegehalt des Futters um 1,5% gesteigert werden. Der hohe Anstieg im Rohproteingehalt durch Weißklee in Gemengen ist aus Gründen der Tiergesundheit deshalb nicht allzu problematisch, weil Weißkleeprotein im

Vergleich zu Gräserprotein zu einem höheren Anteil erst im Dünndarm abgebaut wird und nicht im Pansen (LEX 1995). Da die verholzenden Triebe des Weißkleees niederliegend und auch bei tiefen Schnitt/Verbiß nicht in der Erntemasse enthalten sind, bleibt die Verdaulichkeit des Weißkleees über mehrere Wochen konstant und vermindert auch den Rückgang der Verdaulichkeit im Gemenge mit Gräsern (LEX 1995).

Der Weißklee zeigt eine gute Verträglichkeit gegenüber häufigen Schnitten sowie Beweidung. Er wird daher im Feldfutterbau angebaut als Weidepflanze, zur Grünfütter- und Heugewinnung sowie zur Gründüngung. Die Aussaat erfolgt, abgesehen von der Samengewinnung, bevorzugt in Gemischen mit Wiesengräsern und dem ertragskräftigeren Rotklee (HEGI 1975, SEBALD et al. 1985). Auf Dauerweiden gilt er als die wichtigste Kleeart, er ist trittverträglich, wird von den Weidetieren gerne gefressen (Schmackhaftigkeit) und zeigt ein sehr gutes Nachwuchsvermögen. Für Wiesennutzung ist er nur bedingt geeignet, da er in obergrasreichen Wiesen infolge Lichtmangels zurückgedrängt wird (SCHLOSSER et al. 1991, BUNDESSORTENAMT 1999). Der Flächenanteil des Weißkleees am Anbaubestand geht mit zunehmender Nutzungsintensivierung zurück (BUNDESSORTENAMT 1999).

In Deutschland sind 12 Weißkleearten zugelassen. Angaben zu den Sorteneigenschaften (mit Bedeutung für den Anbau) finden sich in der „Beschreibenden Sortenliste 1999“, so z.B. zu Blühbeginn, Wuchsform und Wuchshöhe, Massenbildung, Auswinterungsneigung, Ausdauer, Narbendichte, Trockenmasseertrag, Rohproteingehalt und zum Anteil blausäurehaltiger Pflanzen. Letzterer schwankt beträchtlich zwischen fehlend - sehr gering und mittel-stark (BUNDESSORTENAMT 1999).

Benachbarungseffekte

Zu fördernden und hemmenden Wirkungen benachbart wachsender Pflanzen (Interferenz- oder Benachbarungseffekte) gibt es speziell beim häufig gemeinsam kultivierten Artenpaar *T. repens* und Deutsches Weidelgras (*L. perenne*) eine sehr umfangreiche und ständig wachsende Quellenlage, die nachfolgend nur beispielhaft angeführt werden kann (siehe auch HARRIS 1987, LÜSCHER et al. 1992, ANNICCHIARICO & PIANO 1994, TURKINGTON et al. 1994, PIANO & ANNICCHIARICO 1995, ANNICCHIARICO & PIANO 1997, MARKUVITZ & TURKINGTON 2000).

Die verbreitete und letztlich überwiegend positive Assoziation zwischen *Lolium perenne* und *Trifolium repens* auf etablierten Weiden hängt mit ihren asynchronen Wachstumszyklen zusammen (HARRIS 1987). Günstige Nachbararten sind nach TURKINGTON et al. (1977) auch *Agropyron repens*, *Bromus inermis*, *Festuca* spp., *Poa annua* und *Poa compressa*. TAYLOR et al. (1995) stellten fest, daß bei einer Vergesellschaftung mit Gräsern bei Weißklee weniger Beeinträchtigungen durch Virose auftreten. In Neuseeland schützt der Anbau von Weißklee in Mischkultur mit Weidelgräsern, im Gegensatz zur Monokultur, die Weißkleebestände vor größeren Schäden durch die phytophagen Insekten *Wiseana* spp. (Wurzelbohrer) und *Costelytra zealandica* (Blatthornkäfer) (HARRIS 1987). EXPERT et al. (1997) beobachteten, daß benachbart wachsende Pflanzen von *L. perenne* und *T. repens* (mit dem stickstoff-fixierenden Wurzelknöll-

chenbakterium *Rhizobium leguminosarum* biovar. *trifolii*) höhere Biomassen akkumulierten als nicht benachbart wachsende Pflanzen. Die Menge war höher, wenn native *Rhizobium*-Stämme verwendet wurden. EXPERT et al. (1997) vermuten hier daher eine Coadaptation zwischen *L. perenne*, *T. repens* und *Rhizobium*.

Als ungünstig haben sich Assoziationen von *T. repens* mit Leguminosen, wie *T. pratense* und *Medicago lupulina*, oder mit *Agrostis tenuis* erwiesen (HARRIS 1987).

Lolium perenne geht mit einem endophytischen Pilz (*Neotyphodium spec.*) eine enge Symbiose ein (vgl. Kap. 1.10.). Das Symbiotum hat dadurch u.a. verschiedene Konkurrenzvorteile gegenüber anderen Pflanzenarten. Speziell über Effekte auf benachbart wachsende *Trifolium repens*-Pflanzen wird berichtet, wenngleich es auch Studien gibt, in denen dieser Effekt nicht beschrieben wurde (CLAY 1998). SUTHERLAND et al. (1999) stellten im Experiment eine Unterdrückung des Wachstums von Weißklee durch alle getesteten *L. perenne*-*Neotyphodium lolii*-Assoziationen fest, wenngleich das Ausmaß der Hemmwirkung variierte. Auf den im wesentlichen aus Weißklee und *L. perenne* aufgebauten Weiden Neuseelands sind derartige allelopathische Effekte von besonderer Bedeutung.

Dauergrünland (Wiesen- und Weidenutzung)

T. repens verträgt aufgrund der Kriechstängel besser als jede andere Kleeart die Beweidung und verursacht auch keine Blähungen beim Vieh (HEGI 1975). Daher ist er auf den meisten Dauerweiden zu finden. Als Pionierpflanze bleibt *T. repens* auf gemähten Flächen vitaler als auf ungemähten oder zu selten gemähten, wo er mit der Zeit ausfällt (SEBALD et al. 1985). Daher ist er für sehr extensiv genutzte Mähwiesen nicht geeignet.

Weißklee ist sowohl in Ansaatmischungen für Intensivgrünland als auch in solchen für mittel bis extensiv bewirtschaftete Mähwiesen, Weiden und Mähweiden (bis hin zu höheren Lagen über 800 m) in jeweils geringen Anteilen i.d.R. von bis zu 10% vorhanden. (AID 1990, NITSCHKE & NITSCHKE 1994, LANDESAMT FÜR LANDWIRTSCHAFT BRANDENBURG 2000, STAATLICHE LEHR- UND VERSUCHSANSTALT AULENDORF 2000, LANDEFORSCHUNGSANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT UND FISCHEREI MECKLENBURG-VORPOMMERN 2000).

Feldfutterbau

Bei Reinanbau ist Beweidung vom Frühjahr bis in den Herbst üblich. Vom Reinanbau des Weißklee wird allerdings wegen des im Vergleich zu Gemengen geringeren Ertrages, der Verunkrautung und des unausgeglicheneren Futterwerts abgeraten (LEX 1995).

Für Mähfutter, besonders Kleegrasmischungen, werden höchstens 10% Weißklee verwendet, in Weidemischungen ist der Anteil größer (HEGI 1975). Weißklee kann sich durch seine Fähigkeit zur Verzweigung sehr schnell im Bestand ausbreiten. In Gemengen mit Rotklee wird er allerdings oft verdrängt. Für den Anbau von Feldfutter, das meist geschnitten wird, bevorzugt man großblättrige, hochwachsende

(konkurrenzstarke) Kleesorten und konkurrenzstarke Gräser, wie Deutsches Weidelgras, Wiesenschwingel oder Knaulgras. Für Mähweiden sind mittel-großblättrige Weißkleetypen geeignet. Bei ausschließlicher Beweidung (v.a. mit Schafen) sollte auf die sehr trittfesten, mittel-kleinblättrigen Typen zurückgegriffen werden (LEX 1995).

In den Ansaatmähwiesen übernimmt der Weißklee die Funktion eines „Bodengrases“, d.h. er schließt durch seine vegetative Ausbreitung Lücken in der Bodenschicht. So kann ein einziger Pflanzenstock unter günstigen Bedingungen in einem Sommer eine mehrere m² große Fläche bedecken (HEGI 1975). Der hohe Futterwert und die große Nutzungselastizität von Weißklee-Grasgemengen wurde zu Beginn dieses Kapitels bereits erläutert (vgl. LEX 1995).

Im Zwischenfruchtbau als Untersaat im Frühjahr ist Weißklee ideal, wenn der niedrige Wuchs und die geringe Konkurrenzkraft berücksichtigt werden. Als Untersaat unter Getreide wird er mit einer Saatmenge von 6-8 kg/ha in Reinsaat oder als Gemisch mit Gelbklee im Verhältnis von 2:14 kg/ha Saatgut (Weißklee zu Gelbklee) gepflanzt (AID 1991). Als Gemisch mit Welschem Weidelgras und Rotklee sind die empfohlenen Saatgutanteile (in kg/ha) bei Getreide- und Maisuntersaat 12:3:2 (*Lolium multiflorum*:Rotklee:Weißklee). In Mischung mit Deutschem Weidelgras soll das Verhältnis *Lolium perenne* zu Weißklee unter Getreide 12:4 kg/ha und unter Mais 6:2 kg/ha betragen (AID 1991).

Samenbau: Weißkleesaatgut wird aufgrund seiner klimatischen Ansprüche bevorzugt in Neuseeland und in der EU, v.a. in Dänemark, erzeugt (FRAME & NEWBOULD 1986, BUNDESSORTENAMT 1999). Günstige klimatische Bedingungen für den Kleesamenbau finden sich in Deutschland v.a. in den neuen Bundesländern. Der Samenbau als Untersaat, ist auf allen Mineralböden bis zu sandigen Lehmböden möglich, sofern genügend Feuchtigkeit vorhanden ist. Bevorzugte Deckfrüchte sind Hafer und Sommergerste. Reinsaaten (im August) werden nur bei Ausfall der Untersaaten vorgenommen. Die Samen werden beim ersten Schnitt gewonnen (HEGI 1975, AID 1995).

Ertrag

Der italienische Weißklee wirft die größten Erträge ab, scheint allerdings weniger winterfest zu sein als der amerikanische und nordeuropäische. Der in Nordschweden gezogene Weißklee gilt bei größerer Winterhärte als ebenso ertragreich wie der mitteleuropäische. Die schlechtesten Ergebnisse werden mit dem osteuropäischen Weißklee erzielt (HEGI 1975).

Ein Hektar Weißklee gibt in Holland für 3,5 Milchkühe genügend Sommerfutter. Der Heuertrag bleibt stets unter dem des Rotklees, er wird mit 18 bis 30 dt pro ha angegeben. Im Frühjahr gesät, liefert der Weißklee erst im zweiten Jahr den Hauptertrag und geht dann zurück, doch kann er bis 4, ausnahmsweise bis 7 Jahre, genutzt werden. Die höchsten Erträge gibt er bei mehrmaligem Schnitt, weil dadurch die lichtraubenden höheren Kräuter beseitigt werden (HEGI 1975).

Bei Trockenmasseerträgen im Feldfutterbau von 50 dt/ha für Gräseransaat konnten durch die Beisat von 20% Weißklee im Gemenge Erträge von über 100 dt/ha erzielt werden. Auch bei intensiver N-Düngung konnte durch Weißklee-Beisat ein Mehrertrag von 10-20% erreicht werden (LEX 1995).

Im Zwischenfruchtbau werden zur Futternutzung und Gründüngung bei Untersaat mit einer Saatstärke von 6-8 kg/ha 20-30 dt/ha Trockenmasseertrag und 15-20 dt/ha Wurzelrockenmasse erreicht. Als Stoppsaat mit 8-10 kg/ha Saat werden 15-25 dt/ha Trockenmasse und 8-12 dt/ha Wurzelrockenmasse gewonnen (AID 1991).

Die Samenerträge im Saatgutbau liegen im Durchschnitt bei 2,5 dt/ha (HEGI 1975, AID 1995). Die Saatgutbaufläche lag 1998/99 in der EU bei 4.000 ha, in Deutschland bei etwa 480 ha. Die Saatguterträge lagen 1998/99 EU-weit bei etwa 15.000 dt, in Deutschland bei 1.000 dt (EUROPÄISCHE KOMMISSION 2000).

4.8.3. Sonstige Verwendung

Industrielle Nutzung: Weißklee darf als sog. nachwachsender Rohstoff auf EU-Stillegungsflächen angebaut werden. Er darf dann jedoch nicht der Herstellung von Nahrungs- und Futtermitteln dienen (BUNDESMINISTERIUM FÜR VERBRAUCHERSCHUTZ, ERNÄHRUNG UND LANDWIRTSCHAFT 2000).

Speisewert: Die jungen Pflanzen können als spinatähnliches Gemüse zubereitet werden. In Irland wurde bei Hungersnöten aus getrockneten und zu einer Art Mehl zerstampften Blüten und Fruchtköpfen Brot zubereitet (HEGI 1975).

Medizinische Verwendung: Ein Tee aus Blüten des Weißklees (Flores Trifolii albi) kann gegen Durchfallerkrankungen eingesetzt werden (HEGI 1975, SCHLOSSER et al. 1991).

4.9. Tiere, die sich von der Art ernähren

Eine umfangreiche Zusammenstellung von Literaturangaben zu phytophagen Wirbellosen, die an *T. repens* fressen, findet sich in Anhang IV. Neben spezialisierten Arten, die speziell oder nur für diese Pflanzenart benannt wurden, wurden auch Arten aufgenommen, die ein breiteres Nahrungsspektrum besitzen und bei denen aufgrund der Literaturangaben (z.B. „an allen Kleearten“) zu erwarten ist, daß sie auch *T. repens* befressen.

Nicht in der Liste genannt sind Wirbeltiere. Von Bedeutung sind unter den Säugetieren vor allem Weidewie, aber auch Wildtiere wie Rehe und Hirsche. Besonders starke Schäden an Klee können auch Wühlmäuse anrichten (LEX 1995). Daneben sind auch zahlreiche Vögel, gebietsweise vermutlich auch Reptilien, vorwiegend als Samenfresser bedeutsam.

Eine systematische Überprüfung der Nomenklatur und Verbreitungsangaben konnte angesichts des weltweiten Bezugsraums und der teils älteren Literatur im Rahmen dieser Arbeit nicht erfolgen.

4.10. Pathogene

Die an *T. repens* festgestellten Viren, Bakterien und Pilze werden in Tabelle B im Anhang IV aufgeführt. Eine Möglichkeit zur Bestimmung von Pathogenen anhand der Schadbilder an der Pflanze ist bei SPAAR et al. (1989) gegeben. Eine aktuelle Übersicht der wichtigsten Krankheiten der Futterleguminosen enthält die Arbeit von MICHEL et al. (2000).

Bezüglich der endophytischen Pilze ist außerdem auf die Arbeit von MARQUARDING (2000) besonders hinzuweisen. Sie konnte insgesamt mehr als 50 verschiedene Pilzarten aus *T. repens* isolieren, z.T. mehrere Arten aus demselben Blatt. Darunter befanden sich 36 Mycelpilzarten aus 20 Gattungen; die häufigsten waren *Leptosphaerulina trifolii* (30% aller Endophyten) und *Colletotrichum trifolii* / *C. truncatum* (8%). Außerdem wurden 54 Hefestämme isoliert, von denen 44 identifiziert und vier Gattungen (*Bullera*, *Cryptococcus*, *Rhodotorula* und *Sporobolomyces*) zugeordnet werden konnten.

4.11. Ansprechpartner, die mit der Art wissenschaftlich oder züchterisch arbeiten

Forschungsgruppen und -institute

Dr. M. Wachendorf, Lehrstuhl Grünland und Futterbau, Christian-Albrechts-Universität Kiel, Holzkoppelweg 2, 24118 Kiel

Prof. Dr. F. Taube, Lehrstuhl Grünland und Futterbau, Christian-Albrechts-Universität Kiel, Holzkoppelweg 2, 24118 Kiel

Dr. P. Christiansen, DFL-*Trifolium*, Danish Plant Breeding, Hojerupvej 31, DK-4660 Store Heddinge, Denmark
Legume Breeding Group, Institute of Grassland and Environmental Research (IGER), Plas Gogerddan, Aberystwyth, SY23 3EB, U.K. (1998)

AgResearch, Grasslands Research Centre, Private Bag 11008, Palmerston North, New Zealand

Prof. Dr. Larkin, P.J., CSIRO Division of Plant Industry, GPO Box 1600, Canberra, Australia

Plant Microbe Interactions Group, Research School of Biological Sciences, Australian National University, GPO Box 475, Canberra, ACT 2601, Australia

USDA-ARS, Pasture Systems and Watershed Management Research Unit, Curtin Road, Building 3702, University Park, Pa 16802-3702

Züchter von Sorten des Weißklee (nach BUNDESSORTENAMT 1999)

Barenbrug, Postbus 4, 6678 ZG Oosterhout, Niederlande

Petersen, A.S., Lundgaard, 24977 Grundhof

Feldsaaten Freudenberger, Postfach 104, 47812 Krefeld

Deutsche Saatveredelung, Postfach 1407, 59524 Lippstadt

DLF-*Trifolium*, Postbox 59, 4000 Roskilde, Dänemark

Cebeco Zaden, Postbus 10000, 5250 GA Vlijmen, Niederlande

Norddeutsche Pflanzenzucht, Hohenlieth, 24363 Holtsee

BayWa AG München, Postfach 810108, 81901 München

4.12. Literatur

- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1990): Grünland richtig nutzen. aid-Broschüre 1088, Bonn.
- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1991): Zwischenfrüchte im integrierten Pflanzenbau. aid-Broschüre 1060, Bonn.
- AID - Auswertungs- und Informationsdienst für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten e.V. (Hrsg.) (1995): Erfolgreicher Gras- und Kleesamenanbau. aid-Broschüre 1265, Bonn.
- Annicchiarico, P. & Piano, E. (1994): Interference effects in white clover genotypes grown as pure stands and binary mixtures with different grass species and varieties. *Theor.Appl.Genet.* 88 (3): 153-158.
- Annicchiarico, P. & Piano, E. (1997): Response of white clover genotypes to intergenotypic and interspecific interference. *J.Agric.Sci.* 128 (4): 431-437.
- Anonymus (o.J.a): *Trifolium* L. -Verzeichnis der Phytophagenarten. Internetdokument, http://www.funet.fi/pub/sci/bio/life/plants/magnoliophyta/magn_oliosida/fabaceae/Trifolium/index.htm.
- Appel, O. & Richter, H. (Hrsg.) (1956): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 2 - Die Virus- und bakteriellen Krankheiten, 2. Lieferung. Parey, Berlin.
- Barbetti, M.J. (1989): Response of subterranean clover cultivars to *Phytophthora claudestina*. *Phytophylactica* 21: 65-67.
- Bardgett, R.D., Cook, R., Yeates, G.W. & Denton, C.S. (1999): The influence of nematodes on below-ground processes in grassland ecosystems. *Plant and Soil* 212: 23-33.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1949): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953a): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 4 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, erster Teil, 2. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1953b): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 1. Lieferung. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1954): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 2. Lieferung, Coleoptera. 5. Aufl., Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1956): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 3. Lieferung, Heteroptera, Homoptera (I.Teil). Parey, Berlin.
- Blunck, H. (Hrsg.) (1957): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 5 - Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, zweiter Teil, 4. Lieferung, Homoptera (II.Teil). Parey, Berlin.
- Buhr, H. (1965): Bestimmungstabellen der Gallen (Zoo- und Phytocecidien) an Pflanzen Mittel- und Nordeuropas, Band II. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Bullitta, S., Scarpa, G.M., Smith, R.R. & Veronesi, F. (1995): Unreduced gametes in ball clover and its relevance in white clover breeding. *J.Genet.&Breed.* 49 (2): 157-161.
- Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten (1999): Verordnung über den Verkehr mit Saatgut landwirtschaftlicher Arten und von Gemüsearten (Saatgutverordnung). Bundesgesetzblatt 1999, Teil I, Nr. 25: 948-992.
- Bundesministerium für Verbraucherschutz, Ernährung und Landwirtschaft (2000): Agenda 2000 - Pflanzlicher Bereich Agrarumweltmaßnahmen, Erntejahr 2000. Internetdokument, <http://www.verbraucherministerium.de/landwirtschaft/agenda/agenda-2000/pflanzlich/inhalt.htm>.
- Bundessortenamt (1999): Beschreibende Sortenliste 1999 - Gräser, Klee, Luzerne. Broschüre, Landbuch-Verlag, Hannover, 117 S.

- Burdon, J.J. (1980): Variation in disease-resistance within a population of *Trifolium repens*. *J. Ecology* 68: 737-744.
- Canadian Food Inspection Agency (2000): Regulatory Directive 2000-07: Guidelines for the environmental release of plants with novel traits within confined field trials in Canada. Appendix 4. Internet: <http://www.inspection.gc.ca/anglais/plaveg/pbo/dir0007e.shtml>.
- Caradus, J.R. & Forde, M.B. (1996): Characterisation of white clover populations collected from the Caucasus and high altitude regions of eastern Turkey. *Genet. Resour. & Crop Evol.* 43 (2): 143-155.
- Caradus, J.R. & Christi, B.R. (1998): Winterhardiness and artificial frost tolerance of white clover ecotypes and selected breeding lines. *Can. J. Plant Sci.* 78 (2): 251-255.
- Chorlton, K.H., Thomas, I.D., Bowen, D.W., Bulinska-Radmoska, Z. & Gorski, M. (1996): A forage grass and small grain legume plant collecting expedition in south east Poland, 1990. *Genet. Resour. & Crop Evol.* 43 (1): 69-77.
- Christensen, M.J., Ball, O.J.-P., Bennett, R.J. & Schardl, C.L. (1997): Fungal and host genotype effects on compatibility and vascular colonization by *Epicloe festucae*. *Mycol. Res.* 101 (4): 493-501.
- Christiansen, P., Gibson, J.M., Moore, A., Pedersen, C., Tabe, L. & Larkin, P.J. (2000): Transgenic *Trifolium repens* with foliage accumulating the high sulphur protein, sunflower seed albumin. *Transgenic research* 9: 103-113.
- Clay, K. (1998): Fungal endophyte infection and the population dynamics of grasses. In: Cheplick, G.P. (Hrsg.): *Population biology of grasses*. Chapter 10: 255-285.
- Cleveland, R.W. (1985): Reproductive cycle and cytogenetics. In: Taylor, N.L. (Hrsg.): *Clover Science and Technology*. ASA, CSSA, SSSA, Inc., Publishers, Madison, Wisconsin, USA, Agronomy series, 25: 75-110.
- de Majnik, J., Weinman, J.J., Djordjevic, M.A., Rolfe, B.G., Tanner, G.J., Joseph, R.G. & Larkin, P.J. (2000): Anthocyanin regulatory gene expression in transgenic white clover can result in an altered pattern of pigmentation. *Aust. J. Plant Physiol.* 27: 659-667.
- Detzel, P. (1991): *Ökofaunistische Analyse der Heuschreckenfauna Baden-Württembergs*. Dissertation, Tübingen.
- Diaz, C.L., Logman, T.J.J., Stam, H.C. & Kijne, J.W. (1995): Sugar-binding activity of pea lectin expressed in white clover hairy roots. *Plant Physiol.* 109: 1167-1177.
- Dudas, B., Forster, R.L.S., van Dolleweerd, C.J. & White, D.W.R. (1993): Transformation of white clover with a gene encoding a white clover mosaic virus coat protein. In: *Proc. 17th Int. Grasslands Congr.* Palmerston North, New Zealand: 1040-1041.
- Düll, R. & Kutzelnigg, H. (1994): *Botanisch-ökologisches Exkursionstaschenbuch*, 5. Auflage. Quelle & Meyer Verlag, Wiesbaden.
- Ealing, P.M., Hancock, K.R. & White, D.W.R. (1994): Expression of the pea albumin 1 gene in transgenic white clover and tobacco. *Transgenic Res.* 3: 344-354.
- Engels, R. (1994): *Das Vorkommen von Fusarium spp. und ausgewählten Fusarium-Toxinen in Futtergräsern der Gattung Lolium (Weidelgras)*. Dissertation Uni Bonn, Bonn.
- Europäische Kommission (2000): *Die Landwirtschaft in der Europäischen Union - Statistische und wirtschaftliche Informationen 1999*. Internetdokument, http://europa.eu.int/comm/agriculture/agrista/table_de/index.htm.
- Evans, A.M. (1962): Species hybridisation in *Trifolium*. *Euphytica* 11: 164-176.
- Expert, J.M., Jacquard, P., Obaton, M. & Lüscher, A. (1997): Neighbourhood effect of genotypes of *Rhizobium leguminosarum* biovar *trifolii*, *Trifolium repens* and *Lolium perenne*. *Theor. Appl. Genet.* 94 (3-4): 486-492.

- Ferguson, N.H., Rupert, E.A. & Evans, P.T. (1990): Interspecific *Trifolium* hybrids produced by embryo and ovule culture. *Crop Sci.* 30: 1145-1149.
- Finne, M.A., Rognli, O.A. & Schjelderup, I. (2000): Genetic variation in a Norwegian germplasm collection of white clover (*Trifolium repens* L.). *Euphytica* 112 (1): 57-68.
- Frame, J. & Newbould, P. (1986): Agronomy of white clover. *Advances in Agron.* 40: 1-88.
- Frohne, D. & Jensen, U. (1998): Systematik des Pflanzenreichs, 5. Auflage. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH, Stuttgart.
- Garrett, R.G. & Chu, P.W.G. (1997): White clover expressing the coat protein of alfalfa mosaic virus: Field trial issues. In: Mclean, G.D., Waterhouse P.M., Evans, G. & Gibbs, M.J. (Hrsg.): Commercialisation of transgenic crops: Risks, benefits and trade considerations. Cooperative Research Centre for Plant Science and Bureau of Resource Sciences, Canberra: 125-136.
- Gaynor, D.L. & Skipp, R.A. (1987): Pests. In: Barker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White Clover. CAB International, Wallingford, UK.
- Gibson, P.B. & Barnett, O.W. (1977): Identifying virus resistance in white clover by applying strong selection pressure. II. Screening program. In: Proceedings 34th southern pasture and forage crop improvement conference: 74-79.
- GMAC (1996): Conditions of the advice to proceed (Deemed Licence) - PR 67 (CSIRO-Clover). Internet: <http://www.health.gov.au/ogtr/gmorecord/pdfdir/pr67clover.pdf>.
- Gustine, D.L. & Sanderson, M.A. (2001): Quantifying spatial and temporal genotypic changes in white clover populations by RAPD technology. *Crop Sci.* 41: 143-148.
- Harris, W. (1987): Population dynamics and competition. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White clover. Grasslands Division, Department of Scientific and Industrial Research, Palmerston North, New Zealand. C.A.B. International, Wallingford. S. 203-297.
- Hart, A.L. (1987): Physiology. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White Clover. CAB International, Wallingford, UK: 125-151.
- Hegi, G. (1975): Dicotyledones, 2. Teil: Leguminosae - Tropaeaceae. Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg.
- Hegnauer, R. (1986): Chemotaxonomie der Pflanzen. Band 7, Nachträge zu Band 1 und 2. Birkhäuser, Basel.
- Hegnauer, R. & Hegnauer, M. (2001): Chemotaxonomie der Pflanzen. Band XIb-2, Leguminosae Teil 3: Papilionoidae. Birkhäuser, Basel.
- Hering, E. M. (1957): Bestimmungstabellen der Blattminen von Europa, Band II. Uitgeverij Dr. W. Junk - 's-Gravenhage, Berlin.
- Hoffmann, G.M., Nienhaus, F., Schönbeck, F., Weltzien, H.C. & Wilbert, H. (1976): Lehrbuch der Phytomedizin. Parey, Berlin.
- Hussain, S.W., Williams, W.M., Woodfield, D.R. & Hampton, J.G. (1997): Development of a ploidy series from a single interspecific *Trifolium repens* L. x *T. nigrescens* Viv. F₁-hybrid. *Theor.Appl.Genet.* 94 (6-7): 821-831.
- Jung, G.A., van Wijk, A.J.P., Hunt, W.F. & Watson, C.E. (1996): Ryegrasses. In: Moser, L.E., Buxton, D.R., Casler, M.D. (Hrsg.) (1996): Cool-season forage grasses. Am.Society of Agronomy, Inc., Madison, Wisconsin.
- Kegler, H. & Friedt, W. (Hrsg.) (1993): Resistenz von Kulturpflanzen gegen pflanzenpathogene Viren. Gustav Fischer, Jena.
- Kegler, H., Spaar, D. & Willner, E. (1998): Resistenzspeicher. Datenpool zur Krankheitsresistenz bei ausgewählten Kulturpflanzenarten. Internetdokument, http://www.genres.de/eva/erreger/index_2.htm.

- Landesamt für Landwirtschaft Brandenburg (2000): Mischungs- und Sortenempfehlungen 1999 - Grünland. Internetdokument, <http://www.brandenburg.de/land/mlur/l/pflanze/sort-gl.htm>.
- Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei Mecklenburg-Vorpommern (2000): Mischungs- und Sortenempfehlungen für Grünland. Internetdokument, <http://www.landwirtschaft-mv.de/gruenlan.mv>.
- Larkin, P.J., Gibson, J.M., Mathesius, U., Weinman, J.J., Gartner, E., Hall, E., Tanner, G.J., Rolfe, B.G. & Djordjevic, M.A. (1996): Transgenic white clover. Studies with the auxin-responsive promotor, GH3, in root gravitropism and lateral root development. *Transgenic Res.* 5: 325-335.
- Latch, G.C.M. & Skipp, R.A. (1987): Diseases. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): *White Clover*. CAB International, Wallingford, UK: 421-460.
- Lewis, G.C. & Thomas, B.J. (1991): Incidence and severity of pest and disease damage to white clover foliage at 16 sites in England and Wales. *Ann.Appl.Biol.* 118 (1): 1-8.
- Lex, J. (1995): Zur Bedeutung des Weißklee im ökologischen Landbau. Internetdokument, <http://www.wzw.tu-muenchen.de/idw/wkoektxt.html>, München.
- Lindroth, R.L., Hofmann, R.W., Campbell, B.D., Mc Nabb, W.C. & Hunt, D.Y. (2000): Population differences in *Trifolium repens* L. response to ultraviolet-B radiation: Foliar chemistry and consequences for two lepidopteran herbivores. *Oecologia* 122: 20-28.
- Lüscher, A., Connolly, J. & Jacquard, P. (1992): Neighbor specificity between *Lolium perenne* and *Trifolium repens* from a natural pasture. *Oecologia* 91: 404-409.
- Marcuvitz, S. & Turkington, R. (2000): Differential effects of light quality, provided by different grass neighbours, on the growth and morphology of *Trifolium repens* L. (white clover). *Oecologia* 125: 293-300.
- Marquarding, I. (2000): Endophytische Pilze aus *Trifolium repens* L. mit besonderer Berücksichtigung isolierter Hefen und deren taxonomischer Einordnung. *Bibliotheca Mycologica* 184: 1-113.
- Marshall, A.H., Michaelson-Yeates, T.P.T., Aluka, P. & Meredith, M. (1995): Reproductive characters of interspecific hybrids between *Trifolium repens* L. and *T. nigrescens* Viv.. *Heredity* 74: 136-145.
- Marshall, A.H., Holdbrook-Smith, K., Michaelson-Yeates, T.P.T., Abberton, M.T. & Rhodes, I. (1998): Growth and reproductive characteristics in backcross hybrids derived from *Trifolium repens* x *T. nigrescens* Viv. interspecific crosses. *Euphytica* 104: 61-66.
- McKirby, S.J. & Jones, R.A.C. (1997): Further studies on the incidence of virus infection in white clover pastures. *Austr.J.Agric.Res.* 48 (1): 31-37.
- McLaughlin, M.R., Pederson, G.A., Evans, R.R. & Ivy, R.L. (1992): Virus diseases and stand decline in a white clover pasture. *Plant disease* 76 (2): 158-162.
- Meredith, M.R., Michaelson-Yeates, T.P.T., Ougham, H.J. & Thomas, H. (1995): *Trifolium ambiguum* as a source of variation in the breeding of white clover. *Euphytica* 82 (2): 185-191.
- Michel, V., Schori, A., Mosimann, E., Lehmann, J., Boller, B. & Schubiger, F. (2000): Pflanzen - Krankheiten der Futtergräser und Futterleguminosen. *Agrarforschung* 7 (2): 1-12.
- Murray, P.J. & Clements, R.O. (1998): Transfer of nitrogen between clover and wheat: Effect of root herbivory. *Eur.J. Soil Biol.* 34 (1): 25-30.
- Nitsche, S. & Nitsche, L. (1994): *Extensive Grünlandnutzung*. Neumann-Verlag, Radebeul.
- Oberdorfer, E. (1993): *Süddeutsche Pflanzengesellschaften, Teil III: Wirtschaftswiesen und Unkrautgesellschaften*, 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Oberdorfer, E. (1994): *Pflanzensoziologische Exkursionsflora*, 7. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.

- Pederson, G.A. & McLaughlin, M.R. (1989): Resistance to viruses in *Trifolium* interspecific hybrids related to white clover. *Plant Disease* 73: 997-999.
- Pederson, G.A. & McLaughlin, M.R. (1994): Genetics of resistance to peanut stunt, clover yellow vein and alfalfa mosaic viruses in white clover. *Crop Science* 34: 896-900.
- Pederson, G.A. & Brink, G.E. (1998): Cyanogenesis effect on insect damage to seedling white clover in a Bermudagrass sod. *Agron.J.* 90: 208-210.
- Piano, E. & Annicchiarico, P. (1995): Interference effects in grass varieties grown as pure stand, complex mixture and binary mixture with white clover. *J.Agr. & Crop Sci.* 174 (5): 301-308.
- Pittock, C., Weinman, J.J. & Rolfe, B.G. (1997): The activity of a tobacco basic chitinase promoter in transgenic white clover provides insights into plant development and symbiosis. *Aust.J.Plant Physiol.* 24:555-561.
- Potter, D.A., Patterson, C.G. & Redmond, C.T. (1992): Influence of turfgrass species and tall fescue endophyte on feeding ecology of Japanese beetle and southern masked chafer grubs (Coleoptera: Scarabaeidae). *J.Econ.Entomol.* 85 (3): 900-909.
- Rabenstein, J. (1981): Analyse und Diagnose von Viruskrankheiten der Futtergräser in der DDR und Beiträge zur Virusresistenz. Diss., Akad.Landw.Wiss.DDR. 151 S.
- Rademacher, B. (Hrsg.) (1991): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 1 - Die nichtparasitären Krankheiten, 6. Lieferung, Strahlenschäden an Pflanzen. Parey, Berlin.
- Richter, H. (Hrsg.) (1962): Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Bd. 3 - Pilzliche Krankheiten und Unkräuter, 4. Lieferung, Basidiomycetes. 6. Aufl., Parey, Berlin.
- Rognli, O.A., Nilsson, N.-O. & Nurminiemi, M. (2000): Effects of distance and pollen competition on gene flow in the wind-pollinated grass *Festuca pratensis* Huds.. *Heredity* 85 (6): 550-560.
- Schlosser, S., Reichhoff, L. & Hanelt, P. (1991): Wildpflanzen Mitteleuropas - Nutzung und Schutz. Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin.
- Schroeder, N.C., Chapman, R.B. & Clifford, P.T.P. (1998): Effect of potato mirid (*Calocoris norvegicus*) on white clover seed production in small cages. *New Zealand J.Agric.Res.* 41 (1): 111-116.
- Schweizerischer Bund für Naturschutz (Hrsg.) (1991): Tagfalter und ihre Lebensräume. 3. Aufl., Hollinger, Basel.
- Sebald, O., Seybold, S. & Philippi, G. (1992): Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs. Band 3. Aufl., Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Sharma, S.B., Hancock, K.R., Ealing, P.M. & White, D.W.R. (1998): Expression of a sulfur-rich maize seed storage protein, δ -zein, in white clover (*Trifolium repens*) to improve forage quality. *Molecular Breeding* 4:435-448.
- Staatliche Lehr- und Versuchsanstalt Aulendorf (2000): Empfehlungen für die Ansaat und Nachsaat von Dauergrünland. Internetdokument, http://www.infodienst-mlr.bwl.de/la/LVA/Gruenland/Fachinformation/.../faltb_gl_2000.htm.
- Sukopp, U. & Sukopp, H. (1994): Verfahren zur Technikfolgenabschätzung des Anbaus von Kulturpflanzen mit gentechnisch erzeugter Herbizidresistenz - Ökologische Langzeit-Effekte der Verwilderung von Kulturpflanzen. Gutachten FS 2 94-304 Wissenschaftszentrum Berlin für Sozialforschung, Berlin.
- Sutherland, B.L., Hume, D.E. & Tapper, B.A. (1999): Allelopathic effects of endophyte-infected perennial ryegrass extracts on white clover seedlings. *New Zealand J.Agric.Research* 42 (1): 19-26.
- Taylor, N.L., Ghabrial, S.A., Pederson, G.A. & McLaughlin, M.R. (1995): Quantification of yield benefits from incorporation of virus-resistant white clover germ plasm into grass-legume systems. *Plant disease* 79: 1057-1061.

- Thomas, R.G. (1987a): The structure of the mature plant. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White clover. Grasslands Division, Department of Scientific and Industrial Research, Palmerston North, New Zealand. C.A.B. International, Wallingford: 1-29.
- Thomas, R.G. (1987b): Vegetative growth and development. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White clover. Grasslands Division, Department of Scientific and Industrial Research, Palmerston North, New Zealand. C.A.B. International, Wallingford: 31-62.
- Thomas, R.G. (1987c): Reproductive development. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White clover. Grasslands Division, Department of Scientific and Industrial Research, Palmerston North, New Zealand. C.A.B. International, Wallingford: 63-123.
- Turkington, R., Cavers, P.B. & Aarsen, L.W. (1977): Neighbour relationships in grass-legume communities. I. Interspecific contacts in four grassland communities near London, Ontario. Canadian Journal of Botany 55: 2701-2711.
- Turkington, R., Klein, E. & Maze, J. (1994): Conditioning effects by neighbors on the growth and form of *Trifolium repens*. Can.J.Bot. 72: 783-787.
- Van den Bosch, J. & Mercer, C.F. (1996): Variation in white clover for root-knot nematode resistance. N.Z.J. Agric.Res. 36: 137-148.
- Van den Bosch, J., Mercer, C.F. & Grant, J.L. (1997): Variation in white clover for resistance to clover cyst nematode. New Zealand J.Agric.Research 40 (2): 223-229.
- Voisey, C.R., White, D.W.R., Dudas, B., Appleby, R.D., Ealing, P.M. & Scott, A.G. (1994a): *Agrobacterium*-mediated transformation of white clover using direct shoot organogenesis. Plant Cell Rep. 13: 309-314.
- Voisey, C.R., White, D.W.R., McGregor, P.G., Wigley, P.J. & Chilcott, C.N. (1994b): Transformation of white clover with *B.t.* genes. In: Akhurst, R.J. (Hrsg.): Proc. 2nd Canberra *Bacillus thuringiensis* Meet. CSIRO, Australia: 75-83.
- Weidemann, H.J. (1995): Tagfalter - beobachten, bestimmen. 2. Aufl., Naturbuch, Augsburg.
- White, D.W.R. & Greenwood, D. (1987): Transformation of the forage legume *Trifolium repens* L. using binary *Agrobacterium* vectors. Plant Mol.Biol. 8: 461-469.
- White, D.W.R. (2000): Chapter II.11. Transgenic white clover (*Trifolium repens*). In: Bajaj, Y.P.S. (Hrsg.): Biotechnology in Agriculture and Forestry, Vol. 46, Transgenic crops I. Springer, Berlin: 360-372.
- Williams, W.M. (1987a): Adaptive variation. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White clover. Grasslands Division, Department of Scientific and Industrial Research, Palmerston North, New Zealand. C.A.B. International, Wallingford: 299-321.
- Williams, W.M. (1987b): White clover taxonomy and biosystematics. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White clover. Grasslands Division, Department of Scientific and Industrial Research, Palmerston North, New Zealand. C.A.B. International, Wallingford: 323-342.
- Williams, W.M. (1987c): Genetics and breeding. In: Baker, M.J. & Williams, W.M. (Hrsg.): White clover. Grasslands Division, Department of Scientific and Industrial Research, Palmerston North, New Zealand. C.A.B. International, Wallingford: 343-491.
- Williams, W.M., Ansari, H.A., Ellison, N.W. & Hussain, S.W. (2001): Evidence of three species in *Trifolium nigrescens* Viv.. Ann.Bot. 87 (5): 683-691.
- Wilmanns, O. (1993): Ökologische Pflanzensoziologie, 5. Auflage. Quelle & Meyer, Wiesbaden.
- Zohary, M. & Heller, D. (1984): The genus *Trifolium*. The Israel Academy of Sciences and Humanities. Jerusalem.

5. Zusammenfassung

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, für die vier behandelten Arten Basisdaten zu Biologie, Verwendung, Züchtung und dem Stand der gentechnischen Bearbeitung zusammenzutragen. Die Ergebnisse sollen als Entscheidungshilfe für die Risikoabschätzung bei geplanten Freisetzungen gentechnisch veränderter Pflanzen dienen.

Lolium perenne L. 1753

Das Deutsche Weidelgras, auch als Ausdauernder Lolch bezeichnet, gehört zu den Süßgräsern (Familie Poaceae). Seine systematische Stellung innerhalb der Poaceen wird noch kontrovers diskutiert. Alle *Lolium*-Arten sind natürlicherweise diploid ($2n = 2x = 14$).

L. perenne ist ausdauernd, grün bis dunkelgrün, 8-90 cm hoch. Die Art bildet lockere bis dichte Horste. Das Blatt ist in der Knospenlage gefaltet. Der Blütenstand ist eine unterbrochene echte Ähre mit zweizeilig angeordneten Ährchen, die mit der Schmalseite in der Ährenachse liegen. Die Ährchen sind 2- bis 14-blütig, 6-20 mm lang und seitlich zusammengedrückt. Die Blütezeitangaben für Mitteleuropa bewegen sich zwischen Mai und August. *Lolium perenne* ist windblütig, gilt als Fremdbefruchter und weist einen hohen Grad an Selbstinkompatibilität auf. Die Verbreitung der Grassamen findet v.a. durch Wind oder Tiere statt.

Das natürliche Verbreitungsgebiet von *L. perenne* umfaßt Europa (außer den arktischen Gebieten), Teile Westasiens und Nordafrika. Die Art wurde jedoch weltweit verschleppt oder eingebürgert und kommt heute auf allen Erdteilen vor. Bei uns ist *L. perenne* von der Ebene bis in mittlere Gebirgslagen und die Alpentäler überall verbreitet und häufig. Die Art wächst auf Wiesen, Weiden und in Parkrasen, an Wegrändern, auf Grasplätzen, Brachen und Schuttplätzen.

L. perenne ein sehr hochwertiges Futtergras, sowohl hinsichtlich der Inhaltsstoffe als auch bezüglich der Verdaulichkeit. Wegen seiner guten Verträglichkeit für Tritt und häufigen Verbiß ist es ein ausgesprochenes Weidegras. Zudem ist es überaus schnittverträglich.

Das Deutsche Weidelgras ist daher zusammen mit *L. multiflorum* die für die Futternutzung wichtigste Grasart und zwar sowohl auf (intensivem) Dauergrünland (in Mähwiesen und auf Dauerweiden) als auch im Feldfutterbau. Von herausragender Bedeutung ist diese Art für Länder mit intensiver Viehwirtschaft, wie die Niederlande, Großbritannien und Neuseeland.

Wegen seiner Robustheit, seiner schnellen Anfangsentwicklung, besonderen Trittfestigkeit und guten Trockenheitsresistenz ist *L. perenne* zudem ein wichtiges Rasengras. In Deutschland sind neben 102 Futtergrassorten auch 103 Rasengrassorten von *L. perenne* zugelassen.

Aufgrund der engen Verwandtschaft verschiedener Arten innerhalb des *Lolium-Festuca*-Komplexes tritt unter natürlichen Bedingungen eine Reihe auch gattungsübergreifender Bastarde auf. In der Hybridzüchtung

tung wurden, insbesondere mittels neuerer cytogenetischer Methoden, über die natürlichen Gegebenheiten hinaus weitere Arten dieses Komplexes in die Verkreuzungen von *Lolium perenne* einbezogen. Diese Arbeiten zielen darauf ab, gewünschte Gene der Kreuzungspartner durch visuelle Selektion und wiederholte Rückkreuzungen in das Genom von *Lolium perenne* zu integrieren. Über diesbezügliche Erfolge wurde schon berichtet.

Nach der somatischen Hybridisierung von *Lolium perenne* x *Festuca rubra* konnten asymmetrische somatische Hybriden regeneriert werden. Unter Einsatz verschiedener gentechnischer Methoden wurden zudem transgene *Lolium perenne*-Pflanzen mit Antibiotika- bzw. Herbizid-Resistenzen sowie einer Virus-Resistenz hergestellt.

Laut OECD-Datenbank wurde gentechnisch verändertes Deutsches Weidelgras bisher nur 1x in Kanada freigesetzt. Die dort vorgeschriebenen Isolationsmaßnahmen, aber auch die relevanten Vorschriften der Saatgutverordnung werden in der Arbeit angeführt.

Die Basisdaten enthalten auch eine umfangreiche Zusammenstellung von Krankheitserregern, phytophagen Tierarten sowie Symbionten, die bisher an *L. perenne* festgestellt worden sind. Wegen ihrer besonderen ökologischen und wirtschaftlichen Bedeutung wurden einige symbiontische Beziehungen, insbesondere die Symbiose zwischen *L. perenne* und dem endophytischen Pilz *Neotyphodium lolii*, vertiefend dargestellt.

Lolium multiflorum Lam. 1779

L. multiflorum gehört zu den Süßgräsern (Familie Poaceae). Seine systematische Stellung innerhalb der Poaceen wird noch kontrovers diskutiert. *L. multiflorum* kommt in zwei in wesentlichen Merkmalen differierenden Sippen vor, die je nach Autor als Unterarten (Subspezies) oder Variationen aufgefaßt werden.

Das Welsches Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *italicum* (A. BRAUN) VOLKART EX SCHINZ & KELL.) ist winterannuell bis wenige Jahre ausdauernd. Das Einjährige Weidelgras (*Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* (LAM.) HUSNOT) hingegen ist einjährig (sommer- bis winterannuell). Dieser Unterschied ist für die landwirtschaftliche Nutzung des Grases von großer Bedeutung. Alle *Lolium*-Arten sind natürlicherweise diploid ($2n = 2x = 14$).

L. multiflorum ist ein hellgrünes, büschelig oder mit einzelnen Halmen wachsendes Gras. Die Halme werden 25-90 cm hoch. Das Blatt ist in der Knospelage gerollt. Der Blütenstand ist eine unterbrochene echte Ähre. Die Ähre ist 10-45 cm lang, ihre Hauptachse geschlängelt. Die Ährchen sind 5-24-blütig, ohne die Grannen 8-30 mm lang, seitlich zusammengedrückt. Die Blütezeit in Mitteleuropa liegt zwischen Juni und August. *Lolium multiflorum* ist windblütig, gilt als Fremdbefruchter und weist einen hohen Grad an Selbstinkompatibilität auf. Die Verbreitung der Grassamen findet v.a. durch Wind oder Tiere statt.

Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet der Art liegt in Südeuropa, Nordafrika und Vorderasien. In Italien wurde *L. multiflorum* schon Ende des 12. Jahrhunderts angebaut. Heute wird es weltweit in Ländern mit gemäßigttem Klima als Futtergras angebaut und ist vielfach verwildert. Das Einjährige Weidelgras, auch Westerwoldsches Raygras genannt, stammt aus der Region Westerwold in den Niederlanden.

Bei uns tritt *Lolium multiflorum* von der Ebene bis in die mittlere Gebirgsstufe verbreitet und häufig in ruderalen Rasengesellschaften auf Brachen, an Wegrändern oder auf Schuttplätzen auf. Es gilt bei uns nicht als dauerhaft eingebürgert.

L. multiflorum ist ein sehr hochwertiges Futtergras, sowohl hinsichtlich der Inhaltsstoffe als auch bezüglich der Verdaulichkeit. Das Welsche Weidelgras gilt als das wichtigste Gras im Feldfutterbau, es ist schnellwüchsig und liefert bei intensiv betriebenem Anbau die höchsten Erträge. Bei uns wird *L. multiflorum* im Haupt- und Zwischenfruchtanbau eingesetzt und in der Regel als Futter oder zur Gründüngung genutzt. Wegen seiner Kurzlebigkeit ist *L. multiflorum* für die Dauergrünlandnutzung nicht geeignet.

Aufgrund der engen Verwandtschaft verschiedener Arten innerhalb des *Lolium-Festuca*-Komplexes treten unter natürlichen Bedingungen eine Reihe auch gattungsübergreifender Bastarde auf. In der Hybridzüchtung wurden, insbesondere mittels neuerer cytogenetischer Methoden, über die natürlichen Gegebenheiten hinaus weitere Arten dieses Komplexes in die Verkreuzungen von *Lolium multiflorum* mit einbezogen. Diese Arbeiten zielen darauf ab, gewünschte Gene der Kreuzungspartner durch visuelle Selektion und wiederholte Rückkreuzungen in das Genom von *Lolium multiflorum* zu integrieren. Über diesbezügliche Erfolge wurde schon berichtet. Auch die Hybridisierung mit *Dactylis glomerata* ist bereits gelungen.

Nach der Fusionierung von Protoplasten von *Lolium multiflorum* und *Festuca arundinacea* konnten fertile, symmetrische und asymmetrische somatische Hybriden regeneriert werden. Unter Einsatz verschiedener gentechnischer Methoden wurden zudem transgene *Lolium multiflorum*-Pflanzen mit Antibiotika-Resistenzen sowie der Fähigkeit zur Bildung eines bakteriellen Fructans hergestellt.

Laut OECD-Datenbank erfolgte bislang keine Freisetzung von gentechnisch verändertem *Lolium multiflorum*. In der vorliegenden Arbeit werden die für vergleichbare Arten vorgeschriebenen Isolationsmaßnahmen, aber auch die relevanten Vorschriften der Saatgutverordnung aufgeführt.

Die Basisdaten enthalten auch eine umfangreiche Zusammenstellung von Krankheitserregern, phytophagen Tierarten sowie Symbionten, die bisher an *L. multiflorum* festgestellt worden sind. Wegen ihrer besonderen ökologischen und wirtschaftlichen Bedeutung wurden einige symbiontische Beziehungen mit endophytischen Pilzen vertiefend dargestellt.

Festuca pratensis HUDSON 1762

Der Wiesenschwingel ist ein Süßgras (Familie Poaceae). Seine systematische Stellung innerhalb der Poaceen, einschließlich seiner Gattungszugehörigkeit wird noch kontrovers diskutiert. *Festuca pratensis* ist natürlicherweise diploid ($2n = 2x = 14$) oder (bei der ssp. *apennina*) tetraploid ($2n = 4x = 28$).

F. pratensis ist ausdauernd, bildet lockere (zuweilen sehr große) Horste und wächst 30-120 cm hoch. Der Blütenstand ist eine aufrechte einfache Traube, 10-35 cm lang, locker, aufrecht oder meist etwas einseitig überhängend, grün, purpurn überlaufen. Im untersten Teil ist der Blütenstand ohne Ährchen, die beiden unteren Seitenäste sind ungleich, der kürzere Ast meist mit 1-3, der längere mit 3-5 Ährchen. In Mitteleuropa blüht der Wiesenschwingel zwischen Mai und August. *F. pratensis* ist windbestäubt und weist einen hohen Grad an Selbstinkompatibilität auf. Die Verbreitung der Grassamen findet v.a. durch Wind oder Tiere statt.

F. pratensis kommt von Natur aus in Südwestasien, Sibirien und im Großteil Europas vor, fehlt jedoch im Nordteil Skandinaviens und Rußlands sowie in Portugal und dem Großteil Spaniens. In vielen Gebieten wurde die Art eingeschleppt oder eingeführt. Heute ist die Art in den kalten, gemäßigten und subtropischen Gebieten weltweit verbreitet.

Der Wiesenschwingel ist bei uns von der Ebene bis in mittlere Gebirgslagen verbreitet und häufig. Er lebt auf (fetten) Wiesen und Weiden, auf Halbtrockenrasen, auf Brachäckern, an Grasplätzen, an Wald- und Wegrändern und in Gebüsch, auch in Moorbiesen.

Der winterfeste und wintergrüne Wiesenschwingel ist ein vielseitig verwendbares, ertragreiches und hochwertiges Futtergras. Außerdem ist er weidefest und wird vom Vieh sowohl frisch als auch als Heu gerne angenommen. So ist der Wiesenschwingel zum einen ein wichtiges Gras des Dauergrünlandes und zwar auf Wiesen, Mähweiden und Weiden. Zum anderen wird er im Feldfutterbau vielseitig in Mischungen eingesetzt, vor allem im Kleegrasanbau für die Mähnutzung. Daneben findet er im Sommerzwischenanbau als Untersaat von Getreide Verwendung.

Aufgrund der engen Verwandtschaft verschiedener Arten innerhalb des *Lolium-Festuca*-Komplexes treten unter natürlichen Bedingungen eine Reihe auch gattungsübergreifender Bastarde auf. In der Hybridzüchtung wurden, insbesondere mittels neuerer cytogenetischer Methoden, über die natürlichen Gegebenheiten hinaus weitere Arten dieses Komplexes in die Verkreuzungen von *Festuca pratensis* einbezogen. Diese Arbeiten zielen darauf ab, die gewünschten Gene der beiden Kreuzungspartner durch visuelle Selektion und wiederholte Rückkreuzungen in „Hybrid-Chromosomen“ zu integrieren. Diesbezügliche Erfolge existieren schon seit längerem und wurden u.a. sogar mit älteren, konventionellen Züchtungsmethoden erreicht.

Die Regeneration von transgenen, in naturnahem Substrat lebensfähigen Pflanzen ist bei *Festuca pratensis* bisher nicht gelungen.

Laut OECD-Datenbank erfolgte bislang keine Freisetzung von gentechnisch verändertem *Festuca pratensis*. Innerhalb der EU wurde allerdings eine Freisetzung von *Festuca arundinacea* in Frankreich beantragt. In der vorliegenden Arbeit werden die für vergleichbare Arten vorgeschriebenen Isolationsmaßnahmen, aber auch die relevanten Vorschriften der Saatgutverordnung aufgeführt.

Die Basisdaten enthalten auch eine umfangreiche Zusammenstellung von Krankheitserregern, phytophagen Tierarten sowie Symbionten, die bisher an *F. pratensis* festgestellt worden sind. Wegen ihrer besonderen ökologischen und wirtschaftlichen Bedeutung wurden einige symbiotische Beziehungen mit endophytischen Pilzen vertiefend dargestellt.

Trifolium repens L. 1753

Der Weißklee wird in den Tribus Trifolieae innerhalb der Familie der Schmetterlingsblütler (*Fabaceae*) gestellt. Für *Trifolium repens* sind viele Rassen und Formen beschrieben worden, die sich insbesondere im Hinblick auf Entwicklungsrythmus, Klimaresistenz und Lebensdauer unterscheiden. Weißklee ist allotetraploid ($2n=4x=32$).

Die Pflanze ist ausdauernd, kahl oder spärlich behaart, mit kräftiger Pfahlwurzel. Der Hauptstengel ist niederliegend, verzweigt, 5 bis 50 cm lang, an den Knoten wurzelnd, an der Spitze aufsteigend, oft violett. Die Blattstiele sind bis 20 cm lang, scheinbar grundständig. Die Blütenstandstiele sind meist länger als die Blattstiele; die Blütenköpfe sind kugelig, 15-25 mm breit, locker, meist 40- bis 80-blütig. Die Kronblätter sind weiß, 6-12 mm lang, mit schwachem Honigduft. Die Hülse ist lineal, abgeflacht, zwischen den 3-4 Samen eingeschnürt.

Weißklee hat einen Mechanismus gametophytischer Selbstinkompatibilität entwickelt. Nur ein geringer Anteil an Einzelpflanzen ist selbstkompatibel. Die Samen von *Trifolium repens* werden über weite Distanzen, v.a. durch Vögel und Weidetiere, verbreitet; über kurze Strecken werden die Samen auch vom Wind verschleppt oder von Regenwürmern eingegraben.

Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet umfaßt ganz Europa (bis über die alpine und polare Waldgrenze), Nord- und Zentralasien bis zum Baikalsee und Nordafrika. *Trifolium repens* wurde auf allen Kontinenten eingeschleppt oder eingebürgert; dabei weist er in den Einbürgerungsgebieten eine eher ozeanische Arealbindung auf. Weißklee wächst bei uns auf Wiesen und Weiden, in Parkrasen, an Acker- und Wegrändern, Flußufern und Ruderalstellen und ist fast überall vom Flachland bis in die alpine Stufe häufig.

Der Weißklee ist zu den bedeutsamsten Futterpflanzen der gesamten gemäßigten Breiten zu zählen. In der Futterwerteskala erreicht er die höchste Wertstufe. Er zeigt eine gute Verträglichkeit gegenüber häufigen Schnitten, Beweidung und Tritt sowie ein sehr gutes Nachwuchsvermögen. Im Feldfutterbau wird er verwendet als Weidepflanze, zur Grünfutter- und Heugewinnung sowie zur Gründüngung. Die Aussaat erfolgt bevorzugt in Gemischen mit Wiesengräsern und anderen Kleearten. Auf Dauerweiden gilt der

schmackhafte Weißklee als die wichtigste Kleeart. Für Wiesennutzung ist er nur bedingt geeignet, da er in obergrasreichen Wiesen infolge Lichtmangels zurückgedrängt wird.

Bisher sind erfolgreiche interspezifische Hybridisierungen mit sechs *Trifolium*-Arten dokumentiert, die mit einer Ausnahme alle in dieselbe Sektion gestellt werden wie *Trifolium repens*.

Unter Einsatz von *Agrobacterium*-vermitteltem Gentransfer wurden bisher verschiedene Antibiotika-Resistenzgene, Herbizid-, Virus- und Insektenresistenzen sowie gattungs-, familien- und klassenfremde zusätzliche Proteingene in *Trifolium repens* übertragen.

Laut OECD-Datenbank wurde gentechnisch veränderter Weißklee bisher 4x in Kanada und dreimal in Australien freigesetzt. In der vorliegenden Arbeit werden die dort vorgeschriebenen Isolationsmaßnahmen, aber auch die relevanten Vorschriften der Saatgutverordnung aufgeführt.

Die Basisdaten enthalten auch eine umfangreiche Zusammenstellung von Krankheitserregern sowie phytophagen Tierarten, die bisher an *T. repens* festgestellt worden sind.

6. Summary

The aim of this study was to gather data on the biology, the use, propagation and the status of genetic engineering for four selected species. The results are supposed to serve as a guidance for assessing the risk of releasing genetically modified plants.

Lolium perenne L. 1753

Lolium perenne, the perennial ryegrass, belongs to the family *Poaceae*. However, its proper placement within the family is still controversial. Naturally all *Lolium* species are diploid ($2n = 2x = 14$).

L. perenne is a persistent grass species of green or dark green colour and a height of 8-90 cm. It forms loose to dense stands. Its inflorescence comprises a distinctive array of two-ranked, sessile spikelets which are edgewise attached to the central axis. Each spikelet contains 2 to 14 florets, is 6-20 mm long and laterally compressed. Leaves of perennial ryegrass are folded when young. In central Europe flowering occurs between May and August. *Lolium perenne* is wind and cross pollinating and shows a high degree of self incompatibility. Seeds are dispersed by wind or by animals.

Lolium perenne is native to Europe (except for the arctic region), temperate Asia, and North Africa. However, today the species is widely distributed throughout the world, as it has been introduced to every continent. In Germany perennial ryegrass is common and its distribution ranges from lowlands over low mountain ranges to valleys in the Alps. It occurs on meadows and pastures, is used for private and public lawns and is commonly found on road sites, fallow land and dumps.

Perennial ryegrass is a high-quality forage grass, regarding both the nutritious value and the digestibility. *Lolium perenne* is tolerant to treading and can withstand close, frequent grazing and cutting. Therefore,

Lolium perenne - together with *Lolium multiflorum* - is the most important premier grass species for intensive grassland, pasture and meadows. *Lolium perenne* is of major importance for countries with intensive live stock farming like The Netherlands, Great Britain and New Zealand.

Its robustness and tolerance to treading, the fast growth rate in its early developmental stages as well as its drought resistance also make the perennial ryegrass a prime species for lawn. In Germany 102 forage grass and 103 turf grass cultivars are currently registered.

Within the *Lolium-Festuca* complex several species are closely related and even under natural conditions hybridisation between the two genera occurs. Especially by means of modern cytogenetic methods more species of this complex have artificially been included in the hybridisations with *L. perenne*. The aim of these programs is to integrate desirable genes of the hybridisation partners into the genome of *L. perenne*. Positive results have already been reported.

Following the somatic hybridisation of *L. perenne* x *Festuca rubra* asymmetric somatic hybrid x *Festulolium* plants could be regenerated. Transgenic *Lolium perenne* plants with resistance to antibiotics, herbicides or viruses were produced using different techniques of genetic engineering.

According to the OECD database genetically modified *Lolium perenne* was so far only released once in Canada. This report lists the mandatory isolation measures and the relevant regulations for seed production in Germany.

The report also summarises the current knowledge of pathogens, phytophagous animals and symbionts of *L. perenne*. Since the symbiotic relationship between *L. perenne* and the endophytic fungus *Neotyphodium lolii* is of particular ecological and economical importance their association is described in detail.

***Lolium multiflorum* Lam. 1779**

Italian ryegrass *Lolium multiflorum* belongs to the family *Poaceae*. However, its proper placement within the family is still controversial. It exists in two different races which different authors either consider subspecies or variations.

Lolium multiflorum ssp. *italicum* (A. BRAUN) (VOLKART EX SCHINZ & KELL.) is winter annual but can survive a few years. *Lolium multiflorum* ssp. *multiflorum* (LAM.) HUSNOT) is annual (summer to winter annual). This difference is of great importance for agricultural use. Naturally all *Lolium*-species are diploid ($2n = 2x = 14$).

L. multiflorum is light green, growing single or in tufts between 25-90 cm high. Its inflorescence comprises a distinctive array of two-ranked, sessile spikelets which are edgewise attached to the central axis. It is 10-45 cm long with a wavy axis. Each spikelet consists of 5 to 24 florets, is - without the awns - 8-30 mm long, laterally compressed. Leaves of *L. multiflorum* are rolled when young. In central Europe flow-

ering occurs between June and August. *Lolium multiflorum* is wind- and cross-pollinated and shows a high degree of self-incompatibility. Seeds are mainly dispersed by wind or by animals.

L. multiflorum is native to Southern Europe, Northern Africa and the Near East. Already at the end of the 12th century, *L. multiflorum* was grown in Italy. Today it is grown as a forage grass worldwide in countries with a temperate climate and frequently grew wild. The annual subspecies (in German also called Westerwoldsches Raygras) originates from the region Westerwold in the Netherlands.

In Germany, *L. multiflorum* is distributed from the lowlands to the medium mountain ranges. It grows in ruderal grass communities on fallow land, road sites and dumps. It is not considered permanently naturalised.

L. multiflorum is a high-quality forage grass, regarding both the nutritious value and the digestibility. *L. multiflorum* ssp. *italicum* is considered the most important grass in forage crops; it grows fast and has the highest yields in high-input systems. Here it is grown as a main crop or for intercropping and is generally used for forage or green manure. Due to its short life cycle it is not suited for permanent grassland.

Within the *Lolium-Festuca* complex several species are closely related and even under natural conditions hybridisation between the two genera occurs. Especially by means of modern cytogenetic methods more species of this complex have artificially been included in the hybridisations with *L. multiflorum*. The aim of these programs is to integrate desirable genes of the hybridisation partners into the genome of *L. multiflorum* by means of visual selection and repeated backcrossing. Positive results have already been reported. Also, the hybridisation of *Dactylis glomerata* has been successfully conducted.

Protoplast fusion of *L. multiflorum* and *Festuca arundinacea* resulted in regenerated fertile symmetric and asymmetric somatic hybrid x *Festulolium*-plants. Transgenic *L. multiflorum* plants with resistance to antibiotics and the ability to produce a bacterial fructan were produced using different techniques of genetic engineering.

According to the OECD databank no release of genetically modified *L. multiflorum* has yet occurred. This report lists the mandatory isolation measures for comparable species as well as relevant regulations for seed production in Germany.

The report also summarises the current knowledge of pathogens, phytophagous animal species as well as symbionts of *L. multiflorum*. Since some of the symbiotic relationships with endophytic fungus are of particular ecological and economical importance their association is described in detail.

***Festuca pratensis* HUDSON 1762**

Meadow fescue belongs to the *Poaceae*. Its systematic position within the *Poaceae* as well as to which genus it belongs is still under discussion. Naturally *Festuca pratensis* is diploid ($2n = 2x = 14$) or (e.g. the ssp. *apennina*) tetraploid ($2n = 4x = 28$).

Festuca pratensis is perennial, grows in loose sometimes large tufts 30-120 cm high. The inflorescence is an erect simple raceme, 10-35 cm long, slightly overhanging, green, with some crimson. The lowest part of the inflorescence is without spikelets. The two lower branches are dissimilar, the shorter one in most cases with 1-3, the longer one with 3-5 spikelets. Meadow fescue flowers in central Europe between May and August. *F. pratensis* is wind pollinating and shows a high degree of selfincompatibility. The seeds are mainly dispersed by animals or by wind.

Festuca pratensis is native to Southwest Asia, Siberia and the major area of Europe; it is missing in the northern parts of Scandinavia and Russia as well as in Portugal and most areas of Spain. In many areas the species is imported or introduced. Today the species is distributed worldwide in the cold, temperate and subtropical areas.

In Germany meadow fescue occurs in the lowlands and up to the medium mountain ranges. It grows on (rich) meadows and pastures, on mesotrophic dry grasslands, on fallow arable land, on grassy places, wood margins and road sites as well as under scrubs, even in bog meadows.

The winter hardy and winter green meadow fescue is a productive and high-quality forage grass and can be used in many ways. In addition, it is tolerant to grazing and livestock likes it fresh and as hay. Thus, on one hand the meadow fescue is an important grass of permanent grasslands, in fact on meadows, pastures and on mown pastures. On the other hand in forage cropping it is widely used in seed mixtures, especially for growing clovers for cutting. It is also undersown under grain.

Within the *Lolium-Festuca* complex several species are closely related and even under natural conditions hybridisation between the two genera occurs. Especially by means of modern cytogenetic methods more species of this complex have artificially been included in the hybridisations with *Festuca pratensis*. The aim of these programs is to integrate desirable genes of the hybridisation partners into “hybrid chromosomes” by means of visual selection and repeated backcrossing. Positive results have already been reported for some time and have even been reached using conventional breeding methods.

So far the regeneration of transgenic plants of *Festuca pratensis* which are able to live in natural substrates has failed.

According to the OECD databank no release of genetically modified *Festuca pratensis* has yet occurred. However, within the EU the release of *Festuca arundinacea* in France has been applied for. This report lists the mandatory isolation measures for comparable species as well as relevant regulations for seed production in Germany.

The report also summarises the current knowledge of pathogenes, phytophagous animal species as well as symbionts of *Festuca pratensis*. Since some of the symbiotic relationships with endophytic fungi are of particular ecological and economical importance their association is described in detail.

***Trifolium repens* L. 1753**

White clover belongs to the tribe Trifolieae within the family of *Fabaceae*. Many races and varieties are described, which differ in particular with regard to the development cycle, climate resistance and longevity. White clover is allotetraploid ($2n = 4x = 32$).

The plant is perennial, glabrous or sparsely hairy with a strong vertical root. The main stem is decumbent, branched and 5 to 50 cm long. It roots at the nodes and rises at the tip, frequently violet. The leafstalks are up to 20 cm long and seemingly basal. The stalks of the inflorescences are in general longer than the leafstalks. 40 to 80 flowers are in dense, racemose, 15-25 mm broad heads. The petals are white, 6-12 mm long, with a slight honey smell. The pod is linear, flattened and contains 3-4 seeds.

White clover developed a mechanism of gametophytic selfincompatibility. Only a small proportion of the single plants is selfcompatibel. The seeds of *Trifolium repens* are dispersed over far distances mainly by birds or livestock; seeds are dispersed over short distances by wind or dug in by earthworms.

The native distribution includes all of Europe (beyond the alpine or polar forestline), Northern and Central Asia up to the Lake Baikal and Northern Africa. *Trifolium repens* was imported or introduced to all continents. Where it is introduced it seems to be rather tied to oceanic regions. In Germany it grows on meadows and pastures, park swards, field margins and road sites, river shores and ruderal places and is almost everywhere common - from the lowlands to the alpine regions.

White clover can be considered one of the most important forage plants in the entire temperate region. On forage value scales it reaches the highest ranks. It is well tolerant towards frequent cutting, grazing and treading and it has a strong ability to grow back. In forage cropping it is used as a pasture plant, as green forage and for hay as well as for green manure. It is sown preferably in mixtures together with meadow grasses and other clover species. On permanent pastures the palatable white clover is the most important clover species. In meadows it is of limited use, because in meadows dominated by tall grasses it is restrained due to a lack of light.

Up to now, successful interspecific hybridisation with six *Trifolium*-species are documented, which are with one exception all belong to the same section as *Trifolium repens*.

By means of *Agrobacterium* mediated gene transfer several different genes with resistance to antibiotics, herbicides, viruses and insects as well as protein genes of non-related genuses, families and classes have been transferred into *Trifolium repens*.

According to the OECD databank genetically modified *Trifolium repens* has been released four times in Canada and three times in Australia. This report lists the mandatory isolation measures for comparable species as well as relevant regulations for seed production in Germany.

The report also summarises the current knowledge of pathogenes and phytophagous animal species which have been found on *Trifolium repens*.

Anhang

Übersicht

Anhang I: <i>Lolium perenne</i>	II
Tabelle A) Phytophage Tiere	II
Tabelle B) Pathogene und Symbionten	XIII
Anhang II: <i>Lolium multiflorum</i>	XV
Tabelle A) Phytophage Tiere	XV
Tabelle B) Pathogene und Symbionten	XXV
Anhang III: <i>Festuca pratensis</i>	XXVII
Tabelle A) Phytophage Tiere	XXVII
Tabelle B) Pathogene und Symbionten	XXXVIII
Anhang IV: <i>Trifolium repens</i>	XL
Tabelle A) Phytophage Tiere	XL
Tabelle B) Pathogene	LI

Anhang I: *Lolium perenne***Tabelle A) Phytophage Tiere**

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Nematodes (Fadenwürmer)				
<i>Aphelenchoides parietinus</i> (Bastian)	-	-	4	-
<i>Aphelenchus avenae</i> Bastian (Synon. <i>A. agricola</i> de Man)	-	-	4	-
<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn) Filipjev	Stengelälchen, stem nematode, bulb nematode	-	4, 19	-
<i>Ditylenchus radiciola</i> (Greeff) Filipjev	-	-	13, 19	-
<i>Dorylaimus bastiani</i> Bütschli	-	-	4	-
<i>Fridericia agricola</i>	-	Europa	4	-
<i>Heterodera avenae</i> Wr.	Hafernematode	-	19	-
<i>Heterodera punctata</i> Thorne	Gräserzystenälchen	-	13	-
<i>Heterodera schachtii</i> Schmidt	-	-	4	-
<i>Monhystera vulgaris</i> de Man	-	-	4	-
<i>Paraphelenchus pseudoparietus</i> (Micoletzki)	-	Europa, Südafrika, USA	4	-
<i>Pratilenchus pratensis</i> (de Man) Filipjev	Wiesennematode	Europa, Rußland, Amerika, Hawaii, Niederländ.-Indien, Südindien	4	-
<i>Rotylenchus multicinctus</i> (Cobb)	-	Europa, ehem. UDSSR, Afrika, Hawaii, Fidschiinseln	4	-
<i>Rotylenchus robustus</i> (de Man)	-	Europa, Afrika, Niederländ.-Indien, Brasilien	4	-
Gastropoda (Schnecken)				
<i>Arion (Lochea) empiricorum</i> Fér. (= <i>ater</i> L. und <i>rufus</i> L.)	Große Wegschnecke	Mittel- und Westeuropa	4	Allesfresser
<i>Arion intermedius</i> Normand	Kleine Wegschnecke	Westeuropa, Neuseeland	38	-
<i>Deroceras agreste</i> L.	Einfarbige Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4	-
<i>Deroceras reticulatum</i> (O.F. Müll.)	Genetzte Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4, 38	-
<i>Fruticicola (Helix) hispida</i> L.	-	Europa	4	seltener auf Wiesen
<i>Helix virgata</i> Da Costa	-	-	4	in England schädlich
<i>Succinea putris</i> L.	-	Europa	4	
Diplopoda (Doppelfüßer)				
verschiedene Arten, u.a. <i>Blaniulus guttulatus</i> (Bosc.)	-	Europa, Rußland	4	an keimenden Getreide
Acarina (Milben)				
<i>Aceria [Eriophyes] tenuis</i> Nal.	Gallmilbe	-	19	-
<i>Parateranychus stickneyi</i> McGr.	-	westl. USA	4	-
<i>Pediculopsis graminum</i> E. Reuter (<i>P. dianthophilus</i> Wolcott)	-	Europa, Rußland, USA	4	-
<i>Penthaleus major</i> Koch	the blue oat mite	Europa, Südafrika, Australien	4	-
<i>Siteroptes carnea</i> Banks	-	Colorado, Neumexiko	4	-
<i>Steneotarsonemus [Tarsonemus] spirifex</i> Marchal	-	-	19	-
<i>Tarsonemus spirifex</i> Marchal	-	Europa, Rußland	4	-
<i>Tetranobia decepta</i> Bks.	-	Arizona	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Collembola (Springschwänze)				
<i>Sminthurus viridis</i> (L.) Lubb.	-	-	4	-
Orthoptera (Geradflügler), Ensifera (Laubheuschrecken und Grillen)				
<i>Clinoptera melanoptera</i> Scudd.	-	Kalifornien	4	-
<i>Gryllus campestris</i> L.	Feldgrille	von Nordafrika bis ins nördliche Mitteleuropa, in Nordeuropa fehlend	4, 21	-
<i>Gymnogryllus humeralis</i> Wlk.	-	Ceylon	4	-
<i>Nemobius fasciatus</i> de G.	-	Amerika	4	-
<i>Rhipipteryx chopardi</i> Willemse	-	Südbrasilien	4	-
<i>Scapteriscus vicinus</i> (Latr.) Rehn u. Hebard	Changa, West Indian mole Cricket	West Indian	4	-
<i>Teleogryllus commodatus</i>	-	Neuseeland	38	-
Orthoptera (Geradflügler), Caelifera (Kurzfühlerschrecken)				
<i>Ageneotettix deorum</i> Scudd.	-	Iowa	4	-
<i>Aleuas lineatus</i> Stal	-	Argentinien	4	-
<i>Aulocara ellioti</i> Thom.	-	Kanada bis Mexiko	4	-
<i>Aulocara femorata</i> Scudd.	-	Kalifornien, Utah	4	-
<i>Austracris guttulosa</i> Wek.	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes cruciata</i> Sss. (<i>jungi</i> Brcs.)	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes pusilla</i> Wlk.	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes tricolor</i> Sj.	-	Australien	4	-
<i>Calliptamus italicus</i> L.	-	Kanaren bis Pazifik, Südpersien bis Europa	4	-
<i>Chorthippus albomarginatus</i> Deg. = <i>Gryllus elegans</i> Charpentier	Weißbrandiger Grashüpfer	Europa, Nord- und Westasien; paläarktisch	4, 21	-
<i>Chorthippus dorsatus</i> Zett.	Wiesengrashüpfer	Mitteleuropa; Nordspanien bis nach Nord- und Ostasien	4, 21	-
<i>Chorthippus parallelus</i> Zett. = <i>Chorthippus longicornis</i> Latr.	Gemeiner Grashüpfer	Europa, Nord- und Westasien	4, 21	-
<i>Chorthippus pulvinatus</i> Fisch.	-	Ungarn	4	-
<i>Chortoicetes pusilla</i> Walk.	the smaller plain locust	Südostaustralien	4	-
<i>Chortoicetes terminifera</i> Walk.	the larger plain locust	Australien	4	-
<i>Dissosteira longipennis</i> Scudd.	New Mexico long-winged grasshopper	Idaho, Montana, Neumexiko, Texas	4	-
<i>Eritettix tricarlinatus</i> Thom.	-	-	4	an Weidegräsern in Montana
<i>Gastrimargus musicus</i> F. (<i>Locusta australis</i> Frogg.)	-	Australien	4	-
<i>Gomphocerus (Aeropus) sibiricus</i> L.	-	Europa, Sibirien, Südrußland, Westsibirien	4	-
<i>Locusta (Pachytilus) migratoria</i> L.	Europäische Wanderheuschrecke	Afrika, Asien, Südeuropa	4, 8, 21	-
<i>Locustana pardalina</i> Walk. (<i>sulcicollis</i> St ^{al} , <i>capensis</i> Sauss., <i>vastatrix</i> Licht)	brown locust, Südafrikanische Wanderheuschrecke	Südafrika	4, 8	-
<i>Mecostethus alliaceus</i> Germ.	-	Deutschland, Frankreich, südl. Teil der Astrachen	4	-
<i>Melanoplus bivittatus</i> Say. (= <i>femoratus</i> Burn.)	-	im Inneren Nordamerikas, von Mexiko bis hoch hinauf in den Norden, mit Ausnahme der südatlantischen Staaten	4	-
<i>Melanoplus differentialis</i> Thoms.	the differential grasshopper	Nordamerika	4	-
<i>Nomadacris septemfasciata</i> Serv.	red locust, red winged locust	Afrika südlich des Regenwaldes	8, 4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Oedipoda coerulescens</i> L.	Blauflügelige Ödland- schrecke	Mittel- und Südeuropa, Sy- rien, Afrika bis Sansibar; paläarktisch	4, 21	-
<i>Oedipoda miniata</i> Pall.	-	-	4	schädlich gewor- den in Südfrank- reich, Zypern, Aserbeidjan, Pa- lästina
<i>Omocestus petraeus</i> Bris.	-	-	4	-
<i>Omocestus ventralis</i> Zett. = <i>Stenobo- thrus (Gryllus) rufipes</i> Zett.	Buntbäuchiger Grashüp- fer	Europa, Kleinasien, euro- päischer Teil der ehem. UdSSR, paläarktisches Asien und Nordafrika	4, 21	-
<i>Orphulella speciosa</i> Scudd.	-	Iowa	4	-
<i>Pachytilus (Locusta L.) migratorius capito</i> Zolot.	-	Madagaskar	4	-
<i>Pachytilus (Locusta L.) migratorius manilensis</i> Uvarow	-	China, Philippinen	4	-
<i>Pachytilus (Locusta L.) migratorius migratorioides</i> R. et F.	-	Afrika	4	-
<i>Schistocerca paranensis</i> Burm.	Südamerikanische Wan- derheuschrecke	Südamerika, südlich des Regenwaldes	4, 8	-
<i>Schistocerca peregrina</i> Ol. = <i>Sch. gre- garia</i> Forsk. = <i>Sch. tatarica</i> Kby.	Wüstenheuschrecke, de- sert locust	Afrika, Westasien, nörd- lich der Regenwaldzone	4, 8	-
<i>Scotussa rubripes</i> Brun	-	Argentinien	4	-
<i>Spharagemon aequale</i> Say	-	Nordamerika	4	-
<i>Stauroderus bicolor</i> Charp.	-	Mitteleuropa	4	-
<i>Stauroderus biguttulus</i> L.	-	Mitteleuropa	4	-
<i>Stauroderus scalaris</i> F-W. (<i>morio</i> Charp.)	Gebirgsgrashüpfer	ganz Europa, östlich bis Mongolei und Sibirien	4, 21	-
<i>Stauronotus (Doclostaurus) marocca- nus</i> Thunb. = <i>Stauronotus cruciatus</i> Fisch. = <i>Stauronotus vastator</i> F. f. W.	Marokkanische Wander- heuschrecke, Moroccan locust	Mittelmeergebiet, Irak, Krim, Transkaukasien, Persien, Turkestan	8, 4	-
<i>Stauronotus cruciger</i> Ramb. (<i>brevi- collis</i> Ev.)	-	Europa, Kaukasus, Persien, Mesopotamien, Nordafrika	4	-
<i>Stauronotus Kraussi</i> Ingen.	-	Kirgisensteppe, Turkestan, Kaukasus, Südwestsibirien	4	-
<i>Stauronotus maroccanus</i> Thunb. (<i>cru- ciatus</i> Fisch.; <i>vastator</i> F.d.W.)	Marokkanische Wander- heuschrecke, Criquet ma- roccain	Mittelmeergebiet von den Kanarischen Inseln, über Marokko, Spanien bis zum Irak, Krim, Transkauka- sien, Persien, Turkestan	4	-
<i>Stenobothrus fischeri</i> Eversm.	-	-	4	-
<i>Stenobothrus rubicundus</i> Germ.	-	-	4	-
<i>Trigonophymus arrogans</i> Stal	-	Argentinien	4	-
<i>Trimerotropis monticola</i> Sn.	-	Kanada	4	-
<i>Xanthippus neglectus</i> Ths.	-	Kanada	4	-
Heteroptera (Wanzen), Pentatomidae (Schildwanzen)				
<i>Aelia acuminata</i> L.	Getreidespitzwanze, Ci- mice acuminata	Skandinavien bis Portugal, Algier bis Kleinasien	6	-
Heteroptera (Wanzen), Miridae (Weichwanzen)				
<i>Irbisia sericans</i> (St ^o al)	-	Kalifornien, Alaska	-	-
<i>Megaloceroea reuteriana</i> F. W. B.	-	Neuseeland	6	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Miris dolobratus</i> L.	Graswanze, meadow plant bug	Nordeuropa, in die Oststaaten von Nordamerika und nach Kanada eingeschleppt	6	-
<i>Miris ferrugatus</i> Fall.	-	Utah	6	verursacht Blattverfärbungen
<i>Stenotus binotatus</i> F.	Timothy plant bug	Europa, nach Nordamerika und Neuseeland eingeschleppt	6	-
Heteroptera (Wanzen), Lygaeidae (Langwanzen)				
<i>Blissus leucopterus hirtus</i> Montadon	hairy chinch bug	Amerika	29, 6	-
Cicadina (Zikaden), Cercopidae (Schaumzikaden)				
<i>Neophilaenus lineatus</i> L.	lined spittle insect	USA	6	-
<i>Philaenus spumarius</i> L.	Wiesenschaumzikade, meadow froghopper, meadow spittle bug, European spittle insect	Paläarktisch sowie Nordamerika	6	-
<i>Tomaspis bogotensis</i> Dist. et Mion.	-	Kolumbien	6	-
<i>Tomaspis saccharina</i> Dist. (= <i>Aeneolamia varia</i> ssp. <i>saccharina</i> Fennah)	sugarcane froghopper	Trinidad, Grenada, Südamerika	6, 8	-
Cicadina (Zikaden), Cicadellidae (Zwergzikaden)				
<i>Graminella (Thamnotettix) nigrifrons</i> Forbes.	blackfaced leafhopper	Nordamerika	6	-
Aphidina (Blattläuse)				
<i>Brachycolus [Holcaphis] frequens</i> Walk. (<i>tricitii</i> Gill.)	Western wheat aphid	holarktisch	5, 19	-
<i>Byrsocrypta personata</i> CB.	-	Europa	5	-
<i>Diuraphis noxia</i>	Russian wheat aphid	-	38	-
<i>Rhopalosiphum padi</i> L.	bird cherry-oat aphid, Traubenkirschen- oder Haferlaus	weltweit	30	im Labor; an Gräsern
<i>Schizaphis graminum</i> Rondani	greenbug	-	30	im Labor
<i>Sipha (Rungsia) maydis</i> Passerini	-	Südeuropa und mediterran	13, 31	-
<i>Sipha flava</i> Forbes	yellow sugarcane aphid, <i>Sorghum</i> aphid	Subtropen (Nord-, Mittel- und Südamerika)	30, 5	im Labor; an Weidegräsern
<i>Tetraneura ulmi</i> (Linnaeus)	-	-	13	-
Coccina (Schildläuse)				
<i>Antonina graminis</i> Mask.	grass scale	Südafrika, Texas	5	-
<i>Eumargarodes laingi</i> Jakub	-	Australien, südl. Teile der USA	5	-
<i>Margarodes meridionalis</i> Morr.	-	südl. USA	5	-
<i>Orthezia urticae</i> L.	Brennesselröhrenschildlaus	Eurasien	5	-
<i>Porphyrophora hamelii</i> Brandt	-	Armenien	5	-
<i>Ripersia oryzae</i> Green	-	Indien	5	-
<i>Ripersia radicola</i> Morr.	grass-rot mealybug	Kuba	5	-
Thysanoptera (Fransenflügler)				
<i>Aeolothrips bicolor</i> Hinds	black and white cereal thrips	Florida	4	-
<i>Anaphothrips obscurus</i> (Müll.) (<i>striatus</i> Osb., <i>poaphagus</i> Comst.)	American grass thrips	Kosmopolit	4	-
<i>Aptinothrips rufus</i> (Gmelin)	Roter Blasenfuß	Paläarktisches und nearktisches Gebiet	4	-
<i>Bolacothrips jordani</i> Uzel	-	Europa	4	-
<i>Chirothrips hamatus</i> Tryb.	Wiesenfuchsschwanzthrips	Europa	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Chirothrips manicatus</i> Halid.	-	Europa, Nordamerika	4	-
<i>Frankliniella (Physopus) tenuicornis</i> (Uz.)	Haferthrips	Europa, Sibirien, Nordamerika, Neu-Pommern im Bismarck-Archipel	4	-
<i>Frankliniella intonsa</i> Tryb. (<i>Physopus vulgatissimus</i> Uz.)	-	Europa, Sibirien	4	-
<i>Frankliniella tritici</i> Fitch	-	-	4	-
<i>Haplothrips (Anthothrips) aculeatus</i> F. (<i>Phloeothrips frumentaria</i> Beling)	-	Europa, Sibirien	4	-
<i>Haplothrips (Phloeothrips) oryzae</i> Matsum.	-	Japan	4	-
<i>Haplothrips tritici</i> Kurdj.	-	Europa	4	-
<i>Hercothrips (Heliothrips, Se-lenothrips) graminicola</i> Bagn. u. Cam.	cotton thrips	Indien, Mittelafrika	4	-
<i>Limothrips cerealium</i> Halid.	-	Kosmopolit	4	-
<i>Limothrips denticornis</i> Halid.	-	Nordamerika, Europa	4	-
<i>Prosopothrips cognatus</i> Hood	wheat thrips	Nordamerika	4	-
<i>Stenothrips graminum</i> Uz.	Haferblasenfuß	Europa	4	-
<i>Thrips nigropilosus</i> Uzel	-	Europa, Nordamerika, Hawaii	4	-
<i>Thrips tabaci</i> Lind. (= <i>communis</i> Uz.)	onion thrips, potato thrips	Kosmopolit	4	-
Isoptera (Termiten)				
Gattung <i>Hodotermes</i>	Erntetermiten	-	8	-
Coleoptera (Käfer), Chrysomelidae (Blattkäfer)				
<i>Chaetocnema</i> Steph. spp.	-	-	13	-
<i>Crepidodera ferruginea</i> Scopoli	-	-	13	-
<i>Oulema lichenis</i> Voet	Blaues Getreidehähnchen	-	13	-
<i>Oulema melanopa</i> Linnaeus	Rotes Getreidehähnchen	-	13	-
<i>Phyllotreta vittula</i> Redtenbacher	-	-	13	-
Coleoptera (Käfer), Scarabaeidae (Blatthornkäfer)				
<i>Cyclocephala lurida</i> Bland	Southern masked chafer	-	27	im Labor
<i>Popillia japonica</i> Newman	Japanese beetle	-	27	im Labor
Coleoptera (Käfer), Curculionidae (Rüsselkäfer)				
<i>Listronotus bonariensis</i>	Argentine stem weevil	Neuseeland	38	-
Coleoptera (Käfer), Tenebrionidae (Schwarzkäfer)				
<i>Heteronychus arator</i> (F.)	-	Neuseeland	38	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hepialidae (Wurzelbohrer)				
<i>Hepialus lupulinus</i> L.	Wurzelspinner	Europa	11	lokal an Gras
<i>Oncopera (Oxyganus) fasciculata</i> Walk.	-	Australien: Südosten	11	-
<i>Oncopera intricata</i> Walk.	Tasmanian grass grub	Australien, Tasmanien	11	-
<i>Oncopera rufobrunnea</i> Tindale.	-	Australien	11	-
<i>Oxyganus cerviantus</i> Walk.	subterranean grass caterpillar	Neuseeland	11	-
<i>Oxyganus jocosus</i> Meyr., <i>O. despectus</i> Walk., <i>O. umbraculatus</i> Guer.	-	Neuseeland	11	-
<i>Wiseana cerumata</i> Walker	porina	Neuseeland	38	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Psychidae (Sackträger)				
<i>Canephora (Pachythelia) unicolor</i> Hufn.	-	Europa, Rußland, Armenien, Zentral- und Ostasien, Japan	11	-
<i>Proutia (Fumea) betulina</i> Zell.	-	Europa	11	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Lepidoptera (Schmetterlinge), Oecophoridae				
<i>Philobota productella</i> Walk.	-	Australien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Gelechiidae (Palpenmotten)				
<i>Megacraspedus dolosellus</i> Zell.	-	Frankreich	11	Raupe in Rhizomen von Gräsern und Getreide
Lepidoptera (Schmetterlinge), Limacodidae (Schildmotten)				
<i>Sibine trimaculata</i> Sepp.	-	-	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Elachistidae (Grasminiermotten)				
<i>Elachista gangabella</i> Zell. und <i>Elachista albifrontella</i> Hbn.	-	Europa	11	-
<i>Ochsenheimeria taurella</i> Schiff.	-	Mittel- und Nordeuropa, Rußland	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Glyphipterigidae (Rundstirnmotten)				
<i>Glyphipteryx achlyoessa</i> Meyr.	-	Neuseeland	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Momphidae (Cosmopterygidae) (Fransenmotten)				
<i>Cosmopteryx pallidifasciella</i> Snell.	-	Indonesien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Tortricidae (Wickler)				
<i>Tortrix paleana</i> Hbn.	Lieschgraswickler	Nord- und Mitteleuropa	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Limacocidae (Schildmotten)				
<i>Oxyplax ochracea</i> Moore.	-	China, Indien, Ceylon, Indonesien	11	-
<i>Parasa bicolor</i> Walk.	-	Südostasien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Pyralidae (Zünsler)				
<i>Ancylolomia (Yartheza) chrysogrphella</i> Koll.	-	Indien, Ceylon, Japan, China, Australien, Afrika	11	an verschiedenen Grasarten
<i>Anerastia lotella</i> Hb.	Graszünsler	Europa	11	-
<i>Crambus mutabilis</i> Clem.	striped (black-headed) webworm	Oststaaten der USA	11	-
<i>Elasmopalpus lignosellus</i> Zell.	lesser cornstalk borer	tropisches und subtropisches Amerika	11	-
<i>Loxostege sticticalis</i> L.	Wiesen-, Rübenzünsler; sugar beet webworm, meadow-moth	Europa, Nordasien, seit 1869 in Nordamerika	11	-
<i>Nomophila noctuella</i> Schiff.	-	USA	11	-
<i>Phlyctaenia forficalis</i> L.	Kohlzünsler, garden pebble moth	Europa	11	-
<i>Psara licarisalis</i> Walk.	-	Süd- und Ostasien, Pazifische Inseln	11	-
<i>Psara phaeopteralis</i> Guen.	grassworm	in allen Tropenländern	11	-
<i>Ptochostola (Crambus) microphaella</i> Walk.	-	Neu-Süd-Wales	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Lasiocampidae (Glucken)				
<i>Cosmotriche decisa</i> Wlk.	-	vom Himalaya bis zu den Sundainseln	11	auf Java an Gräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Eupterotidae				
<i>Dreata petola</i> Moore	-	Indonesien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Saturniidae (Nachtpfauenaugen)				
<i>Euleucophaeus (Hemileuca) oliviae</i> Clerck.	range caterpillar	USA: Neumexiko, Texas, Colorado	11	-
<i>Hemileuca nevadensis</i> Stretch.	Nevada buck moth	USA: Westen bis Nebraska	11	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Lepidoptera (Schmetterlinge), Geometridae (Spanner)				
<i>Cingilia (Caterva) catenaria</i> Dru.	chain-dotted geometer (measuring worm), chain dot moth, chain spotted geometer	Nordamerika	11	bei Massenvermehrung auch an Gräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Arctiidae (Bärenspinner)				
<i>Celama sorghiella</i> Riley	<i>Sorghum</i> webworm	Nord- und Mittelamerika	11	-
<i>Ocnogyna baetica</i> Ramb. (= <i>O. boeticum</i> Ramb.)	-	Spanien, Marokko, Tunis	11	-
<i>Ocnogyna loewi</i> Zell.	-	Rhodos, Kleinasien, Syrien, Ägypten	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Syntomidae = Ctenuchidae (Fleckwidderchen, Widderbärchen)				
<i>Ctenucha virginiaca</i> Char.	-	USA	11	lokal zuweilen in Massen
<i>Syntomis phegea</i> L.	-	Europa bis Vorderasien	11	
Lepidoptera (Schmetterlinge), Noctuidae (Eulen)				
<i>Agrostis ypsilon</i> Hufn.	Ypsiloneule, greasy cutworm	fast geopolitisch	11	-
<i>Cerapteryx (Charaeas) graminis</i> L.	Graseule, antler moth	Nord- und Mitteleuropa, auch Zentralasien und Ostsibirien	11	-
<i>Cirphis inipuncta</i> Haw.	Heerwurm, army worm	Heimat Nordamerika, von da weit verschleppt, fast geopolitisch	11	-
<i>Cirphis pseudargyria</i> Gn.	-	Kanada bis Texas	11	-
<i>Feltia subterranea</i> F. (<i>annexa</i> Tr.)	granulate cutworm	weit verbreitet durch Nord-, Zentral- und Südamerika	11	-
<i>Heliothis obsoleta</i> F. (<i>armigera</i> Hb.)	diverse englische Namen, je nach befallener Pflanze	geopolitisch	11	-
<i>Laphygma exempta</i> Walk.	mystery armyworm	von Westafrika bis in die australische Inselwelt, Hawaii	11	-
<i>Laphygma exigua</i> Hb. (<i>flavimaculata</i> Harr.)	beet armyworm	Südeuropa, Afrika, wärmere Gebiete West- und Zentralasiens, bis Mandschurei und Japan, Indien, Sundainseln, USA und Mexiko, Hawaii	11	-
<i>Laphygma frugiperda</i> S. & A.	fall armyworm, Southern grassworm	USA (hauptsächlich östlich der Rocky Mountains) bis Paraguay und Argentinien, Westindische Inseln, Japan	11	-
<i>Luperina testacea</i> Hb.	-	Europa	11	-
<i>Mocis repanda</i> F. (<i>puntularis</i> Hb.)	grass looper	südliche USA bis Argentinien, Westindische Inseln	11	-
<i>Neleucania (Meliana) albilinea</i> Hb.	-	Kanada bis Argentinien	11	-
<i>Neocleptria punctifera</i> Walk.	-	Australien	11	-
<i>Nephelodes emmedonia</i> Cram.	bronced cutworm	Kanada und nördliche USA	11	-
<i>Noctua (Triphaena) pronuba</i> Linnaeus	Hausmutter	Europa, Nordafrika, Vorderasien, in Rußland bis Novosibirsk, in Kanada eingeschleppt	13, 22	-
<i>Oria musculosa</i> Hb.	-	Europa, Nordafrika, Westasien	11	-
<i>Parastichtis arctica</i> Boisd.	-	Nordamerika	11	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Parastichtis basilinea</i> F. (<i>nebulosa</i> View.)	Queckeneule	Europa bis China und Japan	11	-
<i>Parastichtis monoglypha</i> Hfn.	Wurzeleule	Europa bis Zentralasien	11	-
<i>Parastichtis secalis</i> L. (<i>didyma</i> Esp.)	-	Europa bis China und Japan	11	-
<i>Persectania ewingi</i> Westw.	-	Australien, Tasmanien, Neuseeland	11	-
<i>Sidemia devastatrix</i> Brace	-	Kanada bis Kalifornien und Arizona	11	-
<i>Sideridis (Cirphis) albistigma</i> Moore	-	Indien	11	-
<i>Sideridis (Cirphis) zaeae</i> Dup.	-	Südeuropa, Ägypten	11	-
<i>Spodoptera abyssinia</i> Gn.	lawn caterpillar	Mittelmeergebiet bis Ostasien, Afrika	11	-
<i>Spodoptera mauritia</i> Boisd.	-	Westafrika bis Südchina, Formosa, Japan, Guam-, Fidschi-, Tongainseln, Australien	11	-
<i>Spodoptera pecten</i> Gn.	-	Indien und Hinterindien	11	-
<i>Tholera (Epineuronia) popularis</i> F.	Lolcheule	Europa, Westasien	11	-
<i>Xylomyges eridania</i> Cram.	semitropical armyworm, Southern armyworm	Bermuda- und Westindische Inseln, südliche USA bis Paraguay und Argentinien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Lymantriidae (Trägspinner, Schadspinner)				
<i>Anthela (Darala) ocellata</i> Wlk.	-	Australien	11	gelegentlich Kahlfraß auf Viehweiden
<i>Dasychira (Psalis) pennatula</i> F. (= <i>securis</i> Hb.)	-	von Indien und Südchina über die Sundainseln bis Australien und über Ostafrika bis Südafrika und Kamerun	11	-
<i>Hypogymna morio</i> L.	-	von Schlesien bis Mittelitalien, Bulgarien, Armenien	11	-
<i>Laelia suffusa</i> Wlk. (= <i>subrufa</i> Snell.)	-	von Indien bis Südchina, Philippinen, Sundainseln	11	-
<i>Orgyia dubia</i> Tausch.	-	Südrußland bis zum Tien-Schan und Ostsibirien	11	in Südrußland einmal schädlich an Futtergräsern
<i>Pentophera morio</i> (Linnaeus)	Trauerspinner	Zentraleuropa, Südrußland, Armenien	35	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hesperidae (Dickkopffalter)				
<i>Carystus fantasos</i> Cram.	-	Mittel- und Südamerika	11	-
<i>Parnara guttata</i> Brem.	-	Java, Ostasien, Japan	11	-
<i>Prenes errans</i> Skin.	-	Kalifornien, Texas	11	-
<i>Prenes ocala</i> Edw.	-	in Amerika weitverbreitet	11	wohl polyphag an <i>Poaceen</i>
<i>Telicota augias</i> L.	-	Indien, Indonesien, Südostasien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Nymphalidae (Edelfalter)				
<i>Danais</i> spp., z.B. <i>chrysippus</i> L., <i>plexippus</i> L.	-	-	11	an Nutzgräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Satyridae (Augenfalter)				
<i>Aphantopus hyperantus</i> (Linnaeus)	Brauner Waldvogel, Weißbrandiger Mohrenfalter, Schornsteinfeger	Europa, fehlt im hohen Norden und Teilen des Mittelmeergebiets; östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Coenonympha arcania</i> (Linnaeus)	Weißbindiges Wiesenvögelchen, Perlgrasfalter	Süd- und Mitteleuropa, Südschweden; in Holland auf Süd-Veluwe; fehlt im Nordwesten und auf den Britischen Inseln; östlich bis zum Ural	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha darwiniana</i> Staudinger	Darwins Wiesenvögelchen	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha dorus</i> (Esper)	-	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha gardetta</i> (De Prunner)	Alpenwiesenvögelchen	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha glycerion</i> (Borkhausen)	Rostbraunes Wiesenvögelchen	östliches Süd- und Mitteleuropa, Südfinland, Nordfrankreich; östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha hero</i> (Linnaeus)	Waldwiesenvögelchen	Südschweden, Mitteleuropa; von Nordfrankreich nach Osten	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha oedippus</i> (Fabricius)	Moorwiesenvögelchen, Verschollenes Wiesenvögelchen	in voneinander isolierten Kolonien von Südwestfrankreich; östlich bis Japan; in Deutschland vermutlich ausgestorben	15, 16	an <i>Lolium</i>
<i>Coenonympha pamphilus</i> (Linnaeus)	Kleines Wiesenvögelchen, Kleiner Heugrasfalter, Gemeines Wiesenvögelchen	Nordafrika, ganz Europa; fehlt lediglich im hohen Norden; östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha tullia</i> (O.F. Müller)	Großes Wiesenvögelchen, Großer Heugrasfalter, Moor-Wiesenvögelchen	holarktisch (auf der gesamten nördlichen Halbkugel); nördliches Mitteleuropa; östlich bis zum Pazifik	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Erebia euryale adyte</i> (Hübner)	-	Wallis	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Erebia manto</i> (Denis & Schiffermüller)	Gelbgefleckter Mohrenfalter	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Hyponephele lycaon</i> (Kühn)	Kleines Ochsenauge	Süd- und Mitteleuropa; fehlt in Skandinavien und weiten Teilen von Westeuropa; östlich bis Zentralasien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Maniola jurtina</i> (Linnaeus)	Grosses Ochsenauge	ganz Europa, ohne den hohen Norden, Nordafrika; östlich bis zum Ural und Anatolien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Melanargia galathea</i> (Linnaeus)	Damenbrett, Schachbrettfalter	Nordafrika, Südrußland, Kaukasus, Nord-Anatolien, Süd- und Mitteleuropa; fehlt im Nordwesten und in Skandinavien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Pyronia tithonus</i> (Linnaeus)	Gelbes Ochsenauge, Braungerändertes Ochsenauge, Rotbraunes Ochsenauge	vor allem West- und Südeuropa, Südengland, nördlich bis Dänemark, östlich bis Kleinasien, fehlt in Österreich; südlich davon in Südtirol	15, 16	an verschiedenen Gräsern
Diptera (Zweiflügler), Ephydriidae				
<i>Hydrellia griseola</i> Fl.	-	Europa incl. Großbritannien	18, 32	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Bibionidae (Haarmücken im weiteren Sinne)				
<i>Bibio imitator</i> Walk.	-	-	12	in Australien an Graswurzeln fressend
<i>Bibio johannis</i> Linn.	Johannishaarmücke	-	12	in Grasland gefunden
<i>Bibio nigriventris</i> Hal. (Syn. <i>lacteipennis</i> Zett.)	-	-	12	-
<i>Philia febrilis</i> Linn. (Syn. <i>Dilophus vulgaris</i> Meig.)	Gemeine Strahlenmücke	-	12	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Cecidomyiidae (Gallmücken)				
<i>Contarinia lolii</i> Metcalfe	-	England, Deutschland	12	Larven in den Blüten von <i>Lolium perenne</i> in England und Deutschland
<i>Dyodiplosis andropoginis</i> Felt	-	-	12	in Indien an (Kultur-)Gräsern
<i>Dyodiplosis cornea</i> Felt	-	-	12	in Indien an (Kultur-)Gräsern
<i>Dyodiplosis fluvialis</i> Felt	-	-	12	in Indien an (Kultur-)Gräsern
<i>Dyodiplosis indica</i> Felt	-	-	12	in Indien an (Kultur-)Gräsern
<i>Dyodiplosis monticola</i> Felt	-	-	12	in Indien an (Kultur-)Gräsern
<i>Dyodiplosis plumosa</i> Felt	-	-	12	in Indien an (Kultur-)Gräsern
Gattungen <i>Mayetiola</i> Kieffer, <i>Dasyneura</i> Rondani und <i>Contarinia</i> Rondani sowie deren Verwandte	-	-	12	größere Anzahl von Arten, die an Gräsern vorkommen bzw. fressen
<i>Lasioptera</i> Meigen spp.	-	weltweit	12	zahlreiche Arten an Gräsern
Diptera (Zweiflügler), Nematocera, (Mücken), Tipulidae (Schnaken)				
<i>Pales maculosa</i> Meig.	-	-	12	im Grünland schädlich geworden
<i>Tipula graminivora</i> Alex.	-	-	12	-
<i>Tipula oleracea</i>	Wiesenschnake	Norddeutschland	8	-
<i>Tipula paludosa</i>	-	-	12	-
<i>Tipula quaylei</i> Doane	-	-	12	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera, (Mücken), Limoniidae				
<i>Pedicia rivosa</i> L.	-	-	12	in Schottland auf Grasland schädigend, in England auf Weiden schädigend
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Opomyzidae				
<i>Geomyza tripunctata</i> Fallén	-	-	12	-
<i>Opomyza germinationis</i> Linné	-	-	12	im Labor
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Chloropidae (Halmfliegen)				
<i>Camarota curvipennis</i> Latreille (Syn.: <i>curvinervis</i> auct., <i>flavitarsis</i> Meigen, <i>cerealis</i> Rondani)	-	-	12	nach einer alten Meldung in Halmen von Wiesengräsern
<i>Meromyza americana</i> Fitch	greater wheat stem maggot	Nordamerika, von Kanada bis Mexiko	12	-
<i>Oscinella frit</i> Linnaeus	Fritfliege	-	13	verursacht Gelbherzigkeit
<i>Oscinella pusilla</i> Meigen	-	-	12	wahrscheinlich an verschiedenen Gräsern

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Oscinella vastator</i> Curtis	-	-	12	wahrscheinlich an verschiedenen <i>Poa</i> - <i>ceen</i>
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Agromyzidae (Minierfliegen)				
<i>Agromyza ambigua</i> Fll.	-	-	18	-
<i>Agromyza mobilis</i> Meigen	-	-	12, 18	-
<i>Cerodonta denticornis</i> Panzer (Syn. <i>dorsalis</i> Loew, <i>femoralis</i> auct.)	-	-	12, 18	-
<i>Liriomyza flaveola</i> Mg.	-	-	18	-
<i>Phytobia (Poemyza) pygmaea</i> Mg.	-	-	18	-
<i>Phytobia (Poemyza) incisa</i> Meigen	-	Europa, Nordamerika	12, 18	-
<i>Phytobia (Poemyza) lateralis</i> Marcquart (Syn. <i>coquiletti</i> Malloch)	-	Europa, Nordafrika und Nordamerika	12	-
<i>Phytomyza milii</i> Kaltenbach	-	Europa	12, 18	an Wildgräsern
<i>Phytomyza nigra</i> Meigen	-	Europa und paläarktisch, Asien	12, 18	-
<i>Pseudonapomyza atra</i> Meigen	-	-	12, 18	-
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Anthomyiidae (Blumenfliegen)				
<i>Phorbia (Leptohylemyia) coarctata</i> Fallén	Brachfliege, wheat bulb fly	Mittel- und Nordeuropa, Asien	12	-
Hymenoptera (Hautflügler), Tenthredinidae (Blattwespen)				
<i>Dolerus aeneus</i> Hartig	-	Europa, Amerika, Asien	28	-
<i>Dolerus gonager</i> Fab.	-	Europa, Amerika, Asien	28	-
<i>Dolerus haematodes</i> Schrank	-	Europa, Amerika, Asien	28	-
<i>Dolerus niger</i> L.	-	Europa, Amerika, Asien	28	-
<i>Dolerus puncticollis</i> Thomson	-	Europa, Amerika, Asien	28	-
<i>Pachynematus clitellatus</i> Lep.	-	Rußland, England	12	-
<i>Pachynematus extensicornis</i> Nort.	-	Europa, Amerika, Asien	12, 28	-
<i>Selandria serva</i> F.	Gräserblattwespe	Europa	12	<i>Lolium perenne</i> bevorzugte Fraßpflanze
Hymenoptera (Hautflügler), Chalcididae (Zehrwespen)				
<i>Harmolita</i> spp. Motsch. (<i>Isthosoma</i> Walker)	-	Asien, Europa, Amerika	12	die meisten Arten vorzugsweise in Wald- oder Wiesengräsern
Hymenoptera (Hautflügler), Formicidae (Ameisen)				
<i>Holomyrmex scabriceps</i> Mayr	-	Indien	12	trägt Samen von Gräsern ein
<i>Meranoplus dimidiatus</i> Smith	-	Australien	12	sammelt Grassamen ein

Tabelle B) Pathogene und Symbionten

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Viren				
BYDV	barley yellow dwarf <i>Luteovirus</i> , Gersten-Gelbverzwergungsvirus	-	43, 29	mit das wichtigste Weidelgrasvirus (in der ehem. DDR)
CFSkV	cocksfoot streak virus, Strichelvirus des Knäuelgrases	-	13	-
RGCrV	ryegrass criptic virus	-	29	-
RGMV	ryegrass mosaic <i>Potyvirus</i> , Weidelgrasmosaikvirus	-	13, 29, 43	Übertragung durch Gallmilben (<i>Abacarus hystix</i>), mit das wichtigste Weidelgrasvirus (in der ehem. DDR)
WSMV	wheat striate mosaic <i>Potyvirus</i> , Weizen-Strichel-Mosaikvirus	-	13	-
Bakterien				
<i>Pseudomonas coronafaciens</i> var. <i>atropurpurea</i> (Reddy et Godkin) Stapp	Blattfleckenkrankheit	USA und Kanada	2	-
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>graminis</i>	Bakterienwelke	-	38, 50	-
Pilze				
<i>Bipolaris</i> spp.	Netzfleckigkeit, Spitzendürre	-	50	-
<i>Claviceps purpurea</i> (E. M. Fries) Tulasne	Mutterkorn	-	13, 50	alle Gräser, aber v.a. <i>Lolium</i> -Arten
<i>Corticium fuciforme</i> (Berk.) Wakef. (= <i>Hypochnus f.</i> [Berk.] Mc. Alp)	-	-	3, 13	-
<i>Drechslera</i> (<i>Helminthosporium</i>) spp., <i>Drechslera siccans</i> (Drechsler), <i>Drechslera vagans</i> (Drechsler)	Netzfleckigkeit, Spitzendürre, Blattfleckenpilze	-	13, 50	-
<i>Epicloe festucae</i> Leuchtm., Scharidl & Siegel	Erstickungsschimmel, grass choke disease	-	36, 48, 50	Symbiont, siehe Textteil
<i>Epicloe typhina</i>	Erstickungsschimmel, grass choke disease	-	49, 50	Symbiont
<i>Erysiphe graminis</i> A. P. Candolle	Echter Mehltau	-	13	-
<i>Fusarium culmorum</i>	-	-	40	Wurzelfäule oder Welke, v.a. bei Sportrasen
<i>Fusarium heterosporum</i> Nees von Esenbeck	-	-	13	-
<i>Fusarium</i> spp.	-	-	40	verschiedene Arten in <i>Lolium</i> spp., nur wenige phytopathogen; Hauptproblem: produzierte Mykotoxine für Vieh giftig
<i>Gaeumannomyces graminis</i> van Arx et Oliver (Syn.: <i>Ophiobolus graminis</i> Saccardo)	-	-	13	verursacht Schwarzbeinigkeit
<i>Gloeotinia temulenta</i> (Prill. et Del.) Wilson, Noble et Gray	-	-	13, 38	verursacht Taubährigkeit
<i>Griphosphaeria nivalis</i> (Schaffnit) Müller et van Arx	Schneeschimmel	-	13	Synonymie?

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Magnaporthe grisea</i>	gray leaf spot (GLS)	-	51	Neue, bedeutende Krankheit an Rasen- und Futter-sorten von <i>Lolium perenne</i>
<i>Microdochium nivale</i> (= <i>Gerlachia nivalis</i> , <i>Fusarium nivale</i>)	Schneeschnitzel; Wurzelfäule oder Welke bei Sportrasen	-	40, 50	besonders an Weidelgräsern
<i>Neotyphodium</i> (= <i>Acremonium</i>) <i>lolii</i> (Latch, Samuels & Christensen) Glenn, Bacon & Hanlin	-	-	30, 39	wichtiger Symbiont, siehe Textteil
<i>Neotyphodium</i> (= <i>Acremonium</i>) <i>occultans</i>	-	-	48	-
<i>Puccinia coronata</i> Corda (= <i>Puccinia lolii</i> Niels., <i>P. coronifera</i> Kleb.)	Kronenrost, crown rust	-	3, 37	-
<i>Puccinia graminis</i> Pers. var. <i>avenae</i> (= <i>Puccinia anthoxanthi</i> Fekl., <i>P. phleipratensis</i> Erikss. et Henn.)	Schwarzrost, stem rust	-	3, 50	-
<i>Puccinia graminis</i> ssp. <i>graminicola</i> Z. Urban	-	USA	38	-
<i>Puccinia schismi</i> Bub. (= <i>P. fragiosi</i> Bub., <i>P. koeleriae</i> Politis) = <i>P. brachypus</i> Speg., <i>P. loliicola</i> Vienn.-Bourg., <i>P. loliina</i> Syd.	-	Mittelmeergebiet bis zum Vorderen Orient	3	-
<i>Rhynchosporium</i> spp.	Spritzfleckigkeit	-	50	-
<i>Sclerotinia borealis</i> Bubak et Vleugel (Syn: <i>graminearum</i> Elenev)	snow mould	Nordskandinavien, Rußland, Nordkanada, Japan	13	-
<i>Tilletia caries</i> (DC) Tul. = <i>T. tritici</i> (Bjerk.) Winter	-	-	3	-
<i>Tilletia controversa</i> Kühn = <i>T. tritici nanifica</i> Wagner = <i>T. brevifaciens</i> G. W. Fischer	Zwergsteinbrand, dwarf bunt, short smut	Asien, Amerika, Europa, Nordafrika, Australien	3	-
<i>Tilletia foetida</i> (Wallr.) Liro = <i>laevis</i> Kühn = <i>T. foetens</i> (Berk. u. Curt.) Schroet.	Weizensteinbrand, bunt, stinking smut	-	3	-
<i>Tilletia lolii</i> Auersw.	Stinkbrand	Europa, Asien, USA	3, 19	-
<i>Typhula</i> spp.	Tiphula-Fäule	-	50	sehr stark an Weidelgräsern
<i>Urocystis agropyri</i> (Preuss) Schröt. = <i>U. tritici</i> Körn., <i>Tuburcinia tritici</i> (Körn.) Liro	Streifenbrand, stripe smut	Kosmopolit	3	-
<i>Urocystis bolivar</i> Bubak et Fragoso = <i>Tuburcinia bolivari</i> (Bub. et Frag.) Frag.	Streifenbrand	-	19	-
<i>Ustilago striiformis</i> (West.) Niessl (<i>U. striaeformis</i>) = <i>U. salvei</i> Berk. et Br.	Streifenbrand, stripe smut	Europa, Amerika, Asien, Australien	3, 19	-

Quellenverzeichnis:

(2) = APPEL & RICHTER (1956), (3) = RICHTER (1962), (4) = BLUNCK (1949), (5) = BLUNCK (1957), (6) = BLUNCK (1956), (8) = HOFFMANN et al. (1976), (11) = BLUNCK (1953 a), (12) = BLUNCK (1953 b), (13) = CONERT (1998), (15) = SCHWEIZERISCHER BUND FÜR NATURSCHUTZ (1991), (16) = WEIDEMANN (1995), (18) = HERING (1957 a), (19) = BUHR (1964), (21) = DETZEL (1991), (22) = EBERT (1998), (27) = POTTER et al. (1992), (28) = BARKER et al. (1999), (29) = RABENSTEIN (1981), (30) = BREEN (1993), (35) = (ANONYMUS o.J. c), (36) = CHRISTENSEN et al. (1997), (37) = CASLER (1995), (38) = JUNG et al. (1996), (39) = SCHARDL & PHILLIPS (1997), (40) = ENGELS (1994), (43) = KEGLER & FRIEDT (1993), (48) = SCOTT (2001), (49) = SCHARDL (2001), (50) = MICHEL et al. (2000), (51) = CURLEY et al. (2001).

Anhang II: *Lolium multiflorum***Tabelle A) Phytophage Tiere**

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Nematodes (Fadenwürmer)				
<i>Aphelenchoides parietinus</i> (Bastian)	-	-	4	-
<i>Aphelenchus avenae</i> Bastian (= <i>A. agricola</i> de Man)	-	-	4	-
<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn) Filipjev	Stengelälchen, stem nematode, bulb nematode	-	4	-
<i>Ditylenchus dipsaci</i> Kühn	Stengelälchen	-	19	-
<i>Ditylenchus radiciola</i> (Greeff) Filipjev	-	-	13	-
<i>Dorylaimus bastiani</i> Bütschli	-	-	4	-
<i>Fridericia agricola</i>	-	Europa	4	-
<i>Heterodera avenae</i> Wr.	Hafer nematode	-	19	-
<i>Heterodera punctata</i> Thorne	Gräserzystenälchen	-	13	-
<i>Heterodera schachtii</i> Schmidt	-	-	4	-
<i>Monhystera vulgaris</i> de Man	-	-	4	-
<i>Paraphelenchus pseudoparietus</i> (Micoletzki)	-	Europa, Südafrika, USA	4	-
<i>Pratilenchus pratensis</i> (de Man), Filipjev	Wiesennematode	Europa, Rußland, Amerika, Hawaii, Niederländ.-Indien, Südindien	4	-
<i>Rotylenchus multicinctus</i> (Cobb)	-	Europa, ehem. UDSSR, Afrika, Hawaii, Fidschi-Inseln	4	-
<i>Rotylenchus robustus</i> (de Man)	-	Europa, Afrika, Niederländ.-Indien, Brasilien	4	-
Gastropoda (Schnecken)				
<i>Arion (Lochea) empiricorum</i> Fér. (= <i>ater</i> L. und <i>rufus</i> L.)	Große Wegschnecke	Mittel- und Westeuropa	4	Allesfresser
<i>Deroceras agreste</i> L.	Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4	-
<i>Deroceras reticulatum</i> (O.F. Müll.)	Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4	-
<i>Helix virgata</i> Da Costa	-	-	4	in England schädlich geworden
<i>Succinea putris</i> L.	-	-	4	-
Diplopoda, (Doppelfüßer)				
verschiedene Arten, u.a. <i>Blaniulus guttulatus</i> (Bosc.)	-	Europa, Rußland	4	an keimenden Getreide
Acarina (Milben)				
<i>Aceria [Eriophyes] tenuis</i> Nal.	Gallmilbe	-	19	-
<i>Parateranychus stickneyi</i> McGr.	-	westl. USA	4	-
<i>Pediculopsis graminum</i> E. Reuter (<i>P. dianthophilus</i> Wolcott)	-	Europa, Rußland, USA	4	-
<i>Penthaleus major</i> Koch	the blue oat mite	Europa, Südafrika, Australien	4	-
<i>Siteroptes carnea</i> Banks	-	Colorado, Neumexiko	4	-
<i>Tarsonemus spirifex</i> Marchal	-	Europa, Rußland	4	-
<i>Tetranobia decepta</i> Bks.	-	Arizona	4	-
Collembola (Springschwänze)				
<i>Sminthurus viridis</i> (L.) Lubb.	-	-	4	-
Heteroptera (Wanzen), Pentatomidae (Schildwanzen)				
<i>Aelia acuminata</i> L.	Getreidespitzwanze, Cimice acuminata	Skandinavien bis Portugal, Algerien bis Kleinasien	6	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Heteroptera (Wanzen), Miridae (Weichwanzen)				
<i>Megaloceroea reuteriana</i> F. W. B.	-	Neuseeland	6	-
<i>Miris dolobratus</i> L.	Graswanze, meadow plant bug	Nordeuropa , in die Oststaaten von Nordamerika und nach Kanada eingeschleppt	6	-
<i>Miris ferrugatus</i> Fall.	-	Utah	6	verursacht Blattverfärbungen
Cicadina (Zikaden), Cercopidae				
<i>Neophilaenus lineatus</i> L.	lined spittle insect	USA	6	-
<i>Philaenus spumarius</i> L.	Wiesenschaumzikade, meadow froghopper, meadow spittle bug, European spittle insect	paläarktisch sowie Nordamerika	6	-
<i>Tomaspis bogotensis</i> Dist. Et Mion.	-	Kolumbien	6	-
<i>Tomaspis saccharina</i> Dist. (= <i>Aeneolamia varia</i> ssp. <i>saccharina</i> Fennah)	sugar cane froghopper	Trinidad, Grenada	6	-
Cicadina (Zikaden), Jassidae				
<i>Graminella (Thamnotettix) nigrifrons</i> Forbes.	blackfaced leafhopper	Nordamerika	6	-
Aphidina (Blattläuse)				
<i>Brachycolus [Holcaphis] frequens</i> Walk. (<i>tricitii</i> Gill.)	Western wheat aphid	holarktisch	5, 19	-
<i>Byrsocrypta personata</i> CB.	-	Europa	5	-
<i>Sipha (Rungia) maydis</i> Passerini	-	-	13	-
<i>Tetraneura ulmi</i> (Linnaeus)	-	-	13	-
Coccida (Schildläuse)				
<i>Antonina graminis</i> Mask.	grass scale	Südafrika, Texas	5	-
<i>Eumargarodes laingi</i> Jakub	-	Australien, südl. Teile der USA	5	-
<i>Margarodes meridionalis</i> Morr.	-	südl. USA	5	-
<i>Orthezia urticae</i> L.	Brennesselröhrenschil-laus	Eurasien	5	-
<i>Porphyrophora hamelii</i> Brandt	-	Armenien	5	-
<i>Ripersia oryzae</i> Green	-	Indien	5	-
<i>Ripersia radicola</i> Morr.	grass-rot mealybug	Kuba	5	-
Thysanoptera (Fransenflügler)				
<i>Aeolothrips bicolor</i> Hinds	black and white cereal thrips	Florida	4	-
<i>Anaphothrips obscurus</i> (Müll.) (<i>striatus</i> Osb., <i>poaphagus</i> Comst.)	American grass thrips	Kosmopolit	4	-
<i>Aptinothrips rufus</i> (Gmelin)	Roter Blasenfuß	paläarktisches und neoarktisches Gebiet	4	-
<i>Bolacothrips jordani</i> Uzel	-	Europa	4	-
<i>Chirothrips hamatus</i> Tryb.	Wiesenfuchsschwanz-thrips	Europa	4	-
<i>Chirothrips manicatus</i> Halid.	-	Europa, Nordamerika	4	-
<i>Frankliniella (Physopus) tenuicornis</i> (Uz.)	Haferthrips	Europa, Sibirien, Nordamerika, Neu-Pommern im Bismarck-Archipel	4	-
<i>Frankliniella intonsa</i> Tryb. (<i>Physopus vulgatissimus</i> Uz.)	-	Europa, Sibirien	4	-
<i>Frankliniella tritici</i> Fitch	-	-	4	-
<i>Haplothrips (Anthothrips) aculeatus</i> F. (<i>Phloeothrips frumentaria</i> Beling)	-	Europa, Sibirien	4	-
<i>Haplothrips (Phloeothrips) oryzae</i> Matsum.	-	Japan	4	-
<i>Haplothrips tritici</i> Kurdj.	-	Europa	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Hercothrips (Heliothrips, Se-lenothrips) graminicola</i> Bagn. u. Cam.	cotton thrips	Indien, Mittelafrika	4	-
<i>Limothrips cerealium</i> Halid.	-	Kosmopolit	4	-
<i>Limothrips denticornis</i> Halid.	-	Nordamerika, Europa	4	-
<i>Prosopothrips cognatus</i> Hood	wheat thrips	Nordamerika	4	-
<i>Stenothrips graminum</i> Uz.	Haferblasenfuß	Europa	4	-
<i>Thrips nigropilosus</i> Uzel	-	Europa, Nordamerika, Hawaii	4	-
<i>Thrips tabaci</i> Lind. (= <i>communis</i> Uz.)	onion thrips, potato thrips	Kosmopolit	4	-
Orthoptera (Geradflügler), Ensifera (Laubheuschrecken und Grillen)				
<i>Clinoppleura melanoppleura</i> Scudd.	-	Kalifornien	4	-
<i>Gryllus (Acheta) campestris</i> L.	Feldgrille	von Nordafrika bis nördliches Mitteleuropa, in Nordeuropa fehlend	4	-
<i>Gymnogryllus humeralis</i> Wlk.	-	Ceylon	4	-
<i>Nemobius fasciatus</i> de G.	-	Amerika	4	-
<i>Rhipipteryx chopardi</i> Willemse	-	Südbrasilien	4	-
<i>Scapteriscus vicinus</i> (Latr.) Rehn u. Hebard	changa, West Indian mole cricket	West Indian	4	-
Orthoptera (Geradflügler), Caelifera (Kurzfühlerschrecken)				
<i>Ageneotettix deorum</i> Scudd.	-	Iowa	4	-
<i>Aleuas lineatus</i> Stal	-	Argentinien	4	-
<i>Aulocara ellioti</i> Thom.	-	Kanada bis Mexiko	4	-
<i>Aulocara femorata</i> Scudd.	-	Kalifornien, Utah	4	-
<i>Austracris guttulosa</i> Wlk.	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes cruciata</i> Sss. (jungi Bres.)	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes pusilla</i> Wlk.	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes tricolor</i> Sj.	-	Australien	4	-
<i>Calliptamus italicus</i> L.	-	Kanaren bis Pazifik, Südpersien bis Europa	3	-
<i>Chorthippus albomarginatus</i> Deg. = <i>Gryllus elegans</i> Charpentier	Weißbrandiger Grashüpfer	Europa, Nord- und Westasien; paläarktisch	4, 21	-
<i>Chorthippus dorsatus</i> Zett.	Wiesengrashüpfer	Mitteleuropa; Nordspanien bis nach Nord- und Ostasien	4, 21	-
<i>Chorthippus parallelus</i> Zett. = <i>Chorthippus longicornis</i> Latr.	Gemeiner Grashüpfer	Europa, Nord- und Westasien	4, 21	-
<i>Chorthippus pulvinatus</i> Fisch.	-	Ungarn	4	-
<i>Chortoicetes pusilla</i> Walk.	the smaller plain locust	Südostaustralien	4	-
<i>Chortoicetes terminifera</i> Walk.	the larger plain locust	Australien	4	-
<i>Dissosteira longipennis</i> Scudd.	New Mexico long-winged grasshopper	Idaho, Montana, Neumexiko, Texas	4	-
<i>Eritettix tricarlinatus</i> Thom.	-	Montana	4	an Weidegräsern
<i>Gastrimargus musicus</i> F. (<i>Locusta australis</i> Frogg.)	-	Australien	4	-
<i>Gomphocerus (Aeropus) sibiricus</i> L.	-	Europa, Sibirien, Südrußland, Westsibirien	4	-
<i>Locusta (Pachytilus) migratoria</i> L.	Europäische Wanderheuschrecke	Afrika, Asien, Südeuropa	4, 8, 21	-
<i>Locusta migratoria</i> L.	Europäische Wanderheuschrecke	Südeuropa, Asien und Afrika	4, 8, 21	-
<i>Locustana pardalina</i> Walk. (<i>sulcicollis</i> Stal, <i>capensis</i> Sauss., <i>vastatrix</i> Licht)	brown locust, Südafrikanische Wanderheuschrecke	Südafrika	4, 8	-
<i>Mecostethus alliaceus</i> Germ.	-	Frankreich, südl. Teil der Astrachen	4	-
<i>Melanoplus differentialis</i> Thoms.	the differential grasshopper	Nordamerika	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Melanopus bivittatus</i> Say. (<i>femoratus</i> Burn.)	-	im Inneren Nordamerikas, von Mexiko bis hoch hinauf in den Norden, mit Ausnahme der südatlantischen Staaten	4	-
<i>Nomadacris septemfasciata</i> Serv.	red locust, red winged locust	Afrika südlich des Regenwaldes	8, 4	-
<i>Oedipoda coerulescens</i> L.	Blaüflügelige Ödland-schrecke	Mittel- und Südeuropa, Syrien, Afrika bis Sansibar; paläarktisch	4, 21	-
<i>Oedipoda miniata</i> Pall.	-	-	4	schädlich geworden in Südfrankreich, Zypern, Aserbeidjan, Palästina
<i>Omocestus petraeus</i> Bris.	-	-	4	-
<i>Omocestus ventralis</i> Zett. = <i>Stenobothrus (Gryllus) rufipes</i> Zett.	Buntbäuchiger Grashüpfer	Europa, Kleinasien, europäischer Teil der ehem. UdSSR, paläarktisches Asien und Nordafrika	4, 21	-
<i>Orphulella speciosa</i> Scudd.	-	Iowa	4	-
<i>Pachytilus (Locusta L.) migratorius capito</i> Zolot.	-	Madagaskar	4	-
<i>Pachytilus (Locusta L.) migratorius manilensis</i> Uvarow	-	China, Philippinen	4	-
<i>Pachytilus (Locusta L.) migratorius migratorioides</i> R. et F.	-	Afrika	4	-
<i>Schistocera paranensis</i> Burm.	Südamerikanische Wanderheuschrecke	Südamerika, südlich des Regenwaldes	4, 8	-
<i>Schistocera peregrina</i> Ol. = <i>Sch. gregaria</i> Forsk. = <i>Sch. tatarica</i> Kby	Wüstenheuschrecke, desert locust	Afrika, Westasien: nördlich der Regenwaldzone	4, 8	-
<i>Scotussa rubripes</i> Brun.	-	Argentinien	4	-
<i>Spharagemon aequale</i> Say	-	Nordamerika	4	-
<i>Stauroderus bicolor</i> Charp.	-	Mitteleuropa	4	-
<i>Stauroderus biguttulus</i> L.	-	Mitteleuropa	4	-
<i>Stauroderus scalaris</i> F-W. (<i>morio</i> Charp.)	Gebirgsgrashüpfer	ganz Europa, östlich bis Mongolei und Sibirien	4, 21	-
<i>Stauronotus (Doriostaurus) maroccanus</i> Thunb. (<i>cruciatus</i> Fisch.; <i>vastator</i> F.d.W.)	Marokkanische Wanderheuschrecke, maroccan locus, Criquet maroccain	Mittelmeergebiet, von den Kanarischen Inseln, über Marokko, Spanien bis zum Irak, Krim, Transkaukasien, Persien, Turkestan	4, 8	-
<i>Stauronotus cruciger</i> Ramb. (<i>brevicollis</i> Ev.)	-	Europa, Kaukasus, Persien, Mesopotamien, Nordafrika	4	-
<i>Stauronotus Kraussi</i> Ingen.	-	Kirgisensteppes, Turkestan, Kaukasus, Südwestsibirien	4	-
<i>Stenobothrus Fischeri</i> Eversm.	-	-	4	-
<i>Stenobothrus rubicundus</i> Germ.	-	-	4	-
<i>Trigonophymus arrogans</i> Stal	-	Argentinien	4	-
<i>Trimerotropis monticola</i> Sn.	-	Kanada	4	-
<i>Xanthippus neglectus</i> Ths.	-	Kanada	4	-
Isoptera (Termiten)				
Gattung <i>Hodotermes</i>	Erntetermiten	-	8	-
Coleoptera (Käfer) Chrysomelidae (Blattkäfer)				
<i>Chaetocnema</i> Steph. spp.	-	-	13	-
<i>Crepidodera ferruginea</i> Scopoli	-	-	13	-
<i>Oulema lichenis</i> Voet	Blaues Getreidehähnchen	-	13	-
<i>Oulema melanopa</i> Linnaeus	Rotes Getreidehähnchen	-	13	-
<i>Phyllotreta vittula</i> Redtenbacher	-	-	13	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hepialidae (Wurzelbohrer)				
<i>Oncopera (Oxyganus) fasciculata</i> Walk.	-	Australien: Südosten	11	-
<i>Oncopera intricata</i> Walk.	Tasmanian grass grub	Australien, Tasmanien	11	-
<i>Oncopera rufobrunnea</i> Tindale.	-	Australien	11	-
<i>Oxycanus cerviantus</i> Walk.	subterranean grass caterpillar	Neuseeland	11	-
<i>Oxycanus jocosus</i> Meyr., <i>O. despectus</i> Walk., <i>O. umbraculatus</i> Guer.	-	Neuseeland	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Psychidae (Sackträger)				
<i>Canephora (Pachythelia) unicolor</i> Hufn.	-	Europa, Rußland, Armenien, Zentral- und Ostasien, Japan	11	-
<i>Proutia (Fumea) betulina</i> Zell.	-	Europa	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Oecophoridae				
<i>Philobota productella</i> Walk.	-	Australien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Gelechiidae (Palpenmotten)				
<i>Megacraspedus dolosellus</i> Zell.	-	Frankreich	11	Raupe in Rhizomen von Gräsern und Getreide
Lepidoptera (Schmetterlinge), Limacodidae (Schildmotten)				
<i>Sibine trimaculata</i> Sepp.	-	Südamerika	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Elachistidae (Grasminiermotten)				
<i>Elachista gangabella</i> Zell. und <i>Elachista albifrontella</i> Hbn.	-	Europa	11	-
<i>Ochsenheimeria taurella</i> Schiff.	-	Mittel- und Nordeuropa, Rußland	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Glyphipterigidae (Rundstirnmotten)				
<i>Glyphipteryx achyoessa</i> Meyr.	-	Neuseeland	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Momphidae (=Cosmopterygidae) (Fransenmotten)				
<i>Cosmopteryx pallidifasciella</i> Snell.	-	Indonesien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Tortricidae (Wickler)				
<i>Tortrix paleana</i> Hbn.	Lieschgraswickler	Nord- und Mitteleuropa	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Limacocidae (Schildmotten, Asselspinner)				
<i>Oxyplax ochracea</i> Moore.	-	China, Indien, Ceylon, Indonesien	11	-
<i>Parasa bicolor</i> Walk.	-	Südostasien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), (Zünsler)				
<i>Ancylolomia (Yartheza) chrysoglyphella</i> Koll.	-	Indien, Ceylon, Japan, China, Australien, Afrika	11	an verschiedenen Grasarten
<i>Anerastia lotella</i> Hb.	Graszünsler	Europa	11	-
<i>Crambus mutabilis</i> Clem.	striped (black-headed) webworm	Oststaaten der USA	11	-
<i>Elasmopalpus lignosellus</i> Zell.	lesser cornstalk borer	tropisches und subtropisches Amerika	11	-
<i>Loxostege sticticalis</i> L.	Wiesen-, Rübenzünsler; sugar beet webworm, meadow-moth	Europa, Nordasien, seit 1869 in Nordamerika	11	-
<i>Nomophila noctuella</i> Schiff.	-	USA	11	-
<i>Phlyctaenia forficalis</i> L.	Kohlzünsler, garden pebble moth	Europa	11	-
<i>Psara licarisalis</i> Walk.	-	Süd- und Ostasien, Pazifische Inseln	11	-
<i>Psara phaeopteralis</i> Guen.	grassworm	in allen Tropenländern	11	-

Artnamen wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Ptochostola (Crambus) microphaella</i> Walk.	-	Neu-Süd-Wales	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Lasiocampidae (Glucken)				
<i>Cosmotriche decisa</i> Wlk.	-	vom Himalaya bis zu den Sundainseln	11	auf Java an Gräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Eupterotidae				
<i>Dreata petola</i> Moore	-	Indonesien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Saturniidae (Nachtpfauenaugen)				
<i>Euleucophaeus (Hemileuca) oliviae</i> Clerck.	range caterpillar	USA: Neumexiko, Texas, Colorado	11	-
<i>Hemileuca nevadensis</i> Stretch.	Nevada buck moth	USA: Westen bis Nebraska	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Geometridae (Spanner)				
<i>Cingilia (Caterva) catenaria</i> Dru.	chain-dotted geometer (measuring worm), chain dot moth, chain spotted geometer	Nordamerika	11	bei Massenvermehrung auch an Gräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Arctiidae (Bärenspinner)				
<i>Celama sorghiella</i> Riley	<i>Sorghum</i> webworm	Nord- und Mittelamerika	11	-
<i>Ocnogyna baetica</i> Ramb. (= <i>O. boeticum</i> Ramb.)	-	Spanien, Marokko, Tunis	11	-
<i>Ocnogyna loewi</i> Zell.	-	Rhodos, Kleinasien, Syrien, Ägypten	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Syntomidae = Ctenuchidae (Fleckwidderchen, Widderbärchen)				
<i>Syntomis phegea</i> L.	-	Europa bis Vorderasien	11	-
<i>Ctenucha virginiana</i> Char.	-	USA	11	lokal zuweilen in Massen
Lepidoptera (Schmetterlinge), Noctuidae (Eulen)				
<i>Agrostis ypsilon</i> Hufn.	Ypsiloneule, greasy cutworm	fast geopolitisch	11	-
<i>Cerapteryx (Charaesus) graminis</i> L.	Graseule, antler moth	Nord- und Mitteleuropa, auch Zentralasien und Ostsibirien	11	-
<i>Cirphis inipuncta</i> Haw.	Heerwurm, army worm	Heimat Nordamerika, von da weit verschleppt, fast geopolitisch	11	-
<i>Cirphis pseudargyria</i> Gn.	-	Kanada bis Texas	11	-
<i>Feltia subterranea</i> F. (<i>annexa</i> Tr.)	granulate cutworm	weit verbreitet durch Nord-, Zentral- und Südamerika	11	-
<i>Heliothis obsoleta</i> F. (<i>armigera</i> Hb.)	diverse englische Namen, je nach befallener Pflanze	Kosmopolit	11	-
<i>Laphygma exempta</i> Walk.	mystery armyworm	von Westafrika bis in die australische Inselwelt, Hawaii	11	-
<i>Laphygma exigua</i> Hb. (<i>flavimaculata</i> Harr.)	beet armyworm	Südeuropa, Afrika, wärmere Gebiete West- und Zentralasiens, bis Mandschurei und Japan, Indien, Sundainseln, USA und Mexiko, Hawaii	11	-
<i>Laphygma frugiperda</i> S. & A.	fall armyworm, Southern grassworm	USA (hauptsächlich östlich der Rocky Mountains), bis Paraguay und Argentinien, Westindische Inseln, Japan	11	-
<i>Luperina testacea</i> Hb.	-	Europa	11	-
<i>Mocis repanda</i> F. (<i>puntularis</i> Hb.)	grass looper	südliche USA bis Argentinien, Westindische Inseln	11	-
<i>Neleucania (Meliana) albilinea</i> Hb.	-	Kanada bis Argentinien	11	-
<i>Neocleptria punctifera</i> Walk.	-	Australien	11	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Nephelodes emmedonia</i> Cram.	bronced cutworm	Kanada und nördliche USA	11	-
<i>Noctua (Triphaena) pronuba</i> Linnaeus	Hausmutter	Europa, Nordafrika, Vorderasien, in Rußland bis Novosibirsk, in Kanada eingeschleppt	13, 22	-
<i>Oria musculosa</i> Hb.	-	Europa, Nordafrika, Westasien	11	-
<i>Parastichtis arctica</i> Boisd.	-	Nordamerika	11	-
<i>Parastichtis basilinea</i> F. (<i>nebulosa</i> View.)	Queckeneule	Europa bis China und Japan	11	-
<i>Parastichtis monoglypha</i> Hfn.	Wurzeleule	Europa bis Zentralasien	11	-
<i>Parastichtis secalis</i> L. (<i>didyma</i> Esp.)	-	Europa bis China und Japan	11	-
<i>Persectania ewingi</i> Westw.	-	Australien, Tasmanien, Neuseeland	11	-
<i>Sidemia devastatrix</i> Brace	-	Kanada bis Kalifornien und Arizona	11	-
<i>Sideridis (Cirphis) albistigma</i> Moore	-	Indien	11	-
<i>Sideridis (Cirphis) zea</i> Dup.	-	Südeuropa, Ägypten	11	-
<i>Spodoptera abyssinia</i> Gn.	lawn caterpillar	Mittelmeergebiet bis Ostasien, Afrika	11	-
<i>Spodoptera mauritia</i> Boisd.	-	Westafrika bis Südchina, Formosa, Japan, Guam-, Fidschi-, Tongainseln, Australien	11	-
<i>Spodoptera pecten</i> Gn.	-	Indien und Hinterindien	11	-
<i>Tholera (Epineuronia) popularis</i> F.	Lolcheule	Europa, Westasien	11	-
<i>Xylomyges eridania</i> Cram.	semiotropical armyworm, Southern armyworm	Bermuda- und Westindische Inseln, südliche USA bis Paraguay und Argentinien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Lymantriidae (Trägspinner, Schadspinner)				
<i>Anthela (Darala) ocellata</i> Wlk.	-	Australien	11	gelegentlich Kahlfraß auf Viehweiden
<i>Dasychira (Psalis) pennatula</i> F. (= <i>securis</i> Hb.)	-	von Indien und Südchina, über die Sundainseln bis Australien und über Ostafrika bis Südafrika und Kamerun	11	-
<i>Hypogymna morio</i> L.	-	von Schlesien bis Mittelitalien, Bulgarien, Armenien	11	-
<i>Laelia suffusa</i> Wlk. (= <i>subrufa</i> Snell.)	-	von Indien bis Südchina, Philippinen, Sundainseln	11	-
<i>Orgyia dubia</i> Tausch.	-	Südrußland bis zum Tien-Schan und Ostsibirien	11	in Südrußland einmal schädlich an Futtergräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hesperiiidae (Dickkopffalter)				
<i>Carystus fantasos</i> Cram.	-	Mittel- und Südamerika	11	-
<i>Parnara guttata</i> Brem.	-	Java, Ostasien, Japan	11	-
<i>Prenes errans</i> Skin.	-	Kalifornien, Texas	11	-
<i>Prenes ocala</i> Edw.	-	in Amerika weitverbreitet	11	wohl polyphag an <i>Poaceen</i>
<i>Telicota augias</i> L.	-	Indien, Indonesien, Südostasien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Nymphalidae (Edelfalter)				
<i>Danais</i> spp., z.B. <i>chrysipus</i> L., <i>plexippus</i> L.	-	-	11	an Nutzgräsern

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Lepidoptera (Schmetterlinge), Satyridae (Augenfalter)				
<i>Aphantopus hyperantus</i> (Linnaeus)	Brauner Waldvogel, Weißbrandiger Mohrenfalter, Schornsteinfeger	Europa, fehlt im hohen Norden und Teilen des Mittelmeergebiets; östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha arcania</i> (Linnaeus)	Weißbindiges Wiesenvögelchen, Perlgrasfalter	Süd- und Mitteleuropa, Südschweden; in Holland auf Süd-Veluwe; fehlt im Nordwesten und auf den Britischen Inseln; östlich bis zum Ural	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha darwiniana</i> Staudinger	Darwins Wiesenvögelchen	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha dorus</i> (Esper)	-	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha gardetta</i> (De Prunner)	Alpenwiesenvögelchen	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha glycerion</i> (Borkhausen)	Rostbraunes Wiesenvögelchen	östliches Süd- und Mitteleuropa, Südfinland, Nordfrankreich; östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha hero</i> (Linnaeus)	Waldwiesenvögelchen	Südschweden, Mitteleuropa; von Nordfrankreich nach Osten	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha oedippus</i> (Fabricius)	Moorwiesenvögelchen, Verschollenes Wiesenvögelchen	in voneinander isolierten Kolonien, von Südwestfrankreich, östlich bis Japan, in Deutschland vermutlich ausgestorben	15, 16	an <i>Lolium</i>
<i>Coenonympha pamphilus</i> (Linnaeus)	Kleines Wiesenvögelchen, Kleiner Heugrasfalter, Gemeines Wiesenvögelchen	Nordafrika, ganz Europa; fehlt lediglich im hohen Norden, östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha tullia</i> (O.F. Müller)	Großes Wiesenvögelchen, Großer Heugrasfalter, Moor-Wiesenvögelchen	holarktisch (auf der gesamten nördlichen Halbkugel); nördliches Mitteleuropa; östlich bis zum Pazifik	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Erebia euryale adyte</i> (Hübner)	-	Wallis	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Erebia manto</i> (Denis & Schiffermüller)	Gelbgefleckter Mohrenfalter	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Hyponephele lycaon</i> (Kühn)	Kleines Ochsenauge	Süd- und Mitteleuropa; fehlt in Skandinavien und weiten Teilen von Westeuropa; östlich bis Zentralasien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Maniola jurtina</i> (Linnaeus)	Grosses Ochsenauge	ganz Europa, ohne den hohen Norden, Nordafrika; östlich bis zum Ural und Anatolien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Melanargia galathea</i> (Linnaeus)	Damenbrett, Schachbrettfalter	Nordafrika, Südrußland, Kaukasus, Nord-Anatolien, Süd- und Mitteleuropa; fehlt im Nordwesten und in Skandinavien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Pyronia tithonus</i> (Linnaeus)	Gelbes Ochsenauge, Braungerändertes Ochsenauge, Rotbraunes Ochsenauge	vor allem West- und Südeuropa, Südengland, nördlich bis Dänemark, östlich bis Kleinasien, fehlt in Österreich, südlich davon in Südtirol	15, 16	an verschiedenen Gräsern

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Diptera (Zweiflügler), Ephydriidae				
<i>Hydrellia griseola</i> Fll.	-	Europa incl. Großbritannien	18, 32	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Bibionidae (Haarmücken im weiteren Sinne)				
<i>Bibio imitator</i> Walk.	-	-	12	in Australien an Graswurzeln gefressen
<i>Bibio johannis</i> Linn.	Johannishaarmücke	-	12	in Grasland gefunden
<i>Bibio nigriventris</i> Hal. (Syn. <i>lactepennis</i> Zett.)	-	-	12	-
<i>Philia febrilis</i> Linn. (Syn. <i>Dilophus vulgaris</i> Meig.)	Gemeine Strahlenmücke	-	12	-
Diptera, Zweiflügler, Nematocera (Mücken), Cecidomyiidae (Gallmücken)				
in Gattungen <i>Mayetiola</i> , <i>Dasyneura</i> und <i>Contarinia</i> sowie deren Verwandte	-	-	12	-
<i>Contarinia lolii</i> Metcalfe	Blütengallmücke	-	13	verursacht Taubährigkeit
<i>Dyodiplosis</i> spp.	-	-	12	in Indien an (Kultur-) Gräsern
Diptera (Zweiflügler), Nematocera, (Mücken), Tipulidae (Schnaken)				
<i>Pales maculosa</i> Meig.	-	-	12	im Grünland schädlich geworden
<i>Tipula graminivora</i> Alex.	-	-	12	in Kalifornien auf Weideland stark schädigend
<i>Tipula oleracea</i>	Wiesenschnake	Norddeutschland	8	in England auf Weiden schädlich
<i>Tipula paludosa</i>	-	-	12	in Schottland auf Grasland schädlich
<i>Tipula quaylei</i> Doane	-	-	12	in Kalifornien auf Weideland häufig sehr schädlich
Diptera (Zweiflügler), Nematocera, (Mücken), Limoniidae				
<i>Pedicia rivosa</i> L.	-	-	12	in Schottland auf Grasland schädigend, in England auf Weiden schädigend
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Chloropidae (Halmfliegen)				
<i>Camarota curvipennis</i> Latreille (Syn.: <i>curvinervis</i> auct., <i>flavitaris</i> Meigen, <i>cerealis</i> Rondani)	-	-	12	nach einer alten Meldung in Halmen von Wiesengräsern
<i>Meromyza americana</i> Fitch	greater wheat stem maggot	Nordamerika, von Kanada bis Mexiko	12	-
<i>Oscinella frit</i> Linnaeus	Fritfliege	-	13	verursacht Gelberzigkeit
<i>Oscinella pusilla</i> Meigen	-	-	12	wahrscheinlich an verschiedenen Gräsern
<i>Oscinella vastator</i> Curtis	-	-	12	wahrscheinlich an verschiedenen <i>Poaceen</i>
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Agromyzidae (Minierfliegen)				
<i>Agromyza ambigua</i> Fll.	-	-	18	-
<i>Agromyza mobilis</i> Meigen	-	-	12, 18	-
<i>Agromyza nigripes</i> Meigen	-	-	12	-
<i>Cerodonta denticornis</i> Panzer (Syn. <i>dorsalis</i> Loew, <i>femoralis</i> auct.)	-	-	12, 18	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Liriomyza flaveola</i> Mg.	-	-	18	-
<i>Phytobia (Poemyza) incisa</i> Meigen	-	Europa, Nordamerika	12, 18	-
<i>Phytobia (Poemyza) pygmaea</i> Mg.	-	-	18	-
<i>Phytobia (Poemyza) lateralis</i> Marcquart (Syn. <i>coquiletti</i> Malloch)	-	Europa, Nordafrika und Nordamerika	12	-
<i>Phytomyza milii</i> Kaltenbach	-	Europa	12, 18	an Wildgräsern
<i>Phytomyza nigra</i> Meigen	-	Europa und paläarktisch, Asien	12, 18	-
<i>Pseudonapomyza atra</i> Meigen	-	-	12, 18	-
Hymenoptera (Hautflügler), Tenthredinidae (Blattwespen)				
<i>Pachynematus clitellatus</i> Lep.	-	Rußland, England	12	-
<i>Pachynematus extensicornis</i> Nort.	-	östliches Nordamerika	12	-
<i>Selandria serva</i> F.	Gräserblattwespe	Europa	12	-
Hymenoptera (Hautflügler), Chalcididae (Zehrwespen)				
<i>Harmolita</i> Motsch. spp. (= <i>Isthosoma</i> Walker)	-	Asien, Europa, Amerika	12	die meisten Arten vorzugsweise in Wald- oder Wiesengräsern
Hymenoptera (Hautflügler), Formicidae (Ameisen)				
<i>Holomyrmex scabriceps</i> Mayr	-	Indien	12	trägt Samen von Gräsern ein
<i>Meranoplus dimidiatus</i> Smith	-	Australien	12	sammelt Grassamen ein

Tabelle B) Pathogene und Symbionten

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Viren				
BYDV	barley yellow dwarf <i>Luteovirus</i> , Gerstengelverzweigungsvirus	-	29, 43	mit das wichtigste Weidelgrasvirus (in der ehem. DDR)
CFSkV	cocksfoot streak virus, Strichelvirus des Knäuelgrases	-	13	-
RGMV	ryegrass mosaic <i>Potyvirus</i> , Weidelgrasmosaikvirus	-	13, 29, 43	Übertragung durch Gallmilben (<i>Abacarus hystix</i>); mit das wichtigste Weidelgrasvirus (in der ehem. DDR)
WSMV	wheat striate mosaic <i>Potyvirus</i> , Weizen-Strichel-Mosaikvirus	-	13	-
Bakterien				
<i>Pseudomonas coronafaciens</i> var. <i>atropurpurea</i> (Reddy et Godkin) Stapp	Blattfleckenkrankheit	USA und Kanada	2	-
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>graminis</i>	Bakterienwelke	-	38, 50	-
Pilze				
<i>Bipolaris</i> spp.	Netzfleckigkeit, Spitzendürre	-	50	-
<i>Claviceps purpurea</i> (E. M. Fries) Tulasne	Mutterkorn	-	13, 50	alle Gräser, aber v.a. <i>Lolium</i> -Arten
<i>Corticium fuciforme</i> (Berk.) Wakef.	-	-	13	-
<i>Corticium fuciforme</i> (Berk.) Wakef. (= <i>Hypochnus f.</i> [Berk.] Mc. Alp)	-	-	3	-
<i>Drechslera</i> (<i>Helminthosporium</i>) spp., <i>Drechslera siccans</i> (Drechsler), <i>Drechslera vagans</i> (Drechsler)	Netzfleckigkeit, Spitzendürre, Blattfleckenpilze	-	13, 50	-
<i>Epicloe festucae</i> Leuchtm., Scharidl & Siegel	Erstickungsschimmel, grass choke disease	-	36, 48, 50	Symbiont, siehe Textteil
<i>Epicloe typhina</i>	Erstickungsschimmel, grass choke disease	-	49, 50	Symbiont
<i>Erysiphe graminis</i> A. P. Candolle	Echter Mehltau	-	13	-
<i>Fusarium culmorum</i>	-	-	40	Wurzelfäule oder Welke, v.a. bei Sportrasen
<i>Fusarium heterosporum</i> Nees von Esenbeck	-	-	13	-
<i>Fusarium</i> spp.	-	-	40	verschiedene Arten in <i>Lolium</i> spp., nur wenige phytopathogen; Hauptproblem: produzierte Mykotoxine für Vieh giftig
<i>Gaeumannomyces graminis</i> van Arx et Oliver (Syn.: <i>Ophiobolus graminis</i> Saccardo)	-	-	13	verursacht Schwarzbeinigkeit
<i>Gloeotinia temulenta</i> (Prill. et Del.) Wilson, Noble et Gray	-	-	13, 38	verursacht Taubährigkeit
<i>Griphosphaeria nivalis</i> (Schaffnit) Müller et van Arx	Schneeschimmel	-	13	Synonymie?

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Microdochium nivale</i> (= <i>Gerlachia nivalis</i> , <i>Fusarium nivale</i>)	Schneeschnitzel; Wurzelfäule oder Welke bei Sportrasen	-	40, 50	besonders an Weidelgräsern
<i>Neotyphodium</i> (= <i>Acremonium</i>) <i>occultans</i>	-	-	48	vermutl. Symbiont, siehe Textteil
<i>Puccinia coronata</i> Corda (= <i>Puccinia lolii</i> Niels., <i>P. coronifera</i> Kleb.)	Kronenrost, crown rust	-	3, 50	-
<i>Puccinia graminis</i> Pers. var. <i>avenae</i> (= <i>Puccinia anthoxanthi</i> Fckl., <i>P. phleipratensis</i> Erikss. et Henn.)	Schwarzrost, stem rust	-	3, 50	-
<i>Puccinia schismi</i> Bub. (= <i>P. fragiosi</i> Bub., <i>P. koeleriae</i> Politis) = <i>P. brachypus</i> Speg., <i>P. lolii</i> Vienn.-Bourg., <i>P. lolina</i> Syd.	-	Mittelmeergebiet bis zum Vorderen Orient	3	-
<i>Pyricularia grisea</i> Cke.	blast	USA	38	-
<i>Rhynchosporium</i> spp.	Spritzfleckigkeit	-	50	-
<i>Sclerotinia borealis</i> Bubak et Vleugel (Syn: <i>graminearum</i> Elenev)	snow mould	Nordskandinavien, Rußland, Nordkanada, Japan	13	-
<i>Tilletia foetida</i> (Wallr.) Liro = <i>laevis</i> Kühn = <i>T. foetens</i> (Berk. u. Curt.) Schroet.	Weizensteinbrand, bunt, stinking smut	-	3	-
<i>Tilletia caries</i> (DC) Tul. = <i>T. tritici</i> (Bjerk.) Winter	-	-	3	-
<i>Tilletia contraversa</i> Kühn = <i>T. tritici nanifica</i> Wagner = <i>T. brevifaciens</i> G. W. Fischer	Zwergsteinbrand, dwarf bunt, short smut	Asien, Amerika, Europa, Nordafrika, Australien	3	-
<i>Tilletia lolii</i> Auersw.	Stinkbrand	Europa, Asien, USA	3, 19	-
<i>Typhula</i> spp.	Typhula-Fäule	-	50	an Weidelgräsern sehr stark
<i>Urocystis agropyri</i> (Preuss) Schröt. = <i>U. tritici</i> Körn., <i>Tubercinia tritici</i> (Körn.) Liro	Streifenbrand, stripe smut	Kosmopolit	3	-
<i>Ustilago striiformis</i> (West.) Niessl (<i>U. striaeformis</i>) = <i>U. salvei</i> Berk. et Br.	Streifenbrand, stripe smut	Europa, Amerika, Asien, Australien	3	-

Quellenverzeichnis:

(2) = APPEL & RICHTER (1956), (3) = RICHTER (1962), (4) = BLUNCK (1949), (5) = BLUNCK (1957), (6) = BLUNCK (1956), (8) = HOFFMANN et al. (1976), (11) = BLUNCK (1953 a), (12) = BLUNCK (1953 b), (13) = CONERT (1998), (15) = SCHWEIZERISCHER BUND FÜR NATURSCHUTZ (1991), (16) = WEIDEMANN (1995), (18) = HERING (1957 a), (19) = BUHR (1964), (21) = DETZEL (1991), (22) = EBERT (1998), (29) = RABENSTEIN (1981), (36) = CHRISTENSEN et al. (1997), (38) = JUNG et al. (1996), (40) = ENGELS (1994), (43) = KEGLER & FRIEDT (1993), (48) = SCOTT (2001), (50) = MICHEL et al. (2000).

Anhang III: *Festuca pratensis***Tabelle A) Phytophage Tiere**

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Nematodes (Fadenwürmer)				
<i>Anguina agrostis</i> Steinb.	Grassamenälchen	-	19	-
<i>Anguina graminis</i> Hardy	Grasblattälchen	-	19	-
<i>Aphelenchoides parietinus</i> (Bastian)	-	-	4	-
<i>Aphelenchus avenae</i> Bastian (Synon. <i>A. agricola</i> de Man)	-	-	4	-
<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn) Filipjev	Stengelälchen, stem nematode, bulb nematode	-	4	-
<i>Ditylenchus radicola</i> Greef	Graswurzelgallenälchen	verbreitet in Mittel- und Nordeuropa	19	-
<i>Dorylaimus bastiani</i> Bütschli	-	-	4	-
<i>Fridericia agricola</i>	-	Europa	4	-
<i>Heterodera schachtii</i> Schmidt	-	-	4	-
<i>Monhystera vulgaris</i> de Man	-	-	4	-
<i>Paraphelenchus pseudoparietus</i> (Micoletzki)	-	Europa, Südafrika, USA	4	-
<i>Pratilenchus pratensis</i> (de Man), Filipjev	Wiesennematode	Europa, Rußland, Amerika, Hawaii, Niederländ.-Indien, Südindien	4	-
<i>Rotylenchus multincinctus</i> (Cobb)	-	Europa, ehemal. UDSSR, Afrika, Hawaii, Fidschi-Inseln	4	-
<i>Rotylenchus robustus</i> (de Man)	-	Europa, Afrika, Niederländ.-Indien, Brasilien	4	-
Gastropoda (Schnecken)				
<i>Arion (Lochea) empiricorum</i> Fér. (= <i>ater</i> L. und <i>rufus</i> L)	Große Wegschnecke	Mittel- und Westeuropa	4	Allesfresser
<i>Deroceras agreste</i> L.	Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4	-
<i>Deroceras reticulatum</i> (O.F. Müll.)	Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4	-
<i>Helix virgata</i> Da Costa	-	-	4	in England schädlich geworden
<i>Stenogyra (Bulimus) decollata</i> L.	-	westl. Mittelmeerraum, verschleppt nach Nordamerika, Indien	4	in Samenbeständen
<i>Succinea putris</i> L.	-	-	4	-
Diplopoda (Doppelfüßer)				
verschiedene Arten, u.a. <i>Blaniulus guttulatus</i> (Bosc.)	-	Europa, Rußland	4	an keimenden Getreide
Acarina (Milben)				
<i>Aceria [Eriophyes] tenuis</i> Nal.	Gallmilbe	Europa	19	-
<i>Parateranychus stickneyi</i> Mc Gr.	-	westl. USA	4	-
<i>Pediculopsis graminum</i> E. Reuter (<i>P. dianthophilus</i> Wolcott)	-	Europa, Rußland, USA	4	-
<i>Penthaleus major</i> Koch	the blue oat mite	Europa, Südafrika, Australien	4	-
<i>Siteroptes carnea</i> Banks	-	Colorado, Neumexiko	4	-
<i>Tarsonemus spirifex</i> Marchal	-	Europa, Rußland	4	-
<i>Tetranobia decepta</i> Bks.	-	Arizona	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Collembola (Springschwänze)				
<i>Sminthurus viridis</i> (L.) Lubb.	-	-	4	-
Orthoptera (Geradflügler), Ensifera (Laubheuschrecken und Grillen)				
<i>Acheta (Gryllus) campestris</i> L.	Feldgrille	Nordafrika bis nördliches Mitteleuropa, in Nordeuropa fehlend	4, 21	-
<i>Clinopleura melanopleura</i> Scudd	-	Kalifornien	4	-
<i>Gymnogryllus humeralis</i> Wlk.	-	Ceylon	4	-
<i>Nemobius fasciatus</i> de G.	-	Amerika	4	-
<i>Rhipipteryx chopardi</i> Willemse	-	Südbrasilien	4	-
<i>Scapteriscus vicinus</i> (Latr.) Rehn u. Hebard	changa, West Indian mole cricket	West Indian	4	-
Orthoptera (Geradflügler), Caelifera (Kurzfühlerschrecken)				
<i>Ageneotettix deorum</i> Scudd.	-	Iowa	4	-
<i>Aleuas lineatus</i> Stal	-	Argentinien	4	-
<i>Aulocara ellioti</i> Thom.	-	Kanada bis Mexiko	4	-
<i>Aulocara femorata</i> Scudd.	-	Kalifornien, Utah	4	-
<i>Austracris guttulosa</i> Wek.	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes cruciata</i> Sss. (jungi Brcs.)	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes pusilla</i> Wlk.	-	Australien	4	-
<i>Austroicetes tricolor</i> Sj.	-	Australien	4	-
<i>Calliptamus italicus</i> L.	-	Kanaren bis Pazifik, Südpersien bis Europa	3	-
<i>Chorthippus albomarginatus</i> Deg. = <i>Gryllus elegans</i> Charpentier	Weißbrandiger Grashüpfer	Europa, Nord- und Westasien; paläarktisch	4	-
<i>Chorthippus dorsatus</i> Zett.	Wiesengrashüpfer	Mitteleuropa; Nordspanien bis nach Nord- und Ostasien	4, 21	-
<i>Chorthippus parallelus</i> Zett. = <i>Chorthippus longicornis</i> Latr.	Gemeiner Grashüpfer	Europa, Nord- und Westasien	4, 21	-
<i>Chorthippus pulvinatus</i> Fisch.	-	Ungarn	4	-
<i>Chortoicetes pusilla</i> Walk.	the smaller plain locust	Südostralien	4	-
<i>Chortoicetes terminifera</i> Walk.	the larger plain locust	Australien	4	-
<i>Dissosteira longipennis</i> Scudd.	New Mexico long-winged grasshopper	Idaho, Montana, Neumexiko, Texas	4	-
<i>Eritettix tricarlinatus</i> Thom.	-	-	4	an Weidegräsern in Montana
<i>Gastrimargus musicus</i> F. (<i>Locusta australis</i> Frogg.)	-	Australien	4	-
<i>Gomphocerus (Aeropus) sibiricus</i> L.	-	Europa, Sibirien, Südrußland, Westsibirien	4	-
<i>Locusta (Pachytilus) migratoria</i> L.	Europäische Wanderheuschrecke	Afrika, Asien, Südeuropa	4, 8, 21	-
<i>Locusta migratoria</i> L.	Europäische Wanderheuschrecke	Südeuropa, Asien und Afrika	4, 8, 21	-
<i>Locustana pardalina</i> Walk. (<i>sulcicollis</i> Stål, <i>capensis</i> Sauss., <i>vastatrix</i> Licht)	brown locust, Südafrikanische Wanderheuschrecke	-	4, 8	-
<i>Mecostethus alliaceus</i> Germ.	-	Frankreich, südl. Teil der Astrachen	4	-
<i>Melanoplus bivittatus</i> Say. (<i>femoratus</i> Burn.)	-	im Inneren Nordamerikas, von Mexiko bis hoch hinauf in den Norden, mit Ausnahme der südatlantischen Staaten	4	-
<i>Melanoplus differentialis</i> Thoms.	differential grasshopper	Nordamerika	4	-
<i>Nomadacris septemfasciata</i> Serv.	red locust, red winged locust	Afrika südlich des Regenwaldes	4, 8	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Oedipoda coerulescens</i> L.	Blaufügelige Ödland-schrecke	Mittel- und Südeuropa, Syrien, Afrika bis Sansibar; paläarktisch	4, 21	-
<i>Oedipoda miniata</i> Pall.	-	-	4	schädlich geworden in Südfrankreich, Zypern, Aserbeidjan, Palästina
<i>Omocestus petraeus</i> Bris.	-	-	4	-
<i>Omocestus ventralis</i> Zett. = <i>Stenobothrus (Gryllus) rufipes</i> Zett.	Buntbäuchiger Grashüpfer	Europa, Kleinasien, europäischer Teil der ehem. UdSSR, paläarktisches Asien und Nordafrika	4, 21	-
<i>Orphulella speciosa</i> Scudd.	-	Iowa	4	-
<i>Pachytylus (Locusta L.) migratorius capito</i> Zolot.	-	Madagaskar	4	-
<i>Pachytylus (Locusta L.) migratorius manilensis</i> Uvarow	-	China, Philippinen	4	-
<i>Pachytylus (Locusta L.) migratorius migratorioides</i> R. et F.	-	Afrika	4	-
<i>Schistocera peregrina</i> Ol. = <i>Sch. gregaria</i> Forsk. = <i>Sch. tatarica</i> Kby	Wüstenheuschrecke, desert locust	Afrika, Westasien, nördlich der Regenwaldzone	4, 8	-
<i>Schistocerca paranensis</i> Burn.	Südamerikanische Wanderheuschrecke	Südamerika, südlich des Regenwaldes	4, 8	-
<i>Scotussa rubripes</i> Brun.	-	Argentinien	4	-
<i>Spharagemon aequale</i> Say	-	Nordamerika	4	-
<i>Stauroderus bicolor</i> Charp.	-	Mitteleuropa	4	-
<i>Stauroderus biguttulus</i> L.	-	Mitteleuropa	4	-
<i>Stauroderus scalaris</i> F-W. (<i>morio</i> Charp.)	Gebirgsgrashüpfer	ganz Europa, östlich bis Mongolei und Sibirien	4, 21	-
<i>Stauronotus (Doclostaurus) maroccanus</i> Thunb. = <i>Stauronotus cruciatus</i> Fisch. = <i>Stauronotus vastator</i> F. f. W.	Marokkanische Wanderheuschrecke, Moroccan locust, Criquet marocain	Mittelmeergebiet, von den Kanarischen Inseln, über Marokko, Spanien bis zum Irak, Krim, Transkaukasien, Persien, Turkestan	8, 4	-
<i>Stauronotus cruciger</i> Ramb. (<i>brevicollis</i> Ev.)	-	Europa, Kaukasus, Persien, Mesopotamien, Nordafrika	4	-
<i>Stauronotus Kraussi</i> Ingen.	-	Kirgisiensteppe, Turkestan, Kaukasus, Südwestsibirien	4	-
<i>Stenobothrus fischeri</i> Eversm.	-	-	4	-
<i>Stenobothrus rubicundus</i> Germ.	-	-	4	-
<i>Trigonophymus arrogans</i> Stal	-	Argentinien	4	-
<i>Trimerotropis monticola</i> Sn.	-	Kanada	4	-
<i>Xanthippus neglectus</i> Ths.	-	Kanada	4	-
Heteroptera (Wanzen), Pentatomidae (Schildwanzen)				
<i>Aelia acuminata</i> L.	Getreidespitzwanze, Cimice acuminata	Skandinavien bis Portugal, Algier bis Kleinasien	6	-
<i>Nezara viridula</i> L.	Grüne Reisswanze, green shield bug	Kosmopolit	6	-
Heteroptera (Wanzen), Miridae (Weichwanzen)				
<i>Megaloceroea reuteriana</i> F. W. B.	-	Neuseeland	6	-
<i>Miris dolabratus</i> L.	Graswanze, meadow plant bug	Nordeuropa, in die Oststaaten von Nordamerika und nach Kanada eingeschleppt	6	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Miris ferrugatus</i> Fall.	-	Utah	6	verursacht Blattverfärbungen
Cicadina (Zikaden), Cercopidae (Schaumzikaden)				
<i>Neophilaenus lineatus</i> L.	lined spittle insect	USA	6	-
<i>Philaenus spumarius</i> L.	Wiesenschaumzikade, meadow froghopper, meadow spittle bug, European spittle insect	paläarktisch sowie Nordamerika	6	-
<i>Tomaspis bogotensis</i> Dist. Et Mion.	-	Kolumbien	6	-
<i>Tomaspis saccharina</i> Dist. (= <i>Aeneolamia varia</i> ssp. <i>saccharina</i> Fennah)	sugar cane froghopper	Trinidad, Grenada	6	-
Cicadina (Zikaden), Cicadellidae (Zwergzikaden)				
<i>Graminella (Thamnotettix) nigrifrons</i> Forbes.	blackfaced leafhopper	Nordamerika	6	-
Aphidina (Blattläuse)				
<i>Anoecia corni</i> (Fabricius)	-	-	13	-
<i>Forda formicaria</i> v. Heyd.	-	paläarktisch	5	-
<i>Forda sensorata</i> CB. (<i>marginata</i> Mordv. non Koch)	-	Mittel- u. Osteuropa	5	-
<i>Geocica discreta</i> CB.	-	Europa	5	-
<i>Macosiphum (Sitobion) avenae</i> F.	-	-	17	-
<i>Metopolophium dirhodum</i> Walk.	Bleiche Getreideläus, rose-grain aphid	-	5, 17	-
<i>Metopolophium festucae</i> Theob.	Grasläus, grassaphid	-	5, 17	-
<i>Metopolophium graminum</i> Theob	-	-	5	-
<i>Rhopalosiphum padi</i> L. (<i>Aphis avenae</i> Kalt. non. F., <i>A. sativa</i> Schrk.)	bird cherry-oat aphid, Traubenkirschen- oder Haferläus	weltweit	5, 17, 19	-
<i>Rungia kurdjumovi</i> Mordv. (<i>agropyrella</i> Hrl.)	-	Europa	5	-
<i>Schizaphis graminum</i> Rond.	Getreideläus, greenbug	Rußland	5, 17	-
<i>Sipha (Rungia) maydis</i> Pass. ssp. <i>graminis</i> Kalt.	-	-	17	-
<i>Sipha glyceriae</i> Kalt.	-	-	5,17	-
Coccida (Schildläuse)				
<i>Antonina graminis</i> Mask.	grass scale	Südafrika, Texas	5	-
<i>Eumargarodes laingi</i> Jakub	-	Australien, südliche Teile der USA	5	-
<i>Margarodes meridionalis</i> Morr.	-	südliche USA	5	-
<i>Orthezia urticae</i> L.	Brennesselröhrenschildläus	Eurasien	5	-
<i>Porphyrophora hamelii</i> Brandt	-	Armenien	5	-
<i>Ripersia oryzae</i> Green	-	Indien	5	-
<i>Ripersia radicola</i> Morr.	grass-rot mealybug	Kuba	5	-
Thysanoptera (Fransenflügler)				
<i>Aeolothrips bicolor</i> Hinds	black and white cereal thrips	Florida	4	-
<i>Anaphothrips obscurus</i> (Müll.) (<i>striatus</i> Osb., <i>poaphagus</i> Comst.)	American grass thrips	Kosmopolit	4	-
<i>Aptinothrips rufus</i> (Gmelin)	Roter Blasenfuß	paläarktisches und nearktisches Gebiet	4	-
<i>Bolacothrips jordani</i> Uzel	-	Europa	4	-
<i>Chirothrips hamatus</i> Tryb.	Wiesenfuchsschwanzthrips	Europa	4	-
<i>Chirothrips manicatus</i> Halid.	-	Europa, Nordamerika	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Frankliniella (Physopus) tenuicornis</i> (Uz.)	Haferthrips	Europa, Sibirien, Nordamerika, Neu-Pommern im Bismarck-Archipel	4	-
<i>Frankliniella intonsa</i> Tryb. (<i>Physopus vulgatissimus</i> Uz.)	-	Europa, Sibirien	4	-
<i>Frankliniella tritici</i> Fitch	-	-	4	-
<i>Haplothrips (Anthothrips) aculeatus</i> F. (<i>Phloeothrips frumentaria</i> Beling)	-	Europa, Sibirien	4	-
<i>Haplothrips (Phloeothrips) oryzae</i> Matsum.	-	Japan	4	-
<i>Haplothrips tritici</i> Kurdj.	-	Europa	4	-
<i>Hercothrips (Heliothrips, Selenthrips) graminicola</i> Bagn. u. Cam.	cotton thrips	Indien, Mittelafrika	4	-
<i>Limothrips cerealium</i> Halid.	-	Kosmopolit	4	-
<i>Limothrips denticornis</i> Halid.	-	Nordamerika, Europa	4	-
<i>Prosopothrips cognatus</i> Hood	wheat thrips	Nordamerika	4	-
<i>Stenothrips graminum</i> Uz. (<i>Thrips nigropilosus</i> Uzel)	Haferblasenfuß	Europa	4	-
<i>Thrips tabaci</i> Lind. (= <i>communis</i> Uz.)	onion thrips, potato thrips	Europa, Nordamerika, Hawaii	4	-
Isoptera (Termiten)				
Gattung <i>Hodotermes</i>	Erntetermiten	-	8	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hepialidae (Wurzelbohrer)				
<i>Oncopera (Oxyganus) fasciculata</i> Walk.	-	Australien: Südosten	11	-
<i>Oncopera intricata</i> Walk.	Tasmanian grass grub	Australien, Tasmanien	11	-
<i>Oncopera rufobrunnea</i> Tindale.	-	Australien	11	-
<i>Oxycanus cerviantus</i> Walk.	subterranean grass caterpillar	Neuseeland	11	-
<i>Oxycanus jocosus</i> Meyr., <i>O. despectus</i> Walk., <i>O. umbraculatus</i> Guer.	-	Neuseeland	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Psychidae (Sackträger)				
<i>Canephora (Pachythelia) unicolor</i> Hufn.	-	Europa, Rußland, Armenien, Zentral- und Ostasien, Japan	11	-
<i>Proutia (Fumea) betulina</i> Zell.	-	Europa	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Oecophoridae				
<i>Philobota productella</i> Walk.	-	Australien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Gelechiidae (Palpenmotten)				
<i>Cosmopterix druryella</i> Z. (= <i>Chrysoesthia drurella</i> F.)	-	-	18	-
<i>Megacraspedus dolosellus</i> Zell.	-	Frankreich	11	Raupe in Rhizomen von Gräsern und Getreide
Lepidoptera (Schmetterlinge), Limacodidae (Schildmotten)				
<i>Sibine trimaculata</i> Sepp.	-	-	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Elachistidae (Grasminiermotten)				
<i>Elachista apicipunctella</i> Stt.	-	-	18	-
<i>Elachista baltica</i> E. Her.	-	-	18	-
<i>Elachista bedellella</i> Sirc.	-	-	18	-
<i>Elachista cerusella</i> Hb.	-	-	18	-
<i>Elachista disertella</i> H.S.	-	-	18	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Elachista gangabella</i> Zell. und <i>Elachista albifrontella</i> Hbn.	-	Europa	11, 18	-
<i>Elachista luticomella</i> Z.	-	-	18	-
<i>Elachista nigrella</i> Hw.	-	-	18	-
<i>Elachista nobilella</i> Z.	-	-	18	-
<i>Elachista obscurella</i> Stt.	-	-	18	-
<i>Elachista pollinariella</i> Z.	-	-	18	an schmal-blättrigen <i>Festuca</i> -Arten
<i>Elachista triatomea</i> Hw.	-	-	18	-
<i>Ochsenheimeria taurella</i> Schiff.	-	Mittel- und Nordeuropa, Rußland	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Glyphipterigidae (Rundstirnmotten)				
<i>Glyphipteryx achyoessa</i> Meyr.	-	Neuseeland	11	-
<i>Glyphipteryx fuscoviridella</i> Hw.	-	-	18	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Momphidae (Cosmopterygidae) (Fransenmotten)				
<i>Cosmopteryx pallidifasciella</i> Snell.	-	Indonesien	-	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Tortricidae (Wickler)				
<i>Cnephasia chrysantheana</i> Dp.	-	-	18	-
<i>Cnephasiella incertana</i> Tr.	-	-	18	-
<i>Tortrix paleana</i> Hbn.	Lieschgraswickler	Nord- und Mitteleuropa	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Limacocidae (Schildmotten, Asselspinner)				
<i>Oxyplax ochracea</i> Moore.	-	China, Indien, Ceylon, Indonesien	11	-
<i>Parasa bicolor</i> Walk.	-	Südostasien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Pyralidae (Zünsler)				
<i>Ancylolomia (Yartheza) chryso-grphella</i> Koll.	-	Indien, Ceylon, Japan, China, Australien, Afrika	11	an verschiedenen Grasarten
<i>Anerastia lotella</i> Hb.	Graszünsler	Europa	11	-
<i>Crambus mutabilis</i> Clem.	striped (black-headed) webworm	Oststaaten der USA	11	-
<i>Elasmopalpus lignosellus</i> Zell.	lesser cornstalk borer	tropisches und subtropisches Amerika	11	-
<i>Loxostege sticticalis</i> L.	Wiesen-, Rübenzünsler; sugar beet webworm, meadow-moth	Europa, Nordasien, seit 1869 in Nordamerika	11	-
<i>Nomophila noctuella</i> Schiff.	-	USA	11	-
<i>Phlyctaenia forficalis</i> L.	Kohlzünsler, garden pebble moth	Europa	11	-
<i>Psara licarisalis</i> Walk.	-	Süd- und Ostasien, Pazifische Inseln	11	-
<i>Psara phaeopteralis</i> Guen.	grassworm	in allen Tropenländern	11	-
<i>Ptochostola (Crambus) microphaella</i> Walk.	-	Neu-Süd-Wales	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Lasiocampidae (Glucken)				
<i>Cosmotriche decisa</i> Wlk.	-	vom Himalaya bis zu den Sundainseln	11	auf Java an Gräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Eupterotidae				
<i>Dreata petola</i> Moore	-	Indonesien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Saturniidae (Nachtpfauenaugen)				
<i>Euleucophaeus (Hemileuca) oliviae</i> Clerck.	range caterpillar	USA: Neumexiko, Texas, Colorado	11	-
<i>Hemileuca nevadensis</i> Stretch.	Nevada buck moth	USA: Westen bis Nebraska	11	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Lepidoptera (Schmetterlinge), Geometridae (Spanner)				
<i>Cingilia (Caterva) catenaria</i> Dru.	chain-dotted geometer (measuring worm), chain dot moth, chain spotted geometer	Nordamerika	11	bei Massenvermehrung auch an Gräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Arctiidae (Bärenspinner)				
<i>Celama sorghiella</i> Riley	<i>Sorghum</i> webworm	Nord- und Mittelamerika	11	-
<i>Ocnogyna baetica</i> Ramb. (= <i>O. boeticum</i> Ramb.)	-	Spanien, Marokko, Tunis	11	-
<i>Ocnogyna loewi</i> Zell.	-	Rhodos, Kleinasien, Syrien, Ägypten	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Syntomidae = Ctenuchidae (Fleckwidderchen, Widderbärchen)				
<i>Ctenucha virginiaca</i> Char.	-	USA	11	lokal zuweilen in Massen
<i>Syntomis phegea</i> L.	-	Europa bis Vorderasien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Noctuidae (Eulen)				
<i>Agrostis ypsilon</i> Hufn.	Ypsiloneule, greasy cutworm	fast geopolitisch	11	-
<i>Cerapteryx (Charaeas) graminis</i> L.	Graseule, antler moth	Nord- und Mitteleuropa, auch Zentralasien und Ostsibirien	11	-
<i>Cirphis inipuncta</i> Haw.	Heerwurm, army worm	Heimat Nordamerika, von da weit verschleppt, fast geopolitisch	11	-
<i>Cirphis pseudargyria</i> Gn.	-	Kanada bis Texas	11	-
<i>Feltia subterranea</i> F. (<i>annexa</i> Tr.)	granulate cutworm	weit verbreitet durch Nord-, Zentral- und Südamerika	11	-
<i>Heliothis obsoleta</i> F. (<i>armigera</i> Hb.)	diverse englische Namen, je nach befallener Pflanze	geopolitisch	11	-
<i>Laphygma exempta</i> Walk.	mystery armyworm	von Westafrika bis in die australische Inselwelt, Hawaii	11	-
<i>Laphygma exigua</i> Hb. (<i>flavimaculata</i> Harr.)	beet armyworm	Südeuropa, Afrika, wärmere Gebiete West- und Zentralasiens, bis Mandchurei und Japan, Indien, Sundainseln, USA und Mexiko, Hawaii	11	-
<i>Laphygma frugiperda</i> S. & A.	fall armyworm, Southern grassworm	USA (hauptsächlich östlich der Rocky Mountains), bis Paraguay und Argentinien, Westindische Inseln, Japan	11	-
<i>Luperina testacea</i> Hb.	-	Europa	11	-
<i>Mocis repanda</i> F. (<i>puntularis</i> Hb.)	grass looper	südliche USA bis Argentinien, Westindische Inseln	11	-
<i>Neleucania (Meliana) albilinea</i> Hb.	-	Kanada bis Argentinien	11	-
<i>Neocleptria punctifera</i> Walk.	-	Australien	11	-
<i>Nephelodes emmedonia</i> Cram.	bronced cutworm	Kanada und nördliche USA	11	-
<i>Oria musculosa</i> Hb.	-	Europa, Nordafrika, Westasien	11	-
<i>Parastichtis arctica</i> Boisd.	-	Nordamerika	11	-
<i>Parastichtis basilinea</i> F. (<i>nebulosa</i> View.)	Queckeneule	Europa bis China und Japan	11, 13	-
<i>Parastichtis monoglypha</i> Hfn.	Wurzeleule	Europa bis Zentralasien	11	-
<i>Parastichtis secalis</i> L. (<i>didyma</i> Esp.)	-	Europa bis China und Japan	11	-

Artnamen wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Persectantia ewingi</i> Westw.	-	Australien, Tasmanien, Neuseeland	11	-
<i>Sidemia devastatrix</i> Brace	-	Kanada bis Kalifornien und Arizona	11	-
<i>Sideridis (Cirphis) albistigma</i> Moore	-	Indien	11	-
<i>Sideridis (Cirphis) zea</i> Dup.	-	Südeuropa, Ägypten	11	-
<i>Spodoptera abyssinia</i> Gn.	lawn caterpillar	Mittelmeergebiet bis Ostasien, Afrika	11	-
<i>Spodoptera mauritia</i> Boisdu.	-	Westafrika bis Südchina, Formosa, Japan, Guam-, Fidschi-, Tongainseln, Australien	11	-
<i>Spodoptera pecten</i> Gn.	-	Indien und Hinterindien	11	-
<i>Tholera (Epineuronia) popularis</i> F.	Lolcheule	Europa, Westasien	11	-
<i>Xylomyges eridania</i> Cram.	semiotropical armyworm, Southern armyworm	Bermuda- und Westindische Inseln, südliche USA bis Paraguay und Argentinien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Lymantriidae (Trägspinner, Schadspinner)				
<i>Anthela (Darala) ocellata</i> Wlk.	-	Australien	11	gelegentlich Kahlfraß auf Viehweiden
<i>Dasychira (Psalis) pennatula</i> F. (= <i>securis</i> Hb.)	-	von Indien und Südchina, über die Sundainseln bis Australien und über Ostafrika bis Südafrika und Kamerun	11	-
<i>Hypogymna morio</i> L.	-	von Schlesien bis Mittelitalien, Bulgarien, Armenien	11	-
<i>Laelia suffusa</i> Wlk. (= <i>subrufa</i> Snell.)	-	von Indien bis Südchina, Philippinen, Sundainseln	11	-
<i>Orgyia dubia</i> Tausch.	-	Südrußland bis zum Tien-Schan und Ostsibirien	11	in Südrußland einmal schädlich an Futtergräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hesperiiidae (Dickkopffalter)				
<i>Carystus fantasos</i> Cram.	-	Mittel- und Südamerika	11	-
<i>Parnara guttata</i> Brem.	-	Java, Ostasien, Japan	11	-
<i>Prenes errans</i> Skin.	-	Kalifornien, Texas	11	-
<i>Prenes ocala</i> Edw.	-	in Amerika weitverbreitet	11	wohl polyphag an Poaceen
<i>Telicota augias</i> L.	-	Indien, Indonesien, Südostasien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Nymphalidae (Edelfalter)				
<i>Danais</i> spp. z.B. <i>chrysippus</i> L., <i>plexippus</i> L.	-	-	11	an Nutzgräsern
Lepidoptera (Schmetterlinge), Satyridae (Augenfalter)				
<i>Aphantopus hyperantus</i> (Linnaeus)	Brauner Waldvogel, Weißbrandiger Mohrenfalter, Schornsteinfeger	Europa, fehlt im hohen Norden und Teilen des Mittelmeergebiets; östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Chazara briseis</i> (Linnaeus)	Felsenfalter, Berghexe, Steintrift-Samtfalter	Nordafrika, Südeuropa, südliches Mitteleuropa; östlich bis Zentralasien	15, 16	an <i>Festuca</i>
<i>Coenonympha arcania</i> (Linnaeus)	Weißbindiges Wiesenvögelchen, Perlgrasfalter	Süd- und Mitteleuropa, Südschweden; in Holland auf Süd-Veluwe; fehlt im Nordwesten und auf den Britischen Inseln; östlich bis zum Ural	15, 16	an verschiedenen Gräsern

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Coenonympha darwiniana</i> Staudinger	Darwins Wiesenvögelchen	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha dorus</i> (Esper)	-	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha gardetta</i> (De Prunner)	Alpenwiesenvögelchen	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha glycerion</i> (Borkhausen)	Rostbraunes Wiesenvögelchen	östliches Süd- und Mitteleuropa, Südfinland, Nordfrankreich, östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha hero</i> (Linnaeus)	Waldwiesenvögelchen	Südschweden, Mitteleuropa; von Nordfrankreich nach Osten	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha pamphilus</i> (Linnaeus)	Kleines Wiesenvögelchen, Kleiner Heugrassfalter, Gemeines Wiesenvögelchen	Nordafrika, ganz Europa; fehlt lediglich im hohen Norden, östlich bis Sibirien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Coenonympha tullia</i> (O. F. Müller)	Großes Wiesenvögelchen, Großer Heugrassfalter, Moor-Wiesenvögelchen	holarktisch (auf der gesamten nördlichen Halbkugel); nördliches Mitteleuropa; östlich bis zum Pazifik	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Erebia euryale adyte</i> (Hübner)	-	Wallis	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Erebia gorge</i> (Hübner)	-	für Schweiz: subalpin bis alpin	15	an <i>Festuca</i>
<i>Erebia manto</i> (Denis & Schiffermüller)	Gelbgefleckter Mohrenfalter	-	15	an verschiedenen Gräsern
<i>Erebia meolans</i> (De Prunner)	Gelbbindenmohrenfalter, Gelbbindiger Mohrenfalter	in den Alpen sowie in der montanen Stufe höherer Mittelgebirge	15, 16	an <i>Festuca</i>
<i>Erebia mnestra</i> (Hübner)	Blindpunktmohrenfalter	für Schweiz: subalpin bis alpin	15	bevorzugt <i>Festuca</i> -Arten
<i>Erebia montana</i> (De Prunner)	-	für Schweiz: montan bis alpin	15	an <i>Festuca</i>
<i>Erebia nivalis</i> (Lorkovic & de Lesse)	-	für Schweiz: alpin	15	bevorzugt <i>Festuca</i> -Arten
<i>Erebia pandrose</i> (Borkhausen)	Graubrauner Mohrenfalter	für Schweiz: (sub-)alpin	15	an <i>Festuca</i>
<i>Hyponephele lycaon</i> (Kühn)	Kleines Ochsenauge	Süd- und Mitteleuropa; fehlt in Skandinavien und weiten Teilen von Westeuropa; östlich bis Zentralasien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Lasiommata maera</i> (Linnaeus)	Rispenfalter, large wall brown	Europa, Nordafrika, Südwestsibirien, Kleinasien, Syrien, Iran, Zentralasien, Himalaya	34	-
<i>Lasiommata megera</i> (Linnaeus)	Mauerfuchs	von Nordafrika bis zur Küste Südkanindiens; östlich bis Südrußland	15, 16	an <i>Festuca</i>
<i>Maniola jurtina</i> (Linnaeus)	Grosses Ochsenauge	ganz Europa, ohne den hohen Norden, Nordafrika; östlich bis zum Ural und Anatolien	15, 16	an verschiedenen Gräsern
<i>Melanargia galathea</i> (Linnaeus)	Damenbrett, Schachbrettfalter	Nordafrika, Südrußland, Kaukasus, Nord-Anatolien, Süd- und Mitteleuropa; fehlt im Nordwesten und in Skandinavien	15, 16	an verschiedenen Gräsern

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Oeneis glacialis</i> (Moll) (Syn.: <i>Oe. aello</i> Hübner)	Gletscherfalter	für Schweiz: montan bis alpin	15	an <i>Festuca ovina</i> , an anderen <i>Festuca</i> -Arten vermutet
<i>Pyronia tithonus</i> (Linnaeus)	Gelbes Ochsenauge, Braungerändertes Ochsenauge, Rotbraunes Ochsenauge	vor allem West- und Südeuropa, Südengland, nördlich bis Dänemark, östlich bis Kleinasien; fehlt in Österreich; südlich davon in Südtirol	15, 16	an verschiedenen Gräsern
Diptera (Zweiflügler), Ephydriidae				
<i>Hydrellia griseola</i> Fl.	-	Europa incl. Großbritannien	18, 32	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Bibionidae (Haarmücken im weiteren Sinne)				
<i>Bibio imitator</i> Walk.	-	-	12	in Australien an Graswurzeln gefressen
<i>Bibio johannis</i> Linn.	Johannishaarmücke	-	12	in Grasland gefunden
<i>Bibio nigriventris</i> Hal. (Syn. <i>lacteipennis</i> Zett.)	-	-	12	-
<i>Philia febrilis</i> Linn. (Syn. <i>Dilophus vulgaris</i> Meig.)	Gemeine Strahlenmücke	-	12	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Cecidomyiidae (Gallmücken)				
<i>Contarinia festucae</i> Jones	-	England, Deutschland	12	-
<i>Dyodiplosis</i> spp.	-	-	12	in Indien an (Kultur-) Gräsern
Gattungen <i>Dasyneura</i> Rondani und <i>Contarinia</i> Rondani sowie deren Verwandte	-	-	12	größere Anzahl von Arten, die an Gräsern vorkommen bzw. fressen
<i>Haplodiplosis equestris</i> Wagner	-	-	19	-
<i>Mayetiola</i> Kieffer spp.	-	-	19, 12	größere Anzahl von Arten, die an Gräsern vorkommen bzw. fressen
Diptera (Zweiflügler), Nematocera, (Mücken), Tipulidae (Schnaken)				
<i>Pales maculosa</i> Meig.	-	-	12	im Grünland schädlich geworden
<i>Tipula graminivora</i> Alex.	-	-	12	in Kalifornien auf Weideland stark schädigend
<i>Tipula oleracea</i>	Wiesenschnake	Norddeutschland	8	in England auf Weiden schädlich
<i>Tipula paludosa</i>	-	-	12	in Schottland auf Grasland schädlich
<i>Tipula quaylei</i> Doane	-	-	12	in Kalifornien auf Weideland häufig sehr schädlich
Diptera (Zweiflügler), Nematocera, (Mücken), Limoniidae				
<i>Pedicia rivosa</i> L.	-	-	12	in Schottland auf Grasland schädigend, in England auf Weiden schädigend

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Chloropidae (Halmfliegen)				
<i>Camarota curvipennis</i> Latreille (Syn.: <i>curvinervis</i> auct., <i>flavivarsis</i> Meigen, <i>cerealis</i> Rondani)	-	-	12	nach einer alten Meldung in Halmen von Wiesengräsern
<i>Chlorops</i> Meigen spp.	-	-	19	-
<i>Meromyza americana</i> Fitch	greater wheat stem maggot	Nordamerika: von Kanada bis Mexiko	12	-
<i>Oscinella frit</i> Linnaeus	Fritfliege	-	13	verursacht Gelberzigkeit
<i>Oscinella pusilla</i> Meigen	-	-	12	wahrscheinlich an verschiedenen Gräsern
<i>Oscinella vastator</i> Curtis	-	-	12	wahrscheinlich an verschiedenen Poaceen
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Agromyzidae (Minierfliegen)				
<i>Agromyza ambigua</i> Fll.	-	-	18	-
<i>Agromyza mobilis</i> Meigen	-	-	12, 18	-
<i>Agromyza nigripes</i> Meigen	-	-	12	-
<i>Cerodonta denticornis</i> Panzer (Syn. <i>dorsalis</i> Loew, <i>femoralis</i> auct.)	-	-	12	-
<i>Liriomyza flaveola</i> Mg.	-	-	18	-
<i>Liriomyza graminivora</i> Hg.	-	-	18	-
<i>Phytobia (Poemyza) incisa</i> Mg.	-	-	18	-
<i>Phytobia (Poemyza) lateralis</i> Marcquart (Syn. <i>coquiletti</i> Malloch)	-	Europa, Nordafrika und Nordamerika	12	-
<i>Phytobia (Poemyza) pygmaea</i> Mg.	-	-	18	-
<i>Phytomyza milii</i> Kaltenbach	-	Europa	12, 18	an Wildgräsern
<i>Phytomyza nigra</i> Meigen	-	Europa und paläarktisch Asien	12, 18	-
<i>Pseudonapomyza atra</i> Meigen	-	-	12, 18	-
Hymenoptera (Hautflügler), Tenthredinidae (Blattwespen)				
<i>Selandria serva</i> F.	Gräserblattwespe	Europa	12	<i>Lolium perenne</i> bevorzugte Fraßpflanze
<i>Pachynematus extensicornis</i> Nort.	-	östliches Nordamerika	12	-
<i>Pachynematus clitellatus</i> Lep.	-	Rußland, England	12	-
Hymenoptera (Hautflügler), Chalcididae (Zehrwespen)				
<i>Harmolita [Isthmosoma] depressum</i> Walk.	-	England, Deutschland	12, 19	an <i>Festuca</i>
<i>Harmolita [Isthmosoma] giraudi</i> Hdck.	-	-	19	-
<i>Harmolita hieronymi</i> Schlchtd.	-	Mitteleuropa	12	an <i>Festuca</i>
<i>Harmolita</i> Motsch. spp. (= <i>Isthmosoma</i> Walker)	-	Asien, Europa, Amerika	12	die meisten Arten vorzugsweise in Wald- oder Wiesengräsern
Hymenoptera (Hautflügler), Formicidae (Ameisen)				
<i>Holomyrmex scabriceps</i> Mayr	-	Indien	12	trägt Samen von Gräsern ein
<i>Meranoplus dimidiatus</i> Smith	-	Australien	12	sammelt Grassamen ein

Tabelle B) Pathogene und Symbionten

Artnamen wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Viren				
BYDV	barley yellow dwarf <i>Lu-teovirus</i> , Gersten-Gelbverzweigungsvirus	-	13	-
CFSkV	cocksfoot streak virus, Strichelvirus des Knäuelgrases	-	13	-
Bakterien				
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>graminis</i>	Bakterienwelke	-	38, 50	-
Pilze				
<i>Bipolaris</i> spp.	Netzfleckigkeit, Spitzendürre	-	50	-
<i>Claviceps purpurea</i> (E. M. Fries) Tulasne	Mutterkorn	-	13, 50	-
<i>Corticium fuciforme</i> (Berk.) Wakef. (= <i>Hypochnus</i> f.[Berk.] Mc. Alp)	-	-	3	-
<i>Drechslera</i> (<i>Helminthosporium</i>) spp., u.a. <i>Drechslera siccans</i> (Drechsler), <i>Drechslera vagans</i> (Drechsler)	Netzfleckigkeit, Spitzendürre, Blattfleckenpilze	-	13, 50	-
<i>Epicloe festucae</i> Leuchtm., Schardl & Siegel	-	-	36	-
<i>Erysiphe graminis</i> A. P. Candolle	Echter Mehltau	-	13	-
<i>Gaeumannomyces gramineus</i> van Arx et Oliver (Syn.: <i>Ophiobolus graminis</i> Saccardo)	-	-	13	verursacht Schwarzbeinigkeit
<i>Microdochium nivale</i> (= <i>Gerlachia nivalis</i> , <i>Fusarium nivale</i>)	Schneeschnitzpilz	-	50	-
<i>Neotyphodium</i> x <i>siegelii</i> Craven, Leuchtmann & Schardl	-	-	41	Symbiont
<i>Neotyphodium</i> x <i>uncinatum</i> (Gams, Petrini & Schmidt) Glenn, Bacon & Hanlin	-	-	41	Symbiont
<i>Ophiobolus graminis</i> Saccardo	-	-	13	-
<i>Puccinia coronata</i> Corda (= <i>Puccinia lolii</i> Niels., <i>P. coronifera</i> Kleb.)	Kronenrost, crown rust	-	8, 50	-
<i>Puccinia graminis</i> Pers. var. <i>avenae</i> (= <i>Puccinia anthoxanthi</i> Fckl., <i>P. phleipratensis</i> Erikss. et Henn.)	Schwarzrost, stem rust	Kosmopolit	3, 8, 50	-
<i>Puccinia poarum</i> Niels.	-	-	3	-
<i>Puccinia triticina</i> (Erikss.)	Weizenbraunrost	Kosmopolit	3	-
<i>Tilletia contraversa</i> Kühn = <i>T. tritici nanifica</i> Wagner = <i>T. brevifaciens</i> G. W. Fischer	Zwergsteinbrand, dwarf bunt, short smut	Asien, Amerika, Europa, Nordafrika, Australien	3	-
<i>Typhula</i> spp.	Tiphula-Fäule	-	50	-
<i>Urocystis agropyri</i> (Preuss) Schröt. = <i>U. tritici</i> Körn., <i>Tubercinia tritici</i> (Körn.) Liro	Streifenbrand, stripe smut	Kosmopolit	3	-
<i>Urocystis ulei</i> Magnus	-	-	13	-
<i>Uromyces cuspidatus</i> Wint.	-	Südamerika	3	-
<i>Uromyces festucae</i> Syd.	-	Europa, Island	3	-
<i>Uromyces fuegianus</i> Speg.	-	Südamerika	3	-
<i>Uromyces hordeinus</i> Arth.	-	Nordamerika	3	-
<i>Uromyces mysticus</i> Arth.	-	Nordamerika	3	-
<i>Uromyces ranunculi-festucae</i> Jaap.	-	Europa	3	-
<i>Ustilago festucarum</i> Liro	Streifenbrand	-	19	-
<i>Ustilago striiformis</i> (West.) Niessl (<i>U. striaeformis</i>) = <i>U. salvei</i> Berk. et Br.	Streifenbrand, stripe smut	Europa, Amerika, Asien, Australien	3	-

Quellenverzeichnis:

(3) = RICHTER (1962), (4) = BLUNCK (1949), (5) = BLUNCK (1957), (6) = BLUNCK (1956), (8) = HOFFMANN et al. (1976), (11) = BLUNCK (1953 a), (12) = BLUNCK (1953 b), (13) = CONERT (1998), (15) = SCHWEIZERISCHER BUND FÜR NATURSCHUTZ (1991), (16) = WEIDEMANN (1995), (17) = ZURANSKA (1994), (18) = HERING (1957 a), (19) = BUHR (1964), (21) = DETZEL (1991), (22) = EBERT (1998), (29) = RABENSTEIN (1981), (34) = (ANONYMUS o.J. b), (36) = CHRISTENSEN et al. (1997), (38) = JUNG et al. (1996), (40) = ENGELS (1994), (41): CRAVEN et al (2001), (50) = MICHEL et al. (2000).

Anhang IV: *Trifolium repens***Tabelle A) Phytophage Tiere**

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Nematodes (Fadenwürmer)				
<i>Cephalenchus emarginatus</i>	-	-	24	-
<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Kühn) Filipjev	Stengelälchen, stem nematode, bulb nematode	-	4, 19	-
<i>Enchytraeus buchholzi</i>	-	-	4	-
<i>Helicotylenchus pseudorobustus</i>	-	-	24	-
<i>Heterodera schachtii</i> Schmidt (<i>H. göttingiana</i>)	-	-	4	-
<i>Heterodera trifolii</i> Goffart	Kleecystennematode	-	19, 24	-
<i>Meloidogyne hapla</i> Chitw.	Wurzelgallenälchen	-	19	-
<i>Pratylenchus</i> sp. Fil.	-	-	24	-
<i>Rotylenchus robustus</i>	-	-	24	-
Gastropoda (Schnecken)				
<i>Arion (Lochea) empiricorum</i> Fér. (= <i>ater</i> L. und <i>rufus</i> L.)	Große Wegschnecke	Mittel- und Westeuropa	4, 46	Allesfresser
<i>Cepea hortensis</i> O.F.Müll.	-	Mittel- und Westeuropa	4	-
<i>Cepea nemoralis</i> L.	Hainschnecke	Mittel- und Westeuropa	4	-
<i>Deroceras agreste</i> L.	Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4, 46	-
<i>Deroceras reticulatum</i> (O.F. Müll.)	Ackerschnecke	Europa, durch Verschleppung fast kosmopolitisch	4	-
<i>Helicella obvia</i> Hartm. (= <i>H. candidans</i> L. Pfeif.)	-	Südost- und Mitteleuropa, durch Verschleppung in Ausbreitung begriffen	4	-
<i>Succinea putris</i> L.	-	-	4	-
Diplopoda (Doppelfüßer)				
verschiedene Arten, u.a. <i>Blaniulus guttulatus</i> (Bosc.)	-	Europa, Rußland	4	u.a. an keimenden Leguminosen
Acarina (Milben)				
<i>Aceria [Eriophyes] plicator trifolii</i> Nal.	Gallmilbe	-	19	-
<i>Bryobia praetiosa</i> Koch	clover mite	Australien	46	-
<i>Bryobia repensi</i> Manson	-	Australien	46	-
<i>Halotydeus destructor</i> Tucker	red legged earth mite	Südafrika, Australien	4	-
<i>Penthaleus major</i> Koch	the blue oat mite	Europa, Südafrika, Australien	4	-
<i>Petrobia apicalis</i> (Banks)	legume mite	Süden der USA	46	-
<i>Tetranychus</i> spp.	Rote Spinne, red spider, Spinnmilbe	-	4	-
<i>Tetranychus turkestanii</i> (Ugarov & Nkolski)	-	Japan, USA	46	-
<i>Tetranychus urticae</i> Koch	two spotted mite	Japan, USA	46	-
Collembola (Springschwänze)				
<i>Bourletiella lutea</i> (Lubb.)	-	-	4	-
<i>Bourletiella pruinosa</i> (Tullb.) Agr. (= <i>B. hortensis</i> Fitch.)	garden springtail	-	4	-
<i>Deuterostminthurus bicinctus</i> Koch.	-	-	4	-
<i>Sminthurus viridis</i> (L.)	-	Australien, Neuseeland, Südafrika	46	-
Orthoptera (Geradflügler), Ensifera (Laubheuschrecken und Grillen)				
<i>Clinoppleura melanopleura</i> Scudd.	-	Kalifornien	4	-
<i>Gryllulus desertus</i> Pall. (<i>melas</i> Charp.)	Stippengrille	Mittelmeerländer, Europa bis Turkestan, Java	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Nemobius fasciatus</i> De Green	-	Süden der USA	46	-
<i>Orchelimum vulgare</i> Harris	-	Nordamerika	4	-
<i>Teleogryllus commodus</i> (Walk.)	-	Süd-Australien, Viktoria, Neu-Süd-Wales, Norden von Neuseeland	46	-
Orthoptera (Geradflügler), Caelifera (Kurzfühlerschrecken)				
<i>Calliptamus italicus</i> L.	-	Kanaren bis Pazifik, Südpersien bis Europa	4	-
<i>Oedipoda coerulea</i> L.	Blaüflügelige Ödland-schrecke	Mittel- und Südeuropa, Syrien, Afrika bis Sansibar; paläarktisch	4, 21	-
<i>Oedipoda miniata</i> Pall.	-	-	4	schädlich geworden in Südfrankreich, Zypern, Aserbeidjan, Palästina
<i>Phaulacridium vittatum</i> (Sjost)	-	USA, Australien	46	-
<i>Schistocera serialis</i> Thb.	-	östl. USA, Westindien	4	-
Heteroptera (Wanzen), Pentatomidae (Schildwanzen)				
<i>Aelia acuminata</i> L.	Getreidespitzwanze, Cimice acuminata	Skandinavien bis Portugal, Algier bis Kleinasien	6	-
Heteroptera (Wanzen), Miridae (Weichwanzen)				
<i>Calocoris (Adelphocoris) rapidus</i> Say.	rapid plant bug, cotton leaf bug	in allen baumwollanbauenden Staaten Nordamerikas	6	-
<i>Calocoris norvegicus</i>	potato mirid	Neuseeland	47	-
<i>Halticus bracteatus</i> Say.	-	Kalifornien, Florida, Virginia, Illinois, Missouri, Carolina, Bermudas	6	-
<i>Halticus citri</i> Ashm. (<i>uhleri</i> Giard.)	garden flea hopper	östl. Nordamerika bis Mexiko und Brasilien, Bermudas	6	-
<i>Lygus oblineatus</i> Say.	-	USA, Brit.-Kolumbien, Mittelamerika	6	besonders an den Blüten und unreifen Samen
<i>Miris dolabratus</i> L.	Graswanze, meadow plant bug	Nordeuropa, in die Oststaaten von Nordamerika und nach Kanada eingeschleppt	6	-
<i>Plagiognathus chrysanthemi</i> Wolff.	-	Euro-Sibirisch	6	-
Heteroptera (Wanzen), Pentatomidae (Schildwanzen)				
<i>Aelia acuminata</i> L.	Getreidespitzwanze, Cimice acuminata	Europa	6	-
<i>Agonoscelis pubescens</i> Thunb. (<i>versicolor</i> F.) (Cluster bug)	-	Afrika	6	-
<i>Carpocoris lunulatus</i> Goeze	-	Süd- und Mitteleuropa	6	-
<i>Chlorochroa sayi</i> Stal	Say's stinkbug	USA, besonders in den Weststaaten und Kanada	6	-
<i>Dolycoris baccarum</i> L.	Beerenwanze, frambozen wants	paläarktische Region, bis Nordindien	6	-
<i>Eusarcoris aeneus</i> Scop.	-	Europa, Nordafrika	6	-
<i>Piezodorus lituratus</i> F. (<i>incarnatus</i> Germ.)	-	paläarktisch	6	-
<i>Rhopalus distinctus</i> Sign. (<i>conspersus</i> Fieb.)	-	Europa	6	-
<i>Rhopalus tigrinus</i> Schill.	-	Europa	6	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Heteroptera (Wanzen), Lygaeidae (Langwanzen)				
<i>Nysius huttoni</i> B. W.	-	Neuseeland	6	-
Cicadina (Zikaden), Membracidae (Buckelzirpen)				
<i>Stictocephala festina</i> Say., incl. var. <i>rufovitta</i> van Duz.	three-corned alfalfa tree hopper	Südweststaaten der USA, weniger im Norden, Hawaii, Mexiko, Texas, Louisiana	6	-
Cicadina (Zikaden), Cercopidae (Schaumzikaden)				
<i>Philaenus spumarius</i> L.	Wiesenschaumzikade, meadow froghopper, meadow spittle bug, European spittle insect	paläarktisch sowie Nordamerika	6	-
Cicadina (Zikaden), Cicadellidae (Zwergzikaden)				
<i>Aceratagallia curvata</i> Oman	-	USA und Kanada	6	-
<i>Aceratagallia obscura</i> Oman	-	USA	6	-
<i>Aceratagallia sanguinolenta</i> Prov.	clover leafhopper	Nordamerika, von Südkanada bis Mexiko, westl. bis Utah und Arizona	6	-
<i>Aceratagallia uhleri</i> van Duzee	-	Ohio und Kansas	6	-
<i>Acinopterus angulatus</i> Lewson	-	USA, Zentral- und Südamerika, Westindien	6	an <i>T. repens</i> var. <i>latum</i> ; Virusüberträger
<i>Agallia quadripunctata</i> Provancher	-	Nordosten der USA	6	-
<i>Agalloipsis (Agallia) novella</i> Say.	-	USA	6	-
<i>Aphrodes bicinctus</i> Schrk. (= <i>nervosus</i> Schrk. = <i>striatus</i> F. = <i>rusticus</i> F.)	-	holarktisch	6	-
<i>Aphrodes bicinctus</i> (Schr.)	-	Nordamerika	46	Überträger von Rickettsia- und Mycoplasma-ähnlichen Organismen
<i>Austrogallia torrida</i> Evans	-	Australien	46	Überträger von Rickettsia- und Mycoplasma-ähnlichen Organismen
<i>Baldulus (Dalbulus) elimatus</i> (Ball)	-	im Hochland von Mexiko über 750 m	6	-
<i>Empoasca fabae</i> Harr. (= <i>mali</i> Le B.)	bean Leafhopper, Kartoffelzikade	Nordamerika, mit Ausnahme der nordwestl. Staaten, Westindien (Kuba, Puerto Rico), Bermudas, Peru	6, 46	-
<i>Erythroneura comes</i> Say. mit der var. <i>comes</i> Say.	graper leafhopper	Nordamerika, von Mexiko bis Kanada	6	-
<i>Euscelis plebejus</i> (Fallen)	-	Australien	46	Überträger von Rickettsia- und Mycoplasma-ähnlichen Organismen
<i>Macrosteles (Cicadula) laevis</i> Ribaut	Zwergzikade	nördliche gemäßigte Paläarktis, von Kanalküste bis Ostasien, nicht Nordamerika	6	-
<i>Macrosteles cristatus</i> Ribaut	-	Australien	46	Überträger von Rickettsia- und Mycoplasma-ähnlichen Organismen

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Macrostelus fascifrons</i> Stal	aster leafhopper	Nordamerika	46	Überträger von Rickettsia- und Mycoplasma-ähnlichen Organismen
<i>Orosius</i> (<i>Thamnotettix</i>) <i>argentatus</i> Evans (= <i>Th. argentana argentea</i> Evans)	-	Australien, Tasmanien, Zentralpazifische Inseln, Philippinen, Malaysia, Guam, Fidji usw.	6, 46	Virusüberträger
<i>Paraphlepsius</i> (<i>Plepsius</i>) <i>irroratus</i> Say.	-	im Zentralstromgebiet des Mississippi	6, 46	Überträger von Rickettsia- und Mycoplasma-ähnlichen Organismen
<i>Scaphytopius</i> (<i>Chloanthaus</i>) <i>dubius</i> (van Duz.)	-	Westen der USA	6	Virusüberträger (Hexenbesenkrankheit der Luzerne, witches' broom virus of lucerne, <i>Chlorogenus medicaginis</i>)
<i>Scaphytopius</i> (<i>Chloanthaus</i>) <i>frontalis</i>	sharpnosed leafhopper	USA	6	-
<i>Scaphytopius acutus</i> Say	-	Nordamerika	46	Überträger von Rickettsia- und Mycoplasma-ähnlichen Organismen
Aphidina (Blattläuse)				
<i>Acyrtosiphon kondoi</i> Shinji	blue-green lucerne aphid	Nordamerika, Australien, Neuseeland, Japan	46, 47	-
<i>Acyrtosiphon onobrychis</i> B.d.F.	Grüne Erbsenblattlaus, pea aphid	Europa, Asien	5	-
<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris)	pea aphid	Neuseeland, Australien	46	-
<i>Acyrtosiphon spatii</i> Koch.	Grüne Besenginsterlaus	Europa	5	-
<i>Aphidula nasturtii</i> Kalt.	Kreuzdornblattlaus, buckthorn aphid	-	5	-
<i>Aphis craccivora</i> Koch	-	-	46	Virusüberträger
<i>Aulacorthum solani</i> (Kalt.)	-	-	46	Virusüberträger
<i>Brachycaudus helichrysi</i> Kalt.	Kleine Pflaumenlaus, leaf curling plum aphid	Eurasien	5	-
<i>Cerosipha gossypii</i> Glov.	Gurkenblattlaus, melon aphid	-	5	-
<i>Metopolophium cryptobium</i> HRL.	-	England, Niederlande, USA	5	-
<i>Myzus portulacae</i> Macch.	Gepunktete Gewächshauslaus, violet aphid	-	5	-
<i>Nearctaphis bakeri</i> (Cowen)	clover aphid	USA	46	Virusüberträger
<i>Nearctaphis crataegifoliae</i> Fitch	thorn leaf aphid	Nordamerika	5	-
<i>Pterocallidium trifolii</i> Monell	Gefleckte Kleezierlaus, yellow clover aphid	-	5	-
<i>Smynthuroides betae</i> Westw.	Bohnenwurzellaus	-	5	-
Coccina (Schildläuse)				
<i>Guerinella serratulae</i> F.	-	Mittelmeerraum und östl. Schwarzmeergebiet	5	-
Thysanoptera (Fransenflügler)				
<i>Frankliniella insularis</i> Frankl.	-	-	4	-
<i>Frankliniella tritici</i> Fitch	-	-	4	-
<i>Haloethrips leucanthemi</i> (Schränk.)	-	Europa, Sibirien, Nordamerika	4	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Halothrips niger</i> (Osborn) (<i>Anthothrips niger</i> , <i>trifolii</i> , <i>H. statices</i> auct.)	Kleethrips, red-, black thrips	Nordeuropa, Nordamerika, Neuseeland	4	-
<i>Halothrips tritici</i> (Kurdj.)	-	Europa	4	-
<i>Haplothrips niger</i> (Osb.)	red clover thrips	Kanada, Finland, Rumänien, Neuseeland	46	-
<i>Hercothrips fasciatus</i> Perg.	bean thrips	Nordamerika, Mexiko, Argentinien, China, Hawaii	4	-
<i>Isoneurothrips parvispinus</i> Karny	-	-	4	-
<i>Retithrips aegyptiacus</i> March.	-	-	4	-
<i>Scolothrips longicornis</i> Priesn.	-	-	4	-
<i>Taeniothrips distalis</i> Karny	-	-	4	-
<i>Taeniothrips longistylus</i> Karny	-	-	4	-
<i>Thrips flavus</i> Schrk.	-	-	4	-
<i>Thrips imaginis</i> Bagn.	-	-	4	-
<i>Thrips physapus</i> L.	-	-	4	-
<i>Thrips tabaci</i> Lind. Karny	-	-	4	-
Coleoptera (Käfer), Apionidae (Spitzmausrüssler)				
<i>Apion assimile</i> Kirby	-	-	19	-
<i>Apion dichroum</i> Bedel	-	Europa	19, 46	-
<i>Apion difforme</i> Ahrens	-	-	46	-
<i>Apion dissimile</i> Germ.	-	Europa	1, 19	an Früchten von <i>T. repens</i>
<i>Apion flavipes</i> Payk.	-	Europa	1	Larven an Früchten und Samen, Imagines an Blättern, bei Massenaufreten Kahlfraß möglich
<i>Apion flavofemoratum</i> Hbst.	-	-	1	Samenschädling
<i>Apion nigritarse</i> Kirby	-	Europa	1, 19, 46	an Früchten von <i>T. repens</i>
<i>Apion pisi</i> F.	-	Europa, Nordafrika	1, 19	-
<i>Apion seniculus</i> Kirby	-	-	19, 46	-
<i>Apion trifolii</i> L.	-	-	19	-
<i>Apion varipes</i> Germ.	-	-	19	in neuerer Zeit (1965) nicht bestätigte Angabe
<i>Apion virens</i> Hbst.	-	-	46	-
Coleoptera (Käfer), Anthribiidae (Breitrüssler)				
<i>Nicaeana cinerea</i> Broun	-	Neuseeland	46	-
Coleoptera (Käfer), Curculionidae (Rüsselkäfer)				
<i>Amnemus quadrituberculatus</i> (Boh.)	-	Australien	46	-
<i>Amnemus superciliaris</i> (Pasc.)	-	Australien	46	-
<i>Graphognathus leucoloma</i> (Boh.)	-	Australien, Neuseeland	46	-
<i>Graphognathus</i> spp.	-	Südamerika, südöstl. USA, Südafrika, südöstl. Australien, Neuseeland	46	-
<i>Hypera nigrirostris</i> (F.)	clover leaf weevil	USA, Europa, Kleinasien	46	-
<i>Micotrogus picirostris</i> (F.)	clover seed weevil	USA, Kanada, Finland, Rumänien	46	-
<i>Sitona discoidaeus</i> Gyll.	-	Neuseeland	46	-
<i>Sitona hispidulus</i> (F.)	-	Europa	46	-
<i>Sitona lepida</i> Gyll.	-	Europa	26, 46	-
<i>Sitona lincella</i> (Bonsdorff)	-	Europa	46	-
<i>Sitona lineatus</i> (L.)	-	Europa	46	-
<i>Sitona</i> spec.	-	Indien	46	Art nicht bekannt
<i>Sitona</i> ssp. Germ.	Blattrandrüssler, weevil	-	23	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Tychius polylineatus</i> Germ.	-	-	19	-
Coleoptera (Käfer), Carabidae (Laufkäfer)				
<i>Amara plebeja</i> Gyllenhal	-	-	13	-
Coleoptera (Käfer), Scarabaeidae (Blatthornkäfer)				
<i>Aphodius pseudotasmaniae</i> Given	-	Australien, Tasmanien	46	-
<i>Aphodius tasmaniae</i> Hope	-	Australien: Südosten	46	-
<i>Costelytra zealandica</i> (White)	New Zealand grass grub	Neuseeland	27, 46	-
<i>Phyllopertha horticola</i> (L.)	Gartenlaubkäfer	Europa	46	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hepialidae (Wurzelbohrer)				
<i>Oncopera (Oxyganus) fasciculata</i> Walk.	-	Australien: Südosten	11 46	-
<i>Oncopera alboguttata</i> Tindale	-	Australien	46	-
<i>Oncopera rufobrunnea</i> Tindale	-	Australien	46	-
<i>Oxycanus cerviantus</i> Walk.	subterranean grass caterpillar	Neuseeland	11	-
<i>Oxycanus fuscomaculatus</i> Walk.	-	Australien	46	-
<i>Wiseana cervinata</i> (Walk.)	porina	Neuseeland	46	-
<i>Wiseana copularis</i> (Meyrick)	porina	Neuseeland	46	-
<i>Wiseana despecta</i> (Walk.)	porina	Neuseeland	46	-
<i>Wiseana signata</i> (Walk.)	porina	Neuseeland	46	-
<i>Wiseana umbraculata</i> (Gr.)	porina	Neuseeland	46	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Tineidae (Echte Motten)				
<i>Spatularia mimosae</i> Staint.	-	Java	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Psychidae (Sackträger)				
<i>Apterona helicinella</i> H.S.	-	Sizilien	32	-
<i>Cryptothelea (Eumetia, Clania) fuscescens</i> Snell.	-	Java, Celebes, Philippinen	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Gracilariidae (=Lithocolletidae) (Miniermotten)				
<i>Lithocolletis insignitella</i> Zell.	-	Europa, Nordamerika	11	-
<i>Lithocolletis nigrescentella</i> Logan (= <i>L. bremiella</i> Frey)	-	Europa, Nordamerika	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Nepticulidae (Zwergmotten)				
<i>Stigmella (Levarchama) cryptella</i> Stt. (= <i>trifolii</i> Sorh.)	-	Zentraleuropa, Großbritannien	32	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Coleophoridae (Sackträgermotten)				
<i>Coleophora frischella</i> (Linnaeus)	white-tipped clover case-bearer	Europa, Nordafrika, Kleinasien, Afghanistan, Australien, Tasmanien, Neuseeland	33, 46	-
<i>Coleophora mayrella</i> (Hübner) = <i>spisicornis</i> Haw.	banded clover case-bearer	Europa, Nordafrika, Kleinasien, Nordamerika, nach Neuseeland und weiteren Ländern verschleppt	11, 33, 46, 47	-
<i>Coleophoraalcyonipenella</i>	clover case bearer	Neuseeland	47	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Sessidae (Glasflügler)				
<i>Dipsospechia (=Synanthedon) ichneumoniformis</i> Schiff.	-	Südeuropa, Vorderasien, Tunis	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Gelechiidae (Palpenmotten)				
<i>Aproaerema anthyllidellum</i> Hb.	-	Europa incl. Großbritannien, Nordafrika, Nordamerika	32	-
<i>Chionodes lugubrellus</i> (Fabricius)	-	-	33	-
<i>Dichomeris ferruginosa</i> Meyr.	-	Indonesien, Assam, China	11	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Dichomeris ianthes</i> Meyr.	-	Indien, Südostasien, Indonesien, Formosa, Réunion, Seychellen, Ostafrika, Ägypten	11	-
<i>Stegasta bosquella</i> Chamb.	-	USA: Südstaaten, Peru	11	-
<i>Stomopteryx (Schützeia) anthyllidella</i> Hbn.	-	Europa, Nordwestrußland, Kleinasien	11	-
<i>Stomopteryx taeniolella</i> Z.	-	Europa incl. Großbritannien	32	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Gracillariidae (Blatttüten- und Faltenminiermotten)				
<i>Paractopa ononidis</i> Z.	-	Europa incl. Großbritannien	32	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Tortricidae (Wickler)				
<i>Ancylis angustifasciana</i> Zell.	-	USA: Ohio	11	-
<i>Archips rosaceana</i> Harr.	oblique banded leaf roller	Kanada, USA, Südamerika, weit verbreitet	11	-
<i>Cnephasia (Sciaphila) wahlbomiana</i> L. (= <i>virgaureana</i> Treitsch.)	-	Europa, Rußland bis Ostasien, Japan, verschleppt nach Neuseeland und USA, bis Oregon verbreitet	11	an Leguminosen in USA
<i>Cnephasia chrysanthæana</i> Dp.	-	Europa incl. Großbritannien, bis Japan	32	-
<i>Cnephasia ongana</i> Haw.	omnivorous leaf tier	USA: Westen	11	an Futterleguminosen
<i>Cnephasiella incertana</i> Tr.	-	Europa incl. Großbritannien	32	-
<i>Epinotia opposita</i> Heinr.	-	Peru, Chile, nach Texas (1941) eingeschleppt	11	-
<i>Epiphyas postvittana</i> (Walk.)	brown apple moth	Australien, Neuseeland	46	-
<i>Eucosoma (Enarmonia) interstinctana</i> Clem.	-	Südkanada, USA: Nordosten, mehr lokal	11	-
<i>Laspeyresia nebritana</i> Treitsch.	Blasenstrauchwickler	südliches Mitteleuropa	11	wilde <i>Papilionaceen</i>
<i>Tortrix paleana</i> Hbn.	Lieschgraswickler	Nord- und Mitteleuropa	11	-
<i>Tortrix postvittana</i> Walk.	light brown apple moth	Australien, Neuseeland, Tasmanien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Pyralidae (Zünsler)				
<i>Loxostege similalis</i> Guen.	garden web-worm	Nord- und Südamerika	11	-
<i>Loxostege sticticalis</i> L.	Wiesen-, Rübenzünsler; sugar beet webworm, meadow-moth	Europa, Nordasien, seit 1869 in Nordamerika	11	-
<i>Maruca testualis</i> Geyer.	mung-moth, Lima bean pod borer	über alle tropischen Gebiete verbreitet	11	-
<i>Oncocera semirubella</i> Scopoli	-	-	33	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Spingidae (Schwärmer)				
<i>Herse (Protoparce) convolvuli</i> L.	Windenschwärmer	paläarktische, orientalische und äthiopische Region	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Notodontidae (Zahnspinner)				
<i>Phalera raya</i> Moore	-	Indien, Indonesien, Südostasien, Nordwestaustralien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Geometridae (Spanner)				
<i>Biston (Nyssia) graecarius</i> Stgr.	Misurina die medicai (ital.)	Italien, Balkanländer, Griechenland	11	-
<i>Boarmia (Cleora) pampinaria</i> Guén.	cranberry spanworm	Nordamerika	11	-
<i>Ematurga atomaria</i> (Linnaeus)	common heath	Europa	33	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Lepidoptera (Schmetterlinge), Arctiidae (Bärenspinner)				
<i>Amsacta (Creatonotus) lactinea</i> Cram.	-	Formosa, Indonesien, Japan, Süd- und Ostasien	11	-
<i>Amsacta moorei</i> Butl. und <i>Amsacta albistriga</i> Walk.	-	Südostasien	11	-
<i>Celama centonalis</i> Hbn.	-	Mittel- und Südeuropa, Rußland bis Ostasien	11	-
<i>Diacrisia (Isia) isabella</i> A. u. S.	banded woolly bear	Kanada, USA, weitverbreitet	11	1935 in Oklahoma an Klee
<i>Diacrisia obliqua</i> Walk.	common hairy caterpillar	Indien, Süd- und Ostasien, Japan	11	-
<i>Diacrisia virginica</i> Fabr.	yellow woolly bear	Kanada, USA, Mexiko, weitverbreitet	11	-
<i>Estigmene acrea</i> Drury	salt marsh caterpillar	USA	11	-
<i>Ocnogyna baetica</i> Ramb. (= <i>O. boeticum</i> Ramb.)	-	Spanien, Marokko, Tunis	11	in Futterpflanzen
<i>Ocnogyna loewi</i> Zell.	-	Rhodos, Kleinasien, Syrien, Ägypten	11	-
<i>Phragmatobia (Spilosoma) fuliginosa</i> L.	Zimtbär	Europa, nördliches Asien, Nordamerika	11	-
<i>Rhyparia purpurata</i> Linnaeus	Purpurbär	Europa, Ostasien, Kleinasien, Japan, Iran, Zentralasien	33	-
<i>Spilosoma lubricipedum</i> (Linnaeus)	white ermine, Weiße Tigermotte	Europa, Russland, Ostasien, Korea, Japan, Kleinasien, Kaukasus	33	-
<i>Uthetheisa pulchella</i> L. (= <i>lotrix</i> Cram.)	-	Europa, Asien bis Japan, Indonesien, Philippinen, Australien, Afrika	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Noctuidae (Eulen)				
<i>Acrionicta rumicis</i> (Linnaeus)	Ampfereule, knot grass	Europa	33	-
<i>Agrostis ypsilon</i> Hufn.	Ypsiloneule, greasy cutworm	fast geopolitisch	11, 46	an Hülsenfrüchtlern
<i>Barathra configurata</i> Walk.	Bertha armyworm	Kanada und USA	11	-
<i>Euclidia glyphica</i> (Linnaeus)	Bunte Tageule, Braune Tageule, Burnet companion	Europa	33	-
<i>Graphania mutans</i>	-	auf Neuseeland beschränkt	25	-
<i>Heliothis dipsacea</i> L.	-	Europa bis Japan	11	an Hülsenfrüchtlern und vielen Futterpflanzen
<i>Heliothis obsoleta</i> F. (<i>armigera</i> Hb.)	diverse englische Namen, je nach befallener Pflanze	geopolitisch	11	-
<i>Heliothis virescens</i> F. (<i>rhexiae</i> S. & A.)	tobacco budworm	Kanada bis Peru	11	an Hülsenfrüchtlern
<i>Laphygma exigua</i> Hb. (<i>flavimaculata</i> Harr.)	beet armyworm	Südeuropa, Afrika, wärmere Gebiete West- und Zentralasiens, bis Mandchurie und Japan, Indien, Sundainseln, USA und Mexiko, Hawaii	11	an Hülsenfrüchtlern
<i>Laphygma frugiperda</i> S. & A.	fall armyworm, Southern grassworm	USA (hauptsächlich östlich der Rocky Mountains) bis Paraguay und Argentinien, Westindische Inseln, Japan	11	-
<i>Lycophotia saucia</i> Hb. (<i>margaritosa</i> Haw.)	variegated cutworm	Europa, Westasien, Nordafrika, in Amerika von Kanada bis Chile und Argentinien	11	-

Artnamen wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Lycophotia scandens</i> Riley	white cutworm	Kanada und nördliche USA	11	an Futterpflanzen
<i>Mythimna separata</i> (Walk.)	armyworm	Neuseeland	46	-
<i>Phytometra gamma</i> L.	Gammaeule	im ganzen paläarktischen Gebiet, einschließlich Mittel- und Südwestchina, Nordafrika	11	-
<i>Phytometra oo</i> Cram.	-	USA bis Brasilien, Westindische Inseln	11	an Hülsenfrüchtlern
<i>Plathypena scabra</i> F.	green clover worm	östliche Hälfte der USA und südliches Kanada	11, 46	-
<i>Polia persicaria</i> L.	Flohkrauteule	Europa bis China und Japan	11	an Hülsenfrüchtlern
<i>Polia pisi</i> L.	Erbseneule	Europa einschl. der nördlichen Gebiete, Island, Sibirien, Sachalin, Japan	11	-
<i>Prodenia litura</i> F. (<i>littoralis</i> Boisd.)	Ägyptische Baumwollraupe, cotton worm	Mittelmeergebiet, Afrika, Indien und Sundainseln bis Korea, Japan, Mikronesien, Salomoninseln, Samoa, Fidschiinseln, Neukaledonien und Australien	11	-
<i>Scotogramma trifolii</i> Rott. (<i>chenopodii</i> F.)	-	Europa, Westasien, Japan, Kanada, USA	11	-
<i>Spodoptera litura</i> (F.)	tropical armyworm	tropisch verbreitet, Australien, Neuseeland	25, 46	-
<i>Thermesia gemmatilis</i> Hb.	velvet-bean caterpillar	südliche USA, Südamerika, Westindische Inseln	11	an Hülsenfrüchtlern
<i>Xylomyges eridania</i> Cram.	semitemperale armyworm, Southern armyworm	Bermuda- und Westindische Inseln, südliche USA bis Paraguay und Argentinien	11	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Lymantriidae (Trägspinner, Schadspinner)				
<i>Dasychira selenitica</i> Esp.	-	zerstreut von Mitteldeutschland bis Ungarn, Südfinland und zum Ural	11	meist an <i>Papilionaceen</i>
Lepidoptera (Schmetterlinge), Hesperidae (Dickkopffalter)				
<i>Epargyreus tityrus</i> Fabr. (<i>Proteides clarus</i> Cram.)	silver spotted skipper	Südkanada, USA, südlich bis Panama	11	an <i>Papilionaceen</i>
<i>Eudamus (Urbanus) proteus</i> L.	bean leaf roller	Amerika	11	Lochfraß an <i>Papilionaceen</i>
Lepidoptera (Schmetterlinge), Rhopalocera (Tagfalter), Pieridae (Weißlinge)				
<i>Colias crocea</i> Geoffroy in Fourcroy	Postillion, Wander-Gelbling, Achter	ein von Nordafrika über Südeuropa bis in das westliche Asien verbreiteter Wanderfalter; in manchen Jahren auch in Mitteleuropa, Südengland und Südschweden	15, 16	-
<i>Colias erate</i> (Esper)	Eastern pale clouded yellow	südöstliches Europa, temperates Asien, Abessinien, Somalia	33	-
<i>Colias eurytheme</i> Boisduval	orange sulphur	Nordamerika	33	-
<i>Colias hyale</i> L.	Gelber Heufalter	Paläarktisch ohne Polargebiete	11	auch Subspecies <i>poligraphus</i> Motsch.

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Colias hyale</i> Linnaeus	Gemeiner Heufalter, Goldene Acht, Gemeiner Gelbling	Mittel- und Osteuropa; östlich bis zum Altai-Gebirge; in Südengland, Nordwestdeutschland, Südkandinavien als gelegentlicher Zuwanderer; bodenständig auf der schwedischen Insel Öland	15, 16	-
<i>Colias phicomone</i> Esper	Alpengelbling, Grünlicher Heufalter	subalpin, alpin (für die Schweiz)	15	an <i>Fabaceen</i>
<i>Colias philodice</i> (Latr.) Godt.	clouded sulphur	USA, Kanada, östlich der pazifischen Küste	11	nach manchen Autoren als gelbe Rasse der orangefarbenen <i>C. eurytheme</i> Boisd. aufzufassen
<i>Leptidea sinapis</i> L.	Senfweißling, Schmalflügel-Weißling	ganz Europa, mit Ausnahme des hohen Nordens, des Nordens der Britischen Inseln und der nordwestdeutsch-holländischen Küstengebiete	16, 15	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Rhopalocera (Tagfalter), Lycaenidae (Bläulinge)				
<i>Everes comyntas</i> (Godart)	Eastern tailed blue	Kalifornien bis Costa Rica, östliche USA	33	-
<i>Glaucopsyche alexis</i> (Poda)	green-underside blue	Europa, besonders im Südwesten; Russland, Zentralasien, Amurland	33	-
<i>Lampides boeticus</i> Linnaeus	Geschwänzter Blasenstrauchbläuling	kollin, vereinzelt montan, subalpin (für die Schweiz)	15	an vielen <i>Fabaceen</i>
<i>Lycaeides agryrognomon</i> Bergsträsser	Gemeiner Bläuling, Kronwickenbläuling, Kronwicken-Silberfleckbläuling	südöstliche Art, welche weiten Teilen West- und Mitteleuropas fehlt; sehr lokal in Südkandinavien	15, 16	in Fraßversuchen an Weißklee
<i>Lycaeides idas</i> Linnaeus	Idas-Bläuling, Ginster-Silberfleckbläuling	Europa bis Nordskandinavien; fehlt im Mittelmeergebiet und auf den Britischen Inseln; östlich bis Asien; Amerika	15, 16	an verschiedenen <i>Fabaceen</i>
<i>Plebejus argus</i> Linnaeus	Geißkleebläuling, Tiefblauer Silberfleckbläuling, Argus-Bläuling, Kleiner Silberfleckbläuling	ganz Europa bis zum Polarkreis, auf den Britischen Inseln in Südostengland; östlich bis Japan	15, 16	in Fraßversuchen an Weißklee
<i>Polyommatus icarus</i> Rottemburg	Hauhechelbläuling, Gemeiner Bläuling	von Nordafrika durch ganz Europa bis Ostasien	15, 16	in Fraßversuchen an Weißklee
<i>Strymon melinus</i> Hbn. (<i>Uranotes</i>)	cotton square borer	Zentralamerika, Mexiko, große Teile von USA	11	-
<i>Syntarucus pirithous</i> Linnaeus	Langschwänziger Bläuling	kollin, vereinzelt montan, subalpin (für die Schweiz)	15	an <i>Fabaceen</i>
<i>Zicera</i> (<i>Zizina</i>) <i>otis</i> F.	-	Malaysia	11	an Gründun- gungspflanzen
<i>Zicera labradus</i> Godt., <i>f. mangoensis</i> Btlr.	-	Fidschiinseln	11	-
<i>Zizina otis labrados</i> (Godt.)	-	Neuseeland (Nordinsel)	46	-
Lepidoptera (Schmetterlinge), Rhopalocera (Tagfalter), Nymphalidae (Edelfalter)				
<i>Vanessa io</i> L.	Tagpfauenauge	Europa bis Ostasien	11	-

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Diptera (Zweiflügler), Ephydriidae				
<i>Hydrellia griseola</i> Fll.	-	Europa incl. Großbritannien	32	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Bibionidae (Haarmücken im weiteren Sinne)				
<i>Philia febrilis</i> Linn. (Syn. <i>Dilophus vulgaris</i> Meig.)	Gemeine Strahlenmücke	-	12	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Sciaridae (Trauermücken)				
<i>Lydoria coprophila</i> Felt.	-	Nordamerika	12	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Cecidomyiidae (Gallmücken)				
<i>Dasineura gentneri</i> Pritchard	ladino clover seed midge	USA, Großbritannien, Holland	46	-
<i>Dasineura leguminicola</i> (Lintner)	clover seed midge	-	46	-
<i>Dasyneura trifolii</i> F. Loew	Kleeblatt-Gallmücke	Europa und Nordamerika	12, 19, 46	-
<i>Tricholaba barnesi</i> Milne	-	-	19	-
Diptera (Zweiflügler), Nematocera (Mücken), Tipulidae (Schnaken)				
Tipulinae spp.	Schnaken	-	12	-
Diptera (Zweiflügler), Brachycera (Fliegen), Agromyzidae (Minierfliegen)				
<i>Agromyza frontella</i> Rondani	-	Europa	12	-
<i>Agromyza nana</i> Meigen	-	Europa, Nordafrika	12, 32	-
<i>Liriomyza congesta</i> Becker	-	-	12	-
<i>Liriomyza pusilla</i> Meigen	-	-	12	Identität der in Nordamerika an Leguminosen vorkommenden Art noch fraglich
<i>Liriomyza trifolii</i> Burg.	-	Europa incl. Großbritannien, bis Ostasien, Nordafrika, Kanaren, Nordamerika	32	-
<i>Melanagromyza phaseoli</i> Coquillett	French bean fly	altweltliche Tropen	12	-
<i>Phytomyza atricornis</i> Mg.	-	kosmopolitisch	32	-
<i>Phytomyza brischkei</i> Hendel	-	Nord- und Zentraleuropa, Großbritannien	12, 32	Bevorzugt <i>Trifolium repens</i> L.
Hymenoptera (Hautflügler), Formicidae (Ameisen)				
<i>Pheidole bos</i> ssp. <i>baucis</i> Forel	-	Australien (Neu-Süd-Wales)	46	-
<i>Pheidole megacephala</i> (F.)	-	Australien (Neu-Süd-Wales)	46	-
Hymenoptera (Hautflügler), Tenthredinidae (Blattwespen)				
<i>Pteronidea myosotidis</i> F.	-	Europa	12	-
Hymenoptera (Hautflügler), Chalcididae (Zehrwespen)				
<i>Bruchophagus gibbus</i> Boh. (<i>funebri</i> How.)	Kleesamen-Wespe, clover-seed chalcid	Deutschland, Böhmen, Polen, Rußland, Sibirien, Turkestan, Türkei, Japan, Nordamerika einschl. Kanada, Chile, Neuseeland, Australien	12	-

Tabelle B) Pathogene

Artnamen wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
Viren				
AMV	alfalfa mosaic virus	-	45	-
BYMV	bean yellow mosaic <i>Potyvirus</i>	-	45	-
CBV	clover botch virus	-	45	-
CIYVV	clover yellow vein <i>Potyvirus</i> , Kleeadrenvergilbungsvirus	-	43	wird durch Blattläuse, z.B. <i>Myzus persicae</i> , <i>Acyrtosiphon pisum</i> und <i>Aphis fabae</i> , übertragen
CPLNV	clover primary leaf necrosis virus	Kanada	45	-
CYMV	clover yellow mosaic virus	-	44, 45	-
CYV	clover yellow <i>Closterovirus</i>	Japan	45	-
PSV	peanut stunt <i>Cucumovirus</i> , Erdnußstauche-Virus	-	43	-
RCNMV	red clover necrotic mosaic virus (Group Carnation ringspot)	Australien	45	-
RCVMV	red clover vein mosaic <i>Carlavirus</i>	-	45	-
SCRLV	subterranean clover red leaf <i>Luteovirus</i>	Neuseeland, Australien	45	-
SCSV	subterranean clover stunt <i>Luteovirus</i>	Australien	45	-
WCMV	white clover mosaic <i>Potexvirus</i>	-	44, 45	-
WCSMV	white clover streak mosaic virus	Jugoslawien	45	-
LATCH & SKIPP (1987) nennen weitere 9 Virenarten, die sehr selten an <i>T. repens</i> festgestellt wurden: SLRSV, ArMV, TRSV, TBRV, TSWV, PSV, TSV, CMV, CyRSV	-	-	45	-
Krankheiten die durch <i>Mycoplasma</i>-ähnliche, <i>Spiroplasma</i>-ähnliche und <i>Rickettsia</i>-ähnliche Organismen verursacht werden				
-	clover club leaf	Nordamerika, England, Frankreich	45	-
-	clover phyllody	weltweit	45	-
-	clover yellow edge (CYE)	Kanada	45	-
-	rugose leaf curl (RLC)	Australien	45	-
Bakterien				
<i>Pseudomonas stizolobii</i> (Wolf) Stapp	-	Amerika	2	-
<i>Pseudomonas syringae</i> van Hall	Fliederseuche	Europa, Rußland, USA, Palestina, Französisch Nordafrika, Südafrika, Argentinien, Australien, Neuseeland	2, 45	-
<i>Rhizobium trifolii</i> Dang.	Knöllchenbakterien	mit den Pflanzen überall vorkommend	19	-
Pilze				
<i>Bimuria novae-zealandiae</i> D. Hawksw., Chea & Sheridan	-	-	45	an Stengeln
<i>Bullera</i> spp.	Hefepilze	-	42	-
<i>Cercospora zebrina</i> Pass. O'Gara	<i>Cercospora</i> leafspot	USA	45	an Blättern
<i>Colletotrichum destructivum</i> O'Gara	-	-	45	an Stengeln

Artname wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Colletotrichum trifolii</i>	-	-	42	Blatt-, Stiel- und Kronenanthracosen
<i>Colletotrichum truncatum</i>	-	-	42	-
<i>Cryptococcus</i> spp.	Hefepilze	-	42	-
<i>Curvularia trifolii</i> (Kauff.) Boedijn	Curvularia leaf blight	-	45	an Stengeln und Blättern
<i>Cylindrocarpon</i> spp.	-	-	45	an Stengeln
<i>Erysiphe trifolii</i> Grev. (= <i>E. polygoni</i> DC ex St-Amans)	-	-	45	an Stengeln
<i>Fusarium</i> spp. (u.a. <i>F. oxysporum</i> , <i>F. solani</i> , <i>F. culmorum</i>)	-	-	45	an Keimlingen, Wurzeln und Stengeln
<i>Gliocladium</i> spp.	-	-	45	an Keimlingen und Stengeln
<i>Leptodiscus terrestris</i> (Gerdemann) Ostazeski	-	-	45	an Stengeln
<i>Leptosphaerulina trifolii</i> (Rostrup) Petrak	pepper spot	-	23, 42	Blattfleckenerreger
<i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goidanich	-	-	45	an Stengeln
<i>Macrosporium sarciniforme</i> Cav. (= <i>Pleospora herbarum</i> Rabenh.)	-	-	14	-
<i>Mycosphaerella killianii</i> Petrak (= <i>Cymadothea trifolii</i> (Killian) Wolf)	black blotch, sooty blotch, Kleeschwärze	-	23, 45, 50	bei starkem Befall giftig für Pferde
<i>Olpidium trifolii</i> Schroet. s.str.	-	-	19	-
<i>Peronospora estivalis</i>	Falscher Mehltau	-	50	bes. an Ladino-Klee
<i>Peronospora trifolii-repentis</i> Syd.	Falscher Mehltau	-	19, 50	bes. an Ladino-Klee
<i>Peronospora trifoliorum</i> de Bary	downy mildew	v.a. Großbritannien	45	-
<i>Phoma</i> spp.	-	-	45	an Keimlingen und Stengeln
<i>Phomopsis</i> spp.	-	-	45	an Stengeln
<i>Physoderma trifolii</i> (Pass.) Karling.	-	-	19	-
<i>Polythrincium trifolii</i> Kze.	Schwärze, sooty blotch	-	14, 45	-
<i>Pseudopeziza trifolii</i> Fuck.	Pseudopeziza leaf spot, Blattfleckenkrankheit	v.a. in kühlen humiden Klimaten, wie Irland, Neuseeland, Nord-USA	14, 23, 45	-
<i>Pythium</i> spp.	-	-	45	an Keimlingen
<i>Rhizoctonia leguminicola</i> Gough & Elliot	black patch	Nordamerika	45	-
<i>Rhizoctonia solani</i> Kuhn u.a. <i>Rhizoctonia</i> spp.	-	-	45	an Keimlingen und Stengeln
<i>Rhodotorula</i> spp. u.a. <i>R. glutinis</i> (Fres.) Harrison var. <i>rubescens</i> (Saito) Lodder	Hefepilze	-	42, 45	-
<i>Sclerotinia spermophila</i> Noble	-	-	45	an Samen
<i>Sclerotinia trifoliorum</i> Eriksson	clocker rot, Kleekrebs	in allen <i>T. repens</i> -Anbaugebieten	45, 50	-
<i>Sclerotium rolfsii</i> Sacc. (das vegetative Stadium des Basidiomyceten <i>Athelia rolfsii</i> (Curzi) Tu & Kimbrough)	Southern blight disease	-	45	-
<i>Sporobolomyces</i> spp.	Hefepilze	-	42	-
<i>Stagonospora meliloti</i> (Lasch) Petr.	-	USA; Europa, Neuseeland	45	an Blättern
<i>Stemphylium trifolii</i> Graham	-	Japan, USA	45	an Blättchen
<i>Synchytrium aureum</i> Schroet.	-	-	19	-
<i>Thecaphora deformans</i> Dur et Mont. = <i>T. lathyrii</i> Kühn, <i>T. affinis</i> Schneid., <i>T. astralagi</i> Peck., <i>T. viciae</i> Bubak	Samenbrand	Europa, Algerien, Asien, USA	3	-
<i>Typhula borealis</i> Ekstr.	-	Schweden, Finland und angrenzendes Rußland	3	-
<i>Typhula trifolii</i> Rostr.	-	vorwieg. Nordeuropa	3	-
<i>Uromyces flectens</i> Lagh.	-	Eurasien	3, 19	-
<i>Uromyces jaipianus</i> Kleb.	-	Europa bis Kaukasien	3, 19	nach 19 nicht an <i>T. repens</i>

Artnamen wiss.	deutsch/englisch	Vorkommen/Verbreitung	Quelle	Bemerkung
<i>Uromyces nerviphilus</i> (Grognot) Hotson	-	Kosmopolit	3, 19	-
<i>Uromyces striatus</i> Schroet. (= <i>U. medicaginis</i> Thüm.)	-	Kosmopolit	3, 19	-
<i>Uromyces trifolii</i> (Hedw. f) Lev.	Rost	Kosmopolit	19	-
<i>Uromyces trifolii-repentis</i> (Cast.) Liro. (= <i>U. trifolii</i> var. <i>trifolii-repentis</i> [Liro] Arth., <i>U. trifolii</i> var. <i>hybridi</i> [Davis] Arth.)	Rost	Kosmopolit	3, 19	-

Quellenverzeichnis:

(1) = BLUNCK (1954), (2) = APPEL & RICHTER (1956), (3) = RICHTER (1962), (4) = BLUNCK (1949), (5) = BLUNCK (1957), (6) = BLUNCK (1956), (11) = BLUNCK (1953 a), (12) = BLUNCK (1953 b), (14) = HEGI (1975), (15) = LEPIDOPTEREN- SCHWEIZERISCHER BUND FÜR NATURSCHUTZ (1991), (16) = WEIDEMANN (1995), (20) = BUHR (1965), (21) = DETZEL (1991), (23) = LEVIS & THOMAS (1991), (24) = BARDGETT et al. (1999), (25) = LINDROTH et al. (2000), (26) = MURRAY & CLEMENTS (1998), (27) = POTTER et al. (1992), (29) = RABENSTEIN (1981), (32) = HERING (1957 b), (33) = (ANONYMUS o.J. a), (36) = CHRISTENSEN et al. (1997), (40) = ENGELS (1994), (42) = MARQUARDING (2000), (43) = KEGLER & FRIEDT (1993), (44) = WHITE (2000), (45) = LATCH & SKIPP (1987), (46) = GAYNOR & SKIPP (1987), (47) = SCHRÖDER et al. (1998), (50) = MICHEL et al. (2000).