



Fachbereich Agrarwirtschaft und Lebensmittelwissenschaften

Fachgebiet Pflanzenbau und Grünlandlehre

Prof. Dr. Udo Thome

## **Bachelorarbeit**

URN: urn:nbn:de:gbv:519-thesis 2010 – 0017 - 2

# **Ackerbauliche Maßnahmen gegen Ackerfuchsschwanz (*Alopecurus myosuroides* Huds.)**

Steffen Matthiesen

März 2010

# Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis.....	II
Tabellenverzeichnis.....	III
Abkürzungsverzeichnis.....	III
1 Einleitung.....	4
2 Literaturteil.....	6
2.1 Biologie des Ackerfuchsschwanzes .....	6
2.2 Resistenzproblematik.....	14
2.3 Vorbeugende Maßnahmen gegen Ackerfuchsschwanz.....	17
2.4 Ertragsschädigungen durch Ackerfuchsschwanz.....	18
2.5 Problematik der Keimruhe.....	20
2.5.1 Lichteinfluss.....	22
2.5.2 Temperatur.....	24
2.5.3 Bodenfeuchte.....	26
2.6 Auswirkungen unterschiedlicher Bodenbearbeitungsvarianten.....	28
2.6.1 Pflug, Grubber und Direktsaat im Vergleich.....	28
2.6.2 Einfluss verschiedener Saatzeitpunkte.....	34
2.6.3 Auswirkungen der Saatbettbeschaffenheit.....	36
2.7 Mechanische Bekämpfung .....	38
2.8 Fruchtfolgemaßnahmen.....	40
2.8.1 Auswirkungen von Sommerungen in der Fruchtfolge.....	40
2.8.2 Grünland und Stilllegungen.....	42
2.9 Auswirkungen verschiedener Bestandesdichten.....	44
3 Diskussion.....	48
4 Schlussfolgerung.....	54
5 Literaturverzeichnis.....	56
5.1 Monographien.....	56
5.2 Aufsätze.....	56
5.3 Internetfundstellen.....	60
6 Anhang.....	61
7 Eidesstattliche Erklärung.....	65

## Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Weizenparzelle mit und ohne Pflanzenschutz (Gehring, 2008).....	6
Abbildung 2: Die beiden Hauptkeimperioden des Ackerfuchsschwanzes (Anonym, 2008).....	8
Abbildung 3: Beziehung zwischen Phyllochronwerten und Keimzeit (Chauvel, 2000).....	8
Abbildung 4: Beziehung der Phyllochronwerte zur Sonnenstrahlung (Chauvel, 2000).....	9
Abbildung 5: Einfluss einer vierwöchigen Afu-Samenvernalisation (Chauvel, 2002).....	10
Abbildung 6: Bestockungsschema des Ackerfuchsschwanzes, (Menck, 1968).....	12
Abbildung 7: Saatzzyklus des <i>Alopecurus myosuroides</i> (Moss, 1990).....	13
Abbildung 8: Afu-Keimtiefen auf 2 Standorten (Naylor, 1970).....	14
Abbildung 9: Zunahme von Herbizidresistenzen weltweit.....	15
Abbildung 10: Afu-Resistenzen in Deutschland (Bayer Crop Science, 2009).....	17
Abbildung 11: Afu-Einfluss auf die Kulturpflanze (Hock; Fedtke; Schmidt, 1995).....	19
Abbildung 12: Ertragsverlust im Weizen mit steigender Afu-Dichte (Anonym, 2006).....	20
Abbildung 13: Pflanzengewicht (g) in verschiedenen Konkurrenzsituationen (Naylor, 1970).	20
Abbildung 14: Keimruhezyklus von Gräsern (Baskin & Baskin, 1998).....	22
Abbildung 15: Effekt von Keimruhe und Bewässerung auf Afu-Auflauf (Cook et al. 2004).	23
Abbildung 16: Effekt von Lichteinfluss (Pfeile) nach der Samenquellung (Colbach, 2002a).	25
Abbildung 17: Beziehung von Reifetemperatur und primärer Keimruhe (Anonym, 2007).....	26
Abbildung 18: Ackerfuchsschwanzkeimung von 2°C bis 35°C (Menck, 1968).....	27
Abbildung 19: Keimung bei verschiedenen Bodenfeuchten (Colbach, 2002b).....	28
Abbildung 20: Trockenheitseffekt nach Samenquellung (Juli-September) (Colbach, 2002b).	29
Abbildung 21: Afu-Zunahme, bei 90% PS-Wirkung (Cavan, Cussans & Moss, 1999).....	31
Abbildung 22: Perlen vor und nach a Pflug- und b Grubbereinsatz (Cousens & Moss, 1990).	32
Abbildung 23: Afu/m <sup>2</sup> bei Pflug und Direktsaat mit u. ohne Pflanzenschutz (Moss, 1980a).	33
Abbildung 24: Afu/m <sup>2</sup> und Samenvorrat bei Direktsaat mit Pflug (Cousans & Moss, 1990).	34
Abbildung 25: Einfluss des Saattermins auf die Afu-Entwicklung (IACR Rothamsted).....	36
Abbildung 26: Keimtiefen bei unterschiedlichen Bodenbearbeitungen (Moss, 1980b).....	37
Abbildung 27: Eindringtiefe des Lichts in den Boden bei 4 Aggregatgrößen (Cussans, 1996)	38
Abbildung 28: Keimdauer und Keimlingszahl bei 4 Aggregatgrößen (Cussans et al. 1996)....	38
Abbildung 29: Effekt eines Schwerstriegels, optimale Afu-Keimbedingungen (Henne 2007)	40
Abbildung 30: Afu-Auflauf und Sterblichkeit (Kemmer et al., 1980).....	43
Abbildung 31: Konkurrenzsituationen zwischen Afu und Weizen (Exeley, 1992).....	46
Abbildung 32: Afu-Ähren in Abhängigkeit von der Ackerfuchsschwanzdichte (Moss, 1990).	47
Abbildung 33: Samenstreuung des Ackerfuchsschwanzes in % (Moss, 1980a).....	49
Abbildung 34: Fiktives Samenpotential bei 70% Abbau/a (die Kurven liegen aufeinander)....	52
Abbildung 35: Ackerfuchsschwanzauflauf in Abhängigkeit vom Saattermin (Koch, 1968)....	62
Abbildung 36: Bearbeitungseffekt bei kurzer (links) und langer Keimruhe (Anonym, 2006).	62
Abbildung 37: Jährlicher Afu-Samenabbau im Boden (Moss, 2009).....	63
Abbildung 38: Jährliche Verteilung der Ackerfuchsschwanzkeimung (Moss, 2009).....	63

## Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Wirkstoffgruppen gegen Ackerfuchsschwanz (verändert nach Anonym, 2010).....	16
Tabelle 2: Effekt einer Samenaufnahme beim Drusch (Anonym, 2010 nach Powles, 1997) ....	18
Tabelle 3: Keimung bei Tageslicht, Dunkelheit und Lichtblitz (verändert nach Menck, 1968)	23
Tabelle 4: Prozent gekeimte Afu-Samen nach Staunässe (verändert nach Lewis, 1961) .....	28
Tabelle 5: Vermehrung von Ackerfuchsschwanz ohne Pflanzenschutz (Moss, 1990).....	30
Tabelle 6: Gerstenertrag bei verschiedenen Drillterminen (verändert nach Moss, 1985).....	35
Tabelle 7: Afu/m <sup>2</sup> Vorsaats (VS) und Nachauflauf (NA), (verändert nach Chauvel, 2009).....	42
Tabelle 8: Einfluss der Vorfrucht auf Afu-Befall in der Folgekultur (Knab & Hurle, 1988)....	43
Tabelle 9: Einfluss von Temperatur und Bodentiefe auf Afu-Keimung (Barralis, 1968).....	62
Tabelle 10: Samentiefe und Abbau bei verschiedenen Bodenbearbeitungen (Moss, 1985b)....	63
Tabelle 11: Bewertung von Afu-Bekämpfungsstrategien (verändert nach Moss, 1980a).....	64

## Abkürzungsverzeichnis

ACCase	Acetyl-CoA-Carboxylase
Afu	Ackerfuchsschwanz
ALS	Acetolactat-Synthase
CTU	Chlortoluron
dt	Dezitonnen
EPSP	5-Enolpyruvylshikimat-3-phosphat-Synthase
GPS	Ganzpflanzensilage
HRAC	Herbicide resistance action committee
IPU	Isoproturon
IVA	Industrieverband Agrar
MPa	Megapascal
N	Stickstoff
NA	Nachauflauf der Kultur
PAR	Photosynthetic aktive radiation
PDS	Phytoendesaturase
PPO	Protoporphyrinogen-Oxidase
PS	Pflanzenschutz
PSII	Photosystem II
Ra	Raps
sec.	Sekunden
SG	Sommergerste
VS	Vorsaat
WG	Wintergerste
WW	Winterweizen

## 1 Einleitung

Besonders in den norddeutschen Marschgebieten ist der Ackerfuchsschwanz eines der größten Probleme, denen die Landwirtschaft in Zukunft gegenübersteht. Hohe Getreideanteile in der Fruchtfolge und einseitiger Wirkstoffeinsatz über Jahre hinweg haben die Ausbreitung und Resistenz des Ackerfuchsschwanzes gefördert. Auch der Anbau von kurzstrohigen Getreidesorten, die eine verminderte Konkurrenzkraft aufweisen, hat den Ackerfuchsschwanz gefördert. Der Trend zu früheren Saatterminen mit niedrigeren Saatstärken, den wir in den vergangenen Jahren erlebt haben, führt zu einer stärkeren Ackerfuchsschwanzbestockung und fördert den Ackerfuchsschwanz zusätzlich. Bereits heute ist der Ackerfuchsschwanz auf einigen norddeutschen Standorten gegen die meisten Blattherbizide resistent. Bei mangelndem Bekämpfungserfolg kann sich der Ackerfuchsschwanz sehr schnell vermehren und durch seinen Konkurrenzdruck in den angebauten Kulturen zu starken Ertragsdepressionen führen. Wenn der Landwirtschaft in Zukunft keine wirkungsvollen Pflanzenschutzmittel mehr gegen Ackerfuchsschwanz zur Verfügung stehen, dann ist der Wintergetreideanbau, in der Form und den Ausmaß wie wir es heute kennen, vielerorts nicht mehr möglich. In der Vergangenheit gab es bereits in manchen Regionen Norddeutschlands die Situation, dass es auf dem Pflanzenschutzmittelmarkt keine wirkungsvollen Mittel gegen Ackerfuchsschwanz mehr gab. Es gab Betriebe, die im Frühjahr auf Teilflächen ihren Winterweizen mit Glyphosat abgespritzt haben und Sommerweizen anbauen mussten, um den Ackerfuchsschwanz daran zu hindern, seine Samen zu streuen. Die Umstellung von Wintergetreide auf Sommergetreide stellte damals vielerorts die praktikabelste Lösung da, um den resistenten Ackerfuchsschwanz im Griff zu behalten. Diese Situation wird mit relativ hoher Wahrscheinlichkeit auch in Zukunft wieder eintreten. Besonders die strenger werdenden Pflanzenschutzmittelgesetze sprechen dafür, dass in Zukunft wenige neue Pflanzenschutzmittel auf den Markt kommen werden. Sehr gravierend ist die Ackerfuchsschwanzproblematik in England, dort ist es bereits heute so weit, dass es stellenweise Ackerfuchsschwanzresistenzen gegen alle Blattherbizide gibt. Ein Blick auf England stellt somit für die deutsche Landwirtschaft auch ein Blick in die Zukunft dar. Pflanzenschutz alleine kann also keine dauerhafte Lösung für das Ackerfuchsschwanzproblem sein, es gibt daher eine Vielzahl von Schrauben an denen gedreht werden muss, um dem Ackerfuchsschwanz zu begegnen. Die 50%-Regel des englischen Ackerfuchsschwanzexperten Dr. Moss besagt: „Each cultural control measure will, on average, achieve about a 50% reduction in black-grass, but two such cultural control measures will definitely not achieve 100% control“. Diese Aussage besagt im Grunde auch, dass es auf befallenen

Flächen nie wieder zur völligen Ackerfuchsschwanzfreiheit kommen wird. Momentan sollte es das Ziel eines Ackerfuchsschwanz-Bekämpfungssystems sein, durch ackerbauliche Maßnahmen den Befallsdruck möglichst gering zu halten, um so die Wahrscheinlichkeit des Auftretens von resistenten Pflanzen zu senken und damit die Herbizide zu entlasten, um möglichst lange deren Wirkung aufrecht zu erhalten.

Während der Recherche für diese Bachelorarbeit wurden alle auffindbaren Versuchsergebnisse über Ackerfuchsschwanz, die in den letzten 50 Jahren veröffentlicht wurden, zusammengetragen. Diese Arbeit soll einige ackerbauliche Maßnahmen aufzeigen, die einen Ackerfuchsschwanz-Befall senken können. Im Literaturteil soll ein Einblick in die komplexe Biologie des Ackerfuchsschwanzes gegeben werden, besonders auf das Keimruheverhalten des Ackerfuchsschwanzes als zentrales Problem soll eingegangen werden. Die unterschiedlichen Wirkungen verschiedener Bodenbearbeitungsvarianten werden verglichen und auf die Einflüsse von pflanzenbaulichen Maßnahmen wird eingegangen. Im Diskussionsteil sollen unterschiedliche Konzepte diskutiert werden, die vor allem dann relevant werden, wenn unsere jetzigen Pflanzenschutzmittel versagen.



**Abbildung 1: Weizenparzelle mit und ohne Pflanzenschutz (Gehring, 2008)**

## 2 Literaturteil

Da Ackerfuchsschwanz ein wichtiges Ungras ist, wurde viel über die Biologie und Ökologie des Ackerfuchsschwanzes geforscht. Heute hat man den Ackerfuchsschwanz bereits ziemlich gut untersucht (Pye, 2001).

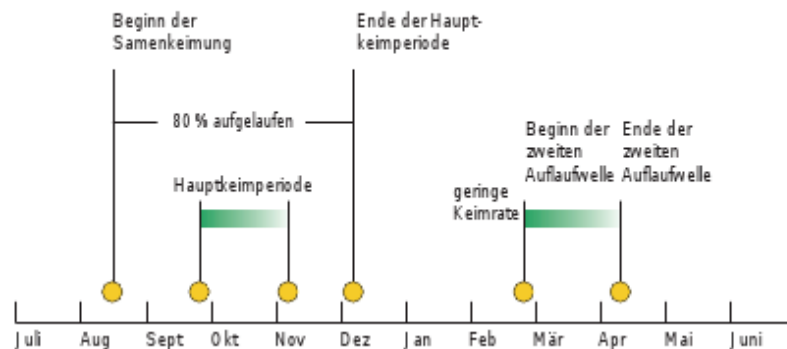
### 2.1 Biologie des Ackerfuchsschwanzes

Der Ackerfuchsschwanz ist bereits im Neolithikum (5000-1800 Jahre v.Chr.), einer feuchtwarmen Klimaperiode, im Emmer und Einkorn als Ungras aufgetreten. Dieses erbrachten Untersuchungen von Pflanzenresten aus einem 1916 in Burgliebenau bei Merseburg ausgegrabenen Fund (Natho, 1957). Dem Ackerfuchsschwanz wird nachgesagt, dass er aus Indien stammt (Thurston, 1972).

Ackerfuchsschwanz gehört der Familie der Poaceae an, diese Spezies ist stark an den Menschen angepasst und kommt nur selten in der freien Natur vor (Holm, 1997). Die Wurzelhaardichte des Ackerfuchsschwanz ist größer als die von Weizen, was für die Leistungsfähigkeit entscheidend ist, denn diese korreliert mit der Wurzelhaardichte. (Kathleen Brehmer, 2007 nach Schönberger, 2007). Der Ackerfuchsschwanz verfügt aber nur über ein flaches Wurzelsystem, was möglicherweise die Ursache seiner Empfindlichkeit gegenüber Trockenheit ist (Kemmer et al., 1980). Das flache Wurzelsystem erlaubt es den Ackerfuchsschwanzpflanzen, auch Staunässesituationen im Herbst zu widerstehen (Bond, Davies und Turner, (2007) nach Naylor, 1972b). Die Wasserverfügbarkeit ist für den Ackerfuchsschwanz von entscheidender Bedeutung, schon bei der Keimung wird eine kontinuierliche Wasserversorgung verlangt. Eine Verseuchung mit Ackerfuchsschwanz tritt also vorwiegend auf feuchten, schweren Böden auf, allerdings wird auch Wintergetreide, welches den Ackerfuchsschwanz fördert, hauptsächlich auf diesen Standorten angebaut (Kemmer et al., 1980). Der Ackerfuchsschwanz bevorzugt einen neutralen Boden und gedeiht vielleicht deshalb schlecht auf anmoorigen Böden mit niedrigem pH-Wert (Menck, 1968). Der Ackerfuchsschwanz hat 2 Hauptkeimzeiten, einmal den Herbst und zum anderen im zeitigen Frühjahr. Ackerfuchsschwanz ist ein winterannuelles Gras, d.h. es keimt hauptsächlich im Herbst, daher ist Ackerfuchsschwanz besonders gut an die Wintergetreideproduktion angepasst (Holm, 1997). In Deutschland keimen 80% der Ackerfuchsschwanz-Samen im Herbst (Anonym, 2008).



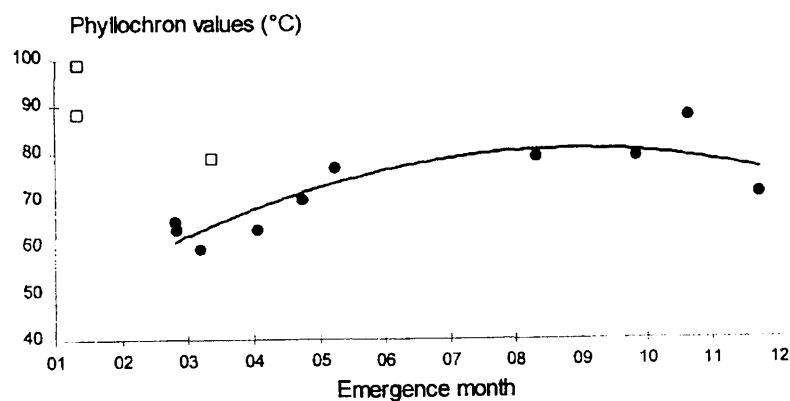
### Auflaufverhalten von *Alopecurus myosuroides* in Deutschland.



**Abbildung 2: Die beiden Hauptkeimperioden des Ackerfuchsschwanzes (Anonym, 2008)**

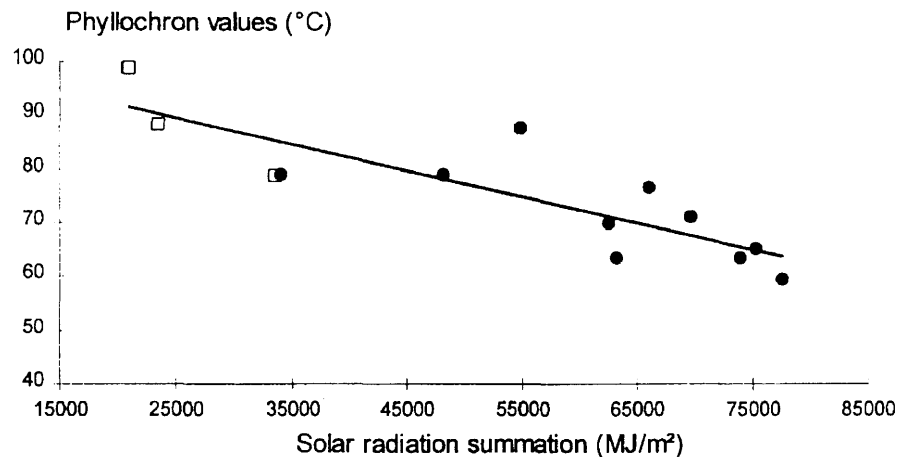
Es hat sich angedeutet, dass die Herbst- und Frühlingskeimer auf zwei verschiedene Biotypen mit verschiedenen Keim- und Blühanforderungen zurückzuführen sind (Wellington & Hitchings, 1966).

Im Gegensatz zum Weizen nimmt das Phyllochron (Tagestemperatursumme bis zum Erscheinen des nächsten Blatts) des Ackerfuchsschwanzes zu, wenn der Keimzeitpunkt von Februar auf spätere Termine mit höheren Tageslängen verlegt wurde. Der Zusammenhang zur Tageslänge ist allerdings nicht statistisch abgesichert. Die Summe der PAR kann den vermuteten Effekt des Langtags entgegenwirken (Chauvel, 2000).



**Abbildung 3: Beziehung zwischen Phyllochronwerten und Keimzeit (Chauvel, 2000)**

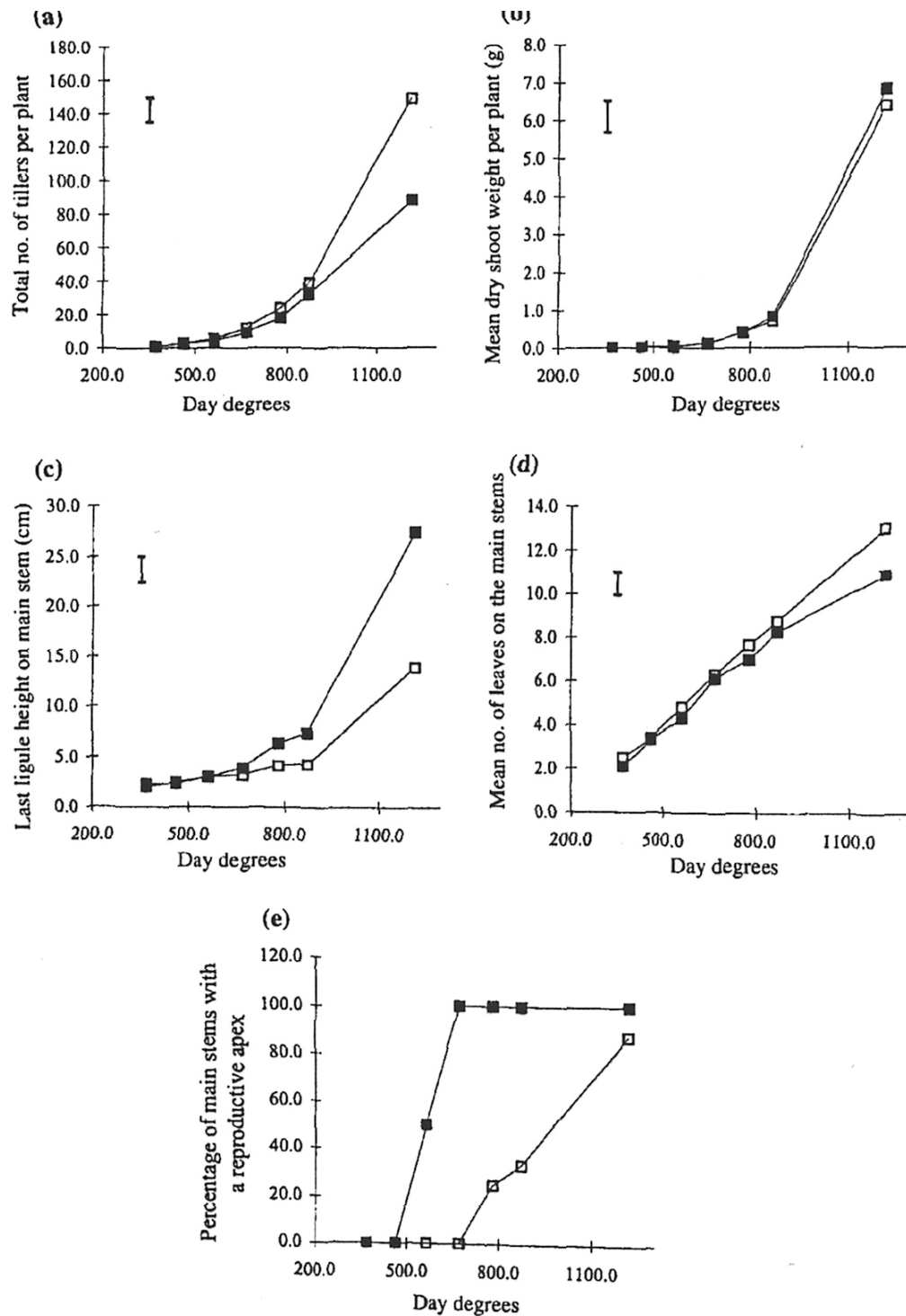




**Abbildung 4: Beziehung der Phyllochronwerte zur Sonnenstrahlung (Chauvel, 2000)**

Der erste Bestockungstrieb des Ackerfuchsschwanzes wird entwickelt, wenn das Keimblatt und ungefähr zweieinhalb weitere Blätter entfaltet sind. Später erscheint ein Trieb für jedes entfaltete Blatt (Chauvel, 2000). Wenn Ackerfuchsschwanz im Sommer oder im frühen Herbst keimt, dann können bereits im Herbst viele Triebe produziert werden, diese blühen aber erst im Frühjahr. Pflanzen, die im November keimen, bilden in der Regel bis Januar keine Bestockungstriebe (Thurston, 1972). Im 1-2 Blatt-Stadium können die Keimlinge bis  $-8^{\circ}\text{C}$  widerstehen, im voll bestockten Stadium erfrieren die Pflanzen bis  $-25^{\circ}\text{C}$  nicht (Barralis, 1968).

Ackerfuchsschwanz scheint eine Spezies mit einem fakultativen Vernalisationsbedürfnis zu sein (Chauvel, 2002). Fenner (1995) hat die Vermutung geäußert, dass es für die meisten Ackerfuchsschwanzpflanzen einen absoluten Vernalisationsanspruch gibt und nur bestimmte Pflanzen ohne Vernalisation in die generative Phase gelangen. Dies bestätigen auch die Studien von Chauvel (2002) und Wellington & Hitchings (1966). Es gibt auch Berichte über eine Ackerfuchsschwanzpopulation in Israel, die ohne jeglichen Kältereiz zur vollen Blüte gelangt (Chauvel, 2002 nach Chauvel, 1991). In Gewächshausversuchen war der Haupteffekt einer Samenvernalisation von 3 Wochen bei  $4^{\circ}\text{C}$ , dass die vegetative Periode um eine Tagestemperatursumme von etwa  $500^{\circ}\text{C}$  gegenüber Pflanzen aus unvernalisierten Samen reduziert wurde. Die Pflanzen reagierten auf die Vernalisation mit einer abnehmenden Biomasse, die auf eine verminderte Anzahl Triebe zurückzuführen war (Chauvel, 2002).



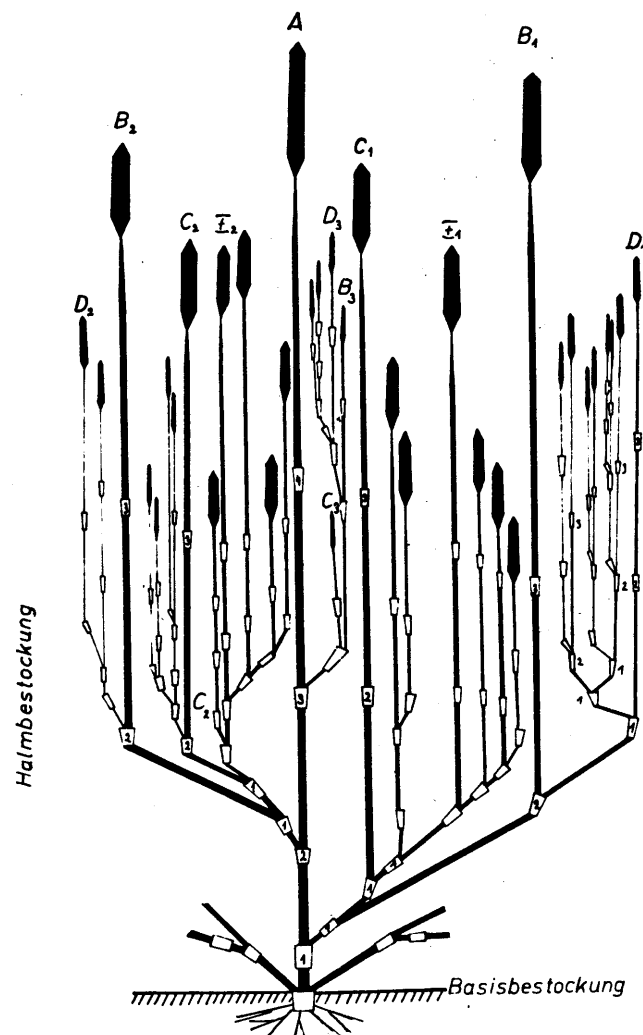
**Abbildung 5: Einfluss einer vierwöchigen Afu-Samenvernalisation (Chauvel, 2002)**

Vernalisationseinfluss (schwarze Kästchen) im Gegensatz zu keiner Vernalisation (weiße Kästchen) auf (a) Anzahl Triebe/Pflanze, (b) oberirdische Trockenmasse, (c) Höhe des Haupttriebs in cm, (d) Anzahl Blätter am Haupttrieb und (e) Prozentsatz der Haupttriebe mit Ähre

Im Frühjahr gedeiht der im Herbst gekeimte Ackerfuchsschwanz sehr schnell, überwächst den Weizen ab Mitte April und beginnt bei warmer günstiger Witterung bereits Ende April/Anfang Mai zu blühen (Menck, 1968).

Ackerfuchsschwanz ist ein ausschließlicher Fremdbefruchter (Thurston, 1972), was bedeutet, dass immer eine andere Pflanze für eine erfolgreiche Befruchtung benötigt wird. Die Fremdbestäubung wird stark durch die sogenannte Vorweiblichkeit gefördert (Proterogynie), also dadurch, dass die Narben z.T. mehrere Tage vor den männlichen Staubbeuteln erscheinen (Kemmer et al., 1980). Diese Tatsache bedeutet auch, dass es bei der Befruchtung permanent zu einer Gen-Neukombination aller Samen kommt. Eine Folge daraus ist der sogenannte Polymorphismus, d.h. es gibt sehr viele verschiedene Variationen des Ackerfuchsschwanzes (Menck, 1968). Unter Feldbedingungen sind 3-5 unterschiedliche Genotypen erkennbar (Henne, 2007). Auch Albino-Keimlinge tauchen bei einem von 4000 Keimlingen auf (Bond, Davies und Turner, 2007). Durchschnittlich 39% der Ackerfuchsschwanzsamen sind taub (Moss 1981). Das Vorhandensein fruchtbarer Samen ist stark abhängig von der Ackerfuchsschwanzdichte und den Witterungsbedingungen während des Pollenflugs (Naylor, 1972). So erbrachte ein Versuch mit zwei Einzelpflanzen, in 35 m Abstand voneinander aufgestellt, bei der Pflanze, die in Hauptwindrichtung stand, 32% fertile Samen, während die andere Pflanze nur 5% fertile Samen trug (Menck, 1968). Über die Pollen werden auch resistente Gene verbreitet, in Praxisversuchen wurde dies aber nur über mehrere Meter nachgewiesen (Schleich-Saidfar, 2009). Eine Verbreitung über größere Strecken ist aber durchaus denkbar. Ansteigende Bodenfruchtbarkeit erhöht zwar die Samenzahl pro Pflanze, senkt aber den Anteil fruchtbarer Samen (Thurston, 1964). Die Blütenstände des Ackerfuchsschwanzes stehen auf aufrechten oder geknieten Halmen von bis zu 60 cm Länge, in Ausnahmefällen bis zu 140 cm (Behrend & Hanf, 1979). Grundsätzlich braucht Ackerfuchsschwanz eine Tages-temperatursumme von 850-1200°C, um zur Blüte zu gelangen. Allerdings haben Tageslängen und Vernalisation vermutlich einen kumulativen Effekt auf den Zeitpunkt der Blüte (Chauvel, 2002). Die Blüte wird im Frühjahr und im Herbst induziert, aber nicht an den langen warmen Sommertagen. Nach der Blühinduktion kommt es im späten Herbst und Winter nicht mehr zur Blüte, weil niedrige Temperaturen das Schossen verhindern (Wellington & Hitchings, 1966). Der Polymorphismus des Ackerfuchsschwanzes ist aus Sicht der Resistenzwahrscheinlichkeit vor allem deshalb problematisch, weil der Ackerfuchsschwanz ein immenses Bestockungs- und Samenpotential hat. So wurden in lückigen Kulturbeständen (Rüben, Winterraps) mehrfach Pflanzen mit über 200 Ähren gefunden, und es wurden bis 276 Bestockungstriebe

pro Pflanze gezählt. Wie aus der schematischen *Abbildung 6* hervorgeht, bestockt sich der Ackerfuchsschwanz auch an den oberirdischen Halmknoten (Menck 1968).



**Abbildung 6: Bestockungsschema des Ackerfuchsschwanzes, (Menck, 1968)**

Nach einer Schnittnutzung im Futterbau kann der Ackerfuchsschwanz wieder aus den Bestockungstrieben austreiben. Dieser Neuaustrieb erfolgt fast ausschließlich aus den oberirdischen Halmknoten, weniger oder nicht aus den Basisbestockungsknoten, so dass ein Schnitt unterhalb der tiefsten Halmknoten nur noch zum Neuergrünen, selten zu neuen Trieben führt (Menck, 1968).

In Getreidebeständen wird der Ackerfuchsschwanz von interspezifischer Konkurrenz beeinflusst (z.B. zwischen Weizen und Ackerfuchsschwanz) und es werden wesentlich weniger Ähren gebildet. Bei einer Befallsstärke von einer Ackerfuchsschwanzpflanze pro m<sup>2</sup> im Winterweizen werden durchschnittlich 3,87 Ähren /Pflanze ausgebildet (Moss 1990).

Die Ähren des Ackerfuchsschwanzes im Wintergetreide haben eine durchschnittliche Länge von 8,13 cm und enthalten im Schnitt 108 Samen (Moss, 1981).

Der Ackerfuchsschwanz streut seine Samen über eine Periode von etwa acht Wochen vom späten Juni bis Ende August mit einem Maximum im späten Juli (Moss, 1980a). In der Mitte der Ausfallperiode ist die Lebensfähigkeit der Samen höher als zu Beginn und am Ende (Moss, 1983). In Abhängigkeit von den Umweltbedingungen fallen vor der Ernte 70- 90% der Samen zu Boden. Es bleibt aber ein Teil der Samen am Halm, der dann mit den Erntemaschinen auch über weite Strecken verschleppt werden kann (Petersen, 2006).

In seinem Saatzzyklus des *Alopecurus myosuroides* hat Moss 1990 das Vermehrungsverhalten des Ackerfuchsschwanzes in einem Organigramm dargestellt. Dieses Modell soll als Grundlage für Prognosen der Bestandsentwicklung von Ackerfuchsschwanz in unterschiedlichen ackerbaulichen Systemen dienen.

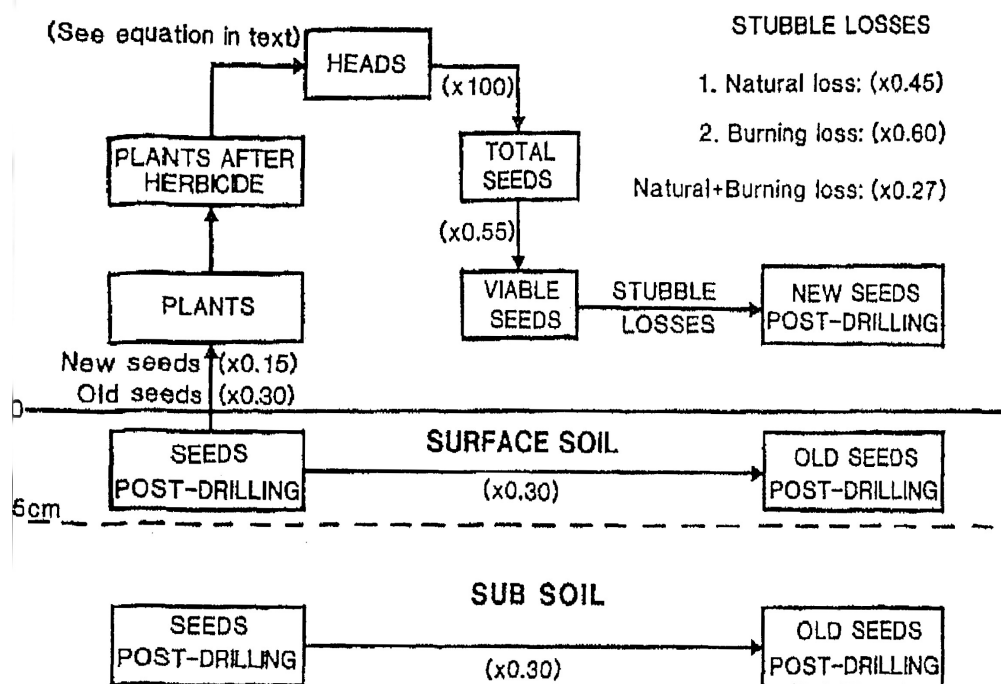


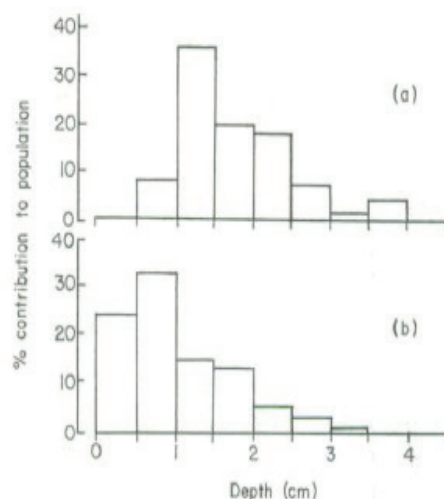
Abbildung 7: Saatzzyklus des *Alopecurus myosuroides* (Moss, 1990)

In diesem Modell wird von einer 70%igen Reduktion des Samenpotentials im Boden pro Jahr ausgegangen  $(\times 0,30)$  (Siehe Anhang). Aufgrund der ausgeprägten Keimruhe des Ackerfuchsschwanzes wird angenommen, dass nur 15% der neuen Samen im Oberboden keimen  $(\times 0,15)$ , bei den älteren Samen, die ihre Keimruhe größtenteils verloren haben, wird von 30% Keimung ausgegangen. Es wird weiterhin davon ausgegangen, dass eine Ähre durchschnitt-

lich 100 Samen produziert ( $\times 100$ ), wovon nur 55% lebensfähig sind ( $\times 0,55$ ), (Moss, 1990). Die größten Samenverluste treten zwischen Juli und Oktober ein. Auf Flächen, wo das Stroh gepresst wurde, kam es zwischen Juli und Oktober bei den frisch gestreuten Samen zu Verlusten von 68-71% (Moss, 1987). Im Saatzyklus werden diese Verluste als Stoppelve-luste berücksichtigt. Die dargestellte Samenvernichtung durch Feuer ist heutzutage allerdings nicht mehr praktikabel.

Annahmen zum Effekt unterschiedlicher Bodenbearbeitungen im Modell: Die Menge der Samen in den obersten 5 cm, die in dieser Schicht verbleibt, beträgt nach Grubbern in 5, 10, oder 20 cm entsprechend 100, 80, oder 60%. Nach Pflügen verbleiben 5% der Samen aus den obersten 5 cm an der Bodenoberfläche, 35% des Samenpotentials aus dem Unterboden werden in die obersten 5 cm befördert (Moss, 1990). Beim Grubber gibt es hierzu keine Angaben.

90% des Ackerfuchsschwanzes keimen aus den obersten 2,5 cm des Bodens (Naylor, 1970).



**Abbildung 8: Afu-Keimtiefen auf 2 Standorten (Naylor, 1970)**

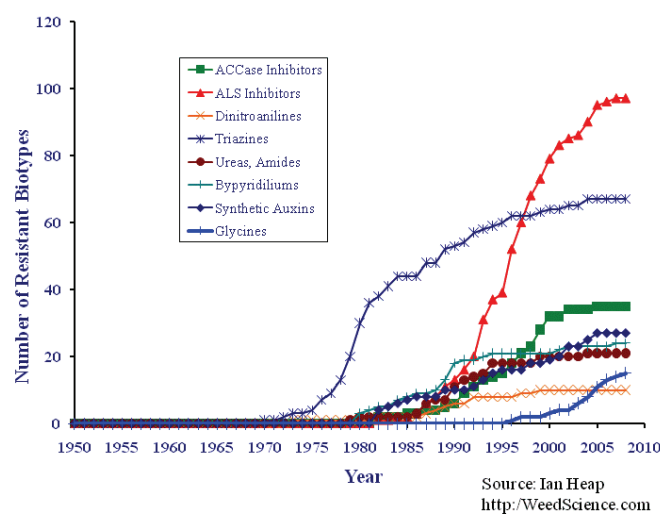
Auf fünf Ackerstandorten mit natürlichen Ackerfuchsschwanzpopulationen sank die Anzahl der Samen nach 3 Jahren auf 1-3% des ursprünglichen Bestandes. Es gibt die Tendenz, dass die Samenabnahme in den ersten beiden Jahren größer ist, als in den darauf folgenden Jahren. Durchschnittlich nimmt das Samenpotential im Boden jährlich um 73-83% ab (Moss, 1985b). Pflanzenpopulationen reflektieren nicht immer das tatsächliche Samenpotential im Boden. Bodenbearbeitungen haben einen starken Einfluss auf die Samenmenge im Oberboden und die Pflanzenpopulation (Moss, 1985b).

Auf einem Feld, das nach starker Ackerfuchsschwanzverseuchung 9 Jahre als Weide genutzt

wurde, konnten nach anschließendem Umbruch immer noch Ackerfuchsschwanzpflanzen festgestellt werden. Proben nach 21 Jahren Weide enthielten keine lebensfähigen Ackerfuchsschwanzsamen mehr (Menck, 1968). Dies bestätigen auch Versuchsergebnisse aus England. In sauren Moorböden altern die Ackerfuchsschwanzsamen schneller als in Lehmböden (Lewis, 1973). Bei der Lebensfähigkeit der Ackerfuchsschwanzsamen im Boden werden Spannen von bis zu 11 Jahren angegeben (Petersen, 2006). Es ist nicht klar, ob erfolglose Keimung oder andere Ursachen wie Fäulnis für die Samenverluste im Boden verantwortlich sind (Moss, 1985a). Mikrobentätigkeit hat allerdings einen bedeutenden Einfluss (Moss, 1987).

## 2.2 Resistenzproblematik

„Die Entstehung von Herbizidresistenzen ist ein ganz natürlicher Prozess [...]“ (Gehring, 2003). Sie sind heute ein weltweites Problem. Die Resistenzen entwickeln sich so schnell, dass die Innovationskraft der Industrie nicht ausreicht, um neue Mittel stellen zu können. Dieses Phänomen wird dadurch verstärkt, dass immer weniger Firmen forschungsorientiert arbeiten. Parallel steigen die Anforderungen an die Entwicklung und Registrierung von neuen Wirkstoffen, sodass neue Lösungen in deutlich reduzierter Anzahl auf den Markt kommen. In den letzten 30 Jahren ist kein neuer Wirkmechanismus mehr entdeckt worden. Alle in den letzten Jahren eingeführten Produkte entstammen bekannten Wirkungsgruppen. In Europa ist Ackerfuchsschwanz das wichtigste Ungras mit Resistenzausbildung, besonders in Großbritannien, Frankreich, den Beneluxstaaten und Deutschland (Anonym, 2008).



**Abbildung 9: Zunahme von Herbizidresistenzen weltweit**



Kein Wirkstoff ist vor Resistenzen sicher, auch Glyphosat nicht.

In den USA gibt es bereits 21 Bundesstaaten, aus denen Resistenzen gegen Glyphosat gemeldet wurden. Insgesamt gibt es dort sieben resistente Unkräuter und drei resistente Ungräser. Weltweit sind 17 verschiedene Unkräuter und Ungräser bekannt, die gegen Glyphosat resistent sind. In Europa wurde erstmals 2004 eine Glyphosatresistenz des Südamerikanischen Berufskrautes aus Spanien gemeldet. Heute sind in Europa Glyphosatresistenzen aus Italien, Frankreich, Tschechien und Spanien bekannt ([www.weedscience.org](http://www.weedscience.org)). Glyphosatresistenzen wurden bei Ackerfuchsschwanz bislang nicht gemeldet, die Wahrscheinlichkeit des Auftretens ist allerdings hoch.

In Deutschland gibt es 11 Wirkstoffgruppen mit Ackerfuchsschwanzwirkung (Anonym, 2010). Aus fünf Wirkstoffgruppen, die 29 von 35 Wirkstoffen enthalten, werden Resistenzen gemeldet ([www.weedscience.org](http://www.weedscience.org)).

**Tabelle 1: Wirkstoffgruppen gegen Ackerfuchsschwanz (verändert nach Anonym, 2010)**

HRAC Gruppe	Wirkort	Bekannte Vertreter	$\Sigma$ Wirkstoffe	Resistenzen gemeldet
A	ACCase	Topik, Focus, Axial	9	X
B	ALS	Atlantis, Lexus	11	X
C2	PSII	Arelon, Lentipur	2	X
E	PPO	Sumimax	1	
F1	PDS	Bacara	1	
F3	Unbekannt	Bandur	1	
G	EPSP	Roundup	1	
H	Glutamin	Basta	1	
K1	Mikrotubuli	Kerb, Malibu, Stomp	3	X
K3	Zellteilung	Butisan, Cadou	4	X
N	Fettsynthese	Boxer	1	

Der relativ unspezifische Abbau von Wirkstoffen kann weitere Probleme in sich bergen. „Das heißt: Ackerfuchsschwanz, der in der Lage ist CTU/IPU (PSII-Hemmer) abzubauen, ist auch relativ schnell in der Lage, ACCase-Hemmer wie Topik oder Ralon Super abzubauen“ (Kathleen Brehmer 2007 nach Kingenhagen, 2001).

Die Resistenzbildung bei Ackerfuchsschwanz ist weit verbreitet. Die Resistenzen sind bei ACCase-Hemmern, wie Topik, Ralon Super oder Axial, weitaus stärker ausgeprägt als bei

ALS-Hemmern wie Atlantis, Broadway oder Lexus (Anonym 2009, nach Menne, 2009). Der Ackerfuchsschwanz lässt sich derzeit vielerorts in Winterroggen, Triticale und Winterweizen nur noch durch den Einsatz von Atlantis sicher kontrollieren.

In den norddeutschen Marschgebieten und im östlichen Hügelland Schleswig-Holsteins gibt es bereits erste Resistenzen gegen Atlantis (Anonym, 2009 nach Landschreiber, 2009). Der Einsatz von Herbiziden mit unterschiedlichen Wirkorten in Kombination oder in Spritzfolge konnte die Entwicklung von Zielortresistenzen abmildern, aber nicht verhindern. Das zeigte sich auch in Feldversuchen (Schleich-Saidfar, 2009).

#### **Abbildung 10: Afu-Resistenzen in Deutschland (Bayer Crop Science, 2009)**

**Die Anzahl Kästchen pro Landkreis steht für die Summe der dort untersuchten Wirkstoffe**

In der heutigen Resistenzsituation muss der Landwirt alle Möglichkeiten nutzen, die Verunkrautung mit geeigneten ackerbaulichen Maßnahmen zu unterdrücken (Anonym, 2008). Die Resistententwicklung beim Ackerfuchsschwanz steht in einem engen Zusammenhang mit kontinuierlichem Wintergetreideanbau, pflugloser Bodenbearbeitung und regelmäßigem Einsatz des selben Herbizids (Moss und Clarke, 1994). In England gibt es Standorte, an denen nur noch Glyphosat und Bodenherbizide im Herbst wirken oder der Einsatz von Hacke und

Striegel (Schleich-Saidfar, 2009). Bodenherbizide erreichen zudem oft nur enttäuschende Wirkungsgrade (Henne, 2007). Es wurden in England Mehrfachresistenzen nachgewiesen, bei denen der Ackerfuchsschwanz gleichzeitig gegen Wirkstoffe aus vier Wirkstoffgruppen (A, B, C2 und K1) resistent war (Anonym, 2008). Die Pflanzenschutzberatung dort appelliert dringend dazu, Resistenzen besser vorzubeugen als abzubauen, denn ein Umkehren vorhandener Resistenzen ist praktisch unmöglich. Es ist besser eher als später zu reagieren (Schleich-Saidfar 2009).

### 2.3 Vorbeugende Maßnahmen gegen Ackerfuchsschwanz

Zu den vorbeugenden Maßnahmen zählt die Verwendung von Saatgut ohne Ackerfuchsschwanzsamen. Ferner ist darauf zu achten, dass keine Verschleppung der Samen von bereits befallenen Feldern z.B. durch Mähdrescher oder Stroh erfolgt. Dies kann beispielsweise dadurch erreicht werden, dass zuerst die Beerntung auf den nicht verseuchten Flächen vorgenommen wird (Kemmer et al., 1980). Einige Mähdrescher sind in der Lage, aufgenommene Samen von Ungräsern separat zu sammeln. Diese können dann nachfolgend verbrannt bzw. vernichtet werden. Da Unkrautsamen auf diese Weise äußerst effektiv reduziert werden können, empfiehlt sich diese Methode insbesondere in Gegenden mit sehr hohen Unkrautpopulationen. Effiziente Lösungen wurden bereits in Australien untersucht (Anonym, 2008).

**Tabelle 2: Effekt einer Samenaufnahme beim Drusch (Anonym, 2010 nach Powles, 1997)**

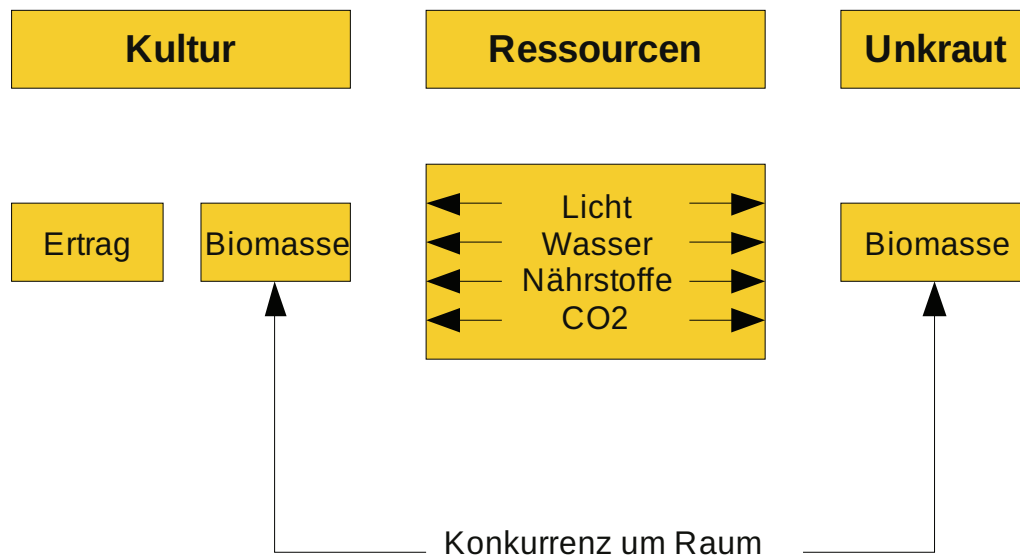
Kulturart	Weidelgraspflanzen/m <sup>2</sup> zu Beginn der nächsten Saison	
	Mit Samenaufnahme	Ohne Samenaufnahme
Erbsen	1810	5215
Gerste	346	577
Weizen	627	1290

Wo Ackerfuchsschwanz in einer Gemeinde nur auf 1 oder 2 Flächen auftrat, war es oft so, dass dort 3-4 Jahre vor dem Beobachtungszeitpunkt ein Grasmisch angebaut worden war (Menck, 1968). Dies deutet auf eine Einschleppung mit dem Grassaatgut hin.

Durch Veränderung des Standortes, z.B. durch Drainage, kann das Konkurrenzverhältnis zwischen Ackerfuchsschwanz und Kulturpflanze zugunsten letzterer verschoben werden, so dass sich die Vermehrungsbedingungen des Ungrases verschlechtern (Menck, 1968).

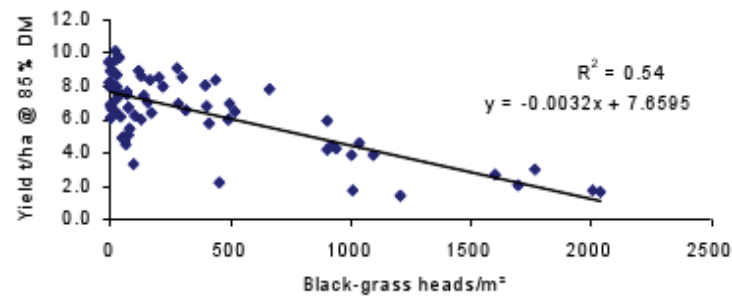
## 2.4 Ertragsschädigungen durch Ackerfuchsschwanz

Der aussagekräftigste Parameter über die Ackerfuchsschwanzkonkurrenz ist die Dichte der Ackerfuchsschwanzähren pro m<sup>2</sup> (Pye, 2001 nach Holm, 1997). Ackerfuchsschwanz stellt eine Konkurrenz um Wasser, Nährstoffe und Licht dar (Kathleen Brehmer 2007 nach IVA, 2006).



**Abbildung 11: Afu-Einfluss auf die Kulturpflanze (Hock; Fedtke; Schmidt, 1995)**

Bei hohen Ackerfuchsschwanzdichten bildet Getreide weniger Ähren und reduziert die Anzahl Körner/Ähre (Moss, 1980 nach Niemann, 1979). In dünnen Kulturbeständen reicht bereits eine niedrige Ackerfuchsschwanzverseuchung aus, um hohe Ertragsausfälle zu verursachen, aufgrund des großen Bestockungspotentials des Ackerfuchsschwanzes. Dies demonstrieren Beobachtungen, die belegen, dass Ackerfuchsschwanz oft in Drillfehlern und dünnen Beständen dominant wird (Moss, 1980 nach Thurston, 1976). Ackerfuchsschwanz, der in Sommergetreide erscheint, ist meist nicht in der Lage, Ertragsschädigungen zu verursachen (Moss, 1980 nach Banchaley, 1917). Ein geringer Ackerfuchsschwanzbesatz (unter 50 Pflanzen/m<sup>2</sup> im Herbst, bzw. unter 30 im Frühjahr) reduziert den Ertrag des Getreides nicht signifikant (Petersen, 2006). Um den Getreideertrag abzusichern, sind bei niedrigen bis mittleren Ackerfuchsschwanzverseuchungen erst im März Pflanzenschutzmaßnahmen notwendig (Clarke, Moss und Orson, 2000 nach Blair, Cussans und Lutman, 1999). 224 Ackerfuchsschwanzpflanzen/m<sup>2</sup> sind erst 150 Tage nach dem Drillen ertragswirksam. Trotzdem ist es effektiver, die Ackerfuchsschwanzpflanzen in einem frühen Stadium chemisch zu bekämp-

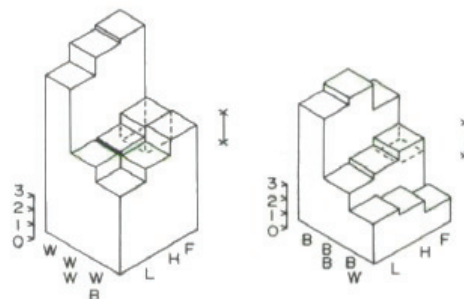


**Abbildung 12: Ertragsverlust im Weizen mit steigender Afu-Dichte (Anonym, 2006)**

fen, weil ausgewachsene Ackerfuchsschwanzpflanzen widerstandsfähiger sind (Clarke, Moss und Orson, 2000). Bei 100 Ackerfuchsschwanzpflanzen/m<sup>2</sup> kann man in Wintergetreide bereits mit einen Ertragsverlust von 3-6 dt rechnen (Petersen, 2006).

Ein starker Ackerfuchsschwanzbesatz kann das Getreide ins Lager zwingen. Das erhöht den Ertragsverlust. Eine weitere Schädigung besteht in der Vermehrung von Getreideschaderregern wie Mehltau, die sich am Ackerfuchsschwanz entwickeln können (Petersen, 2006). Ackerfuchsschwanz ist zudem einer der wichtigsten Wirte für Mutterkorn (Pye, 2001).

Die Stickstoffkonkurrenz von Ackerfuchsschwanz reduziert bei niedrigen Düngenniveaus die Trockenmasse und die Triebzahl von Weizen mehr, als die Stickstoffkonkurrenz anderer Weizenpflanzen (Naylor 1970). Es zeigt sich, dass höhere Stickstoffniveaus den Einfluss von Ackerfuchsschwanz bis zu einem gewissen Grad kompensieren können. Es kann sein, dass eine gute Stickstoffversorgung eines der günstigsten Mittel ist, um Ertragsverlusten durch Ackerfuchsschwanz entgegenzuwirken. Bei hohen Stickstoffniveaus wird Ackerfuchsschwanz durch die Kultur außerdem stärker unterdrückt (Naylor, 1970). Niedrige Stickstoffgehalte im Boden sind mit konkurrenzfähigeren Ackerfuchsschwanz korreliert. Auch feuchte Sommer steigern tendenziell die Konkurrenzkraft des Ackerfuchsschwanzes gegenüber Weizen (Clarke, Moss und Orson, 2000).



**Abbildung 13: Pflanzengewicht (g) in verschiedenen Konkurrenzsituationen (Naylor, 1970)**

**W : Weizen ohne Konkurrenz, WW: Weizen + Weizenkonkurrenz, WB: Weizen + Afu  
B = Afu ohne Konkurrenz, BB = Afu mit Afu-Konkurrenz, BW = Afu mit Weizenkonkurrenz**

**L = Niedriges Düngenniveau, H = Hohes Düngenniveau, F = Blattdüngung auf Weizen**

## 2.5 Problematik der Keimruhe

Die Ausprägung der Keimruhe wird während der Reife und während des Aussamens danach bestimmt (Wellington & Hitchings, 1966). Die mögliche Keimzeit des Ackerfuchsschwanzes liegt unter unseren Bedingungen in der Zeitspanne von September bis Mai des Folgejahres (Kemmer et al., 1980). Hafer und Weizen keimen unter günstigen Bedingungen sehr schnell, während die Keimung bei Pflanzen mit kleineren Samen wie Ackerfuchsschwanz oft durch eine Keimruhe verzögert wird (Lewis, 1961 nach Toole & Brown, 1946).

Die Angaben über die Menge der Ackerfuchsschwanzsamens, die direkt nach der Ernte in eine primäre Keimruhe fallen, weichen in der Literatur sehr stark voneinander ab. Barralis (1970) berichtet, dass die Samen, die er untersucht hat, direkt nach der Ernte komplett in einer primären Keimruhe waren. Colbach (2002b) fand heraus, dass bis zu 40% der Ackerfuchsschwanzsamens in seinen Versuchen direkt nach der Ernte in der Lage waren, zu keimen.

Die Samen des Ackerfuchsschwanzes, die sich in der primären Keimruhe befinden, benötigen einige Wochen, um ihre Keimruhe zu verlieren, und keimen dann hauptsächlich im Herbst (Barralis, 1970). Eine sekundäre Keimruhe wird induziert, wenn die Ackerfuchsschwanzsamens nach der primären Keimruhe keine guten Keimbedingungen vorfinden. Der Ackerfuchsschwanz durchläuft im Laufe des Jahres einen Zyklus mit höheren und niedrigeren Keimruheniveaus, dieser wurde auch unter konstanten Bedingungen im Labor festgestellt (Pye, 2001 nach Fenner, 1985).

Bei niedrigen Keimruheniveaus sprechen Baskin & Baskin (1998) von einer konditionellen Keimruhe, die durch bestimmte Konditionen wie Trockenheit und mechanische Einflüsse gebrochen werden kann.

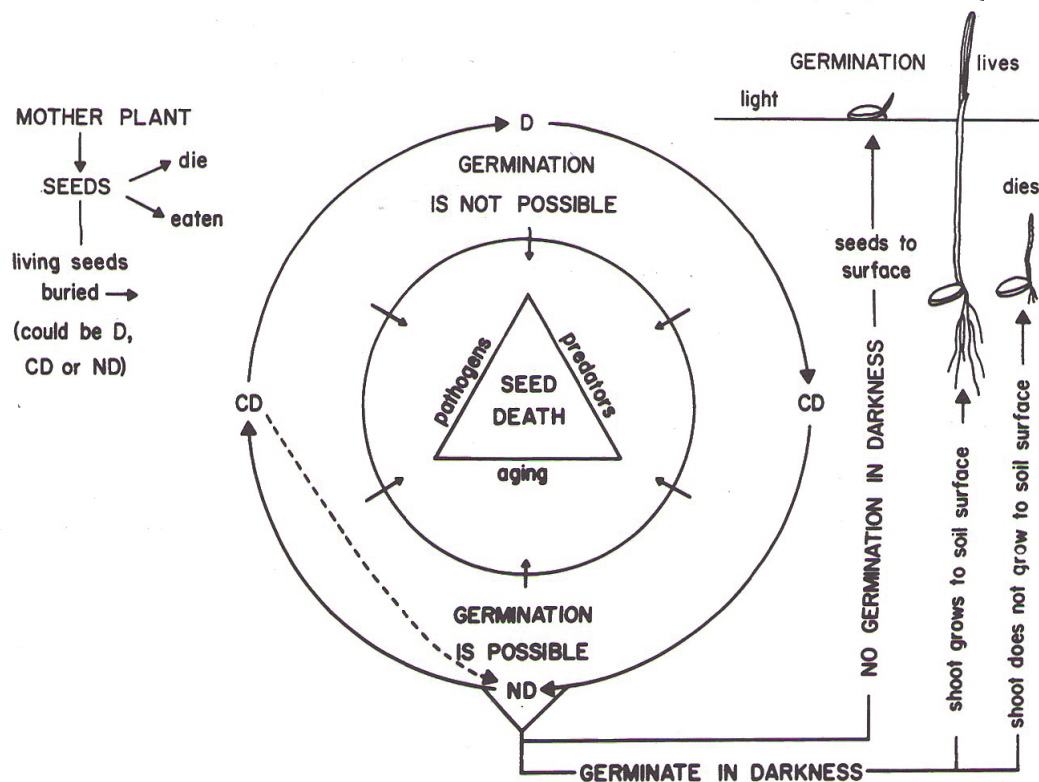


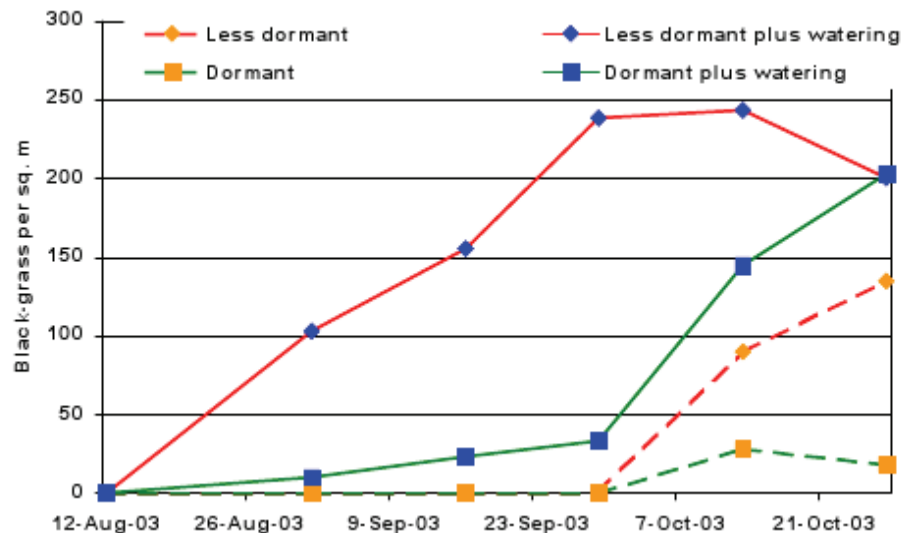
Abbildung 14: Keimruhezyklus von Gräsern (Baskin & Baskin, 1998)

CD: Konditionelle Keimruhe, D: Absolute Keimruhe, ND: Keine Keimruhe

Die primäre Keimruhe der Samen, die im Frühsommer reifen, stellt sicher, dass nur wenige Samen während der heißen und trockenen Sommerperiode keimen (Colbach, 2002b). Die primäre Keimruhe wird stark durch die Spelzen bedingt, ein Entfernen der Hüllspelzen führt zu einer starken Keimschnelligkeitsförderung (Menck, 1968). Vegis (1965) führt die Keimruhe, sowohl die primäre, als auch die sekundäre, auf die Bildung oder das Vorhandensein von Lipiden zurück, die die Sauerstoff- und Wasserzufuhr über die Membranen hemmen.

In *Abbildung 15* wird das Keimverhalten von Samen, die eine lange primäre Keimruhe haben mit Samen, die eine schwache primäre Keimruhe haben, verglichen. Die trockenen Bedingungen im Sommer 2003 verhinderten bei den unbewässerten Varianten bis Oktober jegliche Keimung. Die bewässerten Varianten zeigen ziemlich deutlich die Dauer der primären Keimruhe. Anfang Dezember erreichten alle Varianten die gleiche maximale Keimung (Cook et al. 2004).





**Abbildung 15: Effekt von Keimruhe und Bewässerung auf Afu-Auflauf (Cook et al. 2004)**

Ungekeimte Samen können im Herbst in eine sekundäre Keimruhe fallen, die im späten Winter, oder im zeitigen Frühjahr verschwindet (Colbach, 2002a nach Styckers & Delputte, 1965).

### 2.5.1 Lichteinfluss

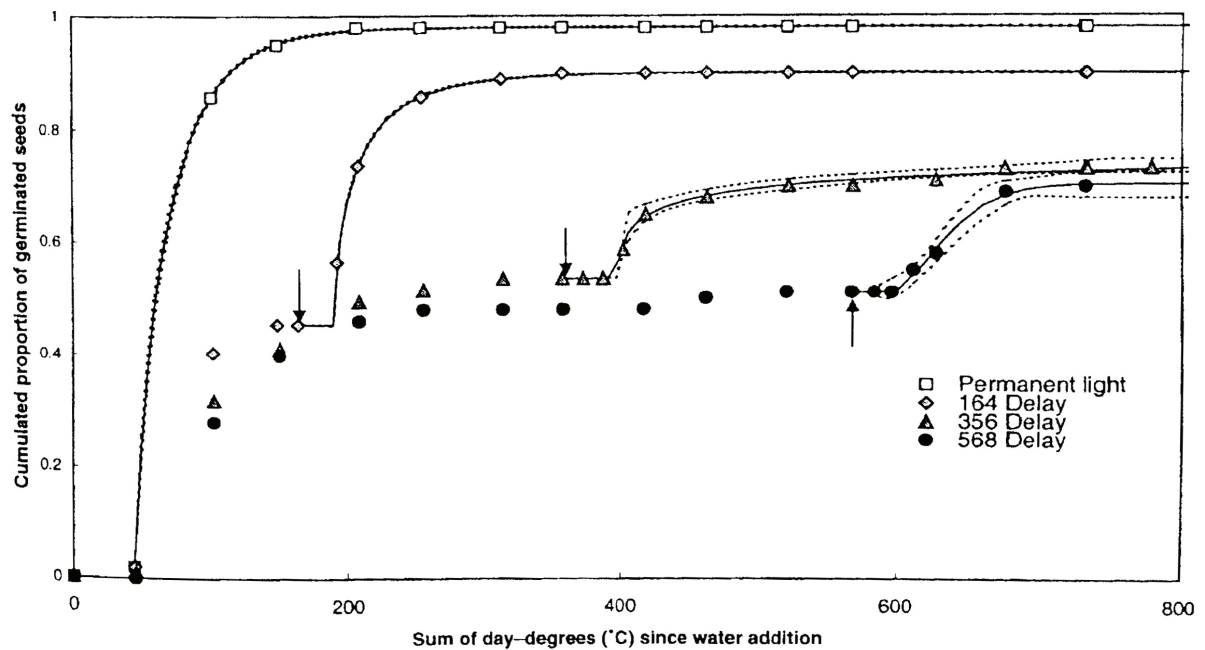
Junge Ackerfuchsschwanzsamen brauchen einen Lichtreiz und keimen weniger gut in der Dunkelheit. Die Lichtempfindlichkeit nimmt mit dem Alter ab (Barallis, 1968). Ein kurzer Lichtkontakt während der Bodenbearbeitung reicht bereits aus, um die Keimung zu stimulieren. Das Licht wird vom sogenannten photoreversiblen Chromoprotein Phytohorm wahrgenommen. Bei den meisten Pflanzen muss das Licht einen hohen Infrarot-Anteil haben, damit der Lichtblitz wirkt (Scopel et al., 1991).

**Tabelle 3: Keimung bei Tageslicht, Dunkelheit und Lichtblitz (verändert nach Menck, 1968)**

	Lichtkeimung	Dunkelheit	Lichtblitz
Keimung nach 2 Wochen	91,00%	1,20%	25,60%

Es zeigt sich ganz eindeutig, welchen Effekt das Licht auf Samen ohne Keimruhe als keimauslösender Faktor hat. Bei Licht sind 91% gekeimt und im Dunkeln nur 1,2%. Aber schon ein Lichtblitz von 1/1000 sec. führt zu einer 25,6%igen Keimung. Hier spielt die Lichtintensität eine wesentliche Rolle (Menck, 1968). Ähnliches hat Froud-Williams (1984b)

herausgefunden, bei seinen Untersuchungen keimte Ackerfuchsschwanz an der Bodenoberfläche zu 48%, in 2,5 cm Tiefe zu 8% und in 15 cm Tiefe gab es gar keine Keimung (Bond, Davies und Turner, 2007). Ackerfuchsschwanz keimt bereits bei einem sehr niedrigen Sauerstoffgehalt in der Bodenluft (0,5-1,5%), CO<sub>2</sub>-Gehalte bis 10% haben keinen Einfluss auf die Keimung (Thurston, 1972 nach Koch 1968b). Auf die Praxis bezogen bedeutet dies, dass erst mit den Bodenbearbeitungsmaßnahmen und mit der dabei erfolgenden Belichtung der Samen des Ackerfuchsschwanzes zur Keimung angeregt wird. Es ist also weniger oder nicht der Sauerstoff-Faktor, sondern das Licht, das die Keimung auslöst. Diese Tatsache ist bei einer schon vorhandenen Verseuchung mit hohem Samenpotential im Boden eine Ursache für langandauernden und schwer zu beseitigenden Samenvorrat, da dieser Vorrat nicht kurzfristig ausgeschöpft werden kann (Menck, 1968). Bei frischen Samen keimen laut einer anderen Quelle im Dunkeln 29% der Samen, die im Licht keimen würden. Nach neun Monaten keimen bei Dunkelheit 95% der Samen, die auch im Licht keimen würden (Colbach, 2002a). Da 85% der tief vergrabenen Samen dennoch nicht keimen, müssen neben dem Lichteinfluss auch noch andere Faktoren die Keimung begrenzen. Z.B. sinkt der Sauerstoffgehalt mit zunehmender Bodentiefe und Sauerstoffmangel hemmt bekannterweise die Keimung (Colbach, 2002a nach Richard & Guerif, 1988). Je später die Ackerfuchsschwanzsamensamen ans Licht befördert werden, desto langsamer und desto weniger von ihnen keimen (Colbach, 2002a). Die Pfeile in *Abbildung 16* zeigen an, nach welcher Tagestemperatursumme die Samen Licht ausgesetzt wurden. Verwendet wurden 116-123 Tage alte Samen, die ihre primäre Keimruhe verloren hatten, ca. 50% der Samen sind bereits vorher in der Dunkelheit gekeimt. Möglicherweise fallen die Ackerfuchsschwanzsamensamen bei längerer Dunkelheit zunehmend in eine sekundäre Keimruhe.



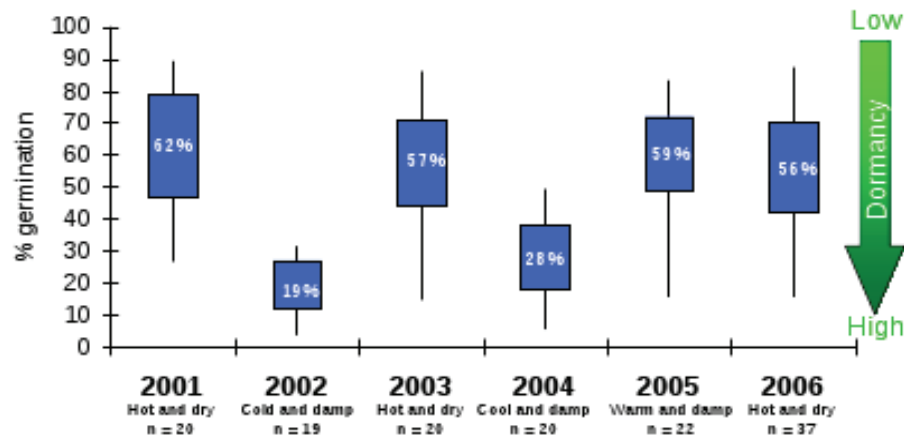
**Abbildung 16: Effekt von Lichteinfluss (Pfeile) nach der Samenquellung (Colbach, 2002a)**

Samen, die in Sommerkulturen gesammelt werden und somit von Ackerfuchsschwanzpflanzen stammen, die nach dem Winter unter wärmeren Bedingungen gekeimt sind, haben möglicherweise andere Temperaturansprüche (Colbach, 2002a).

### 2.5.2 Temperatur

Die besten Keimbedingungen für Ackerfuchsschwanz liegen bei 10 – 20 °C, aber bereits ab 5°C beginnt die Keimung. Durch niedrige Temperaturen wird die primäre Keimruhe schlechter überwunden, bzw. führen sie sogar zur Induktion einer sekundären Keimruhe. Bei stark schwankenden Temperaturen wird die primäre Keimruhe schneller überwunden als bei konstanten Temperaturen (Menck, 1968). Samen, die bei 30°C gereift sind, verlieren ihre Keimruhe schneller als diejenigen, die bei 20°C reifen, bei einer Reifetemperatur von 10°C keimen sie noch später (Thurston, 1972 nach Swedan 1970). Bei kühlen Temperaturen während der Samenreife kann die Keimruhe unter Umständen einige Wochen länger dauern (Schleich-Saidfar 2009). Entscheidend für die Induktion der Primären Keimruhe ist die Periode der späten Abreifephase des Ackerfuchsschwanzes Mitte Juni bis Mitte Juli. Die Jahre 2001, 2003 und 2005, welche höhere Durchschnittstemperaturen während der kritischen Periode hatten, führten zu einer niedrigeren primären Keimruhe. 2002 und 2004 waren kälter

als der 30-jährige Durchschnitt und die Samen hatten eine längere Keimruhe (Anonym, 2006).



**Abbildung 17: Beziehung von Reifetemperatur und primärer Keimruhe (Anonym, 2007)**

Wenn die Keimruhe gebrochen ist, steigt die Keimgeschwindigkeit bis 20°C an. Weder das Samengewicht, noch die Population, aus der die Samen stammen, haben einen signifikanten Effekt darauf (Colbach, 2002a). Die allgemeine Tendenz ist, dass sich mit steigender Temperatur die Zeit bis zum Keimbeginn hin verkürzt, aber von einer gewissen Temperaturschwelle (20°C) an nehmen die Keimprozent ab, bis bei 40°C keine Keimung mehr erfolgt. Hier werden die Samen nicht abgetötet, vielmehr keimen sie wieder bei Umstellung in niedrigere Temperaturen (20°C). Die Abbildung zeigt den Keimungsverlauf bei Temperaturen von +2°C bis 35°C (Menck, 1968).

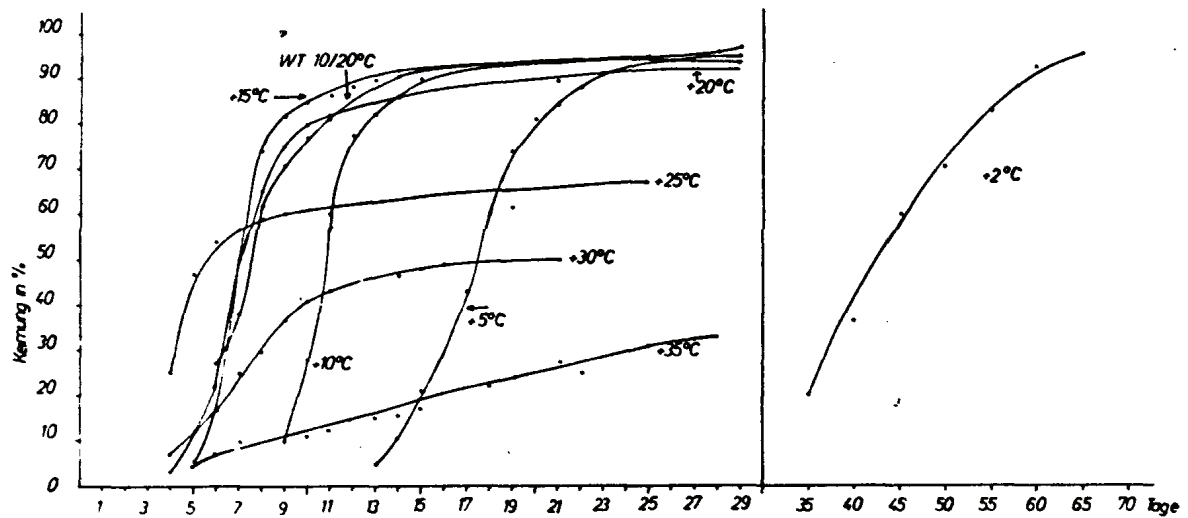


Abbildung 18: Ackerfuchsschwanzkeimung von 2°C bis 35°C (Menck, 1968)

Mit zunehmendem Alter kommt es zu einer Verschiebung des Keimtemperaturoptimums zu höheren Temperaturen. Dies bedeutet, dass jüngere, spät gereifte Samen noch die Möglichkeit haben, bei niedrigen Herbsttemperaturen zur Keimung zu gelangen und die früh gereiften Samen schon bei höheren Temperaturen keimen können (Menck, 1968).

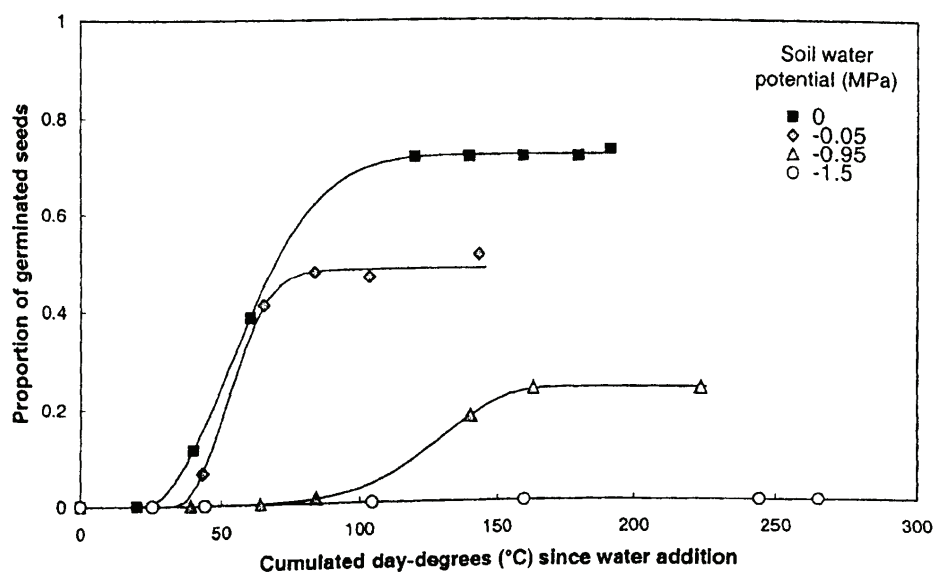
### 2.5.3 Bodenfeuchte

Die Keimung des Ackerfuchsschwanzes steigt bis zu einem Maximum an, wenn die Bodenfeuchte zur Feldkapazität ansteigt. In schweren Böden bleibt die Keimfähigkeit hoch, wenn die Wassersättigung überschritten wird, aber in Sandböden nimmt sie dann rapide ab. Ein Wasserdefizit kann zu einer sekundären Keimruhe führen (Barralis, 1970). Ackerfuchsschwanzsamen, die 2 Monate in einem Lehm Boden unter Staunässe standen, konnten danach zu 25% keimen, gegenüber 0%, die nicht unter Staunäseeinfluss standen (Lewis, 1961). Es wurde angenommen, dass die Samen unter Staunässe konserviert wurden und die anderen Samen abgestorben waren. Aus zwei verschiedenen Bodentiefen wurde später im Labor die prozentuale Keimung bei unterschiedlichen Grundwasserständen festgestellt. Die Samen der meisten Pflanzen bekommen unter dem Grundwasserspiegel eine erzwungene Keimruhe, wahrscheinlich aufgrund eines Sauerstoffmangels und/oder einer niedrigen Bodentemperatur (Lewis, 1961).

**Tabelle 4: Prozent gekeimte Afu-Samen nach Staunässe (verändert nach Lewis, 1961)**

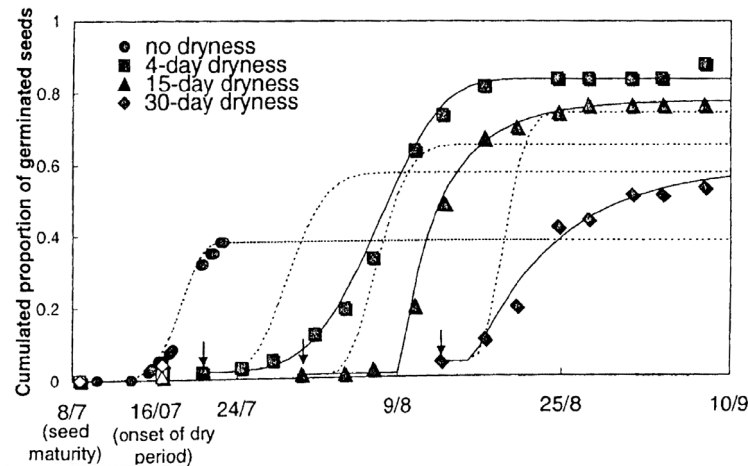
Samentiefe	Wasserspiegel in 28 cm	Wasserspiegel in 15 cm	Wasserspiegel in 0 cm
5 cm	0	0	33
20 cm	7	22	25

Ohne Wasserstress keimen 80% der Ackerfuchsschwanzsamen, die ein Jahr alt sind (trockene Aufbewahrung). Die Zeit bis das Keimen einsetzt, die Keimrate und der letztlich gekeimte Prozentsatz der Samen haben sich bei einem Wasserdefizit im Boden von -0,95 MPa stark verändert. Bei einem Defizit von -1,50 MPa gab es gar keine Keimung mehr. Ein kleiner Schauer (ungefähr 0,5mm) reicht bereits aus, um die obersten 5 mm eines trockenen Bodens (-3 MPa) auf das kritische Level von -1,53 MPa zu heben, wo der Ackerfuchsschwanz keimt (Colbach, 2002b).

**Abbildung 19: Keimung bei verschiedenen Bodenfeuchten (Colbach, 2002b)**

Unter trockenen Bedingungen gereifte Ackerfuchsschwanzsamen keimen im Herbst zu höheren Prozentsätzen, als diejenigen von feuchten Standorten (Menck, 1968). Allerdings sind Niederschläge und Bodenfeuchte während der Samenreife deutlich weniger entscheidend für die Keimruhe, als die Temperatur (Schleich-Saidfar 2009). Je länger die Samen nach der Reife Trockenheit ausgesetzt sind, desto besser keimten sie später unter feuchten Bedin-

gungen, wenn es zur ersten Samenquellung kommt. Der Effekt von Trockenheit nach der ersten Samenquellung hängt von der Länge der Trockenheit ab. Eine kurze Trockenheit nach der Samenquellung steigert den späteren Keimprozentsatz, wogegen eine lange Trockenheit nach dem Samenquellen die Keimung hemmt (Colbach, 2002b).



**Abbildung 20: Trockenheitseffekt nach Samenquellung (Juli-September) (Colbach, 2002b)**

## 2.6 Auswirkungen unterschiedlicher Bodenbearbeitungsvarianten

Ein Problem der Unkrautkontrolle in der Gegenwart ist, dass Herbizide auch Bodenbearbeitungssysteme zulassen, die einige Leitunkräuter fördern (Cussans & Moss, 1982).

### 2.6.1 Pflug, Grubber und Direktsaat im Vergleich

Weil Minimalbodenbearbeitungssysteme Ackerfuchsschwanz fördern, ist bei diesen ein höherer chemischer Bekämpfungserfolg als in einem Pflugsystem erforderlich, um einer Gräservermehrung vorzubeugen (Moss, 1980b).



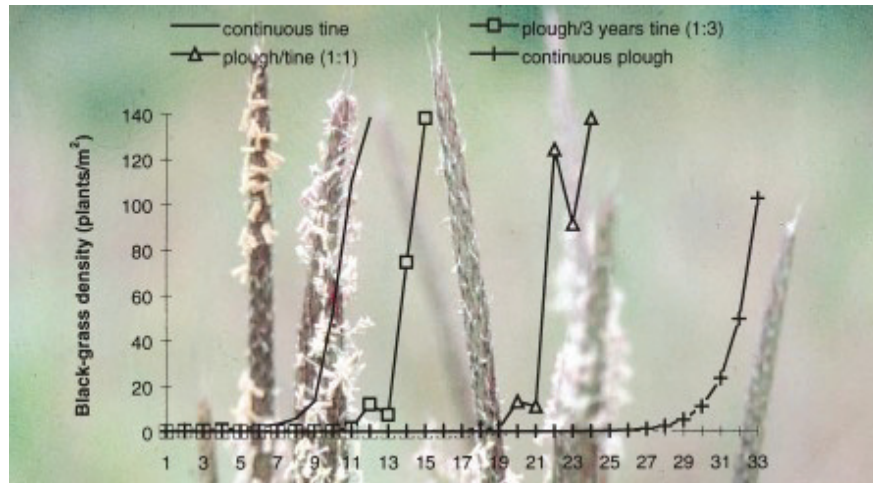
**Tabelle 5: Vermehrung von Ackerfuchsschwanz ohne Pflanzenschutz (Moss, 1990)**

		Jahre					Maximale jährliche Wachstumsrate
		1	2	3	4	5	
Bearbeitung/Strohbehandlung		Pflanzen/m <sup>2</sup>					
Sehr flach (<5 cm) /Direktsaat	Verbrannt	3	28	243	1602	4485	9.0
	Gepresst	3	45	623	4598	9788	15.0
Grubber (10 cm tief)	Verbrannt	3	22	157	919	2817	7.2
	Gepresst	3	36	406	2894	6713	11.7
Grubber (20 cm tief)	Verbrannt	3	17	89	431	1408	5.5
	Gepresst	3	27	232	1497	4026	8.8
Pflug (25 cm tief)	Verbrannt	3	4	8	11	20	1.6
	Gepresst	3	5	13	25	57	2.1

Pollard (1982) hat in 2 Versuchen festgestellt, dass über 4 Jahre hinweg selbst bei intensivem Pflanzenschutz in der Direktsaatvariante immer mehr Ackerfuchsschwanz war, als in der gepflügten. Flacher und tiefer Grubbereinsatz zeigten hier einen ähnlich hohen Besatz wie die Direktsaatvariante. Direktsaat und Grubber bewegen weniger Boden als der Pflug und belassen die meisten frisch gestreuten Samen dicht an der Bodenoberfläche, von wo diese keimen können (Pollard, 1982). Auch aus einem Feldversuch der ohne Pflanzenschutz nahe Stuttgart durchgeführt wurde geht hervor, dass bei nichtwendender Bodenbearbeitung der Ackerfuchsschwanz sehr viel stärker als bei wendender Bodenbearbeitung zugenommen hatte. Ausgehend von ca. 50 Samen/m<sup>2</sup> in der Bodenkrume wuchs die Population in einem Zeitraum von 3 Jahren in „Wendend“ auf ca. 1000 Samen/m<sup>2</sup>, d.h. um das 20fache, und in „Nicht-wendend“ auf nahezu 10.000 Samen/m<sup>2</sup>, d.h. um das 200fache (Knab und Hurle, 1988). Bei ständigem Anbau von Wintergetreide ohne Pflanzenschutz wurde bei wendender Bodenbearbeitung ein jährlicher Vermehrungskoeffizient von 2,2 errechnet. Das bedeutet, dass sich die Ackerfuchsschwanzpopulationen jährlich mehr als verdoppeln. Sehr viel stärker nimmt Ackerfuchsschwanz bei nichtwendender Bodenbearbeitung zu (jährlich um das 5fache), (Knab, Hurle, 1988). Für Direktsaat ohne Pflanzenschutz geben Cussans und Moss (1982) eine 9fache Zunahme je Jahr bei ständigem Anbau von Wintergetreide an.

Cavan, Cussans und Moss haben 1999 ein Modell entworfen, das die Populationsentwicklung des Ackerfuchsschwanzes in unterschiedlichen Bodenbearbeitungsvarianten bei zunehmender Resistententwicklung gegenüber ACCase-Hemmern voraussagt. Grundlage des Modells ist

der Saatzklus des Ackerfuchsschwanzes von Moss (1990). Das Modell startet mit einer Samenbank von 100 frisch gestreuten Samen/m<sup>2</sup>, die gleichmäßig bis zu einer Tiefe von 25 cm eingearbeitet wurden. Im Modell wurde angenommen, dass eine von 10 Millionen Ackerfuchsschwanzpflanzen resistent gegen ACCase-Hemmer ist. 4 verschiedene Bodenbearbeitungsvarianten wurden modelliert. Es wurden 10 cm Grubbertiefe und 25 cm Pflugtiefe angenommen.



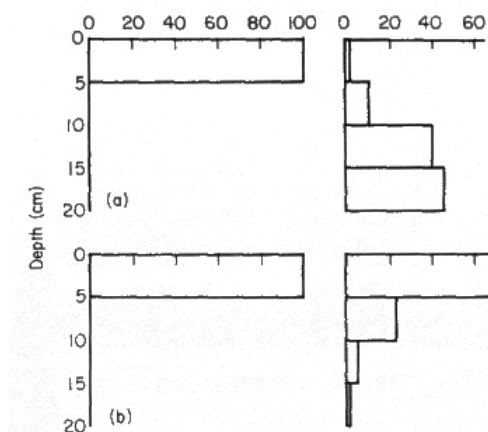
**Abbildung 21: Afu-Zunahme, bei 90% PS-Wirkung (Cavan, Cussans & Moss, 1999)**

Bei kontinuierlichem Grubbereinsatz auf 10 cm wurde die angenommene Ackerfuchsschwanz-Schadschwelle von 10 Pflanzen/m<sup>2</sup> bereits nach 9 Jahren erreicht, aber nur 49% der Pflanzen waren resistent. Beim ausschließlichen Pflugeinsatz wurde die Schadschwelle erst nach 30 Jahren erreicht, dann sind aber alle Pflanzen resistent (Cavan, Cussans & Moss 1999). Durch Bekämpfungsmaßnahmen müssen pro Jahr mindestens 95% der Ackerfuchsschwanzpflanzen beseitigt werden, damit sich der Bestand nicht erhöht. Der Einsatz des Pfluges führt zur Vernichtung eines Teils der Ackerfuchsschwanzpflanzen/Samen durch Vergraben, z.T. wird die Resistenzbildung dadurch verlangsamt, dass alte, noch nicht resistente Samen, wieder hoch geholt werden (Verdünnungseffekt) (Schleich-Saidfar, 2009). Bei nichtwendender Bodenbearbeitung laufen durchschnittlich 10% aller Ackerfuchsschwanzsamen im Boden auf, bei wendender je nach angebauter Kulturart sehr viel weniger (Knab, Hurle, 1988).

Bodenbearbeitungen haben einen großen Einfluss auf die Verteilung der Samen im Boden. Die Anzahl lebensfähiger Ackerfuchsschwanzsamen im Boden nimmt rapide ab. Die durchschnittliche jährliche Abnahme der Samenzahl im Boden ist auf gepflügten, gegrubberten und direkt gedrillem Land relativ ähnlich. Die Samenmenge sinkt in diesen Systemen

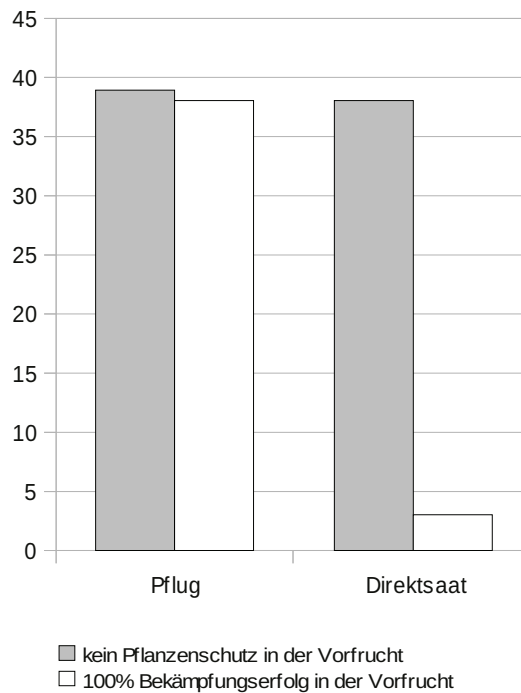
mit jährlich 73-83% exponentiell ab. Wo abwechselnd gepflügt und direkt gedrillt wurde, überlebte eine höhere Anzahl Ackerfuchsschwanzsamen, als in einem kontinuierlichen Bodenbearbeitungssystem. (Moss, 1985).

Der größte Teil des Pflugbalkens wird relativ gleichmäßig umgedreht. Samen werden deshalb genauso gleichmäßig mit dem Boden nach unten bewegt, unabhängig von ihrer Größe und Form. Bei der Bodenbearbeitung mit dem Grubber ist der Mechanismus der Bodenbewegung weniger offensichtlich und wird mehr vom Bodentyp und Bodenzustand beeinflusst. Die Bewegung der Samen im Boden, die durch unterschiedliche Bodenbearbeitungen geschieht, wurde von Cousens und Moss (1990) auf einen sandigen Lehm Boden untersucht. In fünf verschiedenen Bodentiefen (0, 5, 10, 15 und 20 cm) wurden Perlen mit unterschiedlichen Farben ausgelegt, anschließend wurden die Perlen in einer Variante 20 cm tief umgepflügt und in der anderen 20 cm tief gegrubbert. Die Perlen wurden nach der Bodenbearbeitung in 5 cm Schichten gezählt. Beim Pflugeinsatz wurden die Perlen von der Oberfläche größtenteils in die beiden untersten Bodenschichten verlagert. Beim Grubbereinsatz wurden die Perlen von der Oberfläche kaum in die unteren Bodenschichten befördert (Cousens und Moss, 1990).



**Abbildung 22: Perlen vor und nach a Pflug- und b Grubbereinsatz (Cousens & Moss, 1990)**

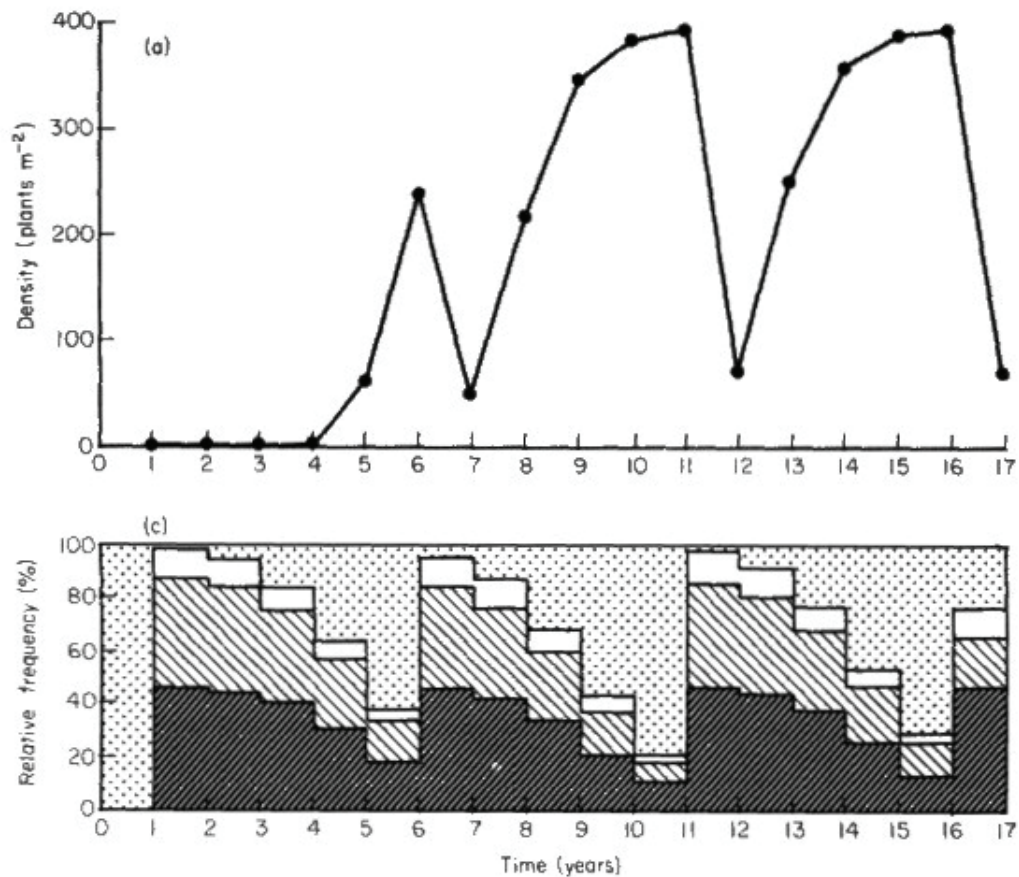
Die Bodenbearbeitung kann auch dafür verantwortlich sein, dass alte lebensfähige Samen an die Bodenoberfläche gebracht werden. In einem Winterweizenexperiment wurde herausgefunden, dass dort, wo in der Vorfrucht keine Ackerfuchsschwanzsamen gestreut wurden, bei Direktsaat 90% weniger Ackerfuchsschwanzpflanzen aufkamen als auf gepflügten Land (Moss, 1980b).



**Abbildung 23: Afu/m² bei Pflug und Direktsaat mit u. ohne Pflanzenschutz (Moss, 1980a)**

Ohne Pflanzenschutz ist beim Pflugeinsatz genauso viel Ackerfuchsschwanz aufgelaufen wie bei Direktsaat, obwohl der Pflug die Samen aus der Vorfrucht fast vollständig vergräbt. Dies lässt darauf schließen, dass der Pflug ähnlich viele alte Samen nach oben geholt hat, wie in der Vorfrucht gestreut wurden (Moss, 1980b). Nach einer gewissen Zeit verbleiben über die gesamte Krume verteilt eine Vielzahl keimfähiger Ackerfuchsschwanzsamens, die durch Verschütten nicht vernichtet worden sind. Im Grunde genommen dreht sich das ganze System dann im Kreise, weil mit jedem Pflügen wieder eine große Anzahl keimfähiger Samen hochgeackert wird (Henne, 2007). Nach Direktsaat kommen 80-90% der aufgelaufenen Ackerfuchsschwanzpflanzen aus Samen, die in der letzten Kultur gestreut wurden (Moss, 1980b). Das bedeutet, dass bei einer kompletten Kontrolle des Aussamens, zukünftige Verseuchungen mit Ackerfuchsschwanz rapide abnehmen, wenn die Direktsaat fortgeführt wird (Cussans et al., 1979). Selbst nach mehreren Jahren Direktsaat kann es nach Pflügen aber immer noch zu einer Ackerfuchsschwanzverseuchung kommen, wenn alte Samen aus den Boden zurückkehren (Moss, 1980a). Wenn in einem Direktsaatsystem durch verminderte Pflanzenschutzwirkung kein ausreichender Bekämpfungserfolg sichergestellt werden kann, dann stellt sich die Frage, ob es sinnvoll ist, in regelmäßigen Abständen zu pflügen. *Abbildung 24* stellt ein Modell dar, in dem von einer Extremsituation ausgegangen wird, wo die Herbizidwirkung in einem Direktsaatsystem nach dem Pflugeinsatz jedes Jahr um 10%

abnimmt. Wie zu sehen ist, kann der Pflug, der alle 5-6 Jahre eingesetzt wird, trotz der extremen Befallsannahme zu guten Bekämpfungserfolgen führen. Dies scheint eine praktische Lösung zu sein, um mit technischen Mitteln ein erträgliches Ackerfuchsschwanzniveau zu erhalten (Cussans & Moss, 1982).



**Abbildung 24: Afu/m<sup>2</sup> und Samenvorrat bei Direktsaat mit Pflug (Cousans & Moss, 1990)**

**(a) Afu-Pflanzendichte/m<sup>2</sup> bei Pflugeinsatz im 6., 11. und 16. Jahr**

**(c) Samenvorrat in 0-5 cm (gepunktet), 5-10 cm (weiß), 10-15 cm (schraffiert) und 15-20 cm (dunkel schraffiert)**

Für eine kurzfristige Beeinflussung des Besatzes in der Folgekultur gilt es abzuschätzen, ob das Vergraben von neugebildeten Samen das Heraufholen von älteren Samen überwiegt. Zu berücksichtigen ist dabei nicht nur die Anzahl der Samen, sondern auch die Keimbereitschaft, da die Samen aus tieferen Schichten zu einem größeren Prozentsatz keimbereit sind. Nichtwendende Bodenbearbeitung dürfte sich nur dann als vorteilhafter erweisen, wenn in der Vorfrucht die Neubildung von Samen verhindert werden konnte (Knab und Hurle, 1988).

### 2.6.2 Einfluss verschiedener Saatzeitpunkte

Je früher gedrillt wird, desto höher ist die Anzahl von Ackerfuchsschwanzpflanzen, die nach dem Drillen statt vor dem Drillen auflaufen (Moss, 1980a). Eine späte Aussaat des Winterweizens kann hinsichtlich des Ackerfuchsschwanzauflaufs weitgehend wie frühgesätes Sommergetreide beurteilt werden (Kemmer et al., 1980), wenn die Grundbodenbearbeitung und die Saatbettbereitung erst kurz vor der Aussaat erfolgen.

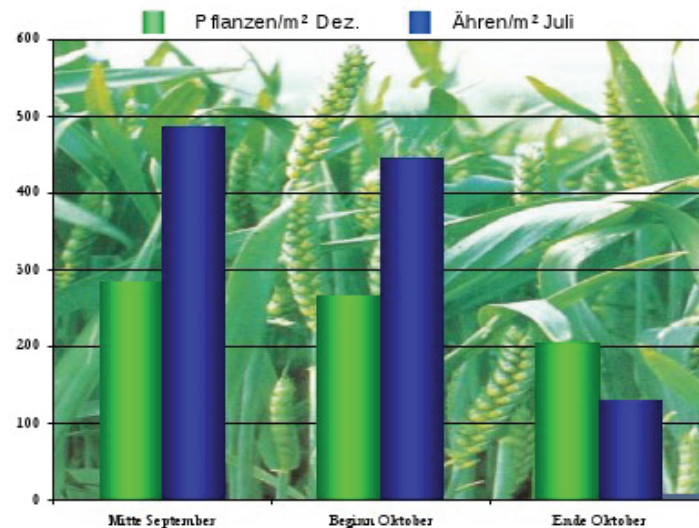
Unter diesen Voraussetzungen erfolgt der Auflauf des Ackerfuchsschwanzes überwiegend im zeitigen Frühjahr (Kemmer et al., 1980). Unter erschwerten Bedingungen kann es zur vorbeugenden Schadensabwehr auch sinnvoll sein, eine Sommerkultur anzubauen, wenn bis zur 1. Oktoberdekade noch nicht massiv Ackerfuchsschwanz aufgelaufen ist (Henne, 2007).

Der Ackerfuchsschwanz, der nach dem Drillen aufläuft, verursacht bei frühen Saatzeitpunkten größere Ertragsschäden als bei späten Drillterminen. Dieser Zusammenhang ist dadurch zu erklären, dass sich der Ackerfuchsschwanz bei Frühsaaten stärker bestocken kann und im kommenden Jahr mehr Ähren ausbildet (Moss, 1985).

**Tabelle 6: Gerstenertrag bei verschiedenen Drillterminen (verändert nach Moss, 1985)**

Saattermin	15. September	2. Oktober	24. Oktober
Afu/m <sup>2</sup> am 16. Februar	182	172	123
Wintergerstenertrag in dt	53,6	56,2	49
Ertrag ohne Afu in dt	71	68,6	53,5
Ertragsausfall in dt	17,47	12,38	4,55





**Abbildung 25: Einfluss des Saattermins auf die Afu-Entwicklung (IACR Rothamsted)**

Der Effekt der Praxis „spät säen und liegen gelassenes Saatbett“ kann anhand der Ackerfuchsschwanzpflanzen, die vor der Saat aufgelaufen sind, abgelesen werden. Diese Praxis war auch in Low-input Systemen sehr effizient und erklärt die niedrigen Ackerfuchsschwanzdichten trotz des niedrigen Pflanzenschutzaufwands (Chauvel 2009). Weil die Lichtempfindlichkeit der Ackerfuchsschwanzsamen mit der Zeit abnimmt, ist die Technik der frühen Saatbettbereitung vor der Saat direkt nach der Samenreife am effizientesten, wenn die Lichtempfindlichkeit der Ackerfuchsschwanzsamen am höchsten ist (Colbach, 2002a). Die Zahl der Ackerfuchsschwanzpflanzen, die in der Kultur auflaufen, kann bis auf ein Drittel und mehr vermindert werden, wenn man das Saatbett 4-7 Wochen vor dem Saattermin fertig macht und vor dem Drillen den aufgelaufenen Ackerfuchsschwanz durch eggen zerstört (Rademacher, 1956). Von ähnlichen Bekämpfungserfolgen berichtet Moss (1980a) wenn Glyphosat eingesetzt wird. Tiefes stark wühlendes Grubbern vor der Aussaat holt allerdings wieder viele keimfähige Samen in den Saathorizont (Henne, 2007).

Es wird empfohlen, die Saatzeitpunkte nach der primären Keimruhe auszurichten. Wenn es einen kühlen und feuchten Frühsommer gab, ist eine lange primäre Keimruhe des Ackerfuchsschwanzes zu erwarten. Dann sollte möglichst spät gedrillt werden, um den Ackerfuchsschwanz vor der Saat zu bekämpfen. Sollte dennoch früh gedrillt werden, dann empfiehlt es sich zu pflügen, damit die Samen, die sich in der Keimruhe befinden nicht später in der Kultur keimen. Bei einer kurzen primären Keimruhe kann auch früher gedrillt werden (Schleich-Saidfar, 2009). Die Praxis, Drilltermine nach der voraussichtlichen Keimruhe des

Ackerfuchsschwanzes auszurichten, wurde in Versuchen erfolgreich getestet, allerdings kam es durch die gezielte Ackerfuchsschwanzbekämpfungsstrategie auf bestimmten Standorten zu starkem Trespen- und Flughaferbefall (Anonym, 2006). Bei pflugloser Bodenbearbeitung führt erfahrungsgemäß ein hoher Besatz an Ackerfuchsschwanz in der Vorfrucht und schlechte Auflaufraten nach der Ernte zu verzettelten Auflaufraten in der Nachfrucht (Henne, 2007).

### 2.6.3 Auswirkungen der Saatbettbeschaffenheit

Die Keimtiefen der Ackerfuchsschwanzkeimlinge unterscheiden sich in unterschiedlichen Bodenbearbeitungssystemen (Moss, 1980b). Im Direktsaatverfahren erscheinen alle Keimlinge aus den obersten 3 cm des Bodens. Auf gegrubbertem und gepflügtem Land erscheinen einige Keimlinge auch aus größeren Tiefen, aber der Hauptteil kommt aus den obersten 5 cm (Moss, 1985b).

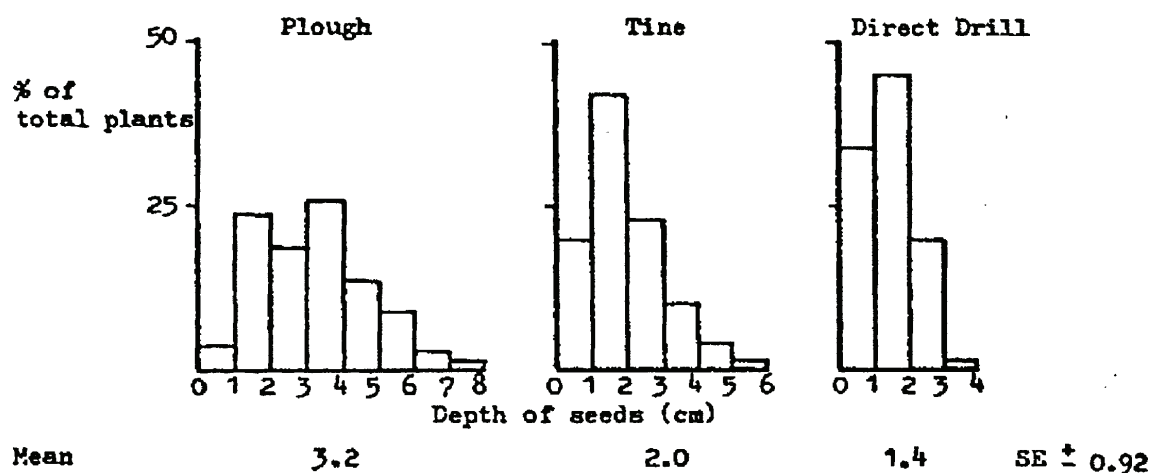
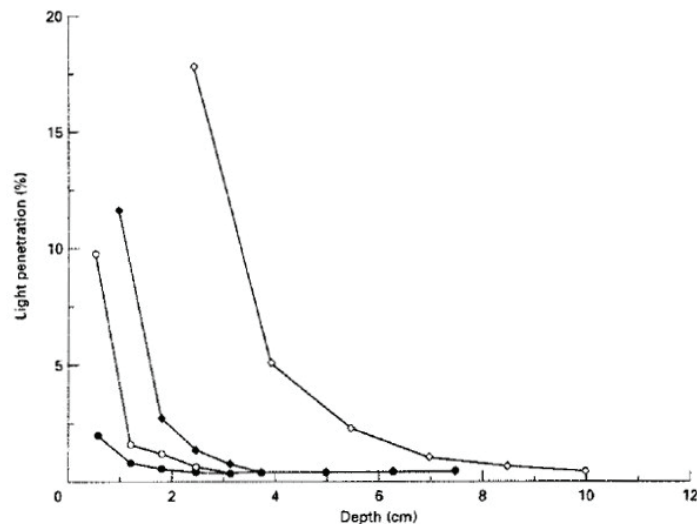


Abbildung 26: Keimtiefen bei unterschiedlichen Bodenbearbeitungen (Moss, 1980b)

Abbildung 27 zeigt Kurven der Lichtabnahme, die im trockenen Boden gemessen wurden. Bei feinen Bodenpartikeln wurde das Licht bereits in den obersten 0,6 cm des Bodens auf 2% der Ausgangsintensität gesenkt und 2,5 cm führten zu einer kompletten Abdunkelung. Mit steigender Aggregatgröße stieg auch die Eindringtiefe des Lichts. Bei einer Aggregatgröße von 26-50 mm kam es erst nach 10 cm zu einer vollständigen Abdunkelung (Cussans et al., 1996).

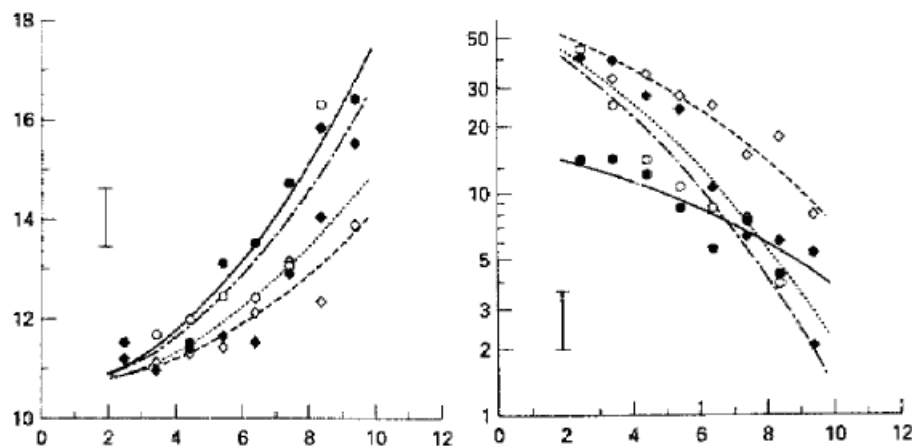




**Abbildung 27: Eindringtiefe des Lichts in den Boden bei 4 Aggregatgrößen (Cussans, 1996)**

<b>Schwarze Punkte:</b>	<b>Aggregatgrößen unter 6 mm</b>
<b>Weißer Punkte:</b>	<b>Aggregatgrößen 6-13 mm</b>
<b>Schwarze Karos:</b>	<b>Aggregatgrößen 14-25 mm</b>
<b>Weißer Karos:</b>	<b>Aggregatgrößen 26-50 mm</b>

Die abnehmende Keimrate des Ackerfuchsschwanzes bei zunehmender Bodentiefe (abgesehen von den feinen Bodenpartikeln, welche sich anders verhielt als die anderen Aggregattypen) verlief linear zur zunehmenden Aggregatgröße. In der Nähe der Oberfläche gab es bei den feinen Bodenpartikeln eine niedrigere Keimung als erwartet. Aber die Abnahme der Keimrate mit zunehmender Bodentiefe war niedrig (Cussans et al., 1996).



**Abbildung 28: Keimdauer und Keimlingszahl bei 4 Aggregatgrößen (Cussans et al. 1996)**

links: Tage bis zur ersten Keimung mit zunehmender Bodentiefe in cm.  
 rechts: Anzahl Keimlinge, die aus unterschiedlichen Bodentiefen erscheinen.  
 (die Punkte haben die selbe Bedeutung wie in Abbildung 27)

Das Auflaufen der Ackerfuchsschwanz-Keimlinge wird bei größeren Saattiefen zunehmend verlangsamt. Am schnellsten war die Keimung bei der größten Aggregatgröße. Bei feinen Bodenpartikeln nimmt die Keimhemmung besonders stark zu. Die Tatsache, dass Ackerfuchsschwanz bei einer gröberen Bodenstruktur besser keimt, könnte daher resultieren, dass mehr Licht und Sauerstoff in den Boden gelangen, oder dass weniger Keimenergie gebraucht wird. (Cussans et al, 1996).

Da Ackerfuchsschwanz ein Lichtkeimer ist, sollte die Einsaat bei einer frühzeitigen Saatbettbereitung und verzögertem Saattermin ohne wesentliche Erdbewegungen erfolgen. Wenn Das Saatbett direkt nach der Ernte bereitet wird, dann kann es sein, dass der Boden in manchen Jahren grobkrümelig und ungar ist. Unter diesen Umständen kommt es vor, dass die Bodenoberfläche erst bei der Überfahrt zur Einsaat zerfällt, z.B. durch den Einsatz der Kreiselegge. Wenn das geschieht, dann kommt die Auflaufwelle des Ackerfuchsschwanzes gleichzeitig mit der Kultur. Ist das Saatbett nicht fein genug, dann läuft der Ackerfuchsschwanz erst gegen Ende Oktober und im November nach und nach auf, wenn die Böden richtig durchnässt sind und die Bodenklumpen langsam verwittern (Henne, 2007).

## **2.7 Mechanische Bekämpfung**

Die mechanische Unkrautbekämpfung ist unterteilbar in Maßnahmen, die zwischen Ernte und Neubestellung erfolgen und solchen, die in den einzelnen Kulturen durchgeführt werden. Oft ist eine gezielte mechanische Bekämpfung zum optimalen Zeitpunkt nicht möglich, da ungünstige Witterungsverhältnisse oder das Entwicklungsstadium der Kultur dies nicht zulassen (Kemmer et al., 1980).

Eine frühe Stoppelbearbeitung ist aus Sicht der Ackerfuchsschwanzbekämpfung nur dann wirksam, wenn es eine kurze primäre Keimruhe gibt und der Ackerfuchsschwanz rechtzeitig keimt (Schleich-Saifar, 2009). Oft ist es das Beste, 2-4 Wochen nach der Ernte jegliche Stoppelbearbeitung zu vermeiden, um natürliche Samenverluste herbeizuführen (Henne, 2007 nach Moss, 1998).

In fünf Versuchen in England wurden Samenverluste des Ackerfuchsschwanzes zwischen Juli und der Saat im Oktober untersucht. Bei zwei Versuchen wurde direkt nach der Ernte im August eine Stoppelbearbeitung durchgeführt, hier kam es zu einer durchschnittlichen Reduktion von 56% der Ackerfuchsschwanzsamen. In drei Versuchen, bei denen der Boden nach der Ernte bis zum Drillen unbearbeitet blieb, kam es durch Pilze und Prädatoren zu einer durchschnittlichen Reduktion von 64% der Ackerfuchsschwanzsamen zwischen Juli und

Oktober (Moss 1980a, 1987). Allerdings können die Samen, die später beim Drillen von der Grundbodenbearbeitung hochgeholt werden, von dieser Bekämpfungsstrategie nicht erfasst werden.

Noch deutlichere Ergebnisse haben Versuche des englischen Landwirts Jeff Claydon ergeben. Dort hat flaches Grubbern auf 3-5 cm direkt nach der Ernte zu einem niedrigen Ackerfuchsschwanzauflauf geführt. Hingegen hat die gleiche Grubberarbeit 2 Wochen vor der Saat Ende September immer zu einer ausgeprägten Keimwelle geführt. Wohl auch, weil dann eine potentielle primäre Keimruhe überwunden ist (Henne, 2007).

**Abbildung 29: Effekt eines Schwerstriegels, optimale Afu-Keimbedingungen (Henne 2007)**

Wenn doch eine Stoppelbearbeitung durchgeführt wird, darf nur eine maximal 3 cm tiefe klumpenfreie Bearbeitung erfolgen. Das Austrocknen des obersten Bodenhorizonts muss unbedingt vermieden werden. Die Anforderungen erfüllen nur schwere Strohstriegel, Spatenrolleggen mit sicherer Tiefenführung und einige Kurzscheibeneggen. Gute Erfahrungen mit dem ein- bis zweimaligen Einsatz des Schwerstriegels lassen erwarten, dass dieser nachhaltig den besten Auflauf vor dem Drillen bringt und in einem Minimalbodenbearbeitungssystem den geringsten Nachauflauf in der Kultur verursacht (Henne, 2007).

Laut Koch (1970) kann durch das Eggen eine 60 – 80 %ige Vernichtung des Ackerfuchs-

schwanzes erreicht werden, wenn das Ungras sich im Keimstadium bis 2-Blattstadium befindet. Ist der Ackerfuchsschwanz schon weiter entwickelt, ist die Bekämpfung mit der Egge ungenügend.

In Kulturen mit größeren Reihenabständen, wie Mais oder Zuckerrüben, ist der Einsatz der Hacke von Bedeutung (Kemmer et al., 1980). Mechanische Maßnahmen gegen den Ackerfuchsschwanz in der Kultur sind allerdings meist völlig unzureichend (Petersen, 2006).

## **2.8 Fruchtfolgemeasures**

Die Fruchtfolgen haben sich aufgrund der ökonomischen Rahmenbedingungen in den letzten Jahren dahin verändert, dass oft nur noch die rentabelsten Kulturen angebaut werden. Weitgestellte Fruchtfolgen sind heute nur noch selten anzutreffen.

### **2.8.1 Auswirkungen von Sommerungen in der Fruchtfolge**

Von Ackerfuchsschwanzkeimung in spät gesäten Sommerkulturen wie Sonnenblumen und Mais wird kaum berichtet (Chauvel 2002). Im Frühjahr keimen relativ wenige Ackerfuchsschwanzsamen und diese leiden unter der Konkurrenz der schnelleren Frühjahrsentwicklung des Sommergetreides (Moss, 1980a nach Bancheley, 1917). Durch fünfjährigen Anbau von Sommergetreide in Monokultur wurde eine 70 %ige Reduzierung des Ackerfuchsschwanzes im Vergleich zur Fruchtfolge Winterweizen, Sommergetreide, Kartoffeln erreicht (Kemmer et al., 1980 nach Koch & Hurle 1978). Wichtig ist beim Anbau von Sommerungen, dass eine Herbstfurche durchgeführt wird, um den hochgeholten Ackerfuchsschwanz noch vor der Saat im Frühjahr abzutöten (Schleich-Saidfar, 2009).

In einem Langzeitfruchtfolgetest von Chauvel (2009) wurden zwei verschiedene Rotationen miteinander verglichen. Die konventionelle Fruchtfolge bestand ausschließlich aus Winterfrüchten und die alternative Fruchtfolge wechselte zwischen Sommer- und Winterfrüchten. Für beide Rotationen wurden drei verschiedene Unkrautmanagementstrategien getestet.

**Variante 1** ist eine klassische Strategie, die Standardherbizideinsatz, Grubbereinsatz, Saat direkt nach dem Grubbern und hohe Stickstoffdüngung beinhaltet.

**Variante 2** ist eine gezielte Ackerfuchsschwanzbekämpfungsstrategie, die ackerbauliche Maßnahmen einschließt, welche den Lebenszyklus des Ackerfuchsschwanzes entscheidend beeinflussen. Dieses System enthält tiefen Pflugeinsatz, verzögerte Saattermine, die es dem Ackerfuchsschwanz ermöglichen, noch vor der Saat auf dem Saatbett aufzulaufen, und ein spezielles Herbizidprogramm, das auf die Kontrolle des Ackerfuchsschwanzes abzielt.

**Variante 3** ist eine Low-Input Strategie, die aus Grubbereinsatz, verzögerten Saatzeitpunkten, niedrigerem Stickstoffeinsatz und nur einer Pflanzenschutzbehandlung besteht.

Der Versuch wurde auf einem schweren Lehm Boden in Burgund durchgeführt, auf dem nach einer Herbizidbehandlung im Juni 1996 300 resistente Ackerfuchsschwanzpflanzen/m<sup>2</sup> standen.

**Tabelle 7: Afu/m<sup>2</sup> Vorsaar (VS) und Nachauflauf (NA), (verändert nach Chauvel, 2009)**

	96-97		97-98		98-99		99-00		00-01		01-02	
	VA	NA	VA	NA	VA	NA	VA	NA	VA	NA	VA	NA
	Ra		WW		WG		Ra		WW		WG	
V1	-	391,14	73,20	96,62	132,00	9,33	0,00	0,82	0,50	2,20	48,10	32,66
V2	-	58,47	18,00	8,51	4,75	0,82	0,00	0,00	0,00	0,27	3,20	0,25
V3	-	239,08	18,80	46,39	150,50	28,82	0,00	2,47	7,50	4,67	198,20	73,29
	SG		Ra		WW		SG		Ra		WW	
V1	2354,8	13,45	92,00	30,20	18,25	1,92	6,00	0,00	0,00	0,02	0,00	0,00
V2	2752,5	39,53	67,20	18,66	8,50	1,37	6,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
V3	1369,9	17,29	88,80	14,55	63,08	10,43	24,50	3,02	0,00	2,20	20,80	15,65

**V1: Konventionell, Grubbern spät + Standardherbizideinsatz**

**V2: Ackerfuchsschwanzbekämpfungsstrategie, 2 Jahre Grubbern früh, jedes 3. Jahr Pflügen früh + intensiver Herbizideinsatz**

**V3: Low-input Strategie, Grubbern früh + niedriger Dünger- und Herbizideinsatz**

Die Analyse der verschiedenen Ackerfuchsschwanzdichten in der Tabelle zeigte, dass die Fruchtfolge eine der Hauptursachen für eine Verungrasung ist. Während der sechs Jahre des Versuchs war die allgemeine Ungrasdichte in der konventionellen Winterfruchtfolge am dichtesten. Allerdings wurde auch in der konventionellen Fruchtfolge ein guter Bekämpfungserfolg erreicht, was aber hauptsächlich mit angepassten Herbiziden und dem Ausschluss von Wirkstoffen mit Resistenzerscheinungen erreicht wurde. Die Integration von anderen ackerbaulichen Maßnahmen wie Pflügen führt zu einer wesentlich schnelleren Abnahme der Ackerfuchsschwanzverseuchung und kann somit niedrigere Herbizidwirkungen kompensieren. Mit Ausnahme der Ackerfuchsschwanzbekämpfungsstrategie in der konventionellen Fruchtfolge war die Abnahme des Ackerfuchsschwanzes in der Sommerungsfruchtfolge wesentlich höher. Bei der Low-Input Strategie war der Bekämpfungserfolg ausreichend, aber die Verseuchung nahm nicht signifikant ab (Chauvel, 2009).

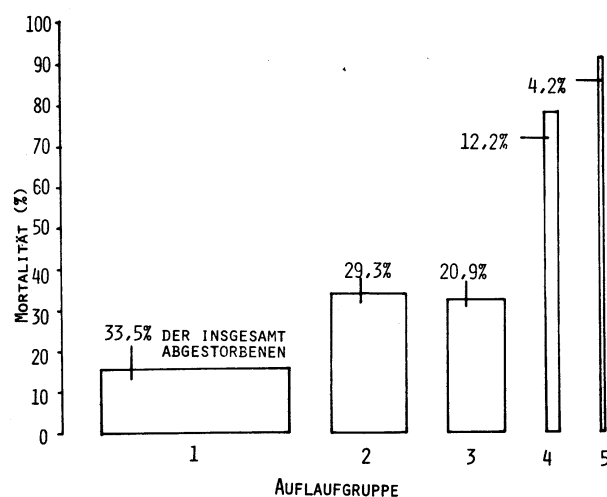
Noch deutlicher zeigt ein Versuch von Knab und Hurle aus dem Jahre 1988 die Auswirkungen von Sommerungen in der Fruchtfolge.

**Tabelle 8: Einfluss der Vorfrucht auf Afu-Befall in der Folgekultur (Knab & Hurle, 1988)**

Vorfrucht	Folgekultur	Afu/m <sup>2</sup> /Bodenbearbeitung	
		wendend	nicht-wendend
Sommergerste	Winterweizen	3	2
Sommergerste	Hafer	0,9	0,6
Winterweizen	Wintergerste	10	55
Winterweizen	Sommergerste	34	72
Winterweizen	Silomais	15	127

### 2.8.2 Grünland und Stilllegungen

Interessant ist, wie viele der aufgelaufenen Ackerfuchsschwanzpflanzen unter bestimmten Bedingungen vor der Samenbildung absterben. Ursachen für die Sterblichkeit sind hauptsächlich Witterungseinflüsse, die Konkurrenz der übrigen Pflanzen, Krankheiten und Schädlinge. Untersuchungen hierzu wurden in Winterweizen 1976/77 durchgeführt (Kemmer et al., 1980).



**Abbildung 30: Afu-Auflauf und Sterblichkeit (Kemmer et al., 1980)**

- Auflaufgruppe 1:** bis 19. November
- Auflaufgruppe 2:** 20. November – 3. Dezember
- Auflaufgruppe 3:** 4. Dezember – 1. März
- Auflaufgruppe 4:** 2. März -15. März
- Auflaufgruppe 5:** 16. März – 1. April

Die Frühjahrskeimer, die von Anfang März bis Anfang April keimten, starben aufgrund der stärkeren Konkurrenz der übrigen Pflanzen zu über 90% ab (Kemmer et al., 1980).

In sich schließenden Vegetationsdecken, z.B. an neu eingesäten Straßenböschungen, ist der Ackerfuchsschwanz, nach Beobachtungen von Menck (1968), innerhalb von 2-3 Jahren verschwunden; das gilt auch für Brachflächen. So zeigte sich, dass auf einem Feld nach dem 2. Jahr Brache noch durchschnittlich 14 Pflanzen/m<sup>2</sup> wuchsen, im dritten Jahr nur noch 5 Pflanzen/m<sup>2</sup>, und im 4. Jahr wurde auf der gesamten Brachfläche, die etwa ½ ha groß war, keine einzige Ackerfuchsschwanzpflanze mehr gefunden, obwohl die im 2. und 3. Jahr beobachteten Pflanzen mit durchschnittlich 40 Ähren/Pflanze eine hohe Samenproduktion aufwiesen. Das Verschwinden des Ackerfuchsschwanzes vom Brachstück kann auf das Fehlen eines günstigen Saatbettes und auf eine Verminderung der Samenzahl durch Vogel- und Mäusefraß zurückgeführt werden. Auch bei intensivem Ackerfutterbau hat der Ackerfuchsschwanz keine oder nur geringe Vermehrungsmöglichkeiten, da er durch die Schnittnutzung nicht zur Samenproduktion gelangt. Deshalb wurden stark verseuchte Flächen in den 60er Jahren häufig in Grünland gelegt oder in mehrjährige intensive Klee-grasnutzung genommen (Menck, 1968).

In England hat man untersucht, wie viele Ackerfuchsschwanzpflanzen in einem Weizenbestand nach zweijähriger Grasnutzung erschienen. An allen Standorten waren nach 3 Jahren noch beachtenswerte Samenmengen im Boden. Obwohl nur ein kleiner Samenanteil überlebte, war die tatsächliche Anzahl lebensfähiger Samen beträchtlich. Aus diesem Grunde ist es unwahrscheinlich, in Kulturfolgen mit Winterweizen einen Ausrottungserfolg durch Kulturmaßnahmen zu erwarten. Es gibt keine klaren Beweise, ob Ackerfuchsschwanzsamen unter einer Grasnarbe langsamer oder schneller als in einer Fruchtfolge abgebaut werden (Moss, 1985b). Trotzdem wurden nach einem Jahr Grasnutzung in der Fruchtfolge im Folgejahr nur sehr niedrige Auflaufraten von Ackerfuchsschwanz beobachtet (Wilson und Brain, 1991).

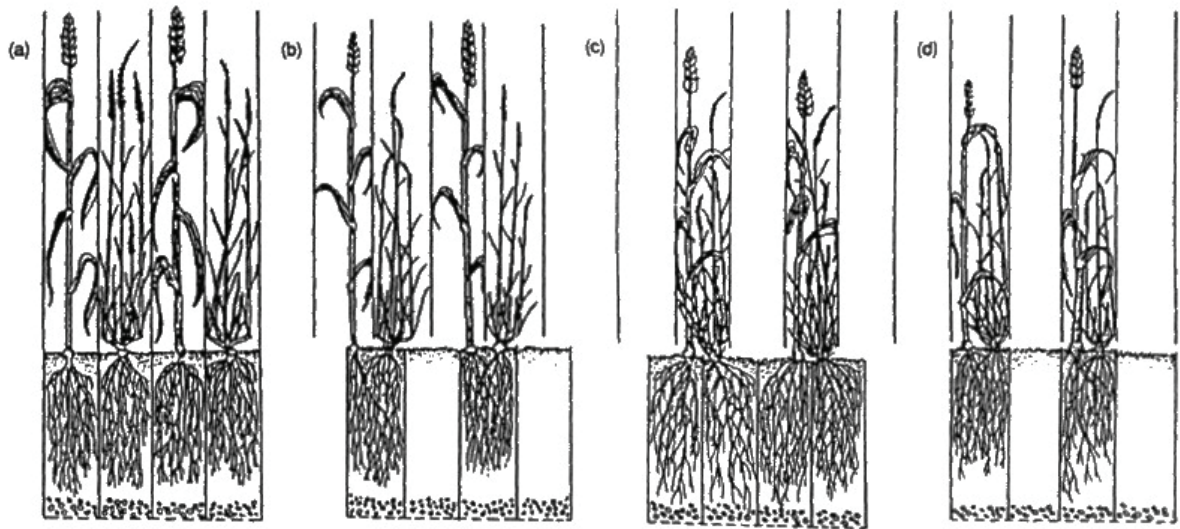
## 2.9 Auswirkungen verschiedener Bestandesdichten

Kurzstrohige, ertragreiche Weizensorten mit einem niedrigen Ernteindex (d.h. mit einem niedrigen Verhältnis von Blättern zu Körnern) werden häufig von den Züchtern und Landwirten bevorzugt. In bestimmten Fällen ist jedoch zu empfehlen, Sorten mit starkem Blattapparat und dichtem Wurzelwerk für den Anbau auszuwählen, da solche Sorten eine stärkere Konkurrenzkraft besitzen und somit den Besatz mit Unkräutern oder Ungräsern stärker unterdrücken (Anonym, 2004). Frühe Saattermine mit niedrigen Saatstärken fördern die Ackerfuchsschwanzkonkurrenz (Clarke, Moss und Orson, 2000). Bei verschiedenen Kulturarten (Winterweizen, Raps u.a.) findet man in lückigen Beständen einen z.T. sehr viel höheren Ackerfuchsschwanzbesatz als bei normalem Bestand des gleichen Schläges. Es wird darauf hingewiesen, dass jede Kulturpflanze, abgesehen von ihrer besonderen Kampfkraft, Ackerfuchsschwanz um so mehr unterdrückt, je besser sie steht (Kemmer et al., 1980 nach Brückner, 1958). Winterroggen z.B. besitzt aufgrund seiner schnellen Entwicklung ein hohes Konkurrenzvermögen und unterdrückt den Ackerfuchsschwanz besonders stark (Menck, 1968). Ohne Konkurrenz kann jede Ackerfuchsschwanzpflanze über 100 Ähren bilden. In Getreidebeständen wird jede Ackerfuchsschwanzpflanze von interspezifischer Konkurrenz (Ackerfuchsschwanz gegenüber Getreide) beeinflusst und es werden weitaus weniger Ähren pro Pflanze gebildet. Ein kräftiger Kulturpflanzenbestand kann eine hohe Ackerfuchsschwanzverseuchung dadurch unterdrücken, dass die Bestockungsfähigkeit des Ackerfuchsschwanzes begrenzt wird. Intraspezifische Konkurrenz (Ackerfuchsschwanz gegen Ackerfuchsschwanz) wird zunehmend signifikanter, wenn die Ackerfuchsschwanzpopulation ansteigt (Moss 1990).

Wurzel- und Sprosskonkurrenz zwischen Weizen und Ackerfuchsschwanz reduzieren das Wachstum des Ackerfuchsschwanzes mehr, als das des Weizens. Spätere Auflauftermine entweder des Weizens oder des Ackerfuchsschwanzes vermindern besonders die Konkurrenzkraft der Wurzeln. Viele Studien haben gezeigt, dass der Auflauftermin der Unkräuter im Verhältnis zum Auflauftermin der Kultur einen starken Einfluss auf die Konkurrenz zwischen Kultur und Unkraut haben. Ackerfuchsschwanz, der unter voller Weizenkonkurrenz stand, konnte 98,5% weniger Biomasse bilden als Ackerfuchsschwanzpflanzen, die schwacher Weizenkonkurrenz ausgesetzt waren. Volle Ackerfuchsschwanzkonkurrenz konnte die Biomasse des Weizens andererseits nur um 83,3% absenken. Dies bedeutet, dass Weizen wesentlich konkurrenzfähiger ist als Ackerfuchsschwanz. Dieses Resultat ist nicht unbedingt erstaunlich, da Weizen aufgrund der größeren Samen eine wesentlich konkur-



renzfähigere Anfangsentwicklung hat (Exeley und Snaydon, 1992). Schon ein doppeltes Samengewicht bringt einen erheblichen Konkurrenzvorteil (Exeley und Snaydon, 1992 nach Black, 1958), die Körner des Weizens sind 30 mal schwerer als die Samen des Ackerfuchsschwanzes. Wurzelkonkurrenz zwischen Weizen und Ackerfuchsschwanz wirkt sich auf Weizen wesentlich stärker aus als Sprosskonkurrenz. Dies bedeutet, dass der Ackerfuchsschwanz dem Weizen hauptsächlich Bodennährstoffe entzieht. Die Effekte der Wurzelkonkurrenz konnten durch eine Stickstoffgabe wesentlich gesenkt werden, das weist darauf hin, dass es im Boden hauptsächlich eine Konkurrenz um Stickstoff gibt (Exeley und Sanydon, 1992).

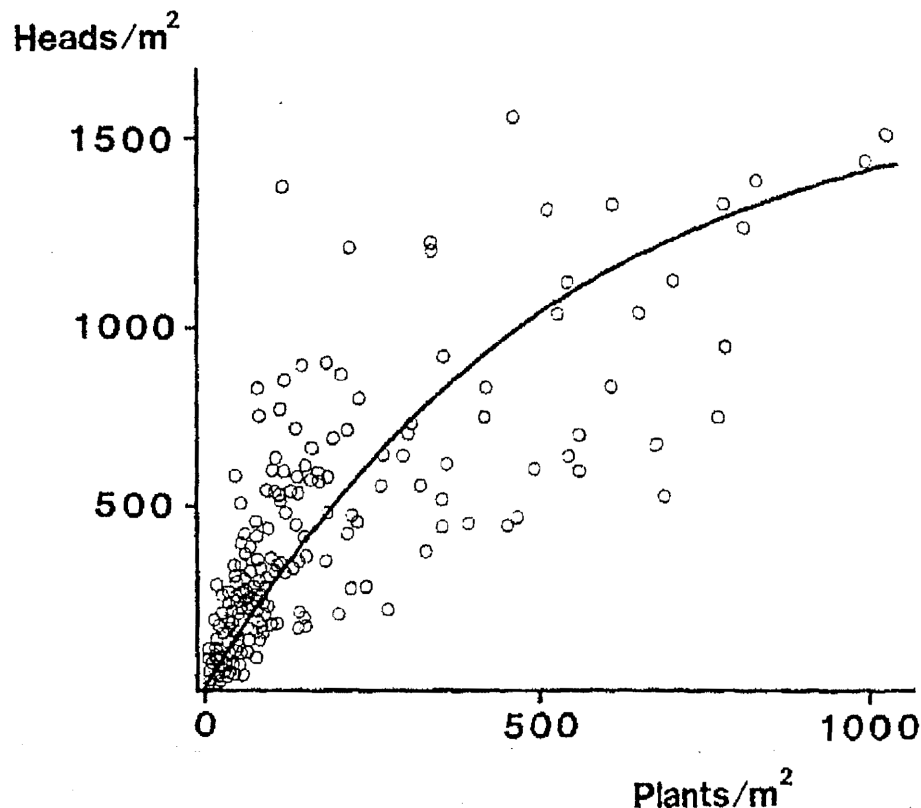


**Abbildung 31: Konkurrenzsituationen zwischen Afu und Weizen (Exeley, 1992)**

**(a) keine Konkurrenz, (b) Wurzelkonkurrenz, (c) Sprosskonkurrenz, (d) Spross- und Wurzelkonkurrenz**

Im Sommerweizen sinkt die Überlebensrate des Ackerfuchsschwanzes bei zunehmenden Bestandesdichten besonders durch Sprosskonkurrenz. Die Sprosskonkurrenz des Ackerfuchsschwanzes hat auf der anderen Seite kaum Einfluss auf die Biomasse und den Ertrag des Weizens. Durch Wurzelkonkurrenz kann der Ackerfuchsschwanz allerdings starke Ertragschädigungen hervorrufen. Genau wie im Sommerweizen wird auch im Winterweizen die Überlebensrate des Ackerfuchsschwanzes signifikant durch Sprosskonkurrenz gesenkt, Wurzelkonkurrenz hat auch hier keinen signifikanten Einfluss. Der Ackerfuchsschwanz reduziert im Winterweizen ebenfalls hauptsächlich über die Wurzelkonkurrenz den Weizenertrag, Sprosskonkurrenz hat hier aber auch einen Einfluss auf den Weizen (Exeley und Snaydon, 1992).

Ackerfuchsschwanz leidet mehr unter der Konkurrenz von Weizen, als unter der Konkurrenz von Artgenossen (Naylor, 1972a).



**Abbildung 32: Afu-Ähren in Abhängigkeit von der Ackerfuchsschwanzdichte (Moss, 1990)**

Laut Moss (1980a) sollte der angebauten Kultur jede Förderung zuteil werden, die dazu beiträgt, das Ungras zu unterdrücken. Moss nennt vier Hauptfaktoren, mit denen die Konkurrenzfähigkeit der Kultur gefördert werden kann:

***Saatstärken:***

Je niedriger die Saatstärke ist, desto niedriger sind folglich die Pflanzendichte und die Konkurrenzkraft. Auch dichtere Reihenabstände beim Drillen sind vorteilhaft.

***Düngung:***

Gewöhnlich reagiert die Kultur bei hohen Stickstoffniveaus mit einer stärkeren Ausbreitung als das Ungras und kann dieses dann besser unterdrücken. Wenn das Wachstum der Kultur durch den Mangel der anderen Nährstoffe begrenzt wird, kommt es zu einer Stärkung des Ackerfuchsschwanzes. Da vermutet wird, dass Ackerfuchsschwanz bei niedrigeren Temperaturen besser wächst als Getreide, können Düngungen im zeitigen Frühjahr Ackerfuchsschwanz fördern, wenn es für längere Perioden danach kalt bleibt (2-5 °C).

***Fruchtart:***

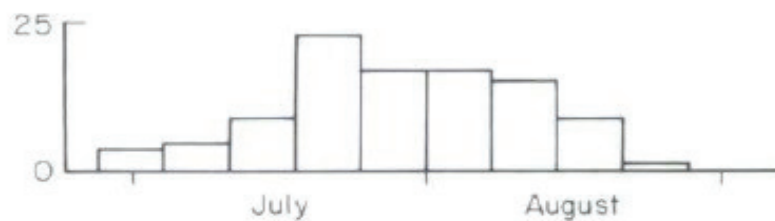
Wintergetreide variiert in den Wachstumseigenschaften, so sind z.B. das Bestockungspotential und die Strohlängen unterschiedlich. Ackerfuchsschwanz kann von wüchsigen Getreidesorten besser unterdrückt werden. Lange Sorten sind z.T. aus Gründen der Lagergefahr und des erschwerten Strohmanagements auf schweren Böden problematisch.

***Drainage:***

Ackerfuchsschwanz wächst besser unter feuchten Bedingungen als Getreide. Drainage wirkt Staunässe entgegen und sorgt für eine bessere Entwicklung der Kultur gegen Ackerfuchsschwanz.

### 3 Diskussion

Ein zentrales Problem der Ackerfuchsschwanzbekämpfung ist, wie bereits erwähnt, die primäre Keimruhe. Da diese sehr ausgeprägt sein kann, ist es sehr schwierig, den Lebenszyklus des Ackerfuchsschwanzes zu unterbrechen, der aus einer Samenphase und einer vegetativen Phase besteht. Der Einfluss des Klimas während der Samenreife des Ackerfuchsschwanzes ist heute recht gut erforscht. Heiße trockene Sommer führen zu einer kurzen und kühle feuchte Sommer zu einer lange Keimruhe. Da der Ackerfuchsschwanz seine Samen über eine relativ lange Periode von ca. 2 Monaten streut, ist es aber möglich, dass die spät reifenden Samen einem anderen Klimaeinfluss unterliegen als die frühreifen. Besonders die Ähren, die der Ackerfuchsschwanz an den Nebentrieben bildet, reifen wesentlich später ab, als die Ähren der Haupttriebe. Außerdem müssten die spätreifen Samen, selbst bei konstanten Klima während der Ackerfuchsschwanzreife, dann auch einige Wochen später keimen als die frühreifen, wenn die primäre Keimruhe gleich lang ist. Demzufolge müsste sich im Herbst, vorausgesetzt es sind optimale Keimbedingungen gegeben, eine Keimwelle über 2 Monate ergeben, die dem Verlauf der Samenstreuung ähnlich ist.



**Abbildung 33: Samenstreuung des Ackerfuchsschwanzes in % (Moss, 1980a)**

Menck (1968) hat den Verdacht geäußert, dass spät gereifte Samen bei kühlen Temperaturen im Herbst besser keimen, als früh gereifte.

Wenn diese Vermutung stimmt, dann würde die Keimwelle im Herbst dadurch zusammengestaucht werden.

Beim Pflugeinsatz ergeben sich die Probleme der primären Keimruhe eher nicht, da man es hier vorwiegend mit den alten Samen aus den Vorjahren zu tun hat. Laut Moss (1990) verbleiben nach einem Pflugeinsatz nur 5% der neugebildeten Samen in den obersten 5 cm des Bodens. Alte Samen können allerdings eine sekundäre Keimruhe haben. Es gibt viele Faktoren, die eine sekundäre Keimruhe induzieren können, besonders Kälte und CO<sub>2</sub> haben einen Einfluss. Menck (1968) fand heraus, dass bei Ackerfuchsschwanzsamen nach einer

Lagerung in CO<sub>2</sub> eine sekundäre Keimruhe induziert wurde. Die Samen, welche in Stickstoff und Schwefeldioxid gelagert wurden, wiesen diese Keimruhe nicht auf und keimten zu hohen Prozentsätzen.

Sauerstoffmangel kann demzufolge kein Grund für die Induktion einer sekundären Keimruhe sein. Trockenheit scheint die Keimung hingegen bis zu einem gewissen Grad zu fördern und induziert danach auch zunehmend eine sekundäre Keimruhe. In allen Versuchen, die sich mit Ackerfuchsschwanzsamen beschäftigen, fällt auf, dass nie alle Samen keimen, es befindet sich immer ein gewisser Prozentsatz in der sekundären Keimruhe. Es mag auch sein, dass in einigen Versuchen nicht untersucht wurde, wie viele Samen überhaupt lebensfähig waren und deshalb bei den toten Samen eine sekundäre Keimruhe angenommen wurde. Am effektivsten lässt sich die Lebensfähigkeit der Samen feststellen, wenn man die Samen entspelzt, dann ist die Keimruhe meistens aufgehoben. Wenn die Spelzen der Ackerfuchsschwanzsamen mit der Zeit im Boden verrotten, dann wird die Keimruhe also gebrochen und die Samen weisen keine sekundäre Keimruhe mehr auf, wenn diese an die Bodenoberfläche befördert werden. Versuche, die sich speziell mit den alten Samen beschäftigen, die nach einem Jahr vom Pflug hochgeholt werden, wurden im Rahmen dieser Bachelorarbeit nicht gefunden. Es gibt beim Ackerfuchsschwanz aber scheinbar einen endogenen Keimzyklus, der auch bei gleichbleibenden Bedingungen über 2 Jahre im Labor festgestellt werden konnte. Es ist scheinbar genetisch festgelegt, dass Ackerfuchsschwanz im Frühjahr und Herbst besser keimt, als im Sommer und Winter.

In der Landwirtschaft wird häufig davon ausgegangen, dass Ackerfuchsschwanz einen Lichtblitz braucht, um zu keimen. Beim Lichtblitz hat die Zusammensetzung des Lichtspektrums scheinbar einen wichtigen Einfluss. Infrarotlicht stimuliert Lichtkeimer stärker als z.B. grünes Licht. Fehlendes Infrarotlicht kann also auch ein Grund dafür sein, dass Ackerfuchsschwanz in geschlossenen Vegetationsdecken kaum erscheint, wo die Blätter der anderen Pflanzen das Infrarotlicht aus dem Sonnenlicht herausfiltern. Allerdings hat Colbach (2002a) herausgefunden, dass Ackerfuchsschwanz nach 9 Monaten in Dunkelheit annähernd genauso stark gekeimt war, wie Ackerfuchsschwanz im Licht. Colbach geht daher davon aus, dass der Lichtanspruch im Laufe des Jahres verschwindet und nur bei frischen Samen vorhanden ist.

Dennoch keimen 85% der Samen, die im Boden vergraben sind, nicht. Deshalb wirken wahrscheinlich auch andere Faktoren, abgesehen vom Licht, limitierend auf die Keimung (Colbach, 2002a nach Richad & Guerif, 1988). Diese Tatsache bedeutet auch, dass die hohen

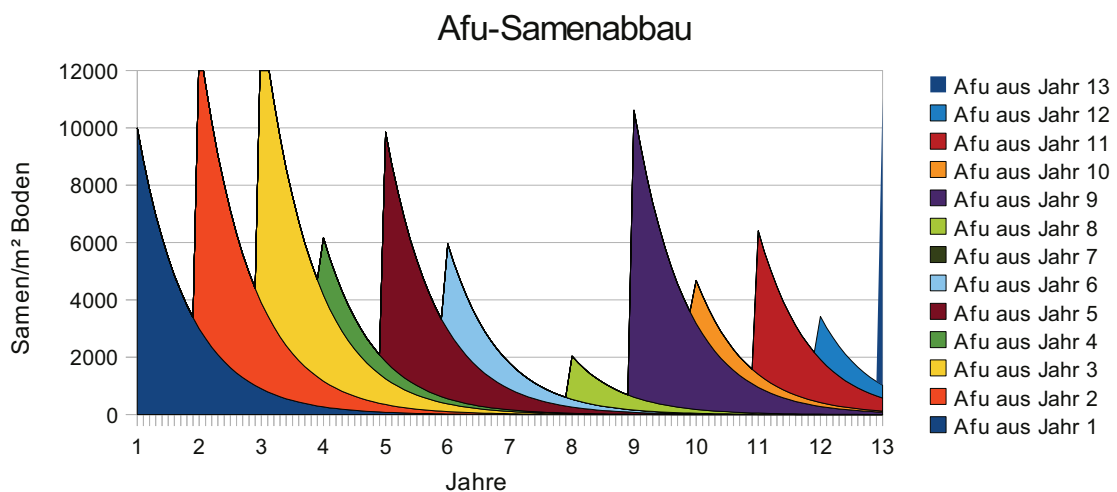
Samenverluste des Ackerfuchsschwanzes im Boden von 70% pro Jahr, nicht auf ineffektive Keimung zurückzuführen sind, sondern eher auf Mikroben, Pilze und andere Bodenlebewesen. Die Wirkung des Sauerstoffgehalts im Boden auf die Keimung wird in der Literatur sehr unterschiedlich bewertet. Thurston (1972) behauptet in Bezug auf Koch (1968), dass Ackerfuchsschwanz durch niedrige Sauerstoffgehalte kaum beeinflusst wird und auch bei einem sehr geringen Sauerstoffpartialdruck von 4-5% in der Bodenluft zu 70-80% keimen kann. Allerdings schreibt Colbach (2002a) mit Bezug auf Richard & Guerif (1988), dass sinkende Sauerstoffgehalte im Boden die Keimung hemmen. Ob Sauerstoff statt des Lichtblitzes für die Keimung alter Samen verantwortlich ist, konnte in dieser Arbeit nicht eindeutig herausgestellt werden, vielmehr scheint es so zu sein, dass sinkende CO<sub>2</sub>-Gehalte an der Bodenoberfläche dafür verantwortlich sind, dass der Ackerfuchsschwanz keimt. Erst bei annähernd 0% Sauerstoff im Boden, wie es bei Staunässe der Fall ist, wird die Keimung des Ackerfuchsschwanzes völlig gestoppt. Laut Thurston (1972) führen aber bereits CO<sub>2</sub>-Gehalte ab 10% in der Bodenluft zu einer Keimhemmung.

In der Literatur werden oft das hohe Samenbildungsvermögen und die lange Haltbarkeit der Ackerfuchsschwanzsamen im Boden beschrieben. Allerdings ist die Langlebigkeit der Ackerfuchsschwanzsamen im Boden, verglichen mit den Samen der Leguminosen oder denen dikotyler Arten wie Melde oder Ampfer, relativ gering, wie schon Lewis (1973) herausgefunden hat.

Häufig ist eine langanhaltende Ackerfuchsschwanzverseuchung wahrscheinlich eher auf Ackerfuchsschwanz zurückzuführen, der unbemerkt in den Kulturbeständen zur Blüte und Abreife kommt. Gerade die Ackerfuchsschwanzpflanzen, die im Frühjahr keimen, gelangen meist unbemerkt zur Blüte, da diese aufgrund schwächerer Vernalisation ein vermindertes Längenwachstum aufweisen und somit nur schwer im Getreidebeständen zu sehen sind. Auch das gebildete Ackerfuchsschwanzsamenpotential in Raps- und Maisbeständen ist unkalkulierbar, wenn kein ausreichender Pflanzenschutz erfolgt. Moss (1985b) hat in einem 3-jährigen Bodenbearbeitungsversuch, wo jegliche Vegetation mit Glyphosat und Paraquat zerstört wurde, herausgefunden, dass das Ackerfuchsschwanzsamenpotential degressiv um 70% pro Jahr abnimmt. Allerdings wurde dieser Versuch auf einem sandigen Lehm durchgeführt. Es ist möglich, dass das Samenpotential auf schwereren Böden langsamer abnimmt.

Staunässe, die auf schwereren Böden und besonders in den sehr tonhaltigen Marschböden eher auftritt, konserviert Ackerfuchsschwanzsamen besonders gut (Lewis, 1961).

Auch bei 50% Samenabbau pro Jahr nimmt das Samenpotential im Boden immer noch rapide ab, dies ist auch einer der Gründe, weshalb der Pflugeinsatz gegen den Ackerfuchsschwanz recht effektiv ist. Wenn es nun aber in einem Jahr einen Extrembefall gab und der Ackerfuchsschwanz im Folgejahr gut bekämpft wurde, dann kann es sein, dass trotz des starken Samenabbaus im Boden durch einen Pflugeinsatz mehr alte Samen hochgedreht werden, als an der Oberfläche gestreut wurden. In *Abbildung 34* wurde das Ackerfuchsschwanz-Samenpotential im Boden mit fiktiven Samen Neubildungen über 13 Jahre ausgerechnet. Im vierten Jahr, wo von 2000 neugebildeten Samen/m<sup>2</sup> ausgegangen wird, zeigt sich, dass nach drei starken Ackerfuchsschwanzjahren im Boden 2mal mehr alte als neue Ackerfuchsschwanzsamen vorhanden sind.



**Abbildung 34: Fiktives Samenpotential bei 70% Abbau/a (die Kurven liegen aufeinander)**

Es lässt sich nicht bestreiten, dass ein erheblicher Teil der Samen, die an der Bodenoberfläche liegen verrottet, wenn man den Acker nach der Ernte lediglich striegelt. Allerdings stehen diesem Ansatz andere ackerbauliche Ziele entgegen, wie z.B. eine zügige Strohrotte, die durch den Stoppelsturz beschleunigt werden soll. Das größte Problem in Pflug- und Mulchsaatsystemen ist, dass durch die Grundbodenbearbeitung viele alte Samen an die Oberfläche geholt werden, die eine gewisse Zeit brauchen, um zu keimen. Wenn die Grundbodenbearbeitung lange hinausgezögert wird, um die Ackerfuchsschwanzsamen auf den Stoppeln verrotten und keimen zu lassen, dann fehlt die Zeit, um den hochgewühlten



Ackerfuchsschwanz auf dem Saatbett vor dem Drillen zu bekämpfen. Selbst wenn man viele lebensfähige Samen unterpflügt, so sterben doch die meisten innerhalb von einem Jahr ab.

Die Tatsache, dass eine Ackerfuchsschwanzpopulation bei effektiven Pflanzenschutz in einem Direktsaatsystem innerhalb eines Jahres zusammenbrechen kann, ist interessant. Besonders dort, wo noch viele alte Samen im Boden sind, kann der Lebenszyklus des Ackerfuchsschwanzes effektiv unterbrochen werden, da man bei Direktsaat keine neuen Samen hochwühlt. Ein Direktsaatsystem, in dem man alle 5- 6 Jahre pflügt, um den Ackerfuchsschwanz im Griff zu behalten, macht keinen Sinn. Wenn der Ackerfuchsschwanz in einem Direktsaatsystem mit Pflanzenschutz nicht oder nur sehr schwer zu kontrollieren ist, dann ist es besser, jedes Jahr zu pflügen, um den Ackerfuchsschwanz einzudämmen.

Auf den Anbau von Sommergetreide reagieren Ackerfuchsschwanzpopulationen ziemlich empfindlich, da die Ackerfuchsschwanzpflanzen, die mit dem Sommergetreide keimen, eine schwächere Jugendentwicklung haben, als Getreide und meistens vom Vegetationsschub im Frühjahr überwuchert werden. Zudem haben die Ackerfuchsschwanzpflanzen im Gegensatz zum Sommerweizen einen fakultativen Vernalisationsanspruch. Der Ackerfuchsschwanz, der im Frühjahr aufläuft bildet deshalb meist nur wenige Ähren. Bei einem Sommerweizenanbau hat man zudem ausreichend Zeit, um das Ackerfuchsschwanzsamenpotential auszudünnen. Auf den Stoppeln im Herbst kann man die Samen verrotten und keimen lassen und anschließend den gekeimten Ackerfuchsschwanz auf einem fertigen Saatbett im zeitigen Frühjahr mit Totalherbiziden bekämpfen. Die Angabe, dass 80% der Ackerfuchsschwanzsamen in Deutschland im Herbst auflaufen, ist kritisch zu sehen und trifft nur auf die neugebildeten Samen zu. Wenn die Pflugfurche zu Sommerweizen im Frühjahr erfolgt, dann ist zu erwarten, dass eine erhebliche Menge alter Ackerfuchsschwanzsamen keimt. Wellington und Hitchings (1966) haben den Verdacht geäußert, dass die Herbst- und Frühjahrskeimer auf unterschiedliche Biotypen mit unterschiedlichen Keim- und Blühanforderungen zurückzuführen sind.

Wenn diese Vermutung stimmt, dann selektiert man bei langjährigem Sommergetreideanbau zwangsläufig die Samen der Biotypen, die im Frühjahr keimen. Der Ackerfuchsschwanzdruck würde dann auch langfristig im Sommergetreide zunehmen.

Ein anderes Problem, das in einem Betrieb aufgetreten ist, der konsequent auf Sommerweizenanbau umgestellt hat, war ein zunehmendes Auftreten von Flughafer (Menck, 1968). Gerade Flughafer ist für die selben Standorte prädestiniert, auf denen es auch Probleme mit



Ackerfuchsschwanz gibt.

Auf Standorten, wo es einen Extrembefall mit Ackerfuchsschwanz gibt, wäre unter Umständen eine Silagenutzung des Getreides eine Notlösung. Da Ackerfuchsschwanz in den meisten Jahren Ende Juni beginnt auszusamen, könnte man durch eine zeitige Silagenutzung einen Großteil der Ackerfuchsschwanzähren mit den Samen in der Silage abfahren.

Ackerfuchsschwanzsamen, die von Rindern gefressen werden, passieren diese allerdings und werden in einem lebensfähigen Zustand ausgeschieden (Pye, 2001 nach Holm, 1997).

Ob Ackerfuchsschwanzsamen den Gärprozess in einer Biogasanlage überleben, konnte nicht geklärt werden.

Ackerfuchsschwanzsamen sind sehr säureresistent. Samen, die 24 Stunden 1 mol Schwefelsäure ausgesetzt waren, wurden kaum beeinflusst, auch 1 mol Salzsäure hatte nur einen schwachen Einfluss auf die Überlebensfähigkeit. Selbst 24 Stunden in 10 mol Schwefelsäure hatten einen niedrigen Effekt auf die Samen, einige Samen überlebten auch 48 Stunden in 10 mol Schwefelsäure, erst 72 Stunden tötete alle Samen ab. (Bond, Davies und Turner nach Sailsbury, 1961). Da die Gärprozesse in einer Biogasanlage denen im Pansen von Rindern ähnlich sind, ist anzunehmen, dass auch im Biogassubstrat viele lebensfähige Ackerfuchsschwanzsamen verbleiben, die dann mit dem Substrat auf den Feldern verteilt werden. Unklar ist allerdings, wie hoch der Prozentsatz der Samen ist, welche die Rinderverdauung überleben.

Stillegungen mit einer geschlossenen Pflanzendecke sind ein gutes Mittel, um Ackerfuchsschwanz zu unterdrücken und das Samenpotential im Boden abzubauen. Dort kommen meist schon nach 3 Jahren keine Ackerfuchsschwanzpflanzen mehr durch. Es konnte aber erst beim Umbruch nach 20 Jahren Stillegung kein Ackerfuchsschwanz mehr festgestellt werden. Wenn in einer Rotation eine 3-jährige Stillegung eingeführt wird, dann reichen die überlebenden Samen meistens aus, um nach 3 Jahren schnell wieder einen größeren Ackerfuchsschwanz-bestand aufzubauen. In Stillegungen konnte nur eine geringe Rückkreuzung resistenter Biotypen festgestellt werden, lediglich eine Einschleppung nicht-resistenter Biotypen könnte zu einer Rückkreuzung der resistenten Pflanzen im größeren Maße führen. Stillegungen können dennoch das Ackerfuchsschwanzpotential effektiv senken. Es kann davon ausgegangen werden, dass Grünland in der Fruchtfolge einen ähnlichen Effekt hat, wie Stillegungen.

## 4 Schlussfolgerung

Es gibt drei Dinge, auf die der Ackerfuchsschwanz äußerst empfindlich reagiert. Dies sind Trockenheit, Konkurrenzdruck und der Anbau von Sommergetreide.

Am effektivsten kann der Ackerfuchsschwanz durch den Anbau von Sommergetreide eingedämmt werden, da man hier den ganzen Herbst Zeit hat, um den Ackerfuchsschwanz mechanisch und durch den Einsatz von Totalherbiziden zu bekämpfen. Spät räumende Sommerkulturen wie Mais und Zuckerrüben als Mittel zur Ackerfuchsschwanzunterdrückung sind besonders auf Standorten kritisch, wo aus Witterungsgründen im Herbst keine Saatbettbereitung durchgeführt werden kann.

Die oberste Regel bei der Bodenbearbeitung ist, dass die Saatbettbereitung nach Möglichkeit immer einige Wochen vor der Saat erfolgt, damit der auflaufende Ackerfuchsschwanz vor dem Drillen bekämpft werden kann. Die Saat muss mit möglichst wenig Bodenbewegung erfolgen, damit kein neuer Ackerfuchsschwanz hochgewühlt wird. Am besten eignen sich hierfür Scheibenschar- Drillmaschinen, wie man sie auch für die Direktsaat verwendet. Zinkenschar-Drillmaschinen können schon zu aggressiv sein.

Es ist anzunehmen, dass althergebrachte Maßnahmen zur Unkrautbekämpfung in Zukunft auch zur Ackerfuchsschwanzbekämpfung wieder an Bedeutung gewinnen werden. Hierzu zählen der Pflugeinsatz und die Grünlandnutzung von stark verseuchten Standorten. Wenn es auf einen stark verseuchten Standort allerdings gelingt den aufkommenden Ackerfuchsschwanz vollständig zu bekämpfen, dann kann durch Direktsaat verhindert werden, dass es in der Folgefrucht zu einer neuen Verseuchung kommt.

Wenn es trotz allen Bekämpfungsmaßnahmen zu einer Ackerfuchsschwanzverseuchung in der Kultur kommt, dann sind frohwüchsige und konkurrenzstarke Kulturbestände von Vorteil. Eine Ackerfuchsschwanzpflanze ohne Konkurrenz kann über 100 Ähren bilden, solche, die unter starken Konkurrenzdruck stehen hingegen oft nur eine. Eine gute Stickstoffversorgung verstärkt den Konkurrenzdruck der Kultur auf den Ackerfuchsschwanz zusätzlich. Wenn die 1. Stickstoffgabe zu früh durchgeführt wird, dann kann der Ackerfuchsschwanz hiervon allerdings stärker profitieren als z.B. Weizen, da Ackerfuchsschwanz bei niedrigeren Temperaturen wächst, als die meisten Getreidesorten.

Gerade auf feuchten Standorten kann eine funktionierende Drainage einer Ackerfuchsschwanzverseuchung entgegenwirken, da dieser besonders gut auf feuchten Standorten gedeiht. Der hohe Feuchtigkeitsanspruch des Ackerfuchsschwanzes ist auch ein Grund dafür, dass es hauptsächlich in den feuchten norddeutschen Marschen zu Problemen mit dem Ungras

kommt.

Alle in dieser Bachelorarbeit genannten Maßnahmen zielen darauf ab, einen Ackerfuchsschwanz-Befall möglichst niedrig zu halten und damit die Resistenzwahrscheinlichkeit zu senken. Die Wirkung der derzeit verfügbaren Pflanzenschutzmittel soll damit möglichst lange aufrecht erhalten werden. Resistenzentwicklungen schreiten aber selbst beim besten Wirkstoffwechsel unaufhaltsam fort, sie lassen sich lediglich verlangsamen. Wenn man davon ausgeht, dass eine von 10 Millionen Pflanzen resistent ist, dann ist die Resistenzwahrscheinlichkeit reine Statistik.

Nicht einmal der Anbau von RoundUpReady-Kulturen würde eine entgültige Lösung gegen Ackerfuchsschwanz bringen, wenn man die schnelle Resistenzentwicklung des Italienischen Weidelgrases gegen Glyphosat betrachtet.

Ohne wirkungsvolle Herbizide gegen Ackerfuchsschwanz bleibt nur die mechanische Bekämpfung vor der Saat, welche möglichst erst im Frühjahr erfolgt und ein anschließend schnell schließender Kulturbestand, wenn man die befallenen Flächen weiterhin ackerbaulich nutzen will.

## 5 Literaturverzeichnis

### 5.1 Monographien

**Barralis, G.:** *La biologie du vulpin des champs (Alopecurus agrestis L.) I. Dormance primaire et faculté germinative. II. Resistance au froid des jeunes plantules.* In: *Revue generale de Botanique* 77 (1970), S. 429- 450.

**Baskin, C.C. & Baskin J.M.:** *Ecology of seed dormancy and germination in grasses.* In: *Population biology of grasses.* Cambridge University Press; Cambridge (1998) S. 30-83.

**Hock, B. Fedtke, C. Schmidt, R.:** *Herbizide: Entwicklung, Anwendung, Wirkungen, Nebenwirkungen.* Thieme; Stuttgart (1995).

**Holm, LeRoy G.:** *World weeds: natural histories and distribution.* Wiley; New York (1997).

**Kemmer, A., Rauber R., Röttele M., Schuler M.:** *Bemerkungen zum Ackerfuchsschwanz (Alopecurus myosuroides Huds.). Bericht der Universität Hohenheim, Fachgebiet Herbologie, Heft 20 (1980).*

**Kathleen Brehmer:** *Untersuchungen zum Einsatz von Atlantis WG gegen Ackerfuchsschwanz und seine Auswirkungen auf den Winterweizen. Bachelorarbeit an der HS Neubrandenburg (2007).*

**Koch, W.:** *Unkrautbekämpfung.* Verlag Ulmer, Stuttgart (1970).

**Korsmo, E.:** *Unkrautsamen.* Gyldendal Norsk Forlag (1935).

**Menck, B. H.:** *Biologie des Ackerfuchsschwanzes (Alopecurus myosuroides Huds.) und seine Verbreitung in Schleswig Holstein. Thesis am Institut für Phytopathologie, Universität Kiel (1968).*

**Pye, A.:** *The regenerative development of alopecurus myosuroides Huds. Masterthesis an der Schwedischen Landwirtschaftsuniversität Uppsala, Institut für Ökologie und Pflanzenschutz (2001).*

### 5.2 Aufsätze

**Anonym:** *Moderne Strategien für eine erfolgreiche Unkrautbekämpfung. Schrift der Firma Bayer Crop Science (2004), Nr. 1.*

**Anonym:** *Improving crop profitability by using minimum cultivation and exploiting grass weed ecology. HGCA Project Report Nr. 381 (2006).*

- Anonym:** Resistenzmanagement im Ackerbau. Schrift der Firma Bayer Crop Science (2008).
- Anonym:** Tankmischungen fördern Resistenzen. In: Ernährungsdienst (2009), Nr. 50, S. 11.
- Barralis, G:** Ecology of black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.). In: Proceedings of the ninth British Weed Control Conference (1968), S. 6-8.
- Behrend, S. und Hanf M.:** Ungräser des Ackerlandes. Bestimmung im Blütenlosen Zustand. Hrsg.: BASF Aktiengesellschaft, Ludwigshafen (1979).
- Cavan, G., Cussans, J. und Moss S. R.:** Modelling strategies to prevent resistance in black-grass (*Alopecurus myosuroides*). In: Proceedings of the 1999 Brighton Conference – Weeds, S. 777–782.
- Chauvel B., Munier-Jolain N.M., Letouze A. & Grandgirard D.:** Developmental patterns of leaves and tillers in a black-grass population (*alopecurus Myosuroides* Huds.). In: Agronomie 20 (2000), Nr. 3, S. 247-257.
- Chauvel B., Munier Jolain N. M., Grandgirard D., Gueritain G.:** Effect of vernalization on the development and growth of *Alopecurus myosuroides*. In: Weed Research 42 (2002), Nr. 2, S. 166-175.
- Chauvel, B., Gullemin J.-P., Colbach N.:** Evolution of a herbicide-resistant population of *Alopecurus myosuroides* Huds. in a long-term cropping system experiment. In: Crop protection 28 (2009) , Nr. 4, S. 343-349.
- Clarke J., Moss S., Orson J.:** The future for grass weed management in the UK. In: Weed Control, April 2000 , S. 59- 63.
- Colbach N., Chauvel B., Dürr C., Richard G. A:** Effect of environmental conditions *Alopecurus myosuroides* germination. I. Effect of temperature and light. In: Weed Research 42 (2002), S. 210-221.
- Colbach N., Chauvel B., Dürr C., Richard G. B:** Effect of environmental conditions *Alopecurus myosuroides* germination. II. Effect of moisture conditions and storage length. In: Weed Research 42 (2002), S. 222-230.
- Cook S. K., Clarke J. H., Hughes Z. S., Moss S. R.:** Improving crop profitability by using minimum cultivation and exploiting grass-weed ecology. HGCA conference 2004: Managing soil and roots for profitable production, S. 13.1-13.10.
- Cousens R. und Moss S. R.:** A model of the effects of cultivation on the vertical distribution of weed seeds within the soil. In: Weed Research 30 (1990), S. 61-70.
- Cussans, G. W., Moss, S. R., Pollard, F. and Wilson, B. J.:** Studies of the effects of tillage on annual weed populations. In: Proceedings of EWRS Symposium on the Influence of different Factors on the Development and Control of Weeds (1979), S. 115-122.

- Cussans G. W. & Moss S. R.:** Population dynamics of annual grass weeds. In: *Proceedings 1982 British Crop Protection Symposium*, S. 91-98.
- Cussans G. W., Raudonius S., Brain P.,Cumberworth S.:** Effects of depth and seed burial and soil aggregate size on seedling emergence of *alopecurus myosuroides*, *Galium aparine*, *Stellaria media* and wheat. In: *Weed Research* 36 (1996), S. 133-141.
- Exley D. M. & Snaydon R. W.:** Effects of nitrogen fertilizer and emergence date on root and shoot competition between wheat and blackgrass. In: *Weed Research* 32 (1992), S. 175-182.
- Fenner M.:** The effect of pre germination chilling on subsequent growth and flowering in three arable weeds. In: *Weed Research* 35 (1995), S. 489-493.
- Gehring, K.:** Pflanzenschutz – Ungrasbekämpfung im Wintergetreide. In: *Kartoffelbau* 54 (2003), S. 12-15.
- Gehring, K.:** Aktuelle Probleme der Unkrautbekämpfung, insbesondere Resistenzbildung und Neophyten. Vortrag, Landshuter Pflanzenschutz Seminar Edenland/Seyboldsdorf, November 2008.
- Henne U.:** Ackerfuchsschwanzbekämpfung – welchen Beitrag kann die Bodenbearbeitung leisten? In: *Landwirtschaft ohne Pflug* (2007), Nr. 5, S. 12-18.
- Knab, W., Hurle, K.:** Einfluss der Grundbodenbearbeitung auf Ackerfuchsschwanz. In: *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz, Sonderheft XI* (1988), S. 97-108.
- Koch, W.:** Environmental factors affecting the germination of some annual grasses. In: *Proceedings of the ninth British Weed Control Conference* (1968), S. 14-19.
- Lewis J.:** The influence of water level, soil depth and type on the survival of crop and weed seeds. In: *Proceedings of the International Seed Testing Association* 26 (1961), Nr. 1, S. 68-85.
- Lewis, J.:** Longevity of crop and weed seeds: Survival after 20 years in soil. In: *Weed Research* 13 (1973), S. 179-91.
- Lütke Entup N., Schneider M.:** Nachhaltigkeit, Umweltverträglichkeit und ökonomische Effizienz der Pflanzenproduktion durch konservierende Bodenbearbeitung/Direktsaat. Vortrag am 5.2.2004 in Niederkassel Ranzel.
- Moss, S. R. a:** The agroecology and control of black-grass, *Alopecurus myosuroides* Huds., in modern cereal growing systems. In: *ADAS Quarterly Review* 38 (1980), S. 170-191.
- Moss S. R. b:** A study of populations of black-grass (*Alopecurus myosuroides*) in winter wheat, as influenced by seed shed in the previous crop, cultivation system and straw disposal method. In: *Annals of Applied Biology* 94 (1980), S. 121-126.
- Moss S. R. a:** The response of *Alopecurus myosuroides* during a four year period to different cultivation and straw disposal systems. In: *Proceedings of the Conference on Grass Weeds in Cereals in the United Kingdom* (1981), S. 15-21.



- Moss, S. R. b:** *Techniques for the assessment of Alopecurus Myosuroides*. In: *Proceedings of the Conference on Grass Weeds in Cereals in United Kingdom* (1981), S. 101-107.
- Moss S. R.:** *The production and shedding of Alopecurus myosuroides Huds. Seeds in winter cereals crop*. In: *Weed Research* 23 (1983), S. 45-51.
- Moss S. R. a:** *The effect of drilling date, pre-drilling cultivations and herbicides on Alopecurus myosuroides (Black-grass) populations in winter cereals*. In: *Aspects of Applied Biology* 9, *The biology and control of weeds in cereals*, Cambridge (1985) S. 31-39.
- Moss S. R. b:** *The survival of Alopecurus myosuroides Huds. seeds in soil*. In: *Weed Research* 25 (1985), S. 201-211.
- Moss S. R.:** *Influence of tillage, straw disposal system and seed return on the population dynamics of Alopecurus myosuroides Huds. in winter wheat*. In: *Weed Research* 27 (1987), S. 313-320.
- Moss, S. R.:** *The seed cycle of Alopecurus myosuroides in winter cereals: A quantitative analysis*. In: *Proceedings of EWRS Symposium 1990 Integrated weed management in cereals*, Helsinki, S. 27-35.
- Moss, S. R.:** *Black-grass (Alopecurus myosuroides) an increasing threat*. Vortrag am 24.6.09 in Schweden.
- Natho, J.:** *Die neolithischen Pflanzenreste aus Burgliebenau bei Merseburg*. Deutsche Akademie der Landwirtschaftswissenschaften in Berlin, wissenschaftliche Abhandlung 3 (1957), Nr. 24, S. 99-138.
- Naylor, R. E. L.:** *The prediction of black grass infestations*. In: *Weed Research* 10 (1970), S. 296-299.
- Naylor, R. E. L.:** *The nature and consequence of interference by Alopecurus myosuroides Huds. On the growth of winter wheat*. In: *Weed Research* 12 (1972), S. 137-143.
- Petersen J.:** *Ackerfuchsschwanz-Bekämpfung wie kann ein Wirkstoffmanagement aussehen*. In: *Getreidemagazin; Sonderdruck* 1 (2006), S. 3-6.
- Rademacher B.:** *Zur Ackerfuchsschwanzbekämpfung*. In: *Württembergisches Wochenblatt für Landwirtschaft* 123 (1956), S. 1254-1255.
- Schleich-Saidfar C.:** *Strategien zur Ungrasbekämpfung im Ackerbau*. Vortragsveranstaltung des Vereins Ehemaliger der Landwirtschaftsschule Mölln am 30.11.09 in Breitenfelde
- Scopel A. L., Ballare C. L. & Sanchez R. A.:** *Introduction of extreme light sensitivity in buried weed seeds and its role in the penetration of soil cultivations*. In: *Plant Cell Environment* 14 (1991), S. 501-508.
- Thurston, J. M.:** *Germination of Alopecurus myosuroides Huds. (Blackgrass)*. In: *Proceedings of the seventh British Weed Control Conference* (1964), S. 349-351.

**Thurston, J.M.:** *Blackgrass (Alopecurus myosuroides Huds.) and its control.* In: *Proceedings of the 11<sup>th</sup> British Weed Control Conference* (1972), S. 977-987.

**Vegis, A.:** *Dormancy of higher Plants.* In: *Annual Review of Plant Physiology* 15 (1964), S. 195-224.

**Wallgren B. & Avholm K.:** *Dormancy and germination of Apera spica-ventis L. and Alopecurus myosuroides Huds. Seeds.* In: *Sweedish Journal of Agricultural Research* 8 (1978), S. 11-15.

**Wellington P. S. & Hitchings S.:** *Germination and seeding establishment of blackgrass (Alopecurus myosuroides Huds.).* In: *Journal of the National Institute of Agricultural Botany* 10 (1965), S. 262-73.

**Wellington P. S. und Hitchings S.:** *Seed dormancy and the winter annual habit in Blackgrass (Alopecurus myosuroides Huds.).* In: *Journal of the Natational Institute of Agricultural Botany* 10 (1966), S. 628-643.

**Wilson B. J. & Brain P.:** *Long-term stability of distribution of Alopecurus myosuroides Huds. within cereal fields.* In: *Weed Research* 31 (1991), S. 367-373.

### 5.3 Internetfundstellen

[www.weedscience.org](http://www.weedscience.org) (Stand 15.2.2010)

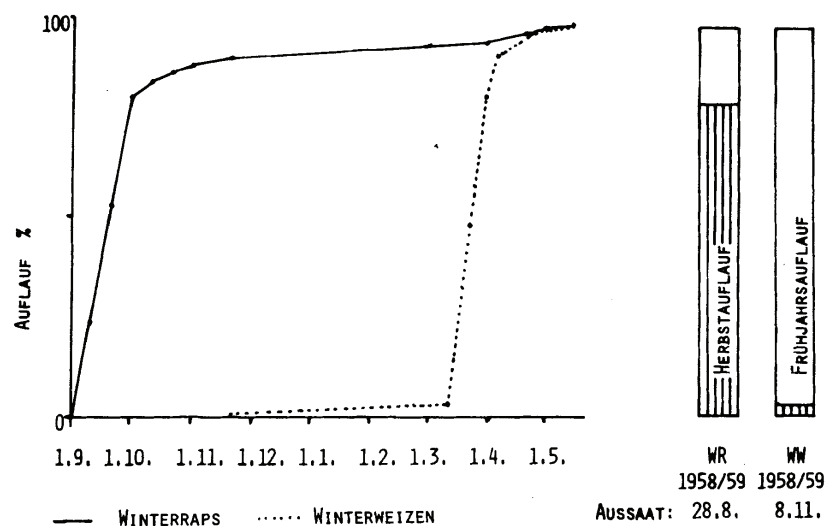
Bond W., Davies G., Turner R.: *The biologie and non-chemical control of black-grass (Alopecurus myosuroides Huds.).* Oktober 2007. Online im Internet. URL: <http://www.gardenorganic.org.uk/organicweeds/downloads/alopecurus%20myosuroides.pdf> (Stand 10.2.2010)



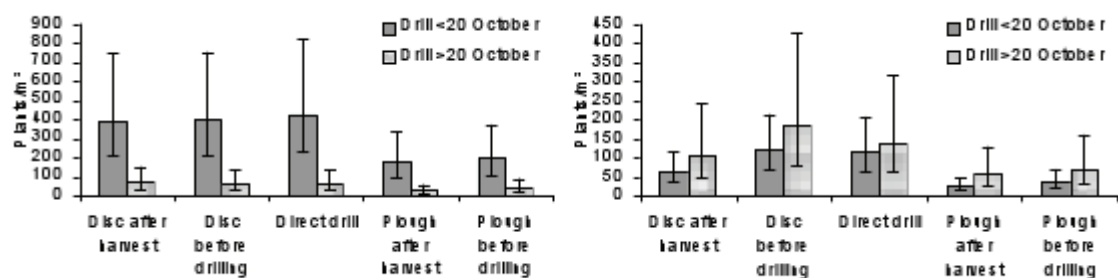
## 6 Anhang

**Tabelle 9: Einfluss von Temperatur und Bodentiefe auf Afu-Keimung (Barralis, 1968)**

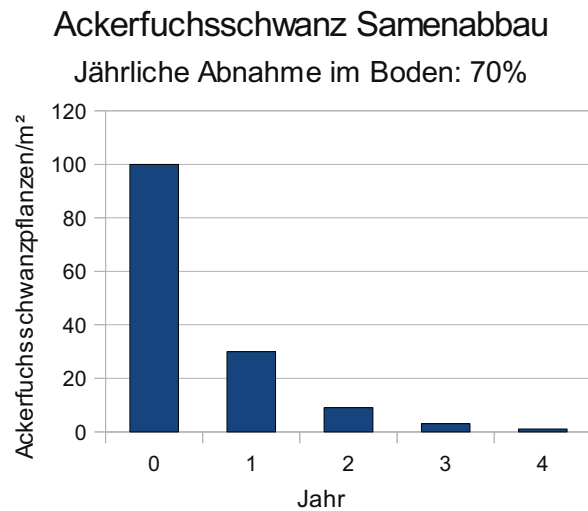
Saattiefe in cm	Temperatur				
	3 °C	13 °C	17 °C	14 °C	30 °C
0	0	32	54	62	20
2	0	43	44	23	1
4	0	37	40	17	0
8	0	12	28	14	0
12	0	2	7	2	0



**Abbildung 35: Ackerfuchsschwanzauflauf in Abhängigkeit vom Saattermin (Koch, 1968)**

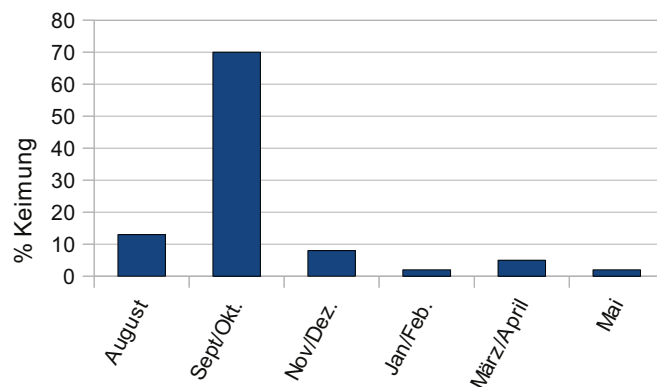


**Abbildung 36: Bearbeitungseffekt bei kurzer (links) und langer Keimruhe (Anonym, 2006)**



**Abbildung 37: Jährlicher Afu-Samenabbau im Boden (Moss, 2009)**

#### Ackerfuchsschwanzkeimung in Wintergetreide



**Abbildung 38: Jährliche Verteilung der Ackerfuchsschwanzkeimung (Moss, 2009)**

Depth (cm)	Cultivation treatments											
	July 1978				July 1979				July 1980			
	P	T	DD	P/DD	P	T	DD	P/DD	P	T	DD	P/DD
0-2.5	28	341	1262	32	18	24	249	11	8	7	57	3
2.5-9.5	503	537	78	382	122	139	32	115	25	61	10	100
9.5-16.6	1047	13	19	1329	138	24	1	342	42	10	4	93
16.5-23.5	416	19	15	648	40	0	3	149	25	1	4	24
Total	1994	910	1374	2391	318	187	285	617	100	79	75	220
% Original numbers of seeds	27	12	19	32	4	3	4	8	1	1	1	3
% Decline per year	73	88	81	68	84	80	79	74	69	58	74	64
		(1977-1978)				(1978-1979)				(1979-1980)		
% Annual decline during 3 years									76	78	78	69
										(1977-1980)		

**Tabelle 10: Samentiefe und Abbau bei verschiedenen Bodenbearbeitungen (Moss, 1985b)**

P= Pflug    T= Grubber    DD= Direktsaat    P/DD= 1978 Pflug, 1979 u. 1980 Direktsaat

**Tabelle 11: Bewertung von Afu-Bekämpfungsstrategien (verändert nach Moss, 1980a)**

Kontrollfaktor	Beste Strategie	Schlechteste Strategie	Anmerkung
Bodenbearbeitung	Pflug	Direktsaat oder Minimalbodenbearbeitung	(a)
Herbizid	Konsequenter Wirkstoffgruppenwechsel; immer volle Aufwandmengen	Kontinuierlicher Einsatz des gleichen Wirkstoffs; niedrige Aufwandmengen	(b)
Strohbehandlung	Verbrennen (verboten)	Häckseln	-
Saatzeitpunkt	Spät; 4-7 Wochen nach der Saatbettbereitung	Früh; Direkt nach der Saatbettbereitung	(c)
Feldhygiene	Komplette Afu-Abtötung vor dem Drillen	Unvollständige Afu-Abtötung	(d)
Fruchtfolge	Mit Sommergetreide und Blattfrüchten	Ausschließlich Wintergetreide	-
Konkurrenzdruck	Hohe Saatstärken; Hohe N-Düngung; Wüchsige Getreidesorten; Drainage	Niedrige Saatstärken; Niedrige Düngung; Schwachwüchsige Getreidesorten; Keine Drainage	(e)

Anmerkungen zu Tabelle 5:

(a) Wenn eine vollständige Ackerfuchsschwanzbekämpfung in der Vorfrucht gewährleistet ist, dann wird die Ackerfuchsschwanzpopulation bei Minimalbodenbearbeitung schneller schrumpfen (Moss, 1980).

(b) Der Wirkstoff und die Wirkstoffgruppe müssen möglichst oft gewechselt werden, da Ackerfuchsschwanz auch gegen ganze Wirkstoffgruppen resistent werden kann (aufgetreten z.B. bei ACCase-Hemmern, oder ALS-Inhibitoren).

(c) Viele frisch gereifte Ackerfuchsschwanzsamen sterben an der Bodenoberfläche ab, wenn die Stoppeln nach dem Drusch für einige Wochen unbearbeitet bleiben, allerdings laufen bei später Bodenbearbeitung weniger alte Ackerfuchsschwanzsamen aus dem Unterboden vor der Saat auf. Bei der Praxis „frühe Saatbettbereitung und später Saatzeitpunkt“ muss darauf geachtet werden, dass bei der Saat möglichst wenig Erde bewegt wird.

(d) Glyphosat führt zu einer vollständigen Ackerfuchsschwanzabtötung vor dem Drillen. Mechanische Maßnahmen können den Ackerfuchsschwanz unter trockenen Bedingungen ebenfalls sehr effektiv zerstören, unter feuchten Bedingungen kann der Ackerfuchsschwanz allerdings wieder anwachsen (Moss, 1980).

(e) Hohe Düngungen sind bei niedrigen Temperaturen im Frühjahr problematisch, da der Ackerfuchsschwanz schon bei niedrigeren Temperaturen wächst als Getreide und somit einen Wachstumsvorsprung bekommen kann. Da Ackerfuchsschwanz unter feuchten Bedingungen besser wächst als Getreide, ist es sinnvoll, befallene Flächen durch Drainage möglichst trocken zu halten.

Nur ca. 5% der Ackerfuchsschwanzsamen, die von den Pflanzen in einem Pflugsystem gestreut werden, kommen jemals dazu, zu keimen. Der Rest stirbt entweder schon durch Prädatoren und Pilze auf den Stoppeln oder geht im Boden durch Alterung verloren.

## **7 Eidesstattliche Erklärung**

Ich versichere hiermit, dass ich die vorliegende Arbeit selbständig verfasst und keine anderen als die im Literaturverzeichnis angegebenen Quellen benutzt habe.

Alle Stellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder noch nicht veröffentlichten Quellen entnommen sind, sind als solche kenntlich gemacht.

Die Zeichnungen oder Abbildungen in dieser Arbeit sind von mir selbst erstellt worden oder mit einem entsprechenden Quellennachweis versehen.

Diese Arbeit ist in gleicher oder ähnlicher Form noch bei keiner anderen Prüfungsbehörde eingereicht worden.

Neubrandenburg, den 30.3.2010

Steffen Matthiesen