

Aus dem Institut für Phytopathologie
der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel

**Auswirkungen eines imidazolinontoleranten Winterrapsanbaus unter besonderer
Berücksichtigung von resistenzgefährdeten mono- und dikotylen Unkräutern unter
norddeutschen Praxisbedingungen**

Dissertation
zur Erlangung des Doktorgrades
der Agrar- und Ernährungswissenschaftlichen Fakultät
der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel

vorgelegt von
M.Sc. Wanja Konstantin Rüstner
aus Nordstemmen

Kiel, März 2016

Dekan: Prof. Dr. Hartung

1. Berichterstatter: Prof. Dr. Verreet

2. Berichterstatter: Prof. Dr. Cai

Tag der mündlichen Prüfung: 04. Mai 2016

Gedruckt mit der Genehmigung
der Agrar- und Ernährungswissenschaftlichen Fakultät
der Christian-Albrechts-Universität

„Da nun die Saat wuchs und Frucht brachte, da fand sich auch das Unkraut.“

(Matthäus 13, Vers 26)

Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis	IV
Abbildungsverzeichnis	VII
Tabellenverzeichnis	XIII
Abkürzungsverzeichnis	XVII
1 Einleitung.....	1
2 Thematische Einführung	3
2.1 Taxonomie und Relevanz des Anbauumfangs von Winterraps in Deutschland	3
2.2 Schadpflanzensituation und Schadpflanzenbekämpfung in Winterraps	5
2.3 Resistenzmechanismen	9
2.4 Resistente Spezies in Deutschland	15
2.5 Züchterisch modifizierte Kulturpflanzen	20
3 Material & Methoden	23
3.1 Feldversuche (2012–2015).....	23
3.1.1 Geografische Position der Standorte	23
3.1.2 Versuchsdauer	25
3.1.3 Witterung, Anbauparameter und Maßnahmen der Bestandesführung	26
3.1.4 Grundbodenbearbeitung und Düngung	28
3.1.5 Versuchsanlage im Winterraps.....	29
3.1.5.1 Sortenwahl, Beizung und Saatstärke im Winterraps	30
3.1.5.2 Pflanzenschutz im Winterraps	31
3.1.6 Versuchsanlage erstes Fruchtfolgejahr	34
3.1.7 Versuchsanlage zweites Fruchtfolgejahr	37
3.2 Datenerfassung.....	38
3.2.1 Wirkungsbonituren im Feld.....	38
3.2.1.1 Wirkungsbonituren im Winterraps	41
3.2.1.2 Wirkungsbonituren in den Fruchtfolgekulturen nach Winterraps	41
3.2.2 Datenerhebung: Resistenzanalysen der Blattproben.....	41
3.2.2.1 Probenahme	42

Inhaltsverzeichnis

3.2.2.2	Pflanzenaufbereitung und Resistenzanalysen	43
3.2.3	Datenerhebung und Resistenzanalyse der Samenproben.....	44
3.2.4	Daten aus den entnommenen Ackerbodenproben	46
3.2.4.1	Anzahl und Umfang der Bodenproben	46
3.2.4.2	Verarbeitung und Auslage der Bodenproben.....	47
3.2.4.3	Aufstellen der Bodenproben.....	48
3.2.4.4	Auflaufbonituren.....	48
3.2.4.5	Dauer der Versuchsanlage.....	48
3.2.5	Versuch zur Resistenzvermeidung bei ALOMY-Biotypen (Klimakammer)	49
3.2.5.1	Versuchsanlage und Saatgut der Biotypen.....	50
3.2.5.2	Etablierung des Pflanzenbestandes	51
3.2.5.3	Herbizidvarianten	52
3.2.5.4	Wachstumsbedingungen nach den Applikationen	52
3.3	Statistische Auswertungen	53
3.3.1	Feldversuche	53
3.3.1.1	Wirkungsbonituren	54
3.3.1.2	Wirkungsbonituren von Ausfall- bzw. Altraps in der Fruchtfolge	54
3.3.2	Resistenzanalysen	54
3.3.3	Samenpotenzial aus Bodenproben.....	55
3.3.4	Versuch zur Resistenzvermeidung	55
4	Ergebnisse.....	57
4.1	Witterung Feldversuche (2012–2015)	57
4.2	Schadpflanzenvorkommen an den Standorten	61
4.2.1	Wirkungsbonituren im Wintertraps.....	63
4.2.2	Wirkungsbonituren von Ausfalltraps in den nachfolgenden Kulturen	70
4.3	Resistenzanalysen	72
4.3.1	Acker-Fuchsschwanz (ALOMY)	73
4.3.2	Kamille-Arten (MATCH, MATIN).....	79
4.4	Bodensamenpotenzial.....	83
4.5	Versuch zur Resistenzvermeidung (Klimakammer)	88

Inhaltsverzeichnis

4.5.1	Wirkungsbonituren	89
4.5.2	Trockenmasseerträge	92
4.5.3	Wirkungselastizitäten	96
5	Diskussion.....	102
6	Zusammenfassung.....	134
7	Summary.....	137
8	Literaturverzeichnis	139
9	Anhang.....	161
	Anbauparameter und Ackerschlagkarteien	161
	Standortkoordinaten	164
	Witterungsdaten	165
	Wirkungsbonituren	167
	Resistenzanalysen ALOMY / Mutationsfrequenzen	169
	Resistenzanalysen ALOMY / Stat. Datenauswertung	173
	Auswertung ALOMY: Position 1781	173
	Auswertung ALOMY: Position 197	175
	Auswertung ALOMY: Position 574	177
	Ausfallrapsbonituren nach Winterraps	179
	Bodensamenpotenzial	180
	Versuch zur Resistenzvermeidung (Klimakammer)	183
	Danksagung.....	191
	Curriculum Vitae.....	192

Abbildungsverzeichnis

- Abb. 1:** Mittlere Gesamtverunkrautung nach Bundesländern und Zuordnung zu homogenen Untergruppen nach Wilcox-Test; verschiedene Buchstaben stehen für signifikant verschiedene Individuenzahlen ($P = 0,05$). Bundesländer: BB = Brandenburg; BW = Baden-Württemberg; BY = Bayern; HE = Hessen; MV = Mecklenburg-Vorpommern; NI = Niedersachsen; NW = Nordrhein-Westfalen; RP = Rheinland-Pfalz; SH = Schleswig-Holstein; SN = Sachsen; ST = Sachsen-Anhalt; TH = Thüringen. Quelle: verändert nach Goerke *et al.*, 2008..... 8
- Abb. 2:** Anzahl bereits bekannter herbizidresistenter Unkraut-Populationen. Sortiert nach Wirkort (Mode of Action) der Wirkstoffe in der Landwirtschaft. Resistenzen unabhängig bestätigt. (Eigene Darstellung verändert nach Heap, 2011)..... 13
- Abb. 3:** Herbizidresistenz in Deutschland gegen ACCase-Hemmer bei Acker-Fuchsschwanz seit 2008 – Verdachtsproben. Rot = Resistenz bestätigt; grün = Resistenz nicht bestätigt. (verändert nach Petersen 2014)..... 16
- Abb. 4:** Analytierte Probenumfänge (Acker-Fuchsschwanz) mit Resistenzen gegen Atlantis sowie multiplen Resistenzen von ALOMY gegen verschiedenen ACCase- und ALS-Inhibitoren. (verändert nach Petersen 2015)..... 16
- Abb. 5:** Verdachtsunabhängig untersuchte Proben von APESV (Gemeiner Windhalm) seit 2009 mit Resistenzfunden gegen Sulfonylharnstoffe (verändert nach Petersen, 2014)..... 18
- Abb. 6:** Versuchsstandorte in Schleswig-Holstein und dem jeweiligen Jahr des Versuchsbeginns mit konventioneller und Clearfield®-Winterraps sowie der Dauer der Versuchslaufzeit. 2012–2015: SNK = Standort Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Neujellingsdorf 1 und WET = Wetterade. 2013–2015: ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2. 2014–2015: ELS3 = Elskop 3, FEH3 = Fehmarn 3 und NHH3 = Neuharmhorst 3..... 24
- Abb. 7:** Versuchsdesign an den Standorten in der Kultur Winterraps. In rot dargestellt: Variante 1, konventionelle Winterrapsorte (Visby). In orange dargestellt: Variante 2, noch nicht zugelassenes Clearfield®-Produktionssystem 1 mit der Winterrapsorte DK® Imminent® CL. In grün dargestellt: Variante 3 mit zugelassenem Clearfield®-Produktionssystem 2 und Winterrapsorte DK® Imminent® CL. In blau dargestellt: optionale Variante 4, konventionelle Winterrapsorte (Visby) und betriebsspezifische Herbizidapplikation (anders als in Variante 1). In grau dargestellt: die Fahrgassen auf den Praxisschlägen, sowie in hellgrün gekennzeichneten GPS-eingemessenen Bonitur- und Probenahmeparzellen..... 29
- Abb. 8:** Versuchsdesign an den Standorten in der Folgekultur Winterweizen im ersten Fruchtfolgejahr nach Winterraps. Dabei sind farblichen Kennzeichnungen aus dem Winterraps übernommen worden. Die grauen horizontalen Balken stellen die unterschiedlichen Herbizidmaßnahmen in der Folgekultur dar: Unten mit jeweils zwei Bonitur- und Probenahmeparzellen die festgelegte Strategievvariante (4,0 l ha⁻¹ Malibu® im Herbst) sowie in schwächerer Graufärbung die jeweilig an den Standorten durchgeführte Betriebsvariante. Die Herbizidwahl erfolgte nach den Angaben der Tab. 7. In hellgrün sind die eingemessenen Bonitur- und Probenahmeparzellen symbolisch gekennzeichnet (je Herbizidvariante nur noch zwei Parzellen)..... 35

- Abb. 9:** Verwendeter Zählrahmen (Modell: Göttinger Zähl- und Schätzrahmen) mit einer Fläche von 1 m² bei der Bonitur im Feld. Links: eigene Aufnahme am 05.09.2012 am Standort ELS1 = Elskop 1; rechts: Größenlegende mit Seiteninnenmaßen des Rahmens von 100x100 cm). Bonitiert wurden nur Pflanzen innerhalb des inneren Zählrahmens.....36
- Abb. 10:** Witterungsparameter Temperatur und Niederschlag (Monatsmittel) der Standorte an der Westküste (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof sowie ELS1–3 = Elskop 1 bis 3) in den Monaten August bis Dezember 2012 bis 2014. (Temperatur: rot, Niederschlag: blau).....58
- Abb. 11:** Witterungsparameter Temperatur und Niederschlag (Monatsmittel) der Standorte an des Östlichen Hügellandes sowie Fehmarn (WET = Wetterade, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3 sowie NHH2, 3 = Neuharmhorst 2 und 3) in den Monaten August bis Dezember 2012 bis 2014. (Temperatur: rot, Niederschlag: blau)..... 58
- Abb. 12:** Temperaturmittelwerte in °C der drei Vegetationsperioden (2012–2015) im Vergleich zur Temperatur der Jahre 2000 bis 2015. In den roten Balken sind die einzelnen Jahre dargestellt (2012, 2013, 2014: Monate Januar bis Dezember sowie 2015: Monate Januar bis zum Ende des dritten Versuchsjahres im Juli); in schwarzer Färbung ist das Mittel der Temperatur in den Monaten der letzten 15 Jahre (2000 bis 2015) aufgezeigt..... 59
- Abb. 13:** Niederschlagssummen in mm der drei Vegetationsperioden (2012–2015) im Vergleich zum Niederschlag der Jahre 2000 bis 2015. In den blauen Färbungen sind dabei die einzelnen Jahre dargestellt (2012, 2013, 2014: Monate Januar bis Dezember sowie 2015: Monate Januar bis zum Ende des dritten Versuchsjahres im Juli); in schwarzer Färbung ist das Mittel der Niederschlagssumme der jeweiligen Monate über die Jahre gekennzeichnet.....60
- Abb. 14:** Gesamt UDG (%)/m² aller Schadpflanzen (rot) und die restliche nicht durch Schadpflanzen bedeckte Bodenfläche (%) (grau) 56 Tage nach den Voraufbau-Applikationen in den unbehandelten Kontrollparzellen im jeweils ersten Versuchsjahr (Winterraps) an den Versuchsstandorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1, und WET = Wetterade (2012/13), ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2 (2013/14) sowie ELS3 = Elskop 3, FEH3 = Fehmarn 3 und NHH3 = Neuharmhorst 3 (2014/15)..... 61
- Abb.15:** Gemittelte Wirkung der drei Herbizidvarianten im Winterraps über die Jahre 2012/13–2014/15..... 65
- Abb. 15a:** Gemittelte Wirkung der konventionellen Herbizidapplikationen im VA (Butisan[®] Gold 2,5 l ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3).....65
- Abb. 15b:** Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 1 mit kombinierten VA- und NA-Applikationen (VA: Butisan[®] Kombi 2,5 l ha⁻¹ sowie NA: BAS 83101H + Dash[®] E.C. in BBCH 14–16 des Winterraps) auf die entsprechenden Schad-pflanzen-spezies. (28 Tage nach den Applikationen an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3).....65
- Abb. 15c:** Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystem 2 mit alleinigen NA-Applikationen (NA: Clearfield[®]-Vantiga[®] + Dash[®] E.C. (2,0 + 1,0 l ha⁻¹ in BBCH 12–14 des Winterraps) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies (28 Tage nach den Applikationen an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3)..... 65

- Abb. 16:** Zusätzliche Wirkungsabsicherung in der konventionellen Versuchsvariante mit Cycloxydim..... 67
- Abb. 16a:** Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 1 (VA/NA in BBCH 14–16 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen und einer zusätzlichen Graminizidapplikation mit Cycloxydim (150 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv.), ELS3 (konv.) und NHH2, 3)..... 67
- Abb. 16b:** Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystem 2 (NA in BBCH 12–14 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen und einer zusätzlichen Graminizidapplikation mit Cycloxydim (150 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv.), ELS3 (konv.) und NHH2, 3)..... 67
- Abb. 17:** Zusätzliche Wirkungsabsicherung in der konv. Versuchsvariante mit Propyzamid..... 68
- Abb. 17a:** Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 1 (VA/NA in BBCH 14–16 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen mit zusätzl. Graminizid (Propyzamid; 600 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv. Variante), ELS3 (konv. Variante) und NHH2, 3)..... 68
- Abb. 17b:** Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystem 2 (NA in BBCH 12–14 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen mit zusätzl. Graminizid (Propyzamid; 600 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv. Variante), ELS3 (konv. Variante) und NHH2, 3)..... 68
- Abb. 18:** Darstellung der jahres- und standortspezifischen Herbizidwirkungen (MW UDG %) 28 Tage nach den jeweiligen Applikationen. Untereinander die Ergebnisse der einzelnen Vegetationsperioden: Linke Spalte 2012/13, mittlere Spalte: 2013/14, rechte Spalte 2014/15. (rot = konventionell; orange = CL-Herbizidsystem 1; grün = CL-Herbizidsystem 2)..... 69
- Abb. 19:** Darstellung der bonitierten Ausfallratszahlen in Boniturparzellengröße (4 m²) des ersten sowie zweiten Jahres nach dem Winterrapsanbau über die Standorte (SNK, OST, ELS1–2, FEH1–2, WET, NHH2) mit ehem. Herbizidvarianten (V1 bis V4) sowie den unbehandelten Kontrollparzellen und entsprechenden Fallzahlen jeweils 21 Tage nach Vegetationsbeginn. (V1 = ehem. Konv. WR; V2 und V3 = ehem. CL-WR; V4 = ehem. konv. WR). Die unterschiedlichen Buchstaben geben dabei die Signifikanzniveaus innerhalb eines Jahres und den jeweiligen Standorten wieder ($P < 0,05$)..... 72
- Abb. 20:** Überblick über die Mittelwerte der Herbizidvarianten mit prozentualer Mutationsfrequenz (%) der analysierten Pflanzen über die Jahre 2012–2015 in einer Balkengrafik dargestellt. In schwarzer Färbung sind die gemittelten Mutationsfrequenzen im ACCase-Enzym an Position 1781; in dunkelgrauer Färbung die Gesamt-Mutationsfrequenzen (TSR, NTSR) im ALS-Enzym an Position 197-1 sowie in hellgrauer Färbung die Mutationsfrequenz im ALS-Enzym an Position 574 dargestellt. Angegeben sind ausschließlich TSR..... 76

- Abb. 21:** Prozentuale Mutationsfrequenz (%) TSR und NTSR der analysierten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen je Herbizidvariante im ACCase-Enzym an Position 1781 in den jeweiligen Fruchtfolgejahren (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolge, 2. Fruchtfolge) der untersuchten Standorte. Gemischtes Modell mit Varianzheterogenität; Varianten mit gleichen Buchstaben unterscheiden sich nicht signifikant voneinander in den jeweiligen Gruppen (Fruchtfolgejahre) ($P < 0,05$)..... 77
- Abb. 22:** Prozentuale Mutationsfrequenz (%) TSR der analysierten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen je Herbizidvariante im ALS-Enzym an Position 197-1 in den jeweiligen Fruchtfolgejahren (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolge, 2. Fruchtfolge) der untersuchten Standorte. Gemischtes Modell mit Varianzheterogenität; Varianten mit gleichen Buchstaben unterscheiden sich nicht signifikant voneinander in den jeweiligen Gruppen (Fruchtfolgejahre) ($P < 0,05$)..... 78
- Abb. 23:** Prozentuale Mutationsfrequenz (%) TSR, NTSR der analysierten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen je Herbizidvariante im ALS-Enzym an Position 574 in den jeweiligen Fruchtfolgejahren (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolge, 2. Fruchtfolge) der untersuchten Standorte. Gemischtes Modell mit Varianzheterogenität; Varianten mit gleichen Buchstaben unterscheiden sich nicht signifikant voneinander in den jeweiligen Gruppen (Fruchtfolgejahre) ($P < 0,05$)..... 79
- Abb. 24:** Darstellung der gemittelten Pflanzenaufläufe (n-Anzahl) aus den Bodenschichten der Herbizidvarianten (V1 = konv. Herbizidmaßnahme im VA, Butisan[®] Gold; V2 = konv. Herbizidmaßnahme im VA; Butisan[®] Kombi + CL-Herbizidmaßnahme im NA, BAS 83101H + Dash[®] E.C. ; V3 = CL-Herbizidmaßnahme im NA, CL-Vantiga[®] + Dash[®] E.C. sowie der entsprechenden aufgelisteten Graminizide (Tab. 7) der Standorte SNK, OST, ELS1, FEH1 und WET sowie ELS2, FEH2, und NHH2. Zudem ist die Summe der Gesamtpflanzenanzahlen je Bodenschichte mit aufgeführt.....86
- Abb. 25:** Gesamt Pflanzenanzahlen je 2 Liter Boden (Bodenmischprobe) in den einzelnen Herbizidvarianten (V1–V4) in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm und 10–30 cm) dargestellt. Unterschiedliche Buchstaben beziehen sich jeweils auf den Variantenvergleich innerhalb einer Bodentiefe (Gruppe) und entsprechen unterschiedlichen Signifikanzniveaus ($P < 0,05$)..... 86
- Abb. 26:** Ergebnisse der Wirkungsbonituren (Pflanzenschädigung %) bis 57 Tage nach Applikation in BBCH 12/13. In den oberen beiden Grafiken sind die Wirkungsgrade bei halber max. zugel. Aufwandmenge (links) sowie max. zugel. Aufwandmenge (rechts) im Temperaturregime von 10 °C. In den unteren beiden Grafiken sind die Wirkungsgrade nach Applikation im bestockten Wuchsstadium bei halber max. zugel. Aufwandmenge (links) sowie max. zugel. Aufwandmenge (rechts) dargestellt. (Wirkungsverläufe: violett = Clethodim, hellgrün = Cycloxydim, rot = Propaquizafop)..... 90
- Abb. 27:** Darstellung der Pflanzenschädigung (%) bei den beiden resistenten ALOMY-Biotypen: FOP resistenter Biotyp (links) sowie DIM/FOP resistenter Biotyp (rechts) unter verschiedenen Temperaturen (5 °C, 10 °C, 15 °C und 20 °C). (Wirkungsverläufe: violett = Clethodim, hellgrün = Cycloxydim, rot = Propaquizafop)..... 91

- Abb. 28:** Boxplot: Biotyp ALOMY sensitiv (20 °C): Trockenmasse (g) 57 daa nach Herbizidapplikation, AWM (50%/100%) und Entwicklungsstadium (EC12/EC20). Türkis: unbehandelte Kontrolle, rot: Agil[®] S (Propaquizafop), hellgrün: Focus[®] Ultra + Dash[®] E.C. (Cycloxydim) und violett: Select 240 EC[®] + Para Sommer (Clethodim). * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$; *** $P \leq 0,001$92
- Abb. 29:** Boxplot: Biotyp ALOMY FOP res. (20 °C): Trockenmasse (g) 57 daa nach Herbizidapplikation, AWM (50%/100%) und Entwicklungsstadium (EC12/EC20). Türkis: unbehandelte Kontrolle, rot: Agil[®] S (Propaquizafop), hellgrün = Focus[®] Ultra + Dash[®] E.C. (Cycloxydim) und violett: Select 240 EC[®] + Para Sommer (Clethodim). * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$; *** $P \leq 0,001$ 93
- Abb. 30:** Boxplot: Biotyp ALOMY DIM/FOP res. (20 °C): Trockenmasse (g) 57 daa nach Herbizidapplikation, AWM (50%/100%) und Entwicklungsstadium (EC12/EC20). Türkis: unbehandelte Kontrolle, rot: Agil[®] S (Propaquizafop), hellgrün = Focus[®] Ultra + Dash[®] E.C. (Cycloxydim) und violett: Select 240 EC[®] + Para Sommer (Clethodim). * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$; *** $P \leq 0,001$ 94
- Abb. 31:** Wirkungselastizitäten in Boxplots. Durchschnittlicher Wirkungsgrad 57 Tage nach der Applikation der getesteten drei Wirkstoffe (Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop) mit 50 % AWM (linkes Diagramm) und 100 % AWM (rechtes Diagramm) in BBCH 12/13 und BBCH 20 auf die Spezies ALOMY sensitiv, ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res., BROST und TRIAE. (Zusammenfassende Darstellung aus den Daten der Tab. 42 und 43 auf den Seiten 183, 184 des Anhangs).....96
- Abb. 32:** Lineare Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (hellgrün: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 12/13 auf die sensitiven und resistenten Populationen (sens. = ALOMY sens., BROST, TRIAE; resistent (res.) = ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM..... 98
- Abb. 33:** Lineare Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 20 auf die sensitiven und resistenten Populationen (sens. = ALOMY sens., BROST, TRIAE; resistent (res.) = ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM..... 98
- Abb. 34:** Logarithmische Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 12/13 ausschließlich auf die sensitiven Spezies (ALOMY sens., BROST, TRIAE) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM..... 99
- Abb. 35:** Logarithmische Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 12/13 ausschließlich auf die resistenten Spezies (ALOMY FOP res. und ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM.....99

Abb. 36: Logarithmische Regressionen der applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 20 auf die jeweiligen sensitiven und resistenten Populationen (oben angeordnete Diagramme: sensitive Populationen = ALOMY sens., BROST, TRIAE; unten angeordnete Diagramme: resistente Populationen = ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM..... 100

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Diagnostizierte herbizidresistente Spezies in Deutschland mit der Klassifikation nach HRAC (verändert nach www.weedscience.org ; Heap, 2015).....	14
Tab. 2: Standorte der Versuchsjahre 2012/13 (Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1, Neujellingsdorf 1 und Wetterade) 2013/14 (Elskop 2, Neujellingsdorf 2, Neuharmhorst 2) und 2014/15 (Elskop 3, Neujellingsdorf 3, Neuharmhorst 3) mit Bodentypen, -arten und Ackerzahlen. tL = toniger Lehm; L = Lehm; IS = lehmiger Sand, sL = sandiger Lehm.....	25
Tab. 3: Übersicht über die Versuchsdauer in der Fruchtfolgerotation an den Projektstandorten Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1 bis 3, Neujellingsdorf 1 bis 3 (Fehmarn), Wetterade sowie Neuharmhorst 2 und 3.....	26
Tab. 4: Ermittelte Witterungsparameter (Blattnässe, Lufttemperatur, relative Luftfeuchte sowie Niederschlag) der agrarmeteorologischen Messstationen der Firma Thies, Göttingen an den Standorten.....	27
Tab. 5: Fruchtfolgerotation vor dem Versuchsbeginn an den Standorten Sönke-Nissen-Koog (SNK), Osterhof (OST), Elskop 1 bis 3 ELS1–3, Fehmarn 1 bis 3 (FEH1–3) sowie Wetterade (WET) und Neuharmhorst 2, 3 (NHH2 und 3) mit entsprechenden Forschungszeiträumen. WR = Winterraps, WW = Winterweizen, WG = Wintergerste, WT = Wintertriticale, SM = Silomais, AG = Ackergras.....	27
Tab. 6: Fruchtfolgen mit den jeweiligen Bodenbearbeitungsformen über die Forschungszeiträume der Jahre 2012/13; 2013/14 und 2014/15 an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade und NHH2, 3 = Neuharmhorst 2 und 3). Kennzeichnung durch die Buchstaben: WR = Winterraps; WW = Winterweizen; WT = Triticale; WG = Wintergerste; M = Mais sowie den Bodenbearbeitungsformen: P = Pflug und GR = Schwergrubber (Mulchsaat).....	28
Tab. 7: Variantenplan mit erfolgten Herbizidapplikationen in den Winterrapsversuchen der 11 Standorte (SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET, NHH2, 3). VA = Vorauflauf-Applikation, NA = Nachauflauf-Applikation.....	32
Tab. 8: Herbizidmaßnahmen in der Kultur Winterraps mit Sortenangabe, Aussaatstärke, Aussaatstermin sowie Herbizidapplikationen (VA = Vorauflauf; NA = Nachauflauf) im Versuchsjahr 2012/13 an den Standorten. (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Neujellingsdorf 1 sowie WET = Wetterade).....	33
Tab. 9: Herbizide Maßnahmen in der Kultur Winterraps mit Sortenangabe, Aussaatstärke, Aussaatstermin sowie Herbizidapplikationen im Versuchsjahr 2013/14 an den Standorten Elskop 2, Fehmarn 2 und Neuharmhorst 2.....	33
Tab. 10: Herbizide Maßnahmen in der Kultur Winterraps mit Sortenangabe, Aussaatstärke, Aussaatstermin sowie Herbizidapplikationen im Versuchsjahr 2014/15 an den Standorten Elskop 3, Fehmarn 3 und Neuharmhorst 3.....	34

Tab. 11: Darstellung der Fruchtfolgeglieder in den Folgekulturen nach Winterraps mit der Kultur Winterweizen (WW) und Wintergerste (WG) mit Sortenangabe sowie den unterschiedlich applizierten Herbiziden auf der jeweiligen Teilung der Versuchspartellen (Betriebsvariante) an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog; OST = Osterhof; ELS1, 2 = Elskop 1 und 2; FEH1, 2 = Fehmarn 1 und 2; WET = Wetterade und NHH2 = Neuharmhorst 2. (FHS = Formulierungshilfsstoff; AHL = Ammonium-Nitrat-Harnstoff-Lösung).....	36
Tab. 12: Darstellung der Fruchtfolgeglieder im zweiten Fruchtfolgejahr nach Winterraps mit der Kultur Winterweizen (WW) und Wintergerste (WG) mit Sortenangabe sowie den unterschiedlichen Herbiziden ohne Vorgabe in der ehemaligen Strategie- und Betriebsvariante an den Standorten SNK, OST, ELS1, FEH1 und WET (FHS = Formulierungshilfsstoff; AHL = Ammonium-Nitrat-Harnstoff-Lösung).....	37
Tab. 13: Potentiell vorkommende Schädelpflanzen auf den Versuchsfeldern und Jahre hinweg mit EPPO-Kennzeichnung, deutscher sowie lateinischer Bezeichnung.....	40
Tab. 14: Schema der Blatt- und Samenprobenahme am Beispiel der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog (Projektzeitraum: 2012/13 bis 2014/15) und WET = Wetterade (Projektzeitraum 2012/13 bis 2014/15) mit Blatt- und Samenprobenahme jedoch nur bis Sommer 2013/14 sowie Fehmarn 3 (Projektzeitraum 2014/15) ohne Probenahme zur Samenreife der Schädelpflanzen. WR = Winterraps; WW = Winterweizen; P = Pflug; GR = Schwergrubber (tief).....	42
Tab. 15: Darstellung der im Vor- und Nachauflauf getesteten Herbizide mit enthaltenen Wirkstoffen bei den Biotests zur Analyse der Resistenzklassifikation der zu untersuchenden Biotypen.....	45
Tab. 16: Resistenzklassen verändert nach Moss <i>et al.</i> (1999). Unterteilung in vier einzelne Klassen mit der Einteilung: S = sensitiven Biotyp, R? = Biotyp mit erster verringerter Herbizidmetabolisierung, RR = partiell resistenter Biotyp sowie RRR = vollständig resistenter Biotyp.....	46
Tab. 17: Versuchszeiträume und Auflaufzeitraum des Bodensamenvorrats der Standorte (SNK = Sönke-Nissen-Koog; OST = Osterhof; ELS1–2 = Elskop 1 und 2; FEH1–2 = Fehmarn 1 und 2; WET = Wetterade sowie NHH2 = Neuharmhorst 2).....	49
Tab. 18: Mutationsfrequenz an den entsprechenden Positionen 1781, 2027, 2041, 2078 und 2096 im ACCase-Enzym der verwendeten ALOMY-Biotypen.....	50
Tab. 19: Resistenzgrad der Biotypen bei verschiedenen herbiziden Wirkstoffe. Dabei gelten die Resistenzklassen verändert nach Moss <i>et al.</i> (1999) (S = sensitiver Biotyp, R = Biotyp mit erster verringerter Herbizidmetabolisierung, RR = partiell resistenter Biotyp sowie RRR = vollständig resistenter Biotyp).....	51
Tab. 20: Verwendete Graminicide mit Wirkstoffen und Additiven, die vom Hersteller empfohlen werden; entsprechende Wirkstoffangaben mit applizierter Aktivsubstanz und Aufwandmengenstaffelung.....	52
Tab. 21: Gegenüberstellung der Witterungsparameter Temperatur (°C) und Niederschlag (mm) über die Monate August bis Dezember (2012–2014) zum 15-jährigen Mittel.....	61

Tab. 22: Auflistung, der an den Standorten (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade, NHH2, 3 = Neuharmhorst 2 und 3) vorkommenden Spezies, mit dem jeweiligen UDG (%) 56 Tage nach den VA-Applikationen in der unbehandelten Kontrollparzelle. Nicht unterteilt in die einzelnen Spezies bei <i>Geranium</i> -, <i>Matricaria</i> -, <i>Polygonium</i> -, <i>Sisymbrium</i> - und <i>Veronica</i> -Arten. (Grau hinterlegt: nicht vorkommenden Spezies innerhalb eines Jahres).....	63
Tab. 23: Deskriptive Darstellung der Wirkungsbonituren zur Bestimmung des Ausfall- bzw. Altrapspotenzials (Pflanzen/m ²) an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade, NHH2,3 = Neuharmhorst 2 und 3) in den Jahren nach Winterraps bzw. CL-Winterrapsanbau in den unbehandelten Kontrollparzellen und den gemittelten Pflanzenanzahlen (m ²) über alle drei ehemaligen Winterrapsvarianten sowohl in der Strategievariante (4,0 l ha ⁻¹ Malibu®) als auch den jeweiligen Praxisvarianten jeweils 21 Tage nach Vegetationsbeginn.....	71
Tab. 24: Auflistung des Probenumfangs an den Standorten mit ALOMY-Populationen über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolgejahr, 2. Fruchtfolgejahr). Kulturen: WR/CL-WR = Winterraps; WW = Winterweizen; WG = Wintergerste). – : kein Forschungszeitraum.....	73
Tab. 25: Darstellung der Resistenz (%) bei den ALOMY-Populationen (Blattprobe/Samenprobe) vor Versuchsbeginn an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3 und WET = Wetterade mit entsprechender wirkortspezifischer Resistenz (TSR) und/oder nicht wirkortspezifischer Resistenz (NSTR).....	75
Tab. 26: Auflistung des Probenumfangs an den Standorten mit MATCH-Populationen über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. und 2. Fruchtfolgejahr).....	80
Tab. 27: Darstellung der Resistenzsituation von MATCH am Standort NHH2 = Neuharmhorst 2 über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolgejahr, 2. Fruchtfolgejahr) mit den analysierten Positionen 197-1 und 574 im ALS-Enzym.....	81
Tab. 28: Darstellung der Resistenzsituation von MATIN an den Standorten OST = Osterhof und ELS1 = Elskop 1 über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolgejahr, 2. Fruchtfolgejahr) mit den analysierten Positionen 197-1 und 574 im ALS-Enzym.....	82
Tab. 29: Aufgelaufene Spezies in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm, 10–30 cm) der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1 und WET= Wetterade.....	83
Tab. 30: Aufgelaufene Spezies in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm, 10–30 cm) der Standorte ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2.....	85
Tab. 31: Resistenzanalysedaten aufgelaufener ALOMY-Pflanzen aus den Bodenproben der der Standorte OST und ELS1 aus den einzelnen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm, 10–30 cm).....	87

Tab. 32: Hervorgerufene Pflanzenschädigung (%) durch die DIM- und FOP-Wirkstoffe an den getesteten Spezies (Acker-Fuchsschwanz-Biotypen (ALOMY sen., FOP res., DIM/FOP res.), Taube Trespe (BROST) und Weizen (TRIAE). 57daa; BBCH 12/13; Temperaturregim: 5 °C; Schädigung: +++ ≥90 %, ++ ≥80 %, + ≥70 %, – ≤70 %).……………95

Tab. 33: Hervorgerufene Pflanzenschädigung (%) durch die DIM- und FOP-Wirkstoffe an den getesteten Spezies (Acker-Fuchsschwanz-Biotypen (ALOMY sen., FOP res., DIM/FOP res.), Taube Trespe (BROST) und Weizen (TRIAE). 57daa; BBCH 12/13; Temperaturregime: 20 °C; Schädigung: +++ ≥95 %, ++ ≥90 %, + ≥85 %, – ≤85 %).……………96

Abkürzungsverzeichnis

∅	Durchschnitt
°C	Grad Celsius
μ	Micro
%	Prozent
®/™	Eingetragenes Markenzeichen
∑	Summe
***	Höchst signifikant, $P \leq 0,001$
**	Hoch signifikant, $P \leq 0,01$
*	Signifikant, $P \leq 0,05$
Abb.	Abbildung
ACCCase	Acetyl-Coenzyme-A-Carboxylase
a. d.	An der/an den
a. i.	Active ingredient (Aktivsubstanz)
AHL	Ammonium-Harnstoff-Lösung
ALOMY	Acker-Fuchsschwanz (<i>Alopecurus myosuroides</i> Huds.)
ALS	Acetolactat-Synthase
ANOVA	Analysis of variance
APESV	Gemeiner Windhalm (<i>Apera spica-venti</i> (L.) Beauv.)
Appl.	Applikation
ATP	Adenosintriphosphat
ATXSS	Melde-Arten (<i>Atriplex species</i>)
AWM	Aufwandmenge (n)
BAS 79801H	Herbizid mit Codierung des BASF SE: Clearfield®-Vantiga®
BAS 83101H	Versuchspräparat mit Codierung des BASF SE: Zulassung erwartet
BASF SE	Badische Anilin und Soda-Fabrik Societas Europaea
BBCH	Entwicklungsstadium nach der BBCH-Skala der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, des Bundessortenamtes und der Chemischen Industrie; Wachstumsstadien von mono- und dikotylen Pflanzen
BGS	Biogassubstrat (organische Düngung)
BRSNN	Ausfallraps/Altraps
BRSNN-CL	Clearfield®-Ausfallraps
BRSNW	Winterraps (<i>Brassica napus</i> L. ssp. <i>napus</i>)
BRSNW-CL	Clearfield®-Winterraps (<i>Brassica napus</i> L. ssp. <i>napus</i> CL)
BRSRR	Rübsen (<i>Brassica rapa</i> L.)
bzgl.	Bezüglich
ca.	Circa

Abkürzungsverzeichnis

CAPBP	Hirtentäschel (<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Med.)
CHEAL	Weißer Gänsefuß (<i>Chenopodium album</i> L.)
CIRAR	Acker-Kratzdistel (<i>Cirsium arvense</i> (L.) Scop.)
CL	Clearfield®
cm	Zentimeter
daa	Days after application
DEN	Phenylpyrazoline
DIM	Cyclohexanedione
DESSO	Gemeine Besenrauke (<i>Descurinia sophia</i> (L.) Pranti)
DGC 169 CL	CL-Winterrapsorte von Dekalb® (Zulassung später als DK® Imminent® CL)
EC	Code zur Bestimmung des Entwicklungsstadiums nach EUCARPIA
E.C.	Chemische Formulierung: emulgierbares Konzentrat (Emulsionskonzentrat)
<i>et al.</i>	<i>et alii</i> (und andere)
F	Fungizid
FF	Fruchtfolgejahr
FOP	Aryloxyphenoxy-propionate
g	Gramm
g ha ⁻¹	Gramm pro Hektar
g l ⁻¹	Gramm pro Liter
GALAP	Klettenlabkraut (<i>Galium aparine</i> L.)
GASPA	Kleinblütiges Franzosenkraut (<i>Galinsoga parviflora</i> Cav.)
GERSS	Storchschnabel-Arten (<i>Geranium species</i>)
GST	Glutathion S-transferase
H	Herbizid
ha	Hektar
HORVU	Wintergerste (<i>Hordeum vulgare</i> L.)
HRAC	Herbicide Resistance Action Committee
HS	Harnstoff
I	Insektizid
IS	Lehmiger Sand
K	Kalium (-dünger)
K m ²	Körner pro Quadratmeter
Kap.	Kapitel
KAS	Kalkammonsalpeter
kg ha ⁻¹	Kilogramm pro Hektar
l	Liter
L	Lehm

Abkürzungsverzeichnis

l ha ⁻¹	Liter pro Hektar
LAMSS	Taubnessel-Arten (<i>Lamium species</i>)
LOLPE	Deutsches Weidelgras (<i>Lolium perenne</i> L.)
m ²	Quadratmeter
MATCH	Echte Kamille (<i>Matricaria recutita/chamomilla</i> L.)
MATIN	Geruchlose Kamille (<i>Tripleurospermum maritimum</i> subsp. <i>inodorum</i> , Syn.: <i>Matricaria inodora</i> L.)
MATSS	Kamille-Arten (<i>Matricaria species</i>)
MERAN	Einjähriges Bingelkraut (<i>Mercurialis annua</i> L.)
mg	Milligramm
Mio.	Million/en
mm	Millimeter
MoA	Mode of Action (Wirkungsweise von Wirkstoffen oder Wirkstoffklassen)
MW	Mittelwert
MYOAR	Acker-Vergissmeinnicht (<i>Myosotis arvensis</i> (L.) Hill.)
N	Stickstoff (-dünger)
NA	Nachauflaufbehandlung/ -applikation
NNNGA	Ausfallgetreide
N/P	Mehrnährstoffdünger Stickstoff-Phosphor
N/P/K	Mehrnährstoffdünger Stickstoff-Phosphor-Kalium
NTSR	Non-target-site-Resistenz/Nichtwirkortspezifische Resistenz = Met. Resistenz
LF (30)	Luftfeuchtigkeit in 30 cm über Boden
LF (200)	Luftfeuchtigkeit in 200 cm über Boden
P1/PM1	Punktmutation 1
P2/PM2	Punktmutation 2
P	Phosphor (-dünger)
PAPRH	Klatschmohn (<i>Papaver rhoeas</i> L.)
PCR	Polymerase-Kettenreaktion
PD	Ausdünnung des Bestandes
Pfl./m ²	Pflanzen pro Quadratmeter
PH	Wuchshemmung allgemein
POLAV	Vogelknöterich (<i>Polygonum aviculare</i> L.)
POLCO	Windknöterich (<i>Polygonum convolvulus</i> L.)
POLPE	Flohknöterich (<i>Polygonum persicaria</i> Gray)
POAAN	Einjähriges Rispengras (<i>Poa annua</i> L.)
POLSS	Knöterich-Arten (<i>Polygonium species</i>)
PT 200 CL	CL-Winterrapsorte von Poineer [®] Hi-Bred International, Inc.

Abkürzungsverzeichnis

RAPRA	Hederich (<i>Raphanum raphanistrum</i> L.)
SC	Chemische Formulierung: Suspensionskonzentrat
SG	Schweinegülle (organische Düngung)
SINAR	Acker-Senf (<i>Sinapis arvensis</i> L.)
sL	Sandiger Lehm
SM	Silomais
sog.	sogenannte(n)
SONAR	Gewöhnliche Acker-Gänsedistel (<i>Sonchus arvensis</i> L. ssp. <i>arvensis</i>)
SSA	Schwefelsaurer-Ammoniak
ssp.	Subspezies
SSYLS	Löselrauke (<i>Sisymbrium loeselii</i> L.)
SSYSS	Rauke-Arten (<i>Sisymbrium species</i>)
Standorte	
SNK	Standort Sönke-Nissen-Koog (2012–2015)
OST	Standort Osterhof (2012–2015)
ELS1	Standort Elskop 1 (2012–2015)
ELS2	Standort Elskop 2 (2013–2015)
ELS3	Standort Elskop 3 (2014–2015)
FEH1	Standort Neujellingsdorf auf Fehmarn (2012–2015)
FEH2	Standort Neujellingsdorf auf Fehmarn (2013–2015)
FEH3	Standort Neujellingsdorf auf Fehmarn (2014–2015)
WET	Standort Wetterade (2012–2015)
NHH2	Standort Neuharmhorst (2013–2015)
NHH3	Standort Neuharmhorst (2014–2015)
STEME	Gewöhnliche Vogelmiere (<i>Stellaria media</i> (L.) Vill.)
Tab.	Tabelle
tL	Toniger Lehm
THLAR	Acker-Hellerkraut (<i>Thlapsi arvense</i> L.)
TM	Trockenmasse
TRIAE	Winterweizen (<i>Triticum aestivum</i> L.)
TSR	Target-site-Resistenz/Wirkortspezifische Resistenz
TTLSS	Triticale (<i>Triticosecale</i> sp.; rimpaii Wittm. ex A. Camus)
TTTTT	Schadpflanzen allgemein
UDG	Unkrautdeckungsgrad
u. U.	Unter Umständen
V	Versuchsvariante/Variante

Abkürzungsverzeichnis

V 1	Versuchsvariante 1 (zu Beginn des Versuches konventioneller WR); Herbizidapplikation: VA Butisan [®] Gold)
V2	Versuchsvariante 2 (zu Beginn des Versuches CL-WR); Herbizidapplikation: VA Butisan [®] Kombi; NA BAS 83101H+Dash [®] E.C. in BBCH 14–16
V3	Versuchsvariante3 (zu Beginn des Versuches CL-WR); Herbizidapplikation: kein VA; NA BAS79801H+Dash [®] E.C. in BBCH 12–14
V1-1	z.B. Versuchsvariante1-1 (Herbizidapplikation nach Strategie im ersten Fruchtfolgejahr auf WR)
V1-2	z.B. Versuchsvariante1-2 (Herbizidapplikation betriebsüblich im ersten Fruchtfolgejahr nach WR)
VA	Vorlaufbehandlung/-applikation
Var.	Variante
v. a.	Vor allem
VERAG	Acker-Ehrenpreis (<i>Veronica agrestis</i> L.)
VERAR	Feld-Ehrenpreis (<i>Veronica arvensis</i> L.)
VERPE	Persischer Ehrenpreis (<i>Veronica persica</i> Poir.)
VERSS	Ehrenpreis-Arten (<i>Veronica species</i>)
VIOAR	Acker-Stiefmütterchen (<i>Viola arvensis</i> Murr.)
Vj	Versuchsjahr (mit entsprechender Angabe der Feldkultur)
vVj	Vor Versuchsjahr/vor Versuchsbeginn
WG ⁺	Chemische Formulierung: wasserdispergierendes Granulat
WG	Wintergerste
Wirkungsbonituren	
14daa	14 Tage nach Applikation der Herbizide
28daa	28 Tage nach Applikation der Herbizide
Veg-Ende	Wirkungsbonitur zu Vegetationsende <u>vor</u> Winter
Veg-Beginn	Wirkungsbonitur zu Vegetationsbeginn <u>nach</u> Winter
vor Ernte	Wirkungsbonitur kurz vor dem Entwicklungsstadium BBCH 60
WR	Winterraps
WT	Wintertriticale
WW	Winterweizen
u. a.	Unter anderem
z. B.	Zum Beispiel

1 Einleitung

In den vergangenen Jahren betrug die landwirtschaftlich genutzte Ackerfläche in Deutschland ca. 11,85 Mio. Hektar. Neben Getreidefrüchten zur Körnergewinnung (6,5 Mio. ha), Pflanzen zur Grünernte/Futterpflanzen (2,7 Mio. ha), Silomais/Grünmais (2,0 Mio. ha) stellt Winterraps (1,4 Mio. ha) die viert bedeutendste Ackerkultur dar (Anonymus 2015a). Besonders in den norddeutschen Bundesländern Mecklenburg-Vorpommern, Schleswig-Holstein und Niedersachsen werden beachtliche Rapsanbaudichten erreicht.

Beim Winterraps ist eine sichere und problemfreie Jugendentwicklung vor Winter elementar. Besonders eine große Anzahl von mono- oder dikotylen Schadpflanzen stellt für den auflaufenden jungen Raps ein Problem als Konkurrent um Nährstoffe und Licht dar (Hanzlik & Gerowitt, 2010).

Zur Schadpflanzenabwehr im Winterraps werden im Gegensatz zu anderen Ackerkulturen vor allem protektive Herbizidmaßnahmen im Voraufbau appliziert. Zudem wird der gesamte Ackerbau weitestgehend mehr durch eine ökonomische als ökologische Bewirtschaftung geprägt (Kerkhoff, 1996). Trotz einer hohen Konkurrenzkraft des Rapses sind Ungras-/Unkrautbekämpfungsmaßnahmen notwendig, um die relativ schwachen Rapspflanzen in der Jugendentwicklung möglichst früh zu stärken und somit unnötige Wuchsdepressionen und fehlende Pflanzenvitalität zu verhindern. Die chemische Unkrautkontrolle hat hierbei die mit Abstand größte Bedeutung (Petersen & Krato, 2012).

Seit etwa 1995 haben Herbizidtoleranzen in Rapsorten weltweit eine relevante Rolle eingenommen. Neben genetischen Ansätzen werden dabei konventionelle Züchtungsmethoden für die Erzeugung herbizidtoleranter Sorten genutzt, die die Unkrautregulierung im Raps vereinfachen können (Petersen & Krato, 2012a).

2012 wurde das imidazolinontolerante und von der BASF SE entwickelte Clearfield®-Produktionssystem im Winterraps in Deutschland zugelassen und ist seit dem für die Praxis erhältlich. Das Produktionssystem setzt sich dabei aus einer herbizidtoleranten Winterrapspflanze und einem entsprechend neuen Herbizidpräparat, auf das die Winterrapspflanzen tolerant reagieren, zusammen. Die Clearfield®-Winterrapshybriden werden konventionell gezüchtet (UFOP, 2010/11).

In den herbizidtoleranten Winterrapshybridsorten kann eine neue Wirkstoffkombination appliziert werden, die aus bisher bekannten und im Winterraps eingesetzten Wirkstoffen sowie einem zusätzlichen Wirkstoff der Imidazolinone (Imazamox) besteht und gegen den die Winterrapspflanzen tolerant sind.

Imidazolinone wirken, wie auch andere Wirkstoffe aus der Wirkstoffklasse der ALS-Inhibitoren, auf die Synthese von Aminosäuren in den Chloroplasten. Wichtige Enzyme der Acetolactat-Synthase werden gehemmt, die zur Bildung von Aminosäuren und damit

Proteinen benötigt werden. Das Herbicide Resistance Action Committee (HRAC) stuft Wirkstoffe, die die ALS hemmen als hoch resistenzgefährdet (Gruppe B) ein (HRAC, 2015a). Ein häufiger oder mehrmaliger Einsatz von Wirkstoffen einer Wirkstoffgruppe innerhalb einer Fruchtfolge könnte demnach, bei den eine Herbizidapplikation überlebenden Spezies, zu einem Sensitivitätsverlust führen.

Besonders weit verbreitet sind in Norddeutschland ALS- und ACCase-resistente Populationen von Acker-Fuchsschwanz (Petersen, 2012) und einzelne ALS-resistente Biotypen von Kamille-Arten (Ulber *et al.*, 2012; Drobny *et al.*, 2008).

Eine Konzentration von Wintergetreide und Winterraps in den Fruchtfolgen, verbunden mit einer einseitigen Herbizidanwendung, erhöhen nach Schröder & Meinlschmidt (2012) den Selektionsdruck. Um die landwirtschaftliche Produktion in den Hauptanbauregionen weiter langfristig aufrechterhalten zu können, ist es daher von großer Bedeutung die Resistenzmechanismen und die Ausbreitung von resistenten Unkräutern weiter zu erforschen und zu verstehen.

Ziel der vorliegenden Forschungsarbeit ist es, in einem dreijährigen Forschungsprojekt die Wirksamkeit imidazolinontoleranter Winterraps-Produktionssysteme und deren Auswirkungen aus phytopathologischer Sicht zu begutachtet. In Schleswig-Holstein wurden in der Vergangenheit bereits resistente Populationen von Ungräsern und Unkräutern nachgewiesen, so dass sich die Möglichkeit bietet, die komplexe Resistenzentwicklung sensitiver und verschieden resistenter Spezies überregional an mehreren Standorten, respektive konventioneller und neuer Herbizidsysteme, gemeinsam zu untersuchen, zu quantifizieren, nachzuverfolgen und zu analysieren. Es wird in dieser Forschungsarbeit folgenden Fragestellungen nachgegangen:

- Welche Vor- und Nachteile ergeben sich durch den Anbau imidazolinontoleranter Winterraps-Produktionssysteme im Vergleich zu herkömmlichen Produktionssystemen in Winterraps-Getreide Fruchtfolgen unter norddeutschen Praxisbedingungen?
- Verschärft ein Einsatz von Imidazolinonen (Imazamox) die allgemeine Resistenzsituation bei bereits bekannten resistenten und ausgewählten mono- und dikotyler Spezies in Schleswig-Holstein?
- Liegt eine Resistenzentwicklung nach der Applikation potentiell resistenzgefährdender Wirkstoffe, die die Acetolactat-Synthase inhibieren vor und in welchem Umfang beeinflusst der Einsatz von Imazamox (12,5 g a.i. ha⁻¹) diese?
- Welchen Einfluss hat die Temperatur auf den Bekämpfungserfolg bei der Applikation bisher verfügbarer Wirkstoffgruppen im Winterraps auf verschieden resistente Acker-Fuchsschwanz-Biotypen?

2 Thematische Einführung

2.1 Taxonomie und Relevanz des Anbauumfangs von Winterraps in Deutschland

Raps (*Brassica napus* L. ssp. *napus*) ist eine Pflanzenart aus der Familie der Kreuzblütengewächse (Brassicaceae). Diese Art umfasst ca. 170 Gattungen mit nahezu 2000 Arten, wobei der Gattung *Brassica* nur drei diploide Grundarten angehören (*B. nigra*, *B. oleracea* und *B. campestris*) (Förster *et al.* 1998). Raps ist ein allopolyploider Bastard aus Wildkohl (*B. oleracea*) und Rübsen (*B. campestris* L. ssp. *olefeira*) und im Überlappungsgebiet des Mittelmeerraumes aus einer Artkreuzung entstanden (Alpmann, 2006a). Der Blütenstand blüht grundsätzlich superior ab. Entscheidendes physiologisches Merkmal ist, dass die Narbe befruchtungsfähig ist, bevor die Staubgefäße ihre Pollen verstäuben, weshalb der Raps partiell als Selbstbefruchter bezeichnet werden kann. Der Anteil der Fremdbefruchtung vollzieht sich zum größten Teil durch Insekten. Selbst- und Fremdbefruchtung kommen in einem Verhältnis von 80 % zu 20 % vor. Einer Windbestäubung kommt hingegen vieler Vermutungen ein eher geringer Anteil zu (Alpmann, 2006b).

In Europa hat die Kultivierung des Raps erst im 13. Jahrhundert begonnen. Die Samen wurden gepresst und zu Lampenöl verarbeitet (Haase, 2006). Besonders in Kriegszeiten verursachte der Nahrungsbedarf eine Ausdehnung der Fläche (Brauer & Röbbelen, 1989). In diesen Zeiten trug die Rapserzeugung wesentlich zur Sicherung des Fettbedarfs der deutschen Bevölkerung bei. Nach dem zweiten Weltkrieg erhielt sein Anbau zusätzliche ökonomische Bedeutung zur Aufrechterhaltung gesunder Fruchtfolgesysteme in der deutschen Landwirtschaft. Die Anbaufläche betrug in den 50er Jahren rund 32.000 Hektar. Weiterer Zuchtfortschritt, die Entfernung der Erucasäure 1974/75 (0-Raps), die eine hohe Nahrungsqualität des Rapsöls sicherstellte, so wie die Reduzierung des Glucosinolatgehaltes seit 1985/85 (00-Raps) (Brauer & Röbbelen, 1989) ließ die Anbaufläche in den alten Bundesländern der Bundesrepublik Deutschland bis in das Jahr 1990 auf ca. 557.000 Hektar anwachsen. Dabei werden die Glucosinolatgehalte rezessiv vererbt (Jönnsen, 1977). Die polnische Sommerraps-Sorte Bronowski diente als Genquelle für Glucosinolatarmut, die Ende der 60-iger Jahre entdeckt, für die Entwicklung sortenfähigen, glucosinolatarmen Materials vielfach genutzt wurde (Hoffmann *et al.*, 1986). Für das gesamte Bundesgebiet wurde 1991 eine Anbaufläche von 993.000 ha ermittelt, welche im Laufe der Jahre um 56,95 % auf 1.464.000 ha anstieg (UFOP, 2012).

Demnach bewirtschafteten 282.200 landwirtschaftliche Betriebe in Deutschland 2013 16,7 Mio. Hektar landwirtschaftlich genutzte Fläche, darunter knapp 11,9 Millionen Hektar Ackerland (71 %) und 4,6 Mio. Hektar Dauergrünland (28 %).

Der Anbauumfang von Winterraps wird mit einem Anbauumfang von ca. 1,4–1,5 Mio. Hektar beziffert (Anonymus, 2015b). Somit stellt der Winterraps eine der bedeutendsten

Ackerkulturen Deutschlands und vor allem Norddeutschlands mit rund 20 % Winterraps an der Gesamtackerfläche dar (Anonymus, 2014a).

Bis vor kurzem galt Winterraps als Kultur, die ausschließlich auf mittelschweren bis schweren Böden erfolgreich anzubauen war. In den letzten Jahrzehnten konnte sich dennoch ein Anbau von Winterraps auch auf mittleren bis leichten Böden oder sogar Grenzstandorten etablieren. Mängel in der Bodengüte oder nur unregelmäßige Niederschläge können die Rapspflanze durch ein ausgeprägtes Wurzelsystem und einer kräftigen Pfahlwurzel ausgleichen. Besonders hervorzuheben ist allerdings der Anbau auf höher bonitierten Böden, wie Börde-, Niederungslagen oder Marschstandorten; der ideale pH-Wert liegt dabei zwischen sechs und sieben (Alpmann, 2006b; Diepenbrock 2007).

Beim Raps ist vor allem im Herbst die Berücksichtigung der Konkurrenzkraft der Kulturpflanze gegenüber dem Unkraut von besonderer Bedeutung. Die Entscheidung über eine Unkrautbekämpfung muss aber in der Regel schon sehr früh erfolgen, um gegebenenfalls sehr junge Stadien der Unkräuter mit geeigneten Herbiziden, unter Umständen mit verminderten Aufwandmengen, erfassen zu können (Heitefuss, 2000). Ertragsverluste durch Beikräuter bzw. Unkräuter und teilweise Insekten werden bei der weltweiten Produktion landwirtschaftlicher Nutzpflanzen auf 31 % bis 42 % geschätzt (Agrios, 2005). Der Autor Oerke (2006) berichtet von Schätzungen um 34 % Ertragsverlust durch schädigende Ungräser und Unkräuter in landwirtschaftlichen Kulturen. Die größten Ertragsverluste seien aber durch die Konkurrenz zwischen Feldfrucht und den Unkräutern für Licht, Nährstoffe und Feuchtigkeit gegeben (Trognitz *et al.*, 2014).

Die primären Faktoren, die über eine Anbauwürdigkeit einer Kulturpflanze entscheiden, sind Bodengüte, Niederschlagssumme und -verteilung, sowie Anzahl der zur Verfügung stehenden Vegetationstage. Durch hohe langjährig hohe Getreideanteile in der Fruchtfolge und dem Rückgang anderer Blattfrüchte, wie Kartoffeln, Zuckerrüben oder Leguminosen, kommt dem Raps eine steigende Bedeutung zu. So gibt die Betrachtung des Deckungsbeitrages und möglicher Absatzchancen, sowie der Vorfruchtwert und arbeitswirtschaftliche Vor- und Nachteile in der Regel die letzten Argumente für eine Anbauentscheidung und -erweiterung (Bothe, 2006).

Zum Vorfruchtanspruch von Winterraps gibt es nur wenige Untersuchungsergebnisse (Christen, 2001). 2007 stellte Christen wesentliche Parameter und durchaus unterschiedliche Vorzüge von Kulturen dar. Ebenso wird postuliert, dass das wichtigste Kriterium für die Eigenschaft der Vorfrucht des Raps ein frühes Räumen der Ackerfläche sein muss, da der Winterraps einen hohen Anspruch an die Vorwinterentwicklung und frühe Saattermine benötigt. Im Fruchtfolgekontext wird eine optimale Zeitspanne von vier Jahren und länger zwischen den Rapsanbaujahren beschrieben. Mit einem Fruchtfolgeanteil von bis zu 33 %

Raps in einzelnen Betrieben wird dieser Abstand in der Praxis jedoch deutlich unterschritten (Schulz & Steinbach, 2006).

Es zeigte sich in den vergangenen Jahren, dass auch der stetig steigende Rapsanbau in den Fruchtfolgen nicht nur positive Seiten hat. Krankheiten, wie Kohlhernie, *Verticillium*-Welke oder Virosen beeinträchtigen den Winterrapsanbau zunehmend (Lüders et al., 2011; Rygulla, 2008).

2.2 Schadpflanzensituation und Schadpflanzenbekämpfung in Winterraps

Unkrauter/Ungräser sind definiert als unerwünschte Schadpflanzen, die in landwirtschaftlichen, gärtnerischen und forstlichen Nutzpflanzen mehr Schaden als Nutzen anrichten (Hüwing, 2008). Der von Unkräutern verursachte Schaden besteht vor allem darin, dass sie den Produktionswert von Flächen, je nach Stärke des Auftretens, beeinträchtigen (Hanf, 1999). Innerhalb der Unkrautgruppen muss aufgrund ihrer Genetik zwischen dikotylen Unkräutern (Zweikeimblättrige) und monokotylen Unkräutern (Einkeimblättrige) unterschieden werden (Kees *et al.*, 1993). Weiterhin differenzieren sie sich in einjährige und perennierende Arten. Während die einjährigen sogenannten Samenunkräuter nur einmal blühen und nach der Samenreife absterben, über ausdauernde Unkrautarten mehrere Vegetationsperioden in Form von diversen Überlebensformen. Ihre Vermehrung erfolgt durch Samen oder vegetatives Wachstum (Stolone, Rhizome, Wurzeläusläufer, Pfahlwurzeln, Knollen oder Zwiebeln), was zu einer raschen und dementsprechend starken Ausbreitung führen kann (Ammon *et al.*, 1990). Die bei der Verunkrautung auftretenden Arten und Ausmaße eines Schadens sind je nach vorliegender Witterung und Standort sehr unterschiedlich. Von entscheidender Bedeutung sind dabei die Unkrautdichte (Unkrautdeckungsgrad), der zeitliche Ablauf des Auflaufens der Unkräuter im Verhältnis zur Kultur und nicht zuletzt die Konkurrenzkraft der Kultur selbst (Kees *et al.*, 1993). Grundsätzlich sollten die mono- und dikotylen Schadpflanzen in *Apophyten*, *Archaeophyten* und *Neophyten* unterteilt werden. Bei *Neophyten* (Neueinwanderer) handelt es sich um aus Süd- oder Mittelamerika eingewanderte neue Spezies (ab 1500 n. Chr.), die eigentlich in den jeweiligen Ackerregionen nicht heimisch sind. Grünähriger, Zurückgebogener und Weißer Fuchsschwanz, genauso wie die Strahllose Kamille konnten dokumentiert werden. *Apophyten* sind dabei alle Pflanzen-Arten, die bereits vor einer Besiedlung durch den Menschen heimisch waren, jedoch auch heute noch aufzufinden sind. Als Beispiel sind hier die Melde-Arten (*Chenopodium* spp.) oder Knöterich-Arten (*Polygonium* spp.) zu nennen. Die von Natur aus in unserem Gebiet nicht heimischen Segetalpflanzen, die vor der Entdeckung Amerikas mit dem Ackerbau nach Zentraleuropa kamen, gehören zu den *Archaeophyten* (Alteinwanderer). Solche Pflanzen, die aus der natürlichen Vegetation eines Standortes hervorgehen, beschreibt man als *Apophyten*, wie z.B. die Acker-Winde (Kästner

et al., 2001). Mono- und dikotyle Schadpflanzen beeinflussen aber auch unterschiedlich das Wachstum der Kulturpflanzen (Hüwing, 2008). Dabei muss gesondert, die der Kulturpflanze zur Verfügung stehende Anbaufläche, in Konkurrenz der Wachstumsfaktoren zu Unkräutern beachtet werden (Koch & Hurle, 1978). Raps wird je nach seinem Entwicklungsstadium und Habitus unterschiedlich durch Beikräuter beeinflusst (Heitefuss, 2000). Die Konkurrenz fällt je nach Pflanzendichte mehr oder weniger stark aus, wobei auch das jeweilige Entwicklungsstadium der jeweiligen Pflanzenart das Maß der gegenseitigen Beeinflussung bestimmt wird. Eine Reduktion der Konkurrenzsituation durch die Bekämpfung der Schadpflanzen stellt daher eine Maßnahme dar, vorhandene Wachstumsressourcen der Kulturpflanze gezielt zu stärken (Schenke, 1993). Herbizidstrategien sollten dementsprechend angepasst werden, dass ursprüngliche und invasive Arten von Unkräutern gleichermaßen beeinflusst werden (Neve *et al.*, 2009). Viele Unkräuter haben bereits Mechanismen entwickelt, um jahreszeitübergreifend Samen zu produzieren und überleben zu können (Mortimer, 1997; Tuesca & Puricelli, 2007). Eine Artenverschiebung hinsichtlich Stärke, Vorkommen und Konstitution kann dem Einsatz der chemischen Unkrautregulierung zugeschrieben werden. Mehrjährige Arten und solche, die besonders empfindlich auf den Einsatz von Herbiziden reagieren, sind auf den Ackerflächen kaum noch zu diagnostizieren. Im Gegensatz dazu reichern sich besonders viele Spezies an, die die Wirkstoffe schnell metabolisieren oder sogar Resistenzen gegen herbizide Wirkstoffe ausbilden. Ebenso kann ein Anstieg der sich konzentrierender Arten mit Zunahme der Kurzstrohsorten im Getreide sowie dem Einsatz von Wachstumsregulatoren dokumentiert werden (Kleiber, 2000). Je ähnlicher der Stoffwechsel einer Spezies zur Kulturpflanze ist, umso höher ist dann auch ihre Wahrscheinlichkeit des Vorkommens innerhalb der dieser Kulturen. Ferner haben Ungräser und Unkräuter ähnliche Möglichkeiten des Metabolismus, wie auch unsere Kulturpflanzen. Ein Herbizideinsatz ist optimal und damit unumstritten platziert, wenn die Pflanzenbestände kräftig und geschlossen sind und so eine Voraussetzung für eine natürliche Regulierung des Unkrautbesatzes bieten (Meinlschmidt, 1997).

Seit Beginn der Landwirtschaft und für viele Jahrzehnte wurden Unkräuter ausschließlich mechanisch und durch kulturelle Methoden, wie das Jäten von Hand, Pflügen, Hacken und/oder differenzierte Fruchtfolge gestaltet. Sie wurden bereits von unseren Vorfahren genutzt und sind heute noch im Integrierten-Unkraut-Management (Integrated Weed Management/ IWM) wichtig.

Der erste Bericht einer breiten Anwendung von Chemikalien ist 1840 mit der Anwendung von Kalk gegen Schachtelhalm-Arten (*Equisetum* spp.) dokumentiert. Im Jahr 1854 wurde Natriumchlorid gegen Unkräuter eingesetzt (Timmons, 1970). Im Jahr 1855 wurden erstmals Schwefelsäure und Eisensulfat als Herbizide eingesetzt (Timmons, 1970). Hier könnte die erste selektive chemische Unkrautbekämpfung in Kulturen, wie durch Timmons (1970)

beschrieben, diskutiert werden. Anorganische Chemikalien waren die ersten, die zur Unkrautbekämpfung verwendet wurden (Timmons, 1970). Der wirkliche Beginn einer zukunftsweisenden Unkrautbekämpfung erfolgte vor allem während und nach dem zweiten Weltkrieg mit der Entdeckung der herbiziden Eigenschaften von Phenoxyessigsäure als Herbizid und Wachstumsregulator 2,4-D in Deutschland (Timmons, 1970). Seit dem wurden anorganische Chemikalien zur Unkrautbekämpfung von organischen Wirkstoffen abgelöst. Die Anzahl der chemischen Präparate mit herbizider Wirkung hat sich seit damals deutlich erhöht. Heute sind zur Unkrautbehandlung 19 verschiedene Wirkungsweisen (MoA) der Herbizide bekannt. Für mehrere Wirkstoffklassen wurden eine große Anzahl von einzelnen herbizidwirksamen Verbindungen entwickelt (HRAC, 2015). Sie bieten eine selektive oder nicht-selektive Bekämpfungsmöglichkeit durch Sprühapplikationen. Bei zahlreichen mono- oder dikotylen, einjährigen oder mehrjährigen und bei verschiedenen Pflanzen mit unterschiedlichem Wuchsstadien werden sie nahezu standardmäßig eingesetzt. Sie werden entweder im Vor- oder Nachauflauf und unter verschiedenen Umweltbedingungen angewandt. Während nicht-selektive Herbizide in der Regel auf alle grünen Pflanzen wirken, wird die Aktivität von selektiven Herbiziden auf physiologische Unterschiede zwischen den Pflanzenarten begrenzt. So werden bei der Unkrautkontrolle die Unkräuter beeinflusst, ohne jedoch dabei die Kulturpflanzen zu schädigen (O'Sullivan *et al.*, 2002). Das wichtigste Herbizid zur nicht-selektiven Unkrautbekämpfung ist, das seit 1974 verwendete Organophosphat Glyphosat, das den Shikimisäureweg in Pflanzen beeinflusst (Tomlin, 2000).

Eine weitere große Gruppe von Herbiziden sind selektive ALS- und ACCase-Inhibitoren. Die ALS-Inhibitoren stellten erstmals im Jahr 2011, die am zweithäufigsten verkaufte Herbizidklasse weltweit dar (FAO, 2015). Die größte und verbreitetste Wirkstoffgruppe im Bereich der ALS-hemmenden Herbizide sind die Sulfonylharnstoffe. Weitere Klassen, die ebenfalls die Acetolactat-Synthase hemmen, sind Sulfonylamino-Carbonyl-Triazolinone, Pyrimidiinyl-(thio)-Benzoate, Triazolpyrimidine sowie die Imidazolinone (HRAC, 2015). Wirkstoffe die die HPPD hemmen (4-Hydroxyphenyl-Pyruvat-Dioxygenase (4-HPPD)) sind größtenteils selektiv, obwohl man diese im nicht-selektiven Markt (Sulfometuronmethyl) eingliedert (Tomlin, 2000; HRAC, 2015b). ACCase-Inhibitoren, die vor allem als Graminizide dienen, sind eine weitere Klasse, die eine selektive Unkrautbekämpfung möglich machen und seit den späten 1970er Jahren und frühen 1980er Jahren in den Markt eingeführt wurden (Smeda *et al.*, 1997). Sie haben bei der Unkrautbekämpfung von Monokotylen keinen Einfluss auf die dikotylen Unkrautarten. Mehrere Poaceen, wie u. a. *Triticum aestivum* L., sind tolerant auf einige ACCase-Hemmer (Bradley & Hagood, 2001). Die ACCase-Inhibitoren sind die in drei Klassen unterteilten Wirkstoffe: Aryloxyphenoxypropionate (APP/AOPP), Phenylpyrazolinone (PIZ) und Cyclohexandione (KHK). Alle Unterklassen

wirken auf die Acetyl-CoA-Carboxylase (ACCCase), einem Schlüsselenzym bei der Fettsäure-Biosynthese. Die ACCCase ist bei allen Poaceen in den Chloroplasten lokalisiert (Burke *et al.*, 2006; Manalil *et al.* 2011). Die ACCCase in den meisten breitblättrigen Pflanzen ist dagegen unempfindlich gegenüber den ACCCase-Inhibitoren (Powles & Yu, 2010). Neben einer inhärenten Selektivität kann eine selektive Unkrautkontrolle auch durch die Verwendung der Safener-Technologie genutzt werden.

Safener-Wirkstoffe wirken dabei selektiv in den aktiven Prozesse, die es Kulturpflanzen ermöglichen den herbiziden Wirkstoff zu metabolisieren und so ein Schutz gegen die Phytotoxizität ausbilden. Safener wurden bis jetzt unter anderem erfolgreich eingesetzt, um Getreide und Maiskulturen gegen ausgewählte ACCCase- und ALS-Hemmer zu schützen. Bis jetzt wurde dahingegen noch kein Safener gefunden, der bei dikotylen Pflanzen wirkt. Die Technologie um die „Safener-Wirkstoffe“ wird in Deutschland auch bei der Formulierung von z.B. Atlantis[®], zusammen mit den ALS-Inhibitoren Iodo- und Mesosulfuron, zum Schutz im Getreide eingesetzt (King, 2007).

Schleswig-Holstein erfährt beim Betrachten des gesamten Schadpflanzenvorkommens im Ackerbau (und v. a. im Winterraps) eine besondere Stellung. Nach Behrendt (1973) und Goerke *et al.* (2008) kommen im Norden bei gemittelter Gesamtverunkrautung die meisten Individuenzahlen vor, wie in unten angefügter Abb. 1 zu erkennen ist.

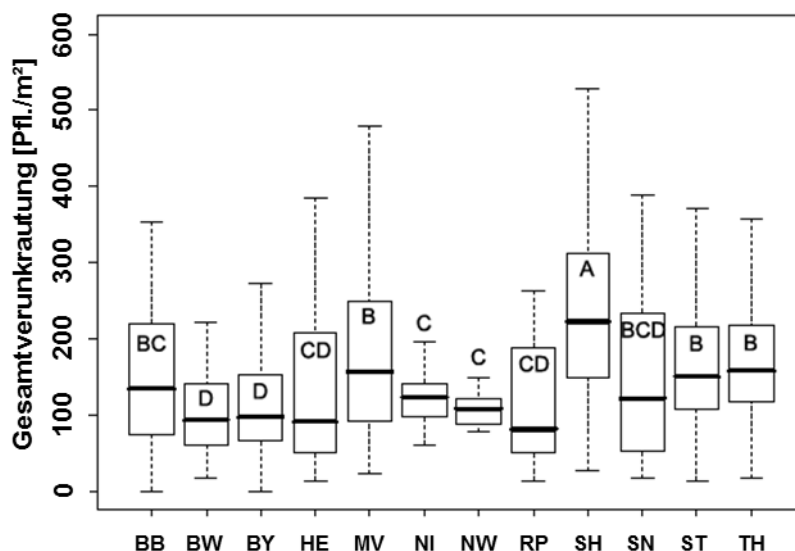


Abb. 1: Mittlere Gesamtverunkrautung nach Bundesländern und Zuordnung zu homogenen Untergruppen nach Wilcoxon-Test; verschiedene Buchstaben stehen für signifikant verschiedene Individuenzahlen ($P = 0,05$). Bundesländer: BB = Brandenburg; BW = Baden-Württemberg; BY = Bayern; HE = Hessen; MV = Mecklenburg-Vorpommern; NI = Niedersachsen; NW = Nordrhein-Westfalen; RP = Rheinland-Pfanz; SH = Schleswig-Holstein; SN = Sachsen; ST = Sachsen-Anhalt; TH = Thüringen. Quelle: verändert nach Goerke *et al.*, 2008

2.3 Resistenzmechanismen

Herbizide stellen eine höchst arbeitswirtschaftliche und kostengünstige Methode der Unkrautbekämpfung dar, von denen jedoch auch eine Gefahr bzgl. eines Selektionsdruckes ausgehen kann. Äußerste Effizienz stellt den Maßstab dar.

Heap (2010) berichtete von einer sich weltweit ausbreitenden Situation von Herbizidresistenzen. Trotzdem wird die Bedeutung der allg. Unkrautresistenz global noch als gering eingestuft. Auf der Internetplattform „WeedScience.org“ konnten bereits 2012 weltweit bereits 365 herbizidresistente Unkrautbiotypen bei 200 verschiedenen Arten dokumentiert werden (Gehring et al., 2012d).

Zwischen den Begriffen Toleranz und Resistenz gibt es immer wieder Entscheidungsschwierigkeiten. Daher werden diese im Folgenden einzeln erläutert:

Unter einer **Toleranz** von Kulturpflanzen gegenüber Herbiziden versteht man, dass die Kulturpflanze eine Behandlung mit Herbiziden toleriert und nach einer Applikation uneingeschränkt weiter wächst (Zwerger & Ammon, 2002). Bei der Definition einer Toleranz nach Hallmann, Quadt-Hallmann & von Tiedemann (2007) handelt es sich allerdings um die Eigenschaft von Pflanzen, die von Stressfaktoren ausgelösten Schäden nahezu vollständig kompensieren, so dass keine Ertragsausfälle entstehen.

Im Kontext dazu erläutern die Autoren ebenso den Begriff der **Resistenz**. Der Begriff der „Resistenz“ bezeichnet dabei die Widerstandskraft eines Organismus gegen chemische, physikalische oder biologische Einflüsse, die eine Vererblichkeit voraussetzt. Es findet dahingegen keine Beeinflussung durch Stressfaktoren statt (Hallmann, Quadt-Hallmann & von Tiedemann, 2007). Die Wahrscheinlichkeit des Auftretens ist von diversen Faktoren und der jeweiligen Pflanzen- bzw. Unkrautart abhängig; jedoch erfolgt eine genetische Vererbung (Anonymus, 2009). Ebenso wird die Resistenz als auch das Auftreten von herbizidresistenten Unkräutern als Folge eines Selektionsprozesses durch den häufigen Einsatz von Herbiziden mit demselben Wirkmechanismus bzw. dem gleichen Wirkstoff beschrieben. Dabei werden Biotypen mit einer natürlichen Widerstandsfähigkeit in ihrer Entwicklung begünstigt. Der Anteil resistenter Biotypen in der Population nimmt stetig zu und es entstehen Bekämpfungsprobleme (Anonymus, 2009). Weiter kann auch eine Resistenz gegenüber Herbiziden als eine erblich bedingte Fähigkeit von Biotypen einer Population bezeichnet werden, praxisübliche und sogar deutlich höhere herbizide Aufwandmengen und -dosen ohne eine Phytotoxizität zu überleben (Zwerger & Walter, 1994; Heap, 1997). Weiter wird eine Herbizidresistenz als eine vererbte Eigenschaft einzelner Pflanzen einer Art deklariert, die sich normalerweise bekämpfen lassen – jedoch eine Behandlung unter normalen Bedingungen überstehen und ihren Lebenszyklus abschließen können (HRAC, 2015). In der Praxis ist es jedoch häufig schwierig von einer Minderwirkung im Feld auf eine

Resistenz zu schließen. Resistenzprüfungen in Form von Biotests schaffen schnell Klarheit über vorliegende Resistenzen (Nordmeyer & Zwerger, 2010).

Eine Herbizidresistenz bei Schadpflanzen ist dementsprechend von einer schlechten Wirkung des Herbizids aufgrund von Anwendungsfehlern abzugrenzen. Für die Landwirtschaft bedeutet das Auftreten von Herbizidresistenzen, dass eine effektive Unkrautbekämpfung mit dem entsprechenden Herbizid nicht mehr oder nur in reduzierten Ausmaß möglich ist.

Ob also an einem bestimmten Standort bzw. in einer Region herbizidresistente Unkräuter auftreten, ist von verschiedenen biologischen und produktionstechnischen Bedingungen abhängig. Beim Unkraut selbst kommt es, wie schon angesprochen, auf die natürlich vorhandene Ausgangsfrequenz resistenter Biotypen in der Population bzw. im Samenpotenzial an. Die genetische Diversität oder Biodiversität ist hierbei für den bereits ohne Herbizideinsatz natürlich vorhandenen Anteil an widerstandsfähigen Pflanzen maßgeblich (Mittnacht, 2009).

Vordergründig sind bei den **Resistenzmechanismen** zwei bzw. drei elementare Mechanismen (Zielort- oder wirkortbasierte Resistenz = Target-site Resistenz, Nichtzielort Resistenz = metabolische Resistenz und die Kreuzresistenzen oder multiple Resistenzen zwischen Wirkstoffen oder Wirkstoffklassen) zu unterscheiden. Grundsätzlich bewirken alle Herbizidresistenzen eine Minderwirkung von einzelnen oder mehreren Wirkstoffen oder sogar ganzen Wirkstoffklassen. Die Wirkung von Herbiziden kann dabei grob in drei Schritte eingeteilt werden: 1. Eindringen des Wirkstoffes in die Pflanze und Verlagerung zum Zielort; 2. Akkumulation des Wirkstoffes am Zielort; 3. Binden des Wirkstoffs an das Zielprotein und die damit verbundene Unterbrechung eines Stoffwechselweges. Bei diesem Schritt können als Sekundärwirkung reaktive Sauerstoffspezies entstehen, die die Zellkompartimente angreifen und somit den Pflanzentod beschleunigen (Délye, 2013).

Abhängig vom Resistenzmechanismus wird zwischen Target-site-Resistenz und metabolischer Resistenz unterschieden. Resistenzen können in allen drei Schritten angesiedelt sein. Wenn die Resistenz durch eine Mutation der Gene am Zielort hervorgerufen wird handelt es sich um eine Zielort-Resistenz (Target-site-resistance (TSR)). Diese Form wäre am oben genannten Punkt 3 lokalisiert. Punkt 1 und 2 gehören zum Bereich der Nicht-Zielort-Resistenz (Non-target-site-resistance (NTSR)) (Délye, 2013).

Target-site-Resistenz (TSR) wird durch eine strukturelle Veränderung (Mutation) des herbiziden Wirkortes in der Pflanze hervorgerufen (Ulber, 2007). Eine veränderte oder modifizierte Bindungsstelle ist damit als Auslöser für eine Herbizidresistenz bedeutend, sodass ein Wirkstoff nicht mehr seine bisherige Wirkungsstelle (Target) chemisch ansteuern

kann. Bei solchen Pflanzen ist das Zielenzym am Wirkort genetisch bedingt so verändert, dass die Wirkstoffe nicht aufgenommen und selbst hohe Aufwandmengen nicht aktiv werden (Mitnacht, 2008). Eine Target-site-Resistenz basiert auf einer genetischen Punktmutation. In der Evolutionsbiologie wird damit eine dauerhafte Veränderung des Erbgutes bezeichnet, die ungerichtet und zufällig auftritt (Knippers, 1997). Es wird folglich eine genetische Veränderung des Wirkortes hervorgerufen und führt durch ihre qualitative Wirkungsweise zu sehr hohen oder deutlich erhöhten Resistenzfaktoren. Besonders bei Target-Site-Resistenzen sind die Wirkstoffgruppen der Triazine, ALS-Inhibitoren sowie ACCase-Inhibitoren betroffen (Heap, 1997; Gehring *et al.*, 2012d; Mitnacht, 2008; Petersen, 2012; Ulber, 2007). Der Selektionsdruck wird mithin durch eine Herbizid- oder Wirkstoffkombination verstärkt, jedoch wird keinesfalls die Mutation zur Resistenzbildung ausgelöst.

Im Gegensatz zu einer reinen Punktmutation basierten wirkortspezifischen Resistenz (TSR) steht die **metabolische Resistenz (NTSR)**. Bei ihr handelt es sich um eine rein quantitative Resistenz. Eine Nicht-Zielort-Resistenz (NTSR) kann dabei verschiedenste Ursachen haben. Ihre Erforschung ist noch nicht so weit vorangeschritten, wie die der Zielort-Resistenzen (Höfner *et al.*, 2014). Die daran beteiligten Mechanismen sind vielfältig und beinhalten eine verstärkte Metabolisierung von Herbiziden sowie Kompensationsreaktionen von schädlichen Folgeprodukten, wie freien Sauerstoffradikalen (Délye, 2013; Yuan *et al.*, 2007).

Nicht alle metabolischen Resistenzmechanismen konnten bis ins Jahr 2016 aufgeklärt werden. Das Ergebnis ist ein erhöhter Abbau des Wirkstoffes/der Wirkstoffe in der Pflanze. Ursache der metabolischen Resistenz ist eine erhöhte Metabolisierungsrate des Wirkstoffs durch die Wirkung verschiedener additiver genetischer Effekte. Eine Möglichkeit einer NTSR ist die Eigenschaft einer Pflanze, die Penetration durch den herbiziden Wirkstoff zu verhindern. Dieses kann z.B. durch eine Veränderung der physiologischen und chemischen Eigenschaften der Cuticula geschehen. Eine weitere Möglichkeit einer NTSR ist eine verminderte Translokation des Wirkstoffes innerhalb der Pflanze.

Der Wirkstoff kann z.B. in die Zellwand eingebaut oder in verschiedene Zellkompartimente eingelagert werden. Außerdem kann die Aufnahme in die Blätter und Chloroplasten vermindert sein. Infolgedessen werden die Pflanzen widerstandsfähiger und können höheren Dosen des Wirkstoffes widerstehen (Délye, 2005).

Ein anderer Mechanismus der NTSR ist die Metabolische Resistenz. Hier wird die Metabolisierung der phytotoxischen Substanz beschleunigt oder es entstehen neue Mechanismen, die die Metabolisierung der schädlichen Substanz erst ermöglichen. Die im Abbau häufig involvierten Enzyme sind z.B.: Oxidasen, Peroxidasen, Esterasen, Hydrolasen, Gluthation-S Transferasen und Glycosyl-Transferasen. Diese Enzyme modifizieren den Wirkstoff dahingehend, dass dieser nicht mehr an das Zielprotein binden kann und somit

keinen Einfluss auf den Stoffwechsel der Pflanze hat. Durch ACCase-Inhibitoren freigesetzte reaktive Sauerstoffspezies führen in Zellwänden zu oxidativen Schäden. In den Studien von Délye (2005 und 2013) zeigten *A. myosuroides*-Biotypen eine gesteigerte Expression von Peroxidasen, um die Zellen vor oxidativem Stress zu schützen. Hierdurch wird grds. der resistenten Pflanze mehr Zeit verschafft den Wirkstoff zu degenerieren.

Der Begriff **Kreuzresistenz** bezeichnet die gleichzeitige Resistenz eines Biotyps gegenüber mindestens zwei Wirkstoffen der gleichen Wirkstoffklasse, wobei sowohl Target-Site-Kreuzresistenzen als auch metabolische Kreuzresistenzen bekannt sind (Heap, 1997).

Einige Unkrautarten haben auch **multiple Resistenzen** ausgebildet, das heißt sie besitzen gleichzeitig Resistenzen gegen mehrere Herbizide mit unterschiedlichen Wirkmechanismen. Wirkt die Resistenz gegen zwei oder mehrere Wirkstoffe mit unterschiedlichen Wirkorten, handelt es sich um eine multiple Resistenz (Poehling & Verreet, 2013). Das bedeutet zum einen, dass moderne Herbizide nur an einem oder wenigen spezifischen Angriffspunkten im Stoffwechsel der Pflanze angreifen, und zum anderen, dass die Kulturpflanze einen natürlichen oder neuerdings auch durch züchtungstechnische Maßnahmen erworbenen Schutz – in Form einer Resistenz oder Toleranz – vor einem oder mehreren herbiziden Wirkstoffen besitzen kann. Besonders kritisch wird es bei der Schadpflanzenbekämpfung, wenn innerhalb einer Unkrautpopulation bereits Resistenzen gegen mehrere Herbizide auftauchen. Zur Vermeidung von Kreuzresistenz kann nur eine Neuentwicklung von Herbiziden mit möglichst unterschiedlichen Wirkorten entgegenwirken (Böttcher, 2004).

Durch eine ständige oder nur wiederholte Anwendung von Herbiziden mit gleichen oder ähnlichen Wirkungsmechanismen oder sogar gleichen Wirkstoffklassen, kommt es zu dem bereits beschriebenen stetigen Selektionsdruck. Der Selektionsdruck begünstigt das Überleben entsprechend bereits angepasster und in diesem Fall resistenter Individuen. Dies gilt nahezu für alle im Gebrauch befindlichen Wirkstoffgruppen.

Wird keine Strategie zur Abwendung oder Unterbrechung dieses Selektionsprozesses durchgeführt, können resistente Individuen innerhalb einer Population im Lauf der Zeit so an Anzahl und Dichte auf einem Ackerschlag vorherrschend werden. Aus einem vormals geringen Bekämpfungsproblem ergeben sich so schnell elementare und nahezu irreversible Resistenzentwicklungen. Diese sind bereits bei zahlreichen mono- und dikotylen Schadpflanzenarten zu detektieren.

In der folgenden Abb. 2 sind die bereits bekannten herbizidresistenten Arten nach Wirkstoffklassen geordnet. Die meisten Arten mit einer diagnostizierbaren Resistenz sind ALS-Inhibitoren und Photosystem-II-Inhibitoren. Folgend sind mehrere, nahezu ähnlich viele

herbizidresistente Arten gegenüber ACCase-Inhibitoren, Auxinen und Photosystem-I-Inhibitoren sowie Glycinen.

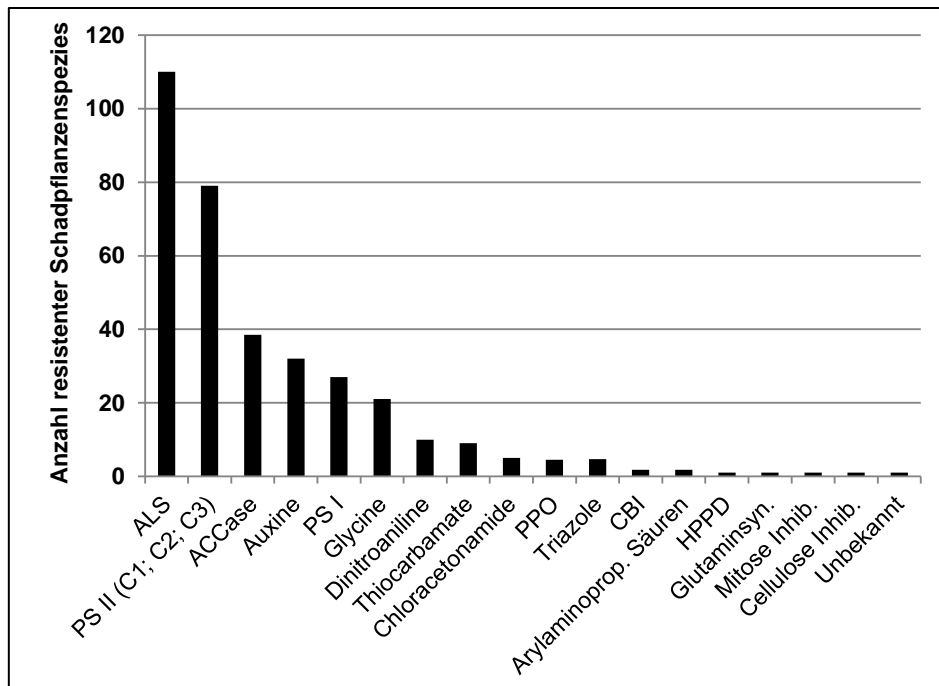


Abb. 2: Anzahl bereits bekannter herbizidresistenter Unkraut-Populationen. Sortiert nach Wirkort (Mode of Action) der Wirkstoffe in der Landwirtschaft. Resistenzen unabhängig bestätigt. (Eigene Darstellung verändert nach Heap, 2011)

In Europa sind seit ungefähr 30 Jahren verschiedenste Resistenzen im Bereich verminderter Herbizidwirkungen bei Ungräsern und Unkräutern bekannt (Tab. 1).

Vornehmlich handelt es sich bei den in Deutschland vorzufindenden resistenten Populationen um spezielle resistente Ungräser und eine große Breits an verschiedenen Dikotylen (Tab. 1). Hier sind erster Stelle die Monokotylen Acker-Fuchsschwanz, Gemeiner Windhalm, Trespen-Arten. oder Rispen-Arten. zu nennen, sowie als Dikotyle die Kamille-, Knöterich- und Amarant-Arten oder Vogelmiere.

Tab. 1: Diagnostizierte herbizidresistente Spezies in Deutschland mit der Klassifikation nach HRAC (verändert nach www.weedscience.org; Heap, 2015)

Nr.	Art	Spezies	Jahr	Wirkungsmechanismus						
				A ₁	A ₂	B ₁	B ₂	C ₁	C ₂	K ₃
<u>Dikotyle:</u>										
	STEME	Vogelmiere	1978					X		
	CHEAL	Weißer Gänsefuß	1980					X		
	AMARE	Zurückgebogener Amarant	1980					X	X	
	SOLNI	Schwarzer Nachtschatten	1980					X		
	GASCI	Behaartes Franzosenkraut	1980					X		
	ATXPA	Gemeine Melde	1980					X		
	CHEFI	Feigenblättriger Gänsefuß	1980					X		
	SENVU	Gemeines Kreuzkraut	1980					X		
	CHEPO	Vielsamiger Gänsefuß	1988					X		
	POLLA	Ampfer Knöterich	1988					X		
	POLCO	Windenknöterich	1988					X		
	EPITT	Vierkantiges Windenröschen	1997					X		
	MATCH	Echte Kamille	2008				X			
	MATIN	Geruchlose Kamille	2009				X			
	STEME	Vogelmiere	2012				X			
	AMARE	Zurückgebogener Amarant	2012				X			
	PAPRH	Klatschmohn	2012				X			
<u>Monokotyle:</u>										
	POAAN	Einjähriges Rispengras	1980					X		
	ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	1983	X						
	APESV	Gemeiner Windhalm	2001						X	
	ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	2003				X			
	ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	2005	X						
	APESV	Gemeiner Windhalm	2007				X			
	ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	2008	X			X		X	X
	LOLPE	Deutsches Weidelgras	2008	X			X			
	APESV	Gemeiner Widnhalm	2009	X			X		X	
	ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	2009	X			X			
	AVEFA	Flughafer	2011	X			X			
	AVEFA	Flughafer	2012	X						
	ECHCG	Hühnerhirse	2012				X			
	BROST	Taube Trespe	2012	X						

*A₁/A₂ = ACCase-Inhibitoren (Hemmung der Acetyl-CoA-Carboxylase); B₁/B₂ = ALS-Inhibitoren (Hemmung der Acetolactat-Synthase); C₁ = Photosystem II-Inhibitoren; C₂ = Harnstoffderivate als PS-II-Inhibitoren; K₃ = Zellteilungsinhibitoren

2.4 Resistente Spezies in Deutschland

Besonders unter den Umweltbedingungen Norddeutschlands (häufige Niederschlagsereignisse, schwere Ackerböden sowie sehr enge Fruchtfolgen mit ähnlichen Wirkstoffapplikationen) besteht die Gefahr von Resistenzausbildungen bei den überregional vorkommenden und zum Teil nur schwer zu bekämpfenden Schadpflanzen. Wichtigstes monokotyles Leitunkraut in Schleswig-Holstein ist der Acker-Fuchsschwanz. Zunehmend häufen sich Probleme bei der Bekämpfung von dikotylen Unkräutern.

Deutliche Zunahmen konnte man in den vergangenen Jahren bei den Kamille-Arten, Hirtentäschel, aber auch Rauke-Arten feststellen (Goerke *et al.*, 2008). Unter dem Gesichtspunkt der Gefahr bereits resistente Spezies weiter durch einen unkorrekten Herbizideinsatz zu selektieren, soll in diesem Kapitel eine Einführung der bereits diagnostizierten resistenten Spezies mit ihren Mutationen vorgestellt werden.

Der erste Fall von ACCase-Resistenz wurde bei **Acker-Fuchsschwanz** (*Alopecurus myosuroides* Huds.) 1982/83 in Großbritannien diagnostiziert. Seit dem häufen sich besonders im nördlichen Europa Resistenzfunde – so auch in Norddeutschland bzw. Schleswig-Holstein. Der Acker-Fuchsschwanz ist im Wintergetreide eines der wichtigsten Ungräser in Westeuropa. Seine Anpassung an herbizide Wirkstoffe beruht bei resistenten ALOMY-Populationen nicht nur auf wirkortspezifischen Mutationen der Herbizid-Bindestellen der gut untersuchten Zielgene der Acetolactat-Synthase (ALS) und Acetyl-CoA-Carboxylase (ACCase), sondern auch zu einem erheblichen Teil auf einer breiteren Nicht-Zielort-Resistenz (NTSR) (Höfer *et al.*, 2012).

Eine Forschergruppe aus Bingen am Rhein führt seit 2004 ein groß angelegtes Monitoring zur Resistenzentwicklung bei Ungräsern und Unkräutern in Deutschland durch. Ein elementarer Baustein des Ganzen ist die Diagnose von verschiedenen resistenten ALOMY-Populationen aus Deutschland. Der Anteil nachgewiesener TSR (ACCase) lag im Jahr 2004 bei 5,0 %, 2006 bei 16,7 %, 2007 bei 19,6 %, 2008 bei 27,4 %, 2009 bei 45,5 %, 2010 bei 50,0 % und im Jahr 2011 bei 54,3 %. Am häufigsten wurde die Mutationsstelle 1781, gefolgt von der Stelle 2078 nachgewiesen; weniger häufig nachgewiesen wurden die Mutationsstellen 2027, 2041 und 2096 (Rosenhauer *et al.*, 2012).

In den Abb. 3 und 4 auf der folgenden Seite sind die Veränderung der ACCase- und ALS-resistenten Populationen der letzten Jahre seit 2010 aufgezeigt.

Die Mutation von 1781 stellt dabei insofern eine elementare Position dar, da sie zum einen am häufigsten in allen getesteten Populationen vorkommt, zum anderen werden im Folgenden der Arbeit (Kap. 4.5) die Ergebnisse zur Bekämpfung und Wirksamkeit

verschiedener Graminizide auf drei ALOMY-Populationen unter verschiedenen Temperaturregimen dargestellt.

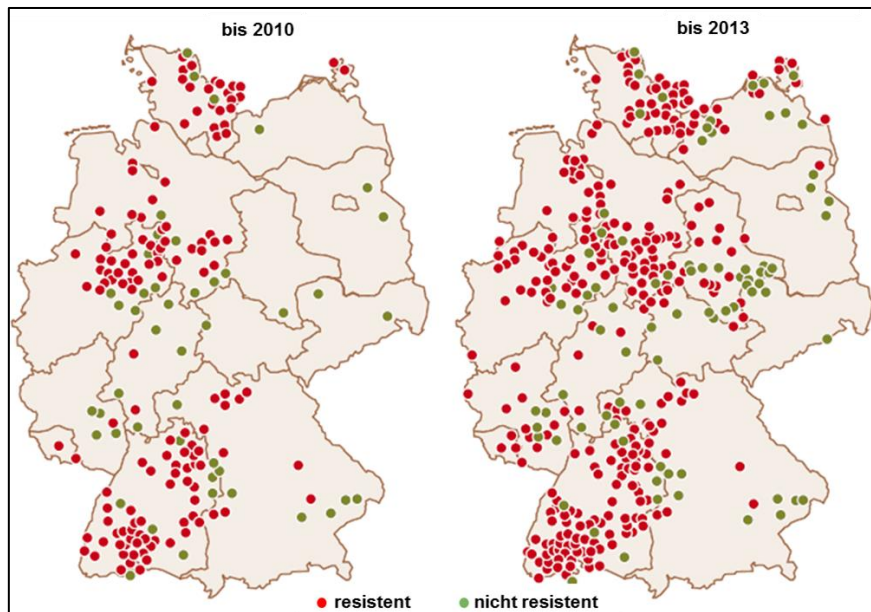


Abb. 3: Herbizidresistenz in Deutschland gegen ACCase-Hemmer bei Acker-Fuchsschwanz seit 2008 – Verdachtsproben. Rot = Resistenz bestätigt; grün = Resistenz nicht bestätigt. (verändert nach Petersen 2014)

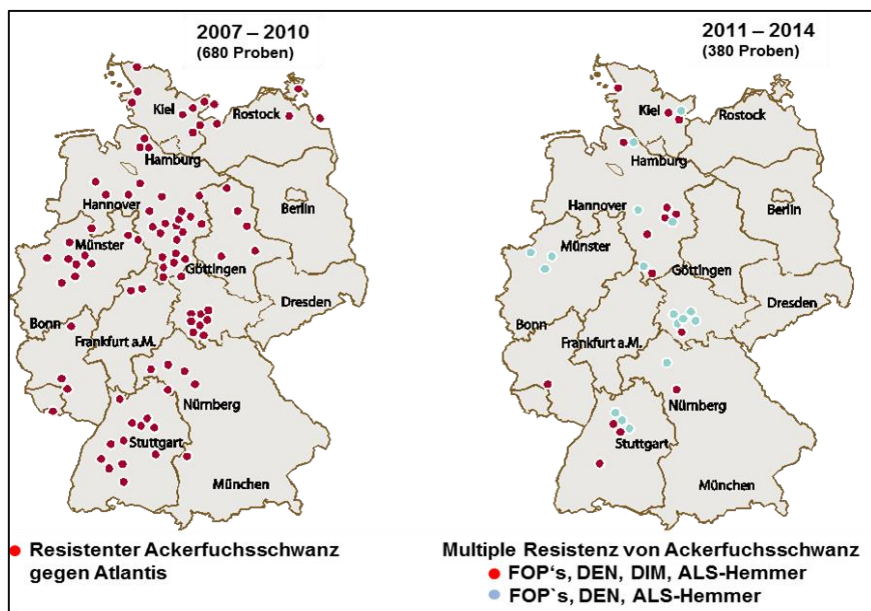


Abb. 4: Analyisierte Probenumfänge (Acker-Fuchsschwanz) mit Resistenzen gegen Atlantis sowie multiplen Resistenzen von ALOMY gegen verschiedenen ACCase- und ALS-Inhibitoren. (verändert nach Petersen 2015)

Bei den ALS-resistenten Proben konnten in der Zeit zwischen 2007 bis 2014 fünf TSR-Populationen diagnostiziert werden (einmal Mutation an Position Pro197, viermal Mutation an Position Trp574). Je eine Population mit ALS-TSR stammte aus dem Jahr 2007 und 2009. Die verbleibenden drei TSR-Funde waren Proben aus dem Jahr 2011. Bei 60 % der als TSR gegenüber ALS-Inhibitoren diagnostizierten Populationen konnten zugleich auch TSR gegenüber Inhibitoren der ACCase festgestellt werden (Rosenhauer *et al.*, 2012).

Alle in den vergangenen Jahren ermittelten Resistenzergebnisse zeigen einen deutlichen Aufwärtstrend zu mehr Resistenzen. Ein jährlicher Zuwachs von durchschnittlich 8,0 % zeigt, dass die Problematik der Zielortresistenz nicht unterschätzt werden darf und dringender Handlungsbedarf besteht (Petersen, 2014a; Rosenhauer *et al.*, 2012). Beide o.g. Mutationen an Pro197 und Trp574 treten auch in Schleswig-Holstein auf.

Zudem können auch metabolische Resistenzen bei einigen Populationen den Wirkstoffklassen A und B (HRAC) detektiert werden (Petersen, 2014a). Ebenso erläutert Petersen (2014a), dass sich teilweise sogar Regionen mit extrem vielen resistenten Populationen von Acker-Fuchsschwanz finden lassen. Hierzu zählen die, auch für diese Arbeit, relevanten Regionen Schleswig-Holsteins, wie Ostholstein und der Nordseeküste sowie den Flussmarschen. Weiter gäbe es aber auch Zentralisierungen in Nordwestmecklenburg, Hohenlohe, Teilen des Frankenlandes sowie des Saarlandes. Die Acker-resistenten Populationen weisen in oben genannten „Resistenz-Ballungszentren“ je nach Unkraut/Ungras verschiedenste Resistenzen auf. Beim Acker-Fuchsschwanz zeigen sich häufig Resistenzen gegenüber der Wirkstoffklasse A (ACCcase-Inhibitoren) und deutlich weniger in der Wirkstoffklassen B (ALS-Inhibitoren). Bei der ebenso auffälligen Spezies von *Apera spica-venti* scheint es umgekehrt zu sein (Petersen, 2014; Petersen 2014a), siehe dazu auch Abb. 5 auf der folgenden Seite. Vor einigen Jahren wurde mit Arginin377 eine weitere Mutationsstelle entdeckt (Massa *et al.*, 2011). Auch in Niedersachsen nehmen die Resistenzfunde weiter zu (Wagner & Wolber, 2012).

Das Bundesland Rheinland-Pfalz meldet jährlich seit 2008 zwischen 8 und 26 verschiedene Populationen als wirkortspezifisch resistent auf nahezu immer ACCcase-Hemmer und teilweise auch auf ALS-Inhibitoren (Augustin, 2014).

Nach Petersen (2014) kommt mittlerweile die weitaus häufigsten als resistent diagnostizierten Populationen in Deutschland aus der Gattung des Acker-Fuchsschwanz und **Gemeinem Windhalm**. Hier zeigen sich ACCcase- sowie ALS TSR. Zudem sind auch metabolische Resistenzen bei einigen Populationen den Wirkstoffklassen A und B (HRAC) detektiert worden (Petersen, 2014a). Auffällig erscheint, die deutliche Zunahme der unabhängig vom Verdacht diagnostizierten Proben, bei denen jedoch ein Großteil bis 2012 (Abb. 5) auch ausreichende Sensitivität zeigte.

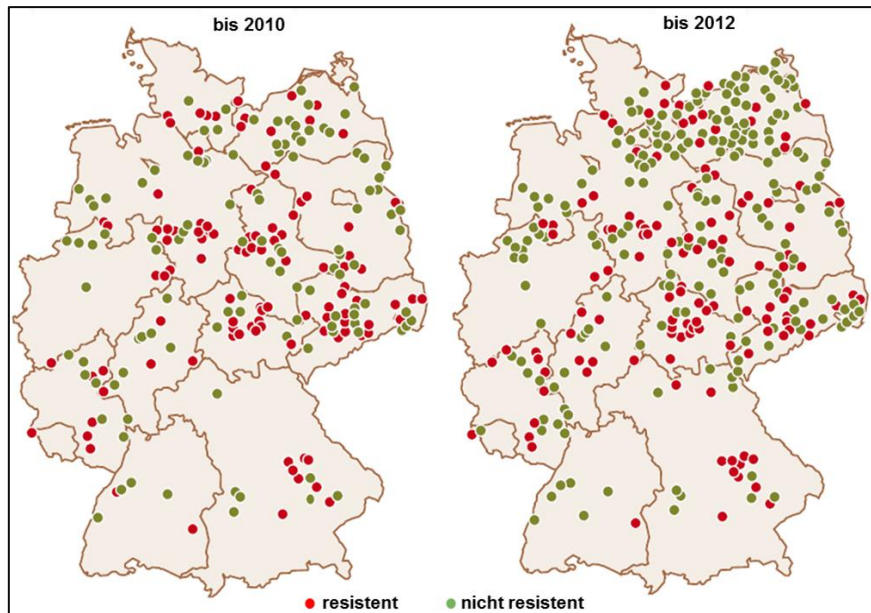


Abb. 5: Verdachtsunabhängig untersuchte Proben von APESV (Gemeiner Windhalm) seit 2009 mit Resistenzfunden gegen Sulfonylharnstoffe auf dem Gebiet der Bundesrepublik Deutschland (verändert nach Petersen, 2014)

Des Weiteren zeigen sich in steigendem Umfang Resistenzen gegen ALS-Inhibitoren bei den **Kamille-Arten** (*M. chamomilla* und *M. inodora*) (Ulber, *et al.*, 2012; Anonymus, 2015d; Drobny *et al.*, 2008). Hier werden vordergründig Mutationen an den Positionen Thr574 und Pro197 entdeckt. Aus dem nördlichen Niedersachsen sowie aus Schleswig-Holstein stammen die ersten ALS TSR-Populationen. Die Forschergruppen um Schlaich-Saidfar *et al.* (2011) und Drobny *et al.* (2008) detektierten die ersten Kamille-Populationen an der Westküste Schleswig-Holsteins bereits 2006. Es zeigte sich eine längere Historie von Herbizidanwendungen, über die ein stetiger und einseitiger Selektionsdruck auf die Kamille durch Sulfonylharnstoffe erfolgt war. Die molekulare Analyse des ALS-Proteins von resistenten Populationen ergab, dass immer die gleichen Aminosäuren (Ala122, Pro197, Ala205, Trp574 oder Serin653) mutiert waren. Je nach Art der jeweiligen Substitution dieser betroffenen Aminosäuren ergeben sich verschiedene Muster der Resistenzen gegenüber den verschiedenen Klassen von ALS-Inhibitoren. Die Analyse der Verdachtspopulation von *M. recutita* zeigte eine bislang nicht bekannte Mutation von Prolin 197 zu Threonin, die wohl spezifisch gegen Sulfonylharnstoffe wirksam ist (Drobny *et al.*, 2012). Bei Mutationen zu Leucin oder Isoleucin waren auch die Triazolopyrimidine von Resistenz betroffen. Bei *Apera spica-venti* wurde mit Arginin 377 eine weitere Mutationsstelle entdeckt (Massa *et al.*, 2011). Insgesamt wurden hier von der o.g. Forschergruppe nicht nur die ersten resistenten Kamille-Spezies, sondern auch gleichermaßen die ersten Dikotylen als resistent qualifiziert. Seit 2008 sind offiziell Populationen von MATCH und seit 2009 von MATIN als resistent gelistet

(Heap, 2015). Seit 2012 führt das Julius-Kühn-Institut in Zusammenarbeit mit anderen Forschungseinrichtungen ein weit angelegtes Monitoring durch, um weitere resistente Kamille-Spezies zu dokumentieren. Bereits 2012 wurden bei 15 % von 163 untersuchten Proben eine Mutation an der Position Pro197Ser diagnostiziert (Ulber *et al.*, 2012). Häufiger wurde die Mutation an Pro197Ser als an Pro197Trp festgestellt. Die beobachtete Anzahl an resistenten Populationen und die Verteilung der Resistenzfälle über ganz Deutschland weisen nach Ulber *et al.* (2012) auf ein eventuell steigendes Resistenzrisiko bei Kamille hin. In einem weiteren Monitoring zeigten sich verschieden resistente Populationen von MATSS bereits über ganz Deutschland hinweg. Populationen aus Schleswig-Holstein sowie aus den Regionen Hannover und Bielefeld, mit einer Mutation an der Position Pro197, zeigten Resistenzen gegenüber eines Wirkstoffes der ALS-Inhibitoren. Andere Populationen aus dem östlichen Deutschland sowie aus Bayern zeigten hingegen keine Resistenzen gegen Tribenuron auch bei einer Mutation an Pro197 (Thiede *et al.*, 2014). Eine Kreuzresistenz sollte nach Schlaich-Saidfar *et al.* (2011) nie gänzlich ausgeschlossen werden. Im Zusammenhang mit den untersuchten Proben konnten jedoch Resistenzentwicklungen, die Wirkstoffe Tribenuron und Florasulam betreffend, nicht festgestellt werden (Thiede *et al.*, 2014). Im Hinblick auf die zunehmenden resistenten Populationen bei MATSS wurden in der vorliegenden Arbeit auch dahingehend Ergebnisse erhoben, da neben ALOMY auch MATSS an einigen Standorten aufzufinden waren (Tab. 22, S. 63; Tab. 26, S. 80; Tab. 27, S. 81).

Auch bei der **Tauben Trespe** (*Bromus sterilis*) sind bereits erste Population mit Sensitivitätsverlusten gegenüber HRAC Gruppe A und B zu diagnostizieren und zeigten selbst mit doppelter Aufwandmenge keine ausreichenden Wirkungen mehr (Dicke *et al.*, 2014).

Zunehmend werden auch Populationen von **Weidelgräsern** (*L. perenne* und *L. multiflorum*) und **Flughäfer** entdeckt. In Deutschland wurde eine erste multi-resistente Population Deutschen Weidelgrases im Jahr 2008 entdeckt, die gegenüber den Wirkstoffen Iodosulfuron-Methyl-Natrium (HRAC-Gruppe: B), Pinoxaden (HRAC-Gruppe: A) und Pyroxulam (HRAC-Gruppe: B) eine Resistenz aufwies (Heap, 2015).

In Deutschland liegt bei Flughäfer eine erste TSR-Diagnose bei ACCase-Hemmern aus Rheinland-Pfalz seit 2011 vor. Die FOP-Wirkstoffe als Untergruppe der ACCase-Inhibitoren wirkten zwar unterschiedlich, aber nicht mehr ausreichend. Während die Wirkstoffe der DIM's innerhalb der ACCase-Inhibitoren weiterhin eine volle Wirksamkeit erzielten (Anonymus, 2015c).

Auch bei dem **Zurückgebogenen Amaranth** und **Hühnerhirse** gibt es erste Resistenzfunde aus dem Bundesland Sachsen speziell gegenüber Acetolactat-Synthase-Inhibitoren (Anonymus, 2013).

Auch andere Unkräuter, wie **Vogelmiere** und/oder **Klatschmohn**, können bereits von Resistenzentwicklungen betroffen sein. Über diagnostizierte TSR bei STEME-Populationen gegen ALS-Inhibitoren berichteten Gehring *et al.* (2014) aus den, im nordöstlichen Bayerns liegenden, Landkreisen Wunsiedel und Hof. Diese Populationen weisen neben den in Biotests gezeigten weiterführenden molekulargenetischen Untersuchungen Wirkortresistenzen an den Positionen Pro197 und Trp574 des ALS-Enzyms auf.

2.5 Züchterisch modifizierte Kulturpflanzen

Ferner muss zum weiteren Verständnis der Arbeit auch zwingend ein Überblick über die, in den Versuchen, applizierten Herbizide mit enthaltenen Wirkstoffen gegeben werden. Es wurden sowohl im Freiland als auch in den Gewächshausversuchen verschiedene Applikationsvarianten mit imidazolinonhaltigen Präparaten durchgeführt (siehe Kap. 3.1.5.2, Tab. 7 auf Seite 32 oder Tab 1 des Anhangs).

Vorerst sollte eine deutliche Unterscheidung veränderter Kulturpflanzen durch Gentechnik, wie zum Beispiel mit Glyphosat-Resistenz (Roundup-Ready Kulturen: Soja, Mais, Baumwolle und Raps) oder Glufosinat-Resistenz (Liberty-Link Kulturen: Mais, Reis und Raps), und anderen durch natürliche Bestäubungszüchtung erworbenen Fähigkeiten aufgezeigt werden. Die kommerzialisierten imidazolinontoleranten Winterrapshybriden wurden aus natürlichen oder induzierten Mutationen selektiert, mit konventioneller Züchtungstechnik weiterentwickelt und stellen somit keinen transgenen Organismus dar (Shaner *et al.*, 1996; Al-Khatib *et al.*, 1998). Die Imidazolinonresistenz beruht auf einer Target-site-Mutation (TSM), die die Selektivität gegenüber ALS-Inhibitoren herabsetzt. Andere Mechanismen, die der erhöhten Toleranz, sowie eine bessere Metabolisierung und/oder eine verminderte Aufnahme und Veranlagung des Wirkstoffes dienen, fanden jedoch in der Entwicklung keine Anwendung (Tan *et al.*, 2005).

Es konnte gezeigt werden, dass die am häufigsten beschriebenen Resistenzen gegenüber ALS-Hemmern gegenüber Mutationen an den Positionen von Ala122, Pro197, Ala205, Trp574 und Ser653 beruhen. Die Mutation in Ser653 führt zu einer Resistenz gegenüber Wirkstoffen der Imidazolinone; jedoch kommt es zu keiner Kreuzresistenz mit AHAS-Inhibitoren (Tranel & Wright, 2002; Dietrich, 1998). Die Mutation an Trp574 wirkt kreuzresistent gegenüber anderen Gruppen der ALS- oder AHAS-Inhibitoren und wurde für die Entwicklung der Imidazolinonresistenz an Kulturpflanzen verwendet. Die Mutation an der Position Ala122 und Ala205 führen ebenso zu einer ausreichenden Imidazolinonresistenz. Im Gegensatz dazu bringt eine Mutation an Pro197 eine geringe bis keine Imidazolinonresistenz an Kulturpflanzen, jedoch eine ausreichende Resistenz gegenüber Sulfonylharnstoffen (Tranel & Wright, 2002). Die Resistenz der beschriebenen resistenten Kulturpflanzen basiert

jedoch auf einer Kombination aus Ala205, Trp574 und Ser653 (Dietrich, 1998; Bruniard, 2001) und werden in der Fachliteratur als „Resistenzgene“ PM1 und PM2 gekennzeichnet (Tan *et al.*, 2005). PM1 weist dabei ausschließlich eine Toleranz gegenüber Wirkstoffen der Imidazolinone auf, während PM2 für eine Kreuzresistenz gegenüber Sulfonylharnstoffen verantwortlich ist (Tan *et al.*, 2005). Insgesamt wurde die Herbizidtoleranz in Kulturpflanzen durch das traditionelle und konventionelle Züchtungsverfahren durch Mutagenese und Selektion (Si *et al.*, 2009, 2010; Taran *et al.*, 2010) veranlasst und somit potentiell verbessert.

Die Wirkstoffe, die zur Gruppe der Imidazolinone gehören, wurden in den 1980er Jahren von der ACC (American Cyanamid Company) entwickelt. Zur Wirkstoffgruppe der Imidazolinone gehören unter anderem Imazquin, Imazamethabenz, Imazapyr, Imazapic, Imazethapyr sowie das in den Versuchen verwendete Imazamox.

Wie beschrieben gehören alle Imidazolinone zur Gruppe der ALS- oder AHAS-Inhibitoren (Tan *et al.*, 2005). Sie sind in ihrer Wirkungsweise gleich mit den strukturähnlichen Sulfonylharnstoffen, Triazolpyrimidinen, Pyrimidinylthiobenzoaten sowie den Sulfonylamino-Carbonyltriazolinonen (Ahan *et al.*, 1992). Die Entwicklung der Imidazolinone begann mit einer Vielzahl von Wirkstoffen. Nach einem großangelegten Screening wurde das 2,3-dimethyl-2-(phtakimido)-Butamid entdeckt, das eine ausreichende herbizide Wirkung zeigte. Nach weiteren Strukturveränderungen wurde das 2-(4-isopropyl-4-methyl-5-oxo-2-imidazolin-2-yl)-Benzoat gefunden. Eine Optimierung am Benzolring war nötig, Imazamethabenz-Methyl als vollwertiges Herbizid herzustellen. Alle Imidazolinon-verbindungen haben in ihrer chemischen Struktur einen Imidazolrest mit Methyl- und Isopropylgruppen an jeweils 5'-Position gemeinsam (Hirai *et al.*, 2002). Eingeteilt werden die drei Untergruppen basierend auf ihrer zweiten Ringstruktur. Grundsätzlich unterscheiden sich alle Imidazolinone durch Unterschiede an Position „vier“ des Pyridinrings (Tan *et al.*, 2005).

Die Wirkungsweise des Wirkstoffes Imazamox erfolgt in Kombination mit den anderen Wirkstoffen und etwa zu 20% über den direkten Blattkontakt und zu 80% über den Boden.

Typische durch Imidazolinone hervorgerufene Symptome einer Schädigung sind vor allem Wachstumshemmungen, Verfärbungen und Absterben der Unkräuter in einem Zeitraum zwischen 14 bis 28 Tagen (Börner, 1995). Die Keimung der Samen wird dahingehend nicht beeinflusst (Ashton & Monaco, 1991). Verbindungen der Imidazolinone hemmen die ALS und damit die Biosynthese von Isoleucin, Leucin und Valin (Stidham & Shaner, 1990).

Das Verhalten aller imidazolinonen Wirkstoffe stimmt im Boden überein. Sie werden stark an die organischen Bestandteile adsorbiert und daher nur wenig verlagert. Sie besitzen eine mittlere Persistenz. Die Halbwertszeit beträgt ein bis vier Monate (Börner, 1995). Für Säugetiere sowie Fische sind Wirkstoffe der Imidazolinone ungiftig (Brown, 1990).

In den Versuchen der Jahre 2012 bis 2015 wurden an allen Standorten zwei verschiedene Clearfield®-Produktionssysteme im Vergleich zu einer konventionellen Variante angebaut.

Die verwendeten Präparate, Clearfield®-Vantiga® sowie ein neues Versuchspräparat, das zur Zulassung bereitsteht, beinhalten den Wirkstoff Imazamox.

Weitere Wirkstoffe sind im Clearfield®-Vantiga® neben dem im Unkrautmanagement bekannten Wirkstoffen Metazachlor (375 g l⁻¹) und Quinmerac (125 g l⁻¹) auch der Wirkstoff Imazamox (6,25 g l⁻¹) aus der Wirkstoffklasse der Imidazolinone. Die maximale zulässige Aufwandmenge sind dabei 2,0 l ha⁻¹. Das Versuchspräparat beinhaltet Quinmerac (250 g l⁻¹) und Imazamox (12,5 g l⁻¹); hier wird hingegen die maximal zugelassene Aufwandmenge bei 1,0 l ha⁻¹ liegen. Insgesamt besteht die Zulassung zur Applikation des Wirkstoffes Imazamox für 12,5 g ha⁻¹ pro Jahr.

3 Material & Methoden

Zur Erklärung der im Folgenden beschriebenen Methoden der durchgeführten Versuche werden diese vorerst dargestellt.

Neben einem Vergleich zwischen einem konventionellen und einem imidazolinonhaltigen Winterrapsanbau durch Wirkungsbonturen im Feld wurde zudem die Entwicklung der Resistenzsituation in Resistenzanalysen von speziellen resistenten Ungräsern und Unkräutern, die bereits in Schleswig-Holstein bekannt sind, an elf Standorten dokumentiert. Im Verlauf der bis zu zweijährigen Fruchtfolge nach dem Winterrapsanbau, wurden weitere Wirkungsbonturen und Resistenzanalysen durchgeführt. Weiter wurden Bodenproben an acht von elf Standorten nach den Herbizidapplikationen im Winterraps entnommen und auf das Bodensamenpotenzial sowie den Resistenzgrad der auflaufenden Schadpflanzen analysiert. Zudem wurde ein Versuch zu einer möglichen Bekämpfung bereits resistenter Acker-Fuchsschwanz-Biotypen mit essentiellen Wirkstoffen im Resistenzmanagement bei resistentem Acker-Fuchsschwanz in Klimakammern angestellt.

3.1 Feldversuche (2012–2015)

Es wurden überregional an elf Standorten in Schleswig-Holstein Feldversuche durchgeführt. Dabei wurde an allen elf Standorten ein Vergleich von einer konventionellen Winterrapssorte mit entsprechenden Herbizidapplikationen sowie von zwei unterschiedlichen Clearfield®-Winterrapssorten, mit ebenfalls entsprechenden Clearfield®-Herbizidapplikationen, angestellt. Im Rahmen der Feldversuche (2012 bis 2015) wurde ein qualitatives Auftreten vorkommender Schadpflanzen unter verschiedenen Herbizidsystemen in einer ein-, zwei bzw. dreijährigen Versuchsphase untersucht.

3.1.1 Geografische Position der Standorte

Die Versuchsstandorte wurden in den Hauptresistenzregionen von Acker-Fuchsschwanz und/oder den Kamille-Arten gewählt (Abb.6). Die Verteilung erstreckte sich über ganz Schleswig-Holstein und in den, durch Petersen (2014), beschriebenen Resistenzgebieten und ist in Abb. 2 dargestellt.

Dabei sind in kobaltblau die Standorte mit einer dreijährige Versuchsdauer dargestellt. In signalblauer Farbe sind die Standorte markiert, die über zwei Jahre hinweg untersucht wurden, sowie in taubenblau drei weitere Standorte, die einjährig betreut wurden.

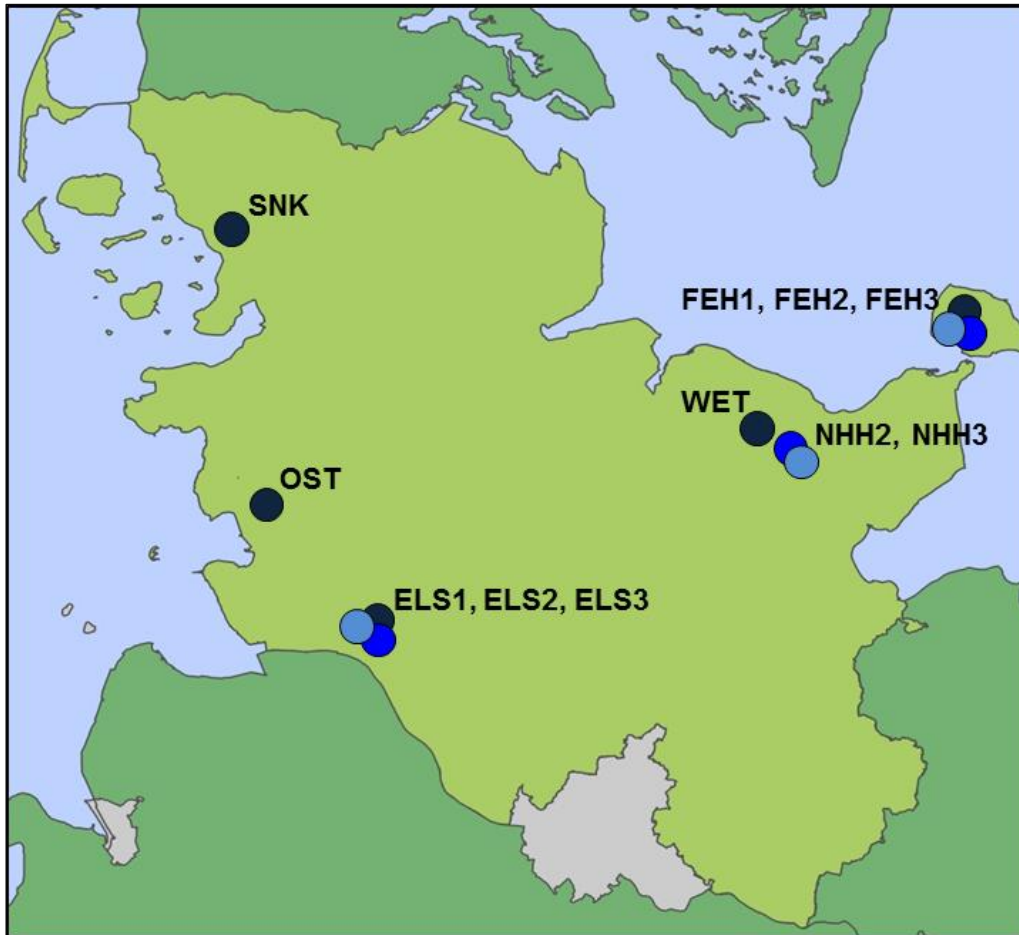


Abb. 6: Versuchsstandorte in Schleswig-Holstein und dem jeweiligen Jahr des Versuchsbeginns mit konventioneller und Clearfield®-Winterraps sowie der Dauer der Versuchslaufzeit. 2012–2015: SNK = Standort Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Neujellingsdorf 1 und WET = Wetterade. 2013–2015: ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2. 2014–2015: ELS3 = Elskop 3, FEH3 = Fehmarn 3 und NHH3 = Neuharmhorst 3

Die Standorte Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1 bis 3 und damit fünf der Standorte befinden sich in den Marschgebieten der Westküste Schleswig-Holsteins. Die Standorte Fehmarn (Neujellingsdorf) 1 bis 3 sind auf der Insel Fehmarn lokalisiert. Weitere drei Standorte (Wetterade, Neuharmhorst 2 sowie Neuharmhorst 3) befinden sich im östlichen Hügelland.

In der folgenden Tab. 2 sind die entsprechenden Standorteigenschaften der Versuchsstandorte aufgeführt.

Tab. 2: Standorte der Versuchsjahre 2012/13 (Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1, Neujellingsdorf 1 und Wetterade) 2013/14 (Elskop 2, Neujellingsdorf 2, Neuarmhorst 2) und 2014/15 (Elskop 3, Neujellingsdorf 3, Neuarmhorst 3) mit Bodentypen, -arten und Ackerzahlen. tL = toniger Lehm; L = Lehm; IS = lehmiger Sand, sL = sandiger Lehm

Standorte 2012/13	Landkreis	Bodentyp	Boden- art	Acker- zahl
Sönke-Nissen-Koog	Nordfriesland	Seemarsch	tL	95
Osterhof	Dithmarschen	Seemarsch	L	84
Elskop 1	Steinburg	Flussmarsch	tL	69
Neujellingsdorf 1	Ostholstein/Fehmarn	Fehmarn Schwarzerde	sL	87
Wetterade	Plön	Parabraunerde	IS-sL	48
Elskop 2	Steinburg	Flussmarsch	tL	72
Neujellingsdorf 2	Ostholstein/Fehmarn	Fehmarn Schwarzerde	sL	87
Neuarmhorst 2	Plön	Parabraunerde	sL	53
Elskop 3	Steinburg	Flussmarsch	tL	75
Neujellingsdorf 3	Ostholstein/Fehmarn	Fehmarn Schwarzerde	sL	87
Neuarmhorst 3	Plön	Parabraunerde	sL	49

* Verschiedene Versuchsschläge in gleichen Orten sind mit einer folgenden zusätzlichen Nummerierung versehen

3.1.2 Versuchsdauer

Die Versuchsphase begann an allen Standorten mit Anstellung der Kultur Winterraps. In 2012 wurden fünf Versuche angelegt, die dreijährig über eine gesamte Fruchtfolgerotation beobachtet wurden. 2013 sowie 2014 wurden jeweils weitere drei Versuchsflächen für Wirkungsbonituren und Resistenzbeprobungen hinzugefügt, die einer zwei- bzw. einjährigen Beobachtung unterlagen.

Da sich die Versuche an den jeweiligen Versuchsstandorten über verschiedene Zeiträume erstreckten, ist die Versuchsdauer in den Fruchtfolgen noch einmal in Tab. 3 aufgeführt.

Tab. 3: Übersicht über die Versuchsdauer in der Fruchtfolgerotation an den Projektstandorten Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1 bis 3, Neujellingsdorf 1 bis 3 (Fehmarn), Wetterade sowie Neuharmhorst 2 und 3

Versuchsdauer	2012/13	2013/14	2014/15
Sönke-Nissen-Koog	X	X	X
Osterhof	X	X	X
Elskop 1	X	X	X
Neujellingsdorf 1	X	X	X
Wetterade	X	X	X
Elskop 2		X	X
Neujellingsdorf 2		X	X
Neuharmhorst 2		X	X
Elskop 3			X
Neujellingsdorf 3			X
Neuharmhorst 3			X

3.1.3 Witterung, Anbauparameter und Maßnahmen der Bestandesführung

Neben den biologischen Parametern wurde die Witterung an jedem Standort unmittelbar im Pflanzenbestand mittels agrarmeteorologischer Messstationen (Fa. Thies Clima: Modell Weihofen; Göttingen, Deutschland) aufgezeichnet.

Die Stationen zeichneten alle 15 Sekunden die in der folgenden Tabelle aufgeführten Werte auf und gaben diese als Stunden bzw. Tagesmittelwerte sowie bei Niederschlag als Stunden bzw. Tagessumme aus. Die angegebenen Messgenauigkeiten wurden den Kalibrierungsblättern der Firma Thies entnommen.

Nachfolgend wird ein Überblick über die wichtigsten acker- und pflanzenbaulichen Parameter der 11 Versuchsstandorte gegeben.

Die jeweiligen an den Standorten wirtschaftenden landwirtschaftlichen Betriebe wurden mit der Versuchsdurchführung beauftragt. Maßnahmen zur Kulturführung außerhalb der Herbizidapplikationen sind betriebsspezifisch und nach guter fachlicher Praxis durchgeführt worden. Im Anhang können die gesamten Ackerschlagdateien samt den kulturführenden Maßnahmen der einzelnen Versuchsflächen eingesehen werden.

Im Folgenden werden hier die jeweiligen spezifischen Parameter die Winterrapskulturen in den Jahren 2012/13, 2013/14 und 2014/15 detailliert dargestellt.

Tab. 4: Ermittelte Witterungsparameter (Blattnässe, Lufttemperatur, relative Luftfeuchte sowie Niederschlag) der agrarmeteorologischen Messstationen der Firma Thies, Göttingen an den Standorten

Witterungsparameter	Einheit	Messhöhe	Messgenauigkeit
Blattnässe	%	im Pflanzenbestand	± 5 %
Lufttemperatur (Mikroklima)	°C	30 cm	± 0,1 K bei 0 °C
Relative Luftfeuchte	%	30 cm	± 2 % rel. Feuchte
Lufttemperatur (Makroklima)	°C	200 cm	± 0,1 K bei 0 °C
Relative Luftfeuchte	%	200 cm	± 2 % rel. Feuchte
Niederschlag	mm	100 cm	± 3 %

Auf den jeweiligen Versuchsflächen herrschten verschiedene Fruchtfolgen vor. Die Versuchsanlage wurde als normales Fruchtfolgeglied mit in die gesamte Fruchtfolge integriert. In der Tab. 5 sind die bis zur Versuchsanlage angebauten Früchte der Fruchtfolgerotation dargestellt. Dabei zeigt sich, dass nahezu an allen Standorten (bis auf NHH2, 3) enge Fruchtfolgen von drei bis maximal vier Jahren in der Rotation und lediglich zwei/drei Früchten – mit hohem Winterweizenanteil – vorherrschen.

Tab. 5: Fruchtfolgerotation vor dem Versuchsbeginn an den Standorten Sönke-Nissen-Koog (SNK), Osterhof (OST), Elskop 1 bis 3 ELS1–3, Fehmarn 1 bis 3 (FEH1–3) sowie Wetterade (WET) und Neuahrmhorst 2, 3 (NHH2 und 3) mit entsprechenden Forschungszeiträumen. WR = Winterraps, WW = Winterweizen, WG = Wintergerste, WT = Wintertriticale, SM = Silomais, AG = Ackergras

Versuchsdauer	Standort	Frucht 1	Frucht 2	Frucht 3	Frucht 4	Frucht 5	Frucht 6
2012–2015 (dreijährig)	SNK	WR	WW	WW	–	–	–
	OST	WR	WW	WW	ZR	WW	–
	ELS1	WR	WW	WW	WT	–	–
	FEH1	WR	WW	WG	–	–	–
	WET	WR	WW	WW	WW	WW	–
2013–2015 (zweijährig)	ELS2	WR	WW	WW	WT	–	–
	FEH2	WR	WW	WG	–	–	–
	NHH2	WR	WW	SM	SM	WW	–
2014/2015 (einjährig)	ELS3	WR	WW	WW	WT	–	–
	FEH3	WR	WW	WG	–	–	–
	NHH3	WR	WW	SM	WW	AG	–

3.1.4 Grundbodenbearbeitung und Düngung

An den Standorten Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1 bis 3, Fehmarn 1 bis 3, Neuarmhorst 2 und 3 wurde zur Bestellung des Winterraps gepflügt. Am Standort Wetterade wurde der Winterraps im Mulchsaatverfahren bestellt.

Zudem wurde an den Standorten Elskop 1 bis 3, Fehmarn 1 bis 3 sowie Neuarmhorst 2 nach jeder Frucht eine wendende Bodenbearbeitung durchgeführt. An den Versuchsstandorten Sönke-Nissen-Koog und Wetterade wurde nur einmal in der dreijährigen Fruchtfolgerotation (zu Winterweizen, nach Winterweizen = 3. Fruchtfolgejahr) gepflügt. Die entsprechend durchgeführten Bodenbearbeitungsschritte sowie das Fruchtfolgejahr vor dem jeweiligen Versuchsbeginn und jeweiliger Feldkultur sind ebenfalls in Tab. 5 mit aufgelistet.

Aus der Tab. 6 geht hervor, dass an den Standorten (SNK, OST, ELS1–3 und FEH1–3) nach jeder Kultur eine wendende Bodenbearbeitung in Form eines Pflugeinsatzes stattfindet.

Tab. 6: Fruchtfolgen mit den jeweiligen Bodenbearbeitungsformen über die Forschungszeiträume der Jahre 2012/13; 2013/14 und 2014/15 an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade und NHH2, 3 = Neuarmhorst 2 und 3). Kennzeichnung durch die Buchstaben: WR = Winterraps; WW = Winterweizen; WT = Triticale; WG = Wintergerste; M = Mais sowie den Bodenbearbeitungsformen: P = Pflug und GR = Schwergrubber (Mulchsaat)

Standort	Frucht 2011/12	Bodenbearbeitung	Frucht 2012/13	Bodenbearbeitung	Frucht 2013/14	Bodenbearbeitung	Frucht 2014/15
SNK	WW	P	WR	P	WW	P	WW
OST	WW	P	WR	P	WW	P	WW
ELS1	WT	P	WR	P	WW	P	WW
FEH1	WG	P	WR	P	WW	P	WG
WET	WW	GR	WR	GR	WW	P	WW
ELS2	–	–	WW	P	WR	P	WW
FEH2	–	–	WW	P	WR	P	WW
NHH2	–	–	M	P	WR	P	WW
ELS3	–	–	–	–	WT	P	WR
FEH3	–	–	–	–	WG	P	WR
NHH3	–	–	–	–	M	P	WR

Die Düngung auf den Versuchsflächen erfolgte betriebsspezifisch nach guter fachlicher Praxis sowohl in mineralischer und/oder organischer Form (Biogassubstrat (BS) oder Schweinegülle (SG)). Eine detaillierte Aufstellung der Gesamt-N-Menge der jeweiligen Versuchsjahre ist dem Anhang zu entnehmen.

3.1.5 Versuchsanlage im Winterraps

Im Folgenden wird die an den Standorten erfolgte Versuchsanlage im Winterraps, jeweils mit Versuchsbeginn an allen 11 Standorten, aufgezeigt. Das Versuchsdesign, wie in Abb. 7 dargestellt, beinhaltet neben dem Anbau von verschiedenen Winterraps-Produktionssystemen auch die Applikation verschiedener Herbizide (Tab. 7). Unter Kap. 3.1.6 kann der weitere Versuchsaufbau im Verlauf der Fruchtfolge (2. sowie 3. Fruchtfolgejahr in den Kulturen Winterweizen und Wintergerste eingesehen werden). Die Versuchsanlage erfolgte orthogonal über die Jahre an allen Standorten. An allen Standorten wurde eine konventionelle Variante 1 (rote Färbung) – respektive evtl. weiterer konventioneller an den Standorten applizierter Herbizide (blaue Färbung = Variante 4) – mit zwei unterschiedlichen Clearfield®-Produktionssystemen (orange = Variante 2 und grüne Färbung = Variante 3) verglichen. Ebenso befand sich an jedem Standort eine unbehandelte Kontrollparzelle von ca. 10 m², die als Referenz des Standortes angenommen wurde.

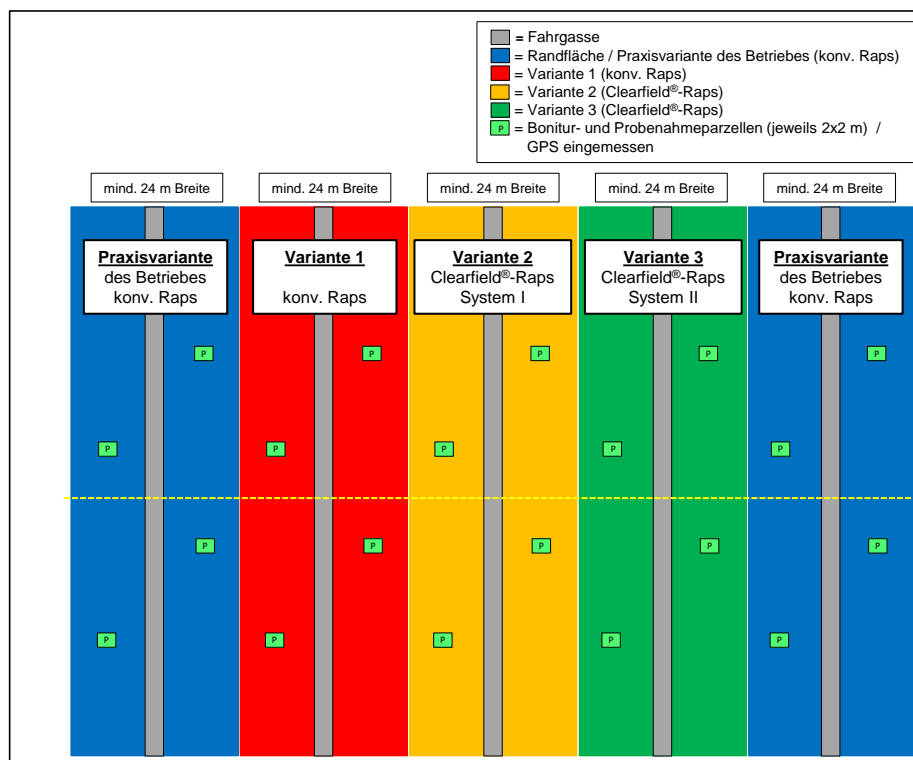


Abb. 7: Versuchsdesign an den Standorten in der Kultur Winterraps. In rot dargestellt: Variante 1, konventionelle Winterrapsorte (Visby). In orange dargestellt: Variante 2, noch nicht zugelassenes Clearfield®-Produktionssystem 1 mit der Winterrapsorte DK® Imminent® CL. In grün dargestellt: Variante 3 mit zugelassenem Clearfield®-Produktionssystem 2 und Winterrapsorte DK® Imminent® CL. In blau dargestellt: optionale Variante 4, konventionelle Winterrapsorte (Visby) und betriebsspezifische Herbizidapplikation (anders als in Variante 1). In grau dargestellt: die Fahrgassen auf den Praxisschlägen, sowie in hellgrün gekennzeichneten GPS-eingemessenen Bonitur- und Probenahmezellen

Die Versuche wurden als Großflächenversuche in Streifen angelegt und erstreckten sich je nach Standort über mehr als 200–400 m Länge sowie in einer Breite von 24 bis 36 Metern (je nach Applikationstechnik). Insgesamt waren alle Versuche im Winterraps von der Versuchsanlage identisch aufgebaut.

In jeder Variante (1 bis 3 (4)) wurden Bonitur- und Probenahmeparzellen (in hellgrün gekennzeichnet) vor Versuchsbeginn eingemessen.

Damit über die Jahre und nach den einzelnen Bodenbearbeitungsgängen die jeweiligen Parzellen (Quadrate 2x2 m) auf den Flächen wiederzufinden waren, wurden diese mit Hilfe von GPS (Topcon Positioning Systems Inc.: TopCon GRS-1; Livermore, CA, USA) über den SAPOS[®] Echtzeitpositionierungsdienst bestimmt (HEPS; <2 cm; <http://www.sapos.de/>). Die Koordinaten der UTM-Parzellen (UTM = Universal Transverse Mercator) in denen die eingemessenen Parzellen lagen, sind im Anhang aufgeführt.

3.1.5.1 Sortenwahl, Beizung und Saatstärke im Winterraps

Im Winterraps erfolgte über elf Standorte sowie drei Versuchsjahre (Herbst 2012 bis Sommer 2015) hinweg der Anbau der gleichen Winterrapsorten. Die konventionellen Varianten wurden mit der Sorte Visby bestellt. In den beiden Clearfield[®]-Produktionssystemen wurde DK[®] Imminent[®] CL ausgesät.

Nach der beschreibenden Sortenliste des Bundessortenamtes 2015 handelt sich bei der Sorte Visby, um eine Sorte mit mittlerer Entwicklung vor Winter (5), einem eher frühen Blühbeginn (3), einer mittleren Reifeverzögerung des Strohs (5) sowie einem Reifegrad, der mit vier benotet wurde. Insgesamt weist Visby eine geringe Neigung zu Lager (3) auf, der Korn- und Ölertrag werden mit hohen Noten von 7 und 6 bewertet.

Im Clearfield[®]-Kontext dieser Arbeit kann möglicherweise die Sortenbezeichnung DGC169CL genannt werden. Hierbei handelt es sich folglich um die Sorte DK[®] Imminent[®] CL, die erst im Jahr 2012 ihren Produktnamen erhielt und bis dahin nur unter der oben genannter Produktkennung gelistet war.

Auch bei dieser Sorte handelt es sich um einen Winterhybridraps, der allerdings die eingezüchtete Herbizidtoleranz besitzt, bereits in Großbritannien ihre Zulassung erhielt und darüber auch in Deutschland zum Erwerb stand. Nach Herstellerangabe des Unternehmens Dekalb[®] hat die Sorte eine etwas schwächere Benotung bei Lager (4) sowie eine ausgesprochene Phoma-Toleranz (3). Insgesamt blüht die Sorte etwas später als Visby. Allerdings hat sie aber auch eine etwas höhere Schotenplatzfestigkeit vorzuweisen. Korn- und Ölertrag sind mit acht als sehr hoch eingestuft. Zudem wird der Sorte DK[®] Imminent[®] CL eine „zügige“ Vorwinterentwicklung zugesprochen (Dekalb[®], 2015).

In allen Projektjahren wurde das Rapssaatgut mit den Standardbeizen TMTD (Thiram) und DMM (Dimethomorph) gebeizt. Bis auf das letzte Versuchsjahr 2014/15 war das Saatgut ebenso mit einem insektiziden Schutz (Cruiser OSR) versehen.

Der Aussattermin sowie die Aussaatstärke erfolgten praxisüblich und den jeweiligen Boden- und Witterungsverhältnissen angepasst. Die Aussattermine sind noch einmal den Tab. 8, 9 und 10 zu entnehmen sowie in den standortspezifischen Daten im Anhang aufgeführt

3.1.5.2 Pflanzenschutz im Winterraps

Die Fungizid- und Insektizidmaßnahmen erfolgten an den Standorten über die Jahre hinweg und hinsichtlich der Indikation sowie des Applikationstermins bedarfsorientiert nach dem integrierten Pflanzenschutz und standortüblich.

Die Herbizidapplikationen im Winterraps werden folgend näher erläutert. In Tab. 7 sind die applizierten Herbizide der einzelnen Varianten mit Aufwandmengen im Winterraps aufgezeigt. Die entsprechenden Wirkstoffmengen der Herbizidpräparate sind dem Anhang zu entnehmen.

Zusätzlich ist im Versuchsdesign die Möglichkeit gegeben, nach den „Haupt-Herbizidapplikationen“ weitere Graminizide in den Herbstmonaten oder zu Beginn des Winters zu einer zusätzlichen Ungrasbekämpfung einzusetzen. Die Herbizidapplikationen erfolgten an den Standorten, wie in Tab. 7 aufgezeigt.

Es wurden sowohl das Graminizid Focus[®] Ultra (Wirkstoff: Cycloxydim; Wirkstoffmenge bei Applikation 150 g ha⁻¹) in Kombination mit dem Adjuvant Dash[®] E.C. (205 g l⁻¹ Fettalkoholalkoxylat, 345 g l⁻¹ Fettsäuremethylester, 46 g l⁻¹ Ölsäure) eingesetzt werden. Als weitere Möglichkeit kurz vor Vegetationsende konnte Kerb[™] Flo (Wirkstoff Propyzamid; Wirkstoffmenge bei den Applikationen 600 g ha⁻¹) appliziert werden. Die standortspezifischen Applikationstermine können detailliert im Anhang eingesehen werden.

Zusätzlich werden in den folgenden Tab. 7 bis 9 die Herbizidapplikationen im Winterraps an den jeweiligen Projektstandorten in den einzelnen Winterrapsanbaujahren dargestellt.

In den Tab. 8 auf Seite 33 sind die Sorten, Saatstärken sowie die Applikationsterminierung der Herbizide im Projektjahr 2012/13 aufgezeigt. Bei der Kennzeichnung VA-Herbizide handelt es sich um Butisan[®] Gold mit 2,5 l ha⁻¹. Ferner werden die Herbizide gekennzeichnet als NA-Herbizid 1 und 2 äquivalent als Clearfield[®]-Vantiga[®] (2,0 l ha⁻¹) sowie BAS 83101H (1,0 l ha⁻¹) in Verbindung mit jeweils 1,0 l ha⁻¹ Dash[®] E.C. aufgeführt.

Bei den Graminiziden 1 und 2 handelt es sich um Focus[®] Ultra (1,5 l ha⁻¹) in Kombination mit Dash[®] E.C. (1,5 l ha⁻¹) sowie Kerb[™] Flo (1,5 l ha⁻¹).

Am Standort WET (Versuchsjahr 2012/13) wurde bereits in der konventionellen nach der Vorauf-Applikation von Butisan[®] Gold eine zusätzliche Graminizidapplikation von 1,0 l ha⁻¹ Agil[®] S durchgeführt.

Ebenso wurde eine zusätzliche Maßnahme mit Agil[®] S (1,0 l ha⁻¹) am Standort ELS3 (Versuchsjahr 2014/15) separat in der konventionellen Variante, vor Applikation von Kerb[™] Flo, appliziert.

Tab. 7: Variantenplan mit erfolgten Herbizidapplikationen in den Winterrapsversuchen der 11 Standorte (SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET, NHH2, 3). VA = Vorauf-Applikation, NA = Nachauf-Applikation

Variante	Applikation (BBCH des Raps)	Herbizid	AWM (l ha ⁻¹)	Standorte
1	00–08	Butisan [®] Gold (VA)	2,5	SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET, NHH2, 3
2	00–08 14–16	Butisan [®] Kombi (VA) / BAS 83101H + Dash [®] E.C. (NA)	2,5 / 1,0 + 1,0	SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET, NHH2, 3
3	12–14	Clearfield [®] -Vantiga [®] + Dash [®] E.C.	2,0 + 1,0	SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET, NHH2, 3
4	00–08	Colzor [®] Trio	4,0	nur: SNK
4	00–08	Fuego [®] + Fuego [®] Top (VA)	0,2 + 1,5	nur: ELS2

Ferner werden in Tab. 8, 11 und 12 die Sorten, Aussaatstärke mit Aussaattermin sowie Herbizidterminierung aufgezeigt. Darüber hinaus ist ersichtlich dass die Aussaat im Projektjahr 2013/14 in den gleichen Kalenderwochen erfolgte, wie in 2012/13.

Der Witterung sowie dem Wachstum des Rapses mussten einige Herbizidmaßnahmen an den Standorten ELS2 und NHH2 angepasst werden.

Tab. 8: Herbizidmaßnahmen in der Kultur Winterraps mit Sortenangabe, Aussaatstärke, Aussaatstermin sowie Herbizidapplikationen (VA = Voraufbau; NA = Nachaufbau) im Versuchsjahr 2012/13 an den Standorten. (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Neujellingsdorf 1 sowie WET = Wetterade)

Versuchsjahr 2012/13	Kultur: Winterraps				
Standort	SNK	OST	ELS1	FEH1	WET
Sorte	konventionelle Sorte: Visby; CL-Sorte: DK [®] Imminent [®] CL				
Saatstärke	45	45	45	45	35
Aussaat	25.08.2012	26.08.2012	22.08.2012	20.08.2012	22.08.2012
VA-Herbizid	26.08.2012	26.08.2012	23.08.2012	22.08.2012	25.08.2012
NA-Herbizid 1	21.09.2012	11.09.2012	16.09.2012	09.09.2012	13.09.2012
NA-Herbizid 2	27.09.2012	15.11.2012	28.09.2012	23.09.2012	28.09.2012
Graminizid 1	–	01.09.2012	–	01.10.2012	01.09.2012 Focus [®] Ultra + Dash [®] E.C. (nur in konv. Variante)
Graminizid 2	24.11.2012	–	30.11.2012	–	16.11.2012 Kerb [™] Flo

Tab. 9: Herbizide Maßnahmen in der Kultur Winterraps mit Sortenangabe, Aussaatstärke, Aussaatstermin sowie Herbizidapplikationen im Versuchsjahr 2013/14 an den Standorten Elskop 2, Fehmarn 2 und Neuahrmhorst 2

Versuchsjahr 2013/14	Kultur: Winterraps		
Standort	ELS2	FEH2	NHH2
Sorte	konventionelle Sorte: Visby; CL-Sorte: DK [®] Imminent [®] CL		
Saatstärke	45	45	50
Saatstermin	24.08.2013	20.08.2013	26.08.2013
VA-Herbizid	24.08.2013	22.08.2013	27.08.2013
NA-Herbizid 1	22.09.2013	19.09.2013	14.09.2013
NA-Herbizid 2	22.10.2013	28.09.2013	28.09.2013
Graminizid 1	–	14.10.2013	–
Graminizid 2	27.11.2013	–	–

Die entsprechenden Terminierungen sowie Applikationen aus dem dritten Projektjahr sind in der folgenden Tab. 10 aufgelistet. Besonderheit im Jahr 2014/15 bei der Anstellung der

Versuche war die nicht mehr zugelassene und vorhandene insektizide Beizung gegen tierische Schaderreger.

Tab. 10: Herbizide Maßnahmen in der Kultur Winterraps mit Sortenangabe, Aussaatstärke, Aussattermin sowie Herbizidapplikationen im Versuchsjahr 2014/15 an den Standorten Elskop 3, Fehmarn 3 und Neuharmhorst 3

Versuchsjahr 2014/15	Kultur: Winterraps		
Standort	ELS3	FEH3	NHH3
Sorte	konventionelle Sorte: Visby; CL-Sorte: DK [®] Imminent [®] CL		
Saatstärke	45	45	55
Sattermin	20.08.2014	25.08.2014	27.08.2014
VA-Herbizid	21.08.2014	27.08.2014	28.08.2014
NA-Herbizid 1	14.09.2014	17.09.2014	19.09.2014
NA-Herbizid 2	01.10.2014	28.09.2014	29.09.2014
Graminizid 1	26.08.2014 Agil [®] S (<u>nur in konv. Variante</u>)	12.10.2014 Focus [®] Ultra + Dash [®] E.C. (<u>nur in konv. Variante</u>)	03.10.2014
Graminizid 2	Kerb [™] Flo 07.11.2014	–	–

Nach der Beerntung der Winterrapsflächen wurde auf den Versuchsfeldern über alle Varianten hinweg eine einheitliche Glyphosatbehandlung (1440 g a.i. ha⁻¹) mit handelsüblichen Präparaten durchgeführt, um ein möglichst hohes Maß an Ausfallraps zu eliminieren.

3.1.6 Versuchsanlage erstes Fruchtfolgejahr

Es wurden an acht von 11 Standorten der ersten beiden Versuchsjahre 2012/13 und 2013/14 (SNK; OST; ELS1, 2; FEH1, 2; WET und NHH2) auch die Folgekulturen nach Winterraps begutachtet. Dabei wurden wiederum, wie in Tab. 11 dargestellt, die fünf Standorte des ersten Projektjahres (2012/13) über eine dreijährige Fruchtfolge und somit zwei weitere Jahre nach Winterraps sowie drei Versuchsstandorte mit Versuchsbeginn im zweiten Projektjahr (2013/14) über nur ein weiteres Jahr nach Winterraps hinsichtlich der applizierten Herbizide und zu untersuchenden Schädlingsspezies auf Resistenz hin analysiert.

Die jeweiligen Fruchtfolgeglieder mit Sortenangabe sind in der folgenden Tabelle 11 dargestellt. Die Sortenwahl der entsprechenden Getreidekultur betreffend, wurden den beteiligten Versuchsbetrieben keine Vorgaben gemacht.

Für die Herbizid-Betriebsvariante in der Folgekultur wurde an den jeweiligen Standorten ebenfalls keine weitere Vorgabe getätigt, sondern konnte frei je nach der guten fachlichen Praxis von den jeweiligen Betrieben mit einer eigenen Herbizidwahl belegt werden.

Ferner wurde für die gesamte Versuchsfläche keine Vorgabe im Versuchsdesign für die zu erfolgende Herbizidmaßnahme (bei Winterweizen) im Frühjahr des ersten Fruchtfolgejahres nach Winterraps festgelegt. An allen Standorten konnten auch hier je nach üblichen Praxis- bzw. Betriebsverhältnissen frei die Herbizide gewählt werden.

Die Versuchsanlage aus Betriebsvariante/-strategie und herbizider4 Strategievariante wurde an den acht Standorten orthogonal angelegt.

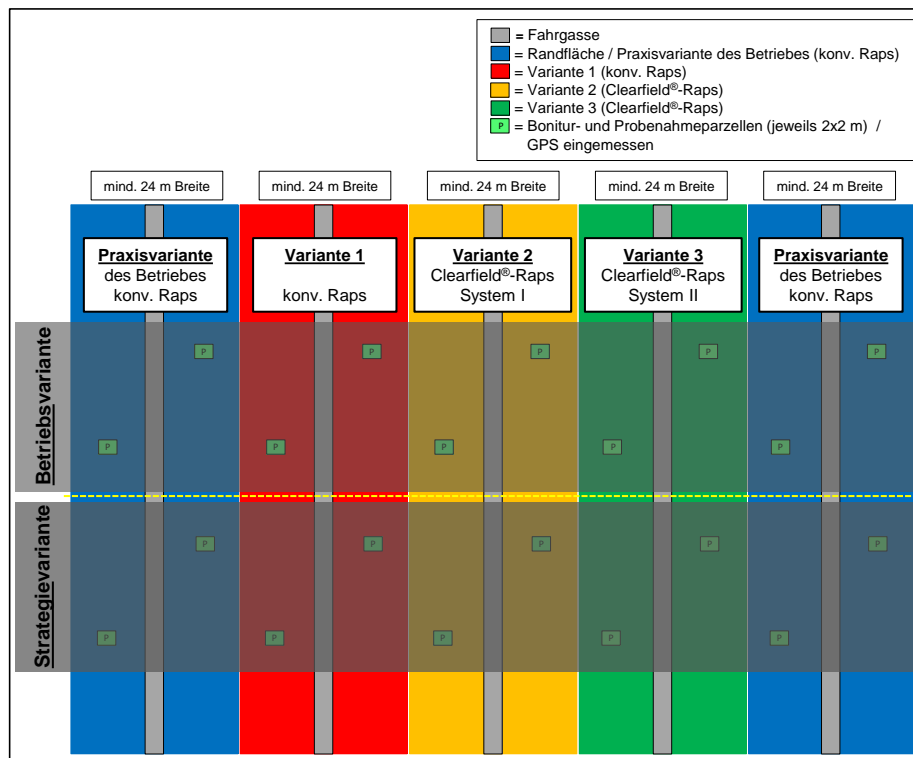


Abb. 8: Versuchsdesign an den Standorten in der Folgekultur Winterweizen im ersten Fruchtfolgejahr nach Winterraps. Dabei sind farblichen Kennzeichnungen aus dem Winterraps übernommen worden. Die grauen horizontalen Balken stellen die unterschiedlichen Herbizidmaßnahmen in der Folgekultur dar: Unten mit jeweils zwei Bonitur- und Probeparzellen die festgelegte Strategievariante ($4,0 \text{ l ha}^{-1}$ Malibu® im Herbst) sowie in schwächerer Graufärbung die jeweilig an den Standorten durchgeführte Betriebsvariante. Die Herbizidwahl erfolgte nach den Angaben der Tab. 7. In hellgrün sind die eingemessenen Bonitur- und Probenahmeparzellen symbolisch gekennzeichnet (je Herbizidvariante nur noch zwei Parzellen)

Tab. 11: Darstellung der Fruchtfolgeglieder in den Folgekulturen nach Winterraps mit der Kultur Winterweizen (WW) und Wintergerste (WG) mit Sortenangabe sowie den unterschiedlich applizierten Herbiziden auf der jeweiligen Teilung der Versuchspartzellen (Betriebsvariante) an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog; OST = Osterhof; ELS1, 2 = Elskop 1 und 2; FEH1, 2 = Fehmarn 1 und 2; WET = Wetterade und NHH2 = Neuharmhorst 2. (FHS = Formulierungshilfsstoff; AHL = Ammonium-Nitrat-Harnstoff-Lösung)

Folge- kulturen nach Winterraps	Stand- ort	2013			2014			2015		
		Frucht	Herbst (l, g ha ⁻¹)	Frühjahr (l, g ha ⁻¹)	Frucht	Herbst (l, g ha ⁻¹)	Frühjahr (l, g ha ⁻¹)	Frucht	Herbst (l, g ha ⁻¹)	Frühjahr (l, g ha ⁻¹)
2013 – 2015	SNK	WW (Tobak)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30)	WW (Tobak)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30)			
	OST	WW (Tobak)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	<u>ohne</u> <u>Applikation</u>	WW (Sorten- gemisch)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30)			
	ELS1	WW (Elixer)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30) / Dirigent SX + Lodin (0,035 + 0,6)	WW (Inspi- ration)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30)			
	FEH1	WW (Tobak)	Herold SC (0,6)	Atlantis WG* + FHS (300 + 0,6)	WG (Lomerit)	Herold SC (0,6)	Lodin + Refine Extra SX (0,5 + 0,06)			
	WET	WW (Altigo)	Malibu 2,0	Atlantis WG* +FHS (300)	WW (Euclide)	Malibu + Herold SC (2,0 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS (500 + 1,0)			
2014 – 2015	ELS2	Versuchsanlage Winterraps			WW (Inspiratio n)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG + FHS + AHL (500+ 1,0 + 30)			
	FEH2	Versuchsanlage Winterraps			WG (Tobak)	Herold SC + (0,6)	Atlantis WG* +FHS (500 + 1,0)			
	NHH2	Versuchsanlage Winterraps			WW (Tobak)	Malibu + Herold SC (2,5 + 0,4)	Gropper SX (0,03) / U 46 M (0,6)			

*Die in dieser Tabelle angegebenen Herbizidpräparate gelten als ^{®/™} gekennzeichnet

Die entsprechenden Applikationen der Fruchtfolgejahre werden in Tab. 12 dargestellt. Es ist zu erkennen, dass bei allen elf Standorten in den Herbizid-Betriebsvarianten der Folgekultur ebenfalls der Wirkstoff Flufenacet in Kombination mit den Wirkstoffen Diflufenican und

Flurtamone im Herbst appliziert wurde. Ferner wurden an allen Standorten im Frühjahr ALS-Inhibitoren, in Form von verschiedenen Sulfonylharnstoffen, eingesetzt. Die entsprechend in den Herbiziden enthaltenen Wirkstoffe, Wirkstoffgehalte sowie die Applikationsterminierung können im Anhang eingesehen werden.

3.1.7 Versuchsanlage zweites Fruchtfolgejahr

Im zweiten Fruchtfolgejahr nach Winterraps, d.h. an den Standorten SNK, OST, ELS1, FEH1 und WET, wurden keinerlei Vorgaben für die Herbizidapplikationen im Herbst und Frühjahr festgesetzt. Andere Standorte (SNK, OST, ELS1, FEH1 und WET) hatten im dreijährigen Projekt keine weiteren Fruchtfolgeglieder zweijährig inne. Es wurden in den Herbstapplikationen vornehmlich Flufenacet-haltige Herbizide appliziert. Zudem wurde das Ungras/Unkrautspektrum im Frühjahr an allen, in Tab. 12, dargestellten Standorten mit Sulfonylharnstoff-haltigen Herbiziden behandelt.

Tab. 12: Darstellung der Fruchtfolgeglieder im zweiten Fruchtfolgejahr nach Winterraps mit der Kultur Winterweizen (WW) und Wintergerste (WG) mit Sortenangabe sowie den unterschiedlichen Herbiziden ohne Vorgabe in der ehemaligen Strategie- und Betriebsvariante an den Standorten SNK, OST, ELS1, FEH1 und WET (FHS = Formulierungshilfsstoff; AHL = Ammonium-Nitrat-Harnstoff-Lösung)

Folgekulturen nach Winterraps	Standort	Frucht	2013 Herbst (l, g ha ⁻¹)	2014 Frühjahr (l, g ha ⁻¹)	Frucht	2014 Herbst (l, g ha ⁻¹)	2015 Frühjahr (l, g ha ⁻¹)
2014 – 2015	SNK	Erstes Fruchtfolgejahr nach Winterraps			WW (Tobak)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30)
	OST				WW ("Sortengemisch")	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30)
	ELS1				WW (Inspiration)	Baccara Forte + Cadou SC (0,75 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS + AHL (500 + 1,0 + 30)
	FEH1				WG (Lomerit)	Herold SC (0,6)	Lodin + Refine Extra SX (0,5 + 0,06+)
	WET				WW (Euclide)	Malibu + Herold SC (2,0 + 0,3)	Atlantis WG* + FHS (500 + 1,0)

*Die in dieser Tabelle angegebenen Herbizidpräparate gelten als ^{®/™} gekennzeichnet

3.2 Datenerfassung

3.2.1 Wirkungsbonituren im Feld

Die beschriebenen Versuche wurden nach dem, in Abb. 7, angelegten Versuchsdesign orthogonal durchgeführt und hatten eine Vorgabe der Entfernung zwischen den jeweiligen Probe- und Boniturparzellen von mindestens 30 m, um möglichst unterschiedliche Schadpflanzenspopulationen/-biotypen zu detektieren.

Vor Versuchsbeginn wurden die jeweiligen Probe- und Boniturparzellen nach dem Zufallsprinzip auf den Ackerschlägen eingemessenen. Es wurden je Versuchsvariante 16 m² Bodenfläche in vier einzelnen Wiederholungspartellen bonitiert und ausgezählt.

Die Anzahl der detektierten Schadpflanzen und Arten wurde schriftlich festgehalten und in den folgenden Ausarbeitungen dargestellt werden zu können.

Die Wirksamkeit aller in den Kulturen applizierten Herbizide erfolgte in einem festen Rhythmus (Kap.3.2.1.1 und 3.2.1.2 auf Seite 41) über die Versuchsjahre.



Abb. 9: Verwendeter Zählrahmen (Modell: Göttinger Zähl- und Schätzrahmen) mit einer Fläche von 1 m² bei der Bonitur im Feld. Links: eigene Aufnahme am 05.09.2012 am Standort ELS1 = Elskop 1; rechts: Größenlegende mit Seiteninnenmaßen des Rahmens von 100x100 cm). Bonitiert wurden nur Pflanzen innerhalb des inneren Zählrahmens

Dabei orientierte sich die Begutachtung und Feststellung der Spezies anhand einer Unkrautdeckungsgradschätzung sowie einer Einzelpflanzenbonitur.

Die Bonituren erfolgten mit der Hilfe eines abgewandelten Göttinger Zähl- und Schätzrahmens mit einer Größe von 100x100 cm und einer weiteren Unterteilung in vier kleinere Einheiten von je 2500 cm². Es erfolgte neben einer Schätzung des Unkrautdeckungsgrades

(UDG % m²) eine Einzelpflanzenbonitur mit absoluten Pflanzenzahlen (angegeben als UANZ/m² = Unkräuter Anzahl je m²) innerhalb der jeweiligen vier Boniturquadrate (je 4 m²) über alle Herbizidvarianten sowie über die Versuchsjahre hinweg, um eine Referenzberechnung zu den Mutationsfrequenzen und der damit wirklich in der Anzahl aufzufindenden Spezies möglich zu machen. Der UDG definiert sich dabei als die Fläche, die bedeckt würde, wenn man alle oberirdischen Pflanzenteile der zu bestimmenden Arten auf den Boden projizierte (Hofmeister & Garve, 1986).

Kategorien des Parameters herbizide Wirkung (UDG (%)): 1. sehr gut bekämpfbar (≥ 96 und ≤ 100 % herbizide Wirkung); 2. gut bekämpfbar (≥ 91 und ≤ 95 % herbizide Wirkung); 3. mäßig bekämpfbar (≥ 86 und ≤ 90 % herbizide Wirkung) sowie 4. nicht bekämpfbar (≤ 85 % herbizide Wirkung).

Das Auszählen der Ungräser und Unkräuter erfolgte vor Ort innerhalb der Bonitur- und Probenahmeparzellen. Es wurden die nicht als Kultur angebauten Pflanzen als Schadpflanzen bonitiert. Zusammenfassend dabei sind die evtl. an den Standorten vorkommenden Getreidearten Winterweizen (TRIAE), Wintergerste (HORVU) und Triticale (TTLSS) als NNNGA, wenn nicht anders definiert, somit als Ausfallgetreide allgemein zusammengefasst.

Eine Bestimmung erfolgte nach Eggebrecht (1964), Hanf (1982) sowie Klaaßen & Freitag (2002). Es wurden die aufgeführten Schadpflanzenspezies (Tab. 13) bonitiert.

Tab. 13: Potentiell vorkommende Schadpflanzen auf den Versuchsflächen und Jahre hinweg mit EPPO-Kennzeichnung, deutscher sowie lateinischer Bezeichnung

Schad- und Kulturpflanzen		
EPPO-Kennzeichnung	Deutscher Name	Lateinischer Name
ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	<i>Alopecurus myosuroides</i>
APESV	Gemeiner Windhalm	<i>Apera spica-venti</i>
ATXSS	Melde-Arten	<i>Atriplex species</i>
BRSNN	Ausfallraps	–
BRSNN-CL	Clearfield®-Ausfallraps	–
BRSNW	Winterraps	<i>Brassica napus</i>
BRSNW-CL	Clearfield®-Winterraps	<i>Brassica napus CL</i>
BRSRO	Rübsen	<i>Brassica rapa</i>
CAPBP	Hirtentäschel	<i>Capsella bursa-pastoris</i>
CHEAL	Weißer Gänsefuß	<i>Chenopodium album</i>
DESSO	Gemeine Besenrauke	<i>Descurinia sophia</i>
GALAP	Klettenlabkraut	<i>Galium aparine</i>
GASPA	Kleinblütiges Franzosenkraut	<i>Galinsoga parviflora</i>
GERSS	Storchschnabel-Arten	<i>Geranium species</i>
HORVU	Wintergerste	<i>Hordeum vulgare</i>
LAMSS	Taubnessel-Arten	<i>Lamium species</i>
LOLPE	Deutsches Weidelgras	<i>Lolium perenne</i>
MATCH	Echte Kamille	<i>Matricaria chamomilla</i>
MATIN	Geruchlose Kamille	<i>Matricaria inodora</i>
MATSS	Kamille-Arten	<i>Matricaria species</i>
MERAN	Einjähriges Bingelkraut	<i>Mercurialis annua</i>
MYOAR	Acker-Stiefmütterchen	<i>Myosotis arvensis</i>
NNNGA	Ausfallgetreide	–
PAPRH	Klatschmohn	<i>Papaver rhoeas</i>
POAAN	Einjähriges Rispengras	<i>Poa annua</i>
POLCO	Windknöterich	<i>Polygonium convolvulus</i>
POLPE	Flohknöterich	<i>Polygonium persicaria</i>
POLSS	Knöterich-Arten	<i>Polygonium species</i>
RAPRA	Hederich	<i>Raphanum raphanistrum</i>
SINAR	Ackersenf	<i>Sinapsis arvensis</i>
SONAR	Acker-Gänsedistel	<i>Sonchus arvensis</i>
SSYLO	Löselrauke	<i>Sisymbrium loeselii</i>
SSYSS	Rauke-Arten	<i>Sisymbrium species</i>
STEME	Vogelmiere	<i>Stellaria media</i>
THLAR	Acker-Hellerkraut	<i>Thlapsi arvensis</i>
TRIAE	Winterweizen	<i>Triticum aestivum</i>
TTTTT	Schadpflanzen allgemein	–
VERAG	Acker-Ehrenpreis	<i>Veronica agrestis</i>
VERAR	Feld-Ehrenpreis	<i>Veronica arvensis</i>
VERSS	Ehrenpreis-Arten	<i>Veronica species</i>

3.2.1.1 Wirkungsbonituren im Winterraps

Die feste Terminierung zur Wirksamkeitsfeststellung im Winterraps erfolgte 14 und 28 Tage nach jeder Herbizidanwendung, zu Vegetationsende vor Winter sowie zu Vegetationsbeginn nach Winter. Eine weitere Bonitur erfolgte zur Samenreife der Ungräser/Unkräuter vor der Ernte.

Zur detaillierten Bestimmung der jährlichen vor- sowie nachwinterlichen Vegetationszeit wurden folglich die Zeitpunkte durch die Witterung bestimmt. Die Vegetationsperiode (Synonym für Vegetationszeit) wird dabei als derjenige Zeitraum des Jahres bestimmt, in dem die Pflanzen photosynthetisch aktiv sind, d.h. wachsen, blühen und fruchten. Als Beginn der Wachstumszeit wird im Allgemeinen der Abschnitt des Jahres definiert, in dem das Tagesmittel der Lufttemperatur mindestens 5 °C (für einige Pflanzen auch 10 °C) beträgt. Beim Unterschreiten der Schwellenwerte für die Temperatur bzw. bei Trockenheit tritt Vegetationsruhe ein (Anonymus, 2015e).

Die Bonitur in Form des Auszählens der Schad- und Kulturpflanzen erfolgte im Feld. Dem Auszählen in absoluter Anzahl sowie des Unkrautdeckungsgrades (UDG) werden alle Schad- und Kulturpflanzen bei den Bonituren zu Grunde gelegt, die nach guter fachlicher Praxis als überlebensfähig angesehen werden können. Da sich besonders zu den ersten Bonituren im Winterraps 14 Tage nach den Voraufbau-Applikationen viele Pflanzen im Keimblattstadium befanden, konnte teilweise nur der Gattungsname, respektive der Bezeichnung als Gattungsart, bemessen werden.

3.2.1.2 Wirkungsbonituren in den Fruchtfolgekulturen nach Winterraps

In den Folgekulturen nach Winterraps (Winterweizen/Wintergerste) wurden die auflaufenden Schädelpflanzen in einer abgewandelten Terminierung detektiert.

Es wurde an jeweils drei festgelegten Zeitpunkten die Schädelpflanzensituation auf den Versuchsfeldern erfasst. Die Bonitur erfolgte, anders als bei den Wirkungsbonituren im Winterraps, zu Vegetationsende vor Winter, zu Vegetationsbeginn nach Winter sowie zur Samenreife der Ungräser/Unkräuter kurz vor der jeweiligen Ernte.

3.2.2 Datenerhebung: Resistenzanalysen der Blattproben

Im diesem Kapitel wird näher auf die Datenerhebung zur Resistenzfeststellung der relevanten Spezies Acker-Fuchsschwanz (ALOMY) sowie Echter Kamille (MATCH) bzw. Geruchloser Kamille (MATIN) eingegangen.

3.2.2.1 Probenahme

Die Probenahme der Versuchs- und Analysepflanzen unterteilte sich in zwei Analyseparameter.

Zum einen wurden Blattproben in den dafür eingemessenen Bonitur- und Probenahmeparzellen gezogen, zum anderen wurden zur Samenreife der Schadpflanzen neben Blatt- auch Samenproben für einen Biotest im Gewächshaus gesammelt. Vor Versuchsbeginn wurden bereits in der Vorfrucht auf den Flächen Blatt- und Samenproben als Referenz- und Ausgangspunkt der Resistenzsituation genommen.

Im weiteren Verlauf wurde jeweils nach den Herbizidapplikationen mindestens eine Beprobung je Standort und Kulturjahr durchgeführt. Diese erfolgte an den jeweiligen Versuchsstandorten ca. acht Wochen nach jeden letzten Herbizidapplikationen.

Eine Samenprobenahme erfolgte grundsätzlich in jeder Kultur zur Samenreife der Spezies nach natürlicher Abreife im Feld über die Jahre hinweg, sofern nach den max. zugelassenen Aufwandmengen, Schadpflanzen in den Parzellen aufzufinden waren. Ebenso konnte nur eine Blattprobenahme zur eigentlichen Samenreife der Ungräser und Unkräuter durchgeführt werden, wenn Pflanzen zu finden waren, diese aber nur unreife oder witterungsbedingt in nicht genügendem Umfang Samen für einen Biotest an sich hatten.

Tab. 14: Schema der Blatt- und Samenprobenahme am Beispiel der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog (Projektzeitraum: 2012/13 bis 2014/15) und WET = Wetterade (Projektzeitraum 2012/13 bis 2014/15) mit Blatt- und Samenprobenahme jedoch nur bis Sommer 2013/14 sowie Fehmarn 3 (Projektzeitraum 2014/15) ohne Probenahme zur Samenreife der Schadpflanzen. WR = Winterraps; WW = Winterweizen; P = Pflug; GR = Schwergrubber (tief)

Standort	2011/12			2012/13			2013/14			2014/15		
	Frucht	Blattprobe / Samenprobe	Bodenbearbeitung	Frucht	Blattprobe / Samenprobe	Bodenbearbeitung	Frucht	Blattprobe / Samenprobe	Bodenbearbeitung	Frucht	Blattprobe / Samenprobe	Bodenbearbeitung
SNK	Projektzeitraum											
Fruchtfolge	WW	X X	P	WR	X -	P	WW	X X	P	WW	X -	
WET	Projektzeitraum											
Fruchtfolge	WW	X X	GR	WR	X X	GR	WW	X -	P	WW		
FEH3											Projektzeitr.	
Fruchtfolge	-	-	-	-	-	-	-	X X	P	WR	X -	

Dabei ist zu erkennen, dass, wie im Beispiel in der Tabelle aufgeführt, am Standort SNK eine viermalige Blatt- und Samenprobenahme erfolgte. Am Standort Wetterade – ebenfalls Versuchsbeginn 2012/13 – konnten dreimal Blattproben gezogen. Am Standort Neujellingsdorf 3 (FEH3) konnten Blatt- und Samenproben vor Versuchsbeginn, jedoch nur Blattproben nach den Applikationen von Probepflanzen entnommen werden, da die Pflanzen keine ausreichende Samenreife erreichten.

Es wurde ein Probenumfang von 20 bis 30 Spezies je Herbizidvariante, (Herbizidstrategie), Standort und Jahr anvisiert. Da in allen Herbizidvarianten, sowohl im Winterraps als auch in den Folgekulturen, ausschließlich maximal zugelassene und damit keine reduzierten Aufwandmengen appliziert wurden, war es nicht immer möglich eine, wie angegeben, große Anzahl an Pflanzenspezies aufzufinden.

3.2.2.2 Pflanzenaufbereitung und Resistenzanalysen

Das Probenmaterial (Ganzpflanzen mit Blättern und Samenständen) wurde umgehend nach der Probenahme im Feld in luftdurchlässigen Crispac-Beuteln SM (360 x 800 mm) kurzzeitig gelagert.

Im Labor erfolgte zuerst eine detaillierte Bestimmung der Spezies. Anschließend wurde das Probenmaterial für 14 Stunden in handelsüblichen Umluft-Trockenschränken der Marke Memmert vorerst bei 50 °C getrocknet.

Die Trocknung des für die Analysen vorgesehenen Blattmaterials wurde bei 80 °C für 72 Stunden in einem Trockenschrank (Memmert) getrocknet. Von den Pflanzen wurde ein ca. 5 cm langes Blattfragment für weiterführende genetische Untersuchungen entnommen. Die Extraktion der DNA sowie die weiterführende Aufarbeitung und Analyse des ALS- und ACCase-Enzyms wurde anhand der Protokolle von Tan *et al.* (2007), Yu *et al.* (2007) sowie Han *et al.* (2015) durchgeführt.

Die molekulargenetische Analyse einer Wirkort-Resistenz gegenüber den ALS- und ACCase-Inhibitoren erfolgte in drei Schritten: DNA-Extraktion aus getrocknetem Blattmaterial, der PCR zur Amplifikation von Fragmenten der Acetolactat-Synthase (ALS oder AHAS) von ALOMY, MATSS, PAPRH und LOLPE sowie des ACCase-Enzyms von ALOMY und LOLPE zuzüglich der SNP-Analyse von drei Positionen des ALS-Enzyms sowie von fünf Codonpositionen des ACCase-Enzyms mittels Pyrosequenzierung. Es wurden bei der Resistenzanalyse die potentiellen Mutationsstellen Pro197, Asp376 und Trp574 im ALS-Enzym sowie die Positionen Ile1781, Trp2027, Ile2041, Asp2078 und Gly2096 des ACCase-Enzyms untersucht.

Die zu analysierenden Blattproben (Blätter) wurden von allen zu untersuchenden Pflanzenspezies (ALOMY, MATCH, MATIN) per Hand von den Stengeln abgetrennt und

jeweils am Blattgrund auf weiße DIN A4-Blätter aufgeklebt und anschließend zur Analyse übersandt. Die Resistenzanalysen wurden in Zusammenarbeit mit dem Unternehmen Identixx GmbH aus Stuttgart durchgeführt. Methodische Aufarbeitung und Bestimmung der Resistenz erfolgte nach den Methodiken von Marshall *et al.* (2013) und Wagner & Belz (2014). Es wurden zur Diagnose etwaiger der ACCase TSR die Positionen Ile1781, Trp2027, Ile2041, Asp2078 und Gly2096 analysiert. Zusätzlich wurden eine etwaig vorliegende ALS TSR durch die Analyse der Positionen Pro197Ser sowie Trp574 festgestellt.

3.2.3 Datenerhebung und Resistenzanalyse der Samenproben

Wie bereits beschrieben wurden neben Blattproben auch die Samen von den resistenzgefährdeten Spezies (ALOMY, MATCH, MATIN) untersucht. Die Analyse der Samen fand in Biotests im Gewächshaus statt. Die Entnahme der Samen der jeweiligen Spezies erfolgte kurz vor der Ernte der Ackerkulturen (siehe oben).

Es wurde von jeder Herbizidvariante eine Gesamtsamenprobe in Form einer Mischprobe angelegt. Die „geernteten“ Samen wurden homogenisiert, gemischt und schädliche Kleinteile, wie abstehende Spelzen, Blütenblätter oder Restbestandteile von Stengel oder Blütenstand durch einen Arbeitsgang, nach jeweiliger Samengröße im Probenreiniger (Modell SLN) des Anlagenherstellers Zuther entfernt.

Die Biotests wurden in verschiedenen Gewächshäusern durchgeführt. Der dabei eingehaltene Standard wurde in allen Versuchen zur Ermittlung des Resistenzgrades der aus den Samen auswachsenden Pflanzen konstant gehalten. Alle Versuche liefen nach dem gleichen Versuchsmuster ab.

Verwendet wurden zum Anziehen der Samen/Pflanzen „Göttinger Pflanztöpfe“ mit der Größe 9x9x9,5 cm (Inhalt 0,5 l¹). In jedem Pflanztopf wurden zehn Pflanzen aus Samen angezogen. Es gab für jede Herbizidvariante und jede Population eine dreimalige Wiederholung. Für die Herbizidbiotests wurde eine randomisierte Topfstellung der Pflanztöpfe auf den QuickPot-Platten (51,5x33,5 cm) gewählt.

Die Aussaat der Samen erfolgte unter normalen Raumtemperaturen (20 °C bis 21 °C). Direkt nach der Aussaat wurden die Pflanztöpfe für 48 Stunden in einen kühlen Klimaraum (5 °C) verbracht. Nach dieser Zeit wurden sie zum Auflaufen, Pikieren und weitere Anzucht der Pflanzen in die Gewächshäuser umgesetzt. Die klimatischen Bedingungen in den Klimakammern (Gewächshaus) wurden konstant bei 18 °C bis 20 °C und einer rel. Luftfeuchtigkeit von etwa 65 bis 70 % gehalten. Die tägliche Photoperiode (hell/dunkel) lag bei 14h/10h mit konstanter optischer Strahlung von 11.000 Lux. Um eine reelle Nachbildung von Feldbedingungen im Gewächshaus zu erhalten, wurde bei dem Wuchsmedium auf einen typischen Ackerboden (Parabraunerde) mit Ackerzahlen zwischen 45 und 60 zurückgegriffen. Die Bodenart ist mit sandigem Lehm (sL) bis tonigem Lehm (tL) angegeben.

Der entnommene Boden entstammt der ca. 30 cm mächtigen Krume. Der Boden wurde homogenisiert und vor Versuchsbeginn bei 85–87 °C gedämpft (Fa. Harter Elektrotechnik: Sterilo 7/K; Schenkenzell, Deutschland). Gegossen wurde mit normalem Leitungswasser (ohne Düngungszusatz) nach Bedarf. Die Biotests wurden sowohl bei den Acker-Fuchsschwanzpflanzen als auch bei *Matricaria*-Arten zum einen im Voraufbau und zum anderen im Nachaufbau bei Erreichen von BBCH 12/13 (Zwei-/Dreiblattstadium) durchgeführt. Bei allen Biotests wurden bekannte sensitive Biotypen von der BASF SE (Abt. Technisches Management Europa) als standardisierte Referenz mituntersucht. Insgesamt wurden die Biotypen durch die Applikation der in Tab. 15 aufgeführten Herbizide jeweils in einer vierfach abgestuften Dosierung zur Resistenzidentifikation getestet.

Tab. 15: Darstellung der im Vor- und Nachaufbau getesteten Herbizide mit enthaltenen Wirkstoffen bei den Biotests zur Analyse der Resistenzklassifikation der zu untersuchenden Biotypen

Prüf- glied	Voraufbau (BBCH 00–09)				Nachaufbau (BBCH 12/13)						
	1	2	3	4	1	2	3	4	5	6	7
Herbizid	Stomp® SC	Boxer®	Cadou® SC	Butisan®	Focus® Ultra + Dash® E.C.	Aramo® + Dash® E.C.	Atlantis® WG* + Mero®	Axial® 50 + Adigor®	Capri® + Adjuvant	Pulsar® + Dash® E.C.	Areion®
Wirkstoff	Pendimethalin	Prosulfocarb	Flufenacet	Metazachlor	Cycloxydim	Tepraloxymid	Meso- & Iodosulfuron	Pinoxaden	Pyroxulam	Imazamox	Isoproturon
AWM	10,0 /	5,0 /	0,5 /	1,5 /	(2,0 /	(2,0 /	(1,0 /	(2,4 /	(0,5 /	(0,58 /	
I, kg	5,0 /	2,5 /	0,25 /	0,75 /	1,0 /	1,0 /	0,5 /	1,2 /	0,25 /	0,29 /	3,0 /
ha⁻¹	2,5 /	1,25 /	0,13 /	0,38 /	0,25)	0,25)	0,13)	0,6 /	0,13 /	0,15 /	1,5 /
	1,25	0,63	0,06	0,19	+ 1,0	+ 1,0	+ 1,0	0,3)	0,06)	0,07)	0,75 /
											0,375
AWM	4000 /	4000 /	250 /	750 /	200 /	100 /	36 /	120 /	37,5 /	70 /	1500 /
g a.i.	2000 /	2000 /	126 /	375 /	100 /	50 /	18 /	60 /	18,75 /	35 /	750 /
ha⁻¹	1000 /	1000 /	62,5 /	187,5 /	50 /	25 /	9 /	30 /	9,4 /	17,5 /	375 /
	500	500	31,25	93,75	25	12,5	4,5	15	4,7	8,75	187,5

Die Applikation der Herbizide erfolgte mit einer Labor-Applikationseinrichtung (SprayLab, Firma Schachtner Fahrzeug und Gerätetechnik). Die Wasseraufwandmenge betrug 200 l ha⁻¹ bei einem Druck von 2,10 bis 2,20 Bar und einer Geschwindigkeit von 4,1 bis 4,2

km h⁻¹. Als Düse kam eine TeeJet TP8002EVS Flachstrahldüse der Firma TeeJet zum Einsatz.

Die Wirkung der Herbizide wurden in den Biotests nach dem Standard der HRAC (HRAC 2015c) sowie nach der EPPO-Richtlinie PP1/213(3) bonitiert und durchgeführt. Dabei wurde unter anderem die Resistenzklassifizierung von Moss *et al.* (1999) verwandt und findet im folgenden Kapitel zu Ergebnissen der Resistenzanalysen seine Anwendung.

Tab. 16: Resistenzklassen verändert nach Moss *et al.* (1999). Unterteilung in vier einzelne Klassen mit der Einteilung: S = sensitiven Biotyp, R? = Biotyp mit erster verringerter Herbizidmetabolisierung, RR = partiell resistenter Biotyp sowie RRR = vollständig resistenter Biotyp

Resistenzklasse	Erklärung	Wahrscheinlichkeit der Resistenz (%)
RRR	Resistenz des Biotyps bestätigt; <u>sehr wahrscheinliche</u> Verringerung der Herbizidleistung	0–36
RR	Resistenz des Biotyps bestätigt; <u>wahrscheinliche</u> Verringerung der Herbizidleistung	36–72
R?	Erste Anzeichen einer Herbizidresistenz beim Biotyp; vermutlich verringerte Herbizidleistung	72–81
S	Bekämpfbarer oder sensitiver Biotyp	>81

3.2.4 Daten aus den entnommenen Ackerbodenproben

Ferner wurden von acht Standorten aus den Projektzeiträumen 2012/13 (SNK, OST, ELS1, FEH1, und WET) sowie 2013/14 (ELS2, FEH2, und NHH2) Bodenproben gezogen, um das Schadpflanzenausmaß in den Bodenschichten zu bestimmen.

Weiter wurden von speziellen und bereits für eine etwaige potentielle Resistenz bekannten Schadpflanzen (ALOMY, MATCH und MATIN) Blattproben entnommen, um diese auf ihren Resistenzgrad zu untersuchen.

3.2.4.1 Anzahl und Umfang der Bodenproben

Wie bereits angeführt, handelte es sich dabei um eine Auswahl von acht der insgesamt 11 Standorte. Dabei wurden die Bodenproben von den fünf Standorten des ersten Versuchsjahres (Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1, Fehmarn 1 und Wetterade) sowie von den drei Standorten des zweiten Projektjahres (Elskop 2, Fehmarn 2 und Neuhamhorst 2) gezogen.

Die Bodenproben wurden von allen acht Standorten jeweils im Frühjahr in der Kultur Winterraps kurz nach dem Vegetationsbeginn und somit auch nach den Herbizidapplikationen im Herbst, entnommen.

Es erfolgte an den fünf Standorten des ersten Projektjahres im Frühjahr 2013 sowie an drei hinzugefügten Standorten des zweiten Projektjahres im Frühjahr 2014 die Beprobung. Dabei wurde sich an die Angaben von Thompsen *et al.* (1997) gehalten, die den optimalen Zeitpunkt zur Entnahme von Boden und der damit verbundenen Bestimmung des Bodensamenpotenzials auf den ausklingenden Winter terminieren.

Je Herbizidvariante wurden vier Bodenproben gezogen. Diese wurden nicht direkt in den Bonitur- und Probeparzellen gezogen, sondern nahe bei den Bonitur-/Probenahmeparzellen in einem Quadrat von 33x33 cm (abgemessen mit einem Göttinger Zähl- und Schätzrahmen), um das Ergebnis der Wirkungsbonituren im Feld zu beeinflussen.

Die Beprobung erfolgte nach Böhm (2005). An jeden Standort und von jeder Herbizidvariante wurden vier mal zwei Liter Bodenvolumen aus unterschiedlichen Bodentiefen entnommen.

Beprobt wurde bis in eine Tiefe von 30 cm in drei Tiefenstufen: Bodenschicht 0–5 cm, 5–10 cm und 10–30 cm. Die Bodenschicht 0–5 cm wurde mittels einer Gardena® Pflanzschaufel (klein, 60 mm) jeweils bis auf zwei Liter Bodenvolumen aus beschriebener Oberfläche innerhalb des Rahmens zusammengefügt. Die anderen Bodentiefen wurden jeweils mit Hilfe eines Bohrstockes, ähnlich Pürckhauer, (Ø 8 cm) getrennt nach den Bodenschichten 5–10 cm und 10–30 cm entnommen.

Das gesamte Bodenmaterial wurde pro Teilfläche (Herbizidvariante in den unterschiedlichen Bodentiefen je Herbizidvariante zu einer Mischprobe vereint.

3.2.4.2 Verarbeitung und Auslage der Bodenproben

Die den Bodenschichten und Herbizidvarianten entsprechenden Bodenmengen wurden einzeln in PE-Beutel überführt und nach dem Transport bei 4 °C gelagert. So wurde zum einen einer etwaigen Veränderung durch Mikroorganismen vorgebeugt und zum anderen wurde für evtl. vorhandene Schädelpflanzensamen in den Bodenproben ein nötiger Kältereiz gesetzt.

Spätestens zwei Tage nach der Probenahme und einer weiteren Auswahl eines abermals homogenisierten Aliquots von zwei aus acht Litern Bodenvolumen je Herbizidvariante und Bodentiefe ausgelegt. Dabei wurde nach einem beschriebenen Verfahren des Julius-Kühn-Institutes (Nordmeyer & Behme *et al.*, 2015) vorgegangen. Anstatt der empfohlenen PVC-Schalen für Fotolaborbedarf wurde aus arbeitswirtschaftlichen Gründen von der Labor- und Versuchsempfehlung abgewichen und handelsübliche ungelochte Pikierschalen mit den Maßen 50x32x6 cm verwendet.

Zuerst wurden die Bodenproben in einer separaten Schale zerkleinert. Anschließend wurde in die Pikierschalen, die im Weiteren als Pflanzschalen bezeichnet werden, Einheitserde Classic (Profi Substrat, Patzer GmbH & Co. KG, Sinntal-Jossa) mit einem Volumen von einem Liter gleichmäßig mit angedrückter Form bis zu einer Höhe von 1,5 cm, verteilt. Es folgte eine Anfeuchtung der Einheitserde mit Leitungswasser von 400 ml je Pflanzschale. Auf die Einheitserde wurde zugeschnittene Porenfolienstücke in Pflanzschalengröße zur Trennung von Einheitserde und aufgelegter Bodenprobe (Porenfolie 2+, Größe: 30x36 cm) aufgelegt. Im Anschluss wurden die jeweiligen Bodenproben zeitnah auf den Folien ausgelegt.

Abhängig von der Feuchte der Bodenproben wurden die Proben direkt nach dem Auslegen abermals von oben angefeuchtet, so dass optimale Auflaufbedingungen für die, in den Bodenproben enthaltenen Schadpflanzen, erzeugt wurden.

Im weiteren Verlauf und den Phasen der Auflaufbonituren erfolgte ein Wenden und Mischen der Bodenproben von Hand. Nach der Beerntung der Spezies (mit unterirdischen Pflanzenteilen) jedoch ohne anhängende Erde wurden die Bodenproben für drei Tage trocknen gelassen bevor eine Bodenwendung/-mischung durchgeführt wurde.

3.2.4.3 Aufstellen der Bodenproben

Die Photoperiode wurde in Abhängig der Jahreszeiten (kein zusätzliches Licht in Frühjahr/Sommer; jedoch künstliches Licht in den Herbst- und Wintermonaten von täglich 9 Stunden (hell/dunkel). Die angestrebte Kabinentemperatur betrug konstant 15–18 °C. Das Befeuchten und/oder gießen der Bodenproben erfolgte nach Bedarf.

3.2.4.4 Auflaufbonituren

Die Auflaufbonituren erfolgten in einem Intervall alle sieben bis acht Wochen. Dabei richtete sich der Zeitraum nach dem Auflaufverhalten. Die auflaufenden und zu detektierenden Spezies wurden nach Behrendt & Klaaßen (1979), Eggebrecht (1964), Hanf (1982) sowie Klaaßen und Freitag (2002) bestimmt und aufgenommen.

Ferner wurden die bonitierten Spezies aufsummiert und mittels Excel 2010 weiter bearbeitet. Einer jeden Auflaufbonitur folgte ein erneutes Bodenwenden/-mischen.

3.2.4.5 Dauer der Versuchsanlage

Die Dauer der Versuchsanlage der jeweiligen Bodenproben hing vom Auflaufen der Spezies ab. Die Bodenproben wurden solange untersucht bis nach einem zweiten Wenden/Mischen, keine weiteren Schadpflanzen mehr aufliefen.

In der folgenden Tab. 17 sind die entsprechenden Versuchszeiten der an den Standorten entnommenen Bodenproben aufgeführt. Es ist zu erkennen, dass verschieden lange Auflauf- und damit Boniturzeiträume vorlagen.

Tab. 17: Versuchszeiträume und Auflaufzeitraum des Bodensamenvorrats der Standorte (SNK = Sönke-Nissen-Koog; OST = Osterhof; ELS1–2 = Elskop 1 und 2; FEH1–2 = Fehmarn 1 und 2; WET = Wetterade sowie NHH2 = Neuharmhorst 2)

Versuchsdauer / Standort	März 2013 bis Dez. 2014	März 2013 bis Sept. 2015	März 2014 bis April 2015	März 2014 bis Sept. 2015
SNK	X			
OST		X		
ELS1		X		
FEH1	X			
WET	X			
ELS2				X
FEH2				X
NHH2			X	

3.2.5 Versuch zur Resistenzvermeidung bei ALOMY-Biotypen (Klimakammer)

Um die Wirkungsgrade von DIM- und FOP-Wirkstoffen unter verschiedenen Temperaturregimen festzustellen, wurde im weiteren Verlauf des Gesamtforschungsvorhabens und ersten Erkenntnissen zur Resistenzentwicklung nach dem Einsatz imidazolinonhaltiger Herbizide ein Klimakammerversuch angelegt.

Im Fokus stand die Bekämpfung von Ungräsern und Ausfallgetreide in dikotylen Kulturen. Es wurde die phytotoxische Wirkung der graminiziden Wirkstoffe (Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop) auf drei unterschiedlich resistente ALOMY-Biotypen, BROST und TRIAE untersucht.

Der Versuch wurde nach EPPO-Richtlinie PP 1/135 (Anonymus, 2014c) und 1/152(4) (Anonymus, 2012) durchgeführt.

Die daraus gewonnen Erkenntnisse sollten eine Einschätzung oder nähere Eingrenzung der in den Feldversuchen gewonnenen Daten geben und evtl. Möglichkeiten aufzeigen, wie bereits resistente Populationen mit einer nachgewiesenen Resistenz bestmöglich optimal werden können.

3.2.5.1 Versuchsanlage und Saatgut der Biotypen

Bei den verwendeten Biotypen des Versuches handelte es sich um Biotypen verschiedener Herkünfte. Es handelte sich bei den drei verwendeten ALOMY-Biotypen um Acker-Fuchsschwanz-Biotypen mit verschiedenen Resistenzen gegen Wirkstoffe aus der Gruppe der ACCase-Hemmer.

Der verwendete sensitive Standard (Biotyp BT 14/0116) stammt aus Polen. Der Biotyp (12/0237) ist metabolisch FOP resistent und im Weiteren als ALOMY FOP resistent gekennzeichnet. Es konnten keine Mutationen im Genomabschnitt der ACCase detektiert werden. Beim Biotest auf Resistenzen konnte jedoch ein Wirkungsverlust der Wirkstoffe Pinoxaden und Florasulam diagnostiziert werden. Die Herkunft des DIM/FOP resistenten Biotypen BT 12/0274 (ALOMY DIM/FOP resistent) liegt dagegen in England. Die Resistenz wird durch die TSR-Mutation an der Position 1781 im ACCase-Enzym mit einer Frequenz von 79 % hervorgerufen. Des Weiteren liegen bei diesem Biotyp Mutationen an den Genpositionen 2078 (21 %) und 2096 (21 %) vor. Dieser Biotyp weist eine stetige Resistenz gegen die Wirkstoffe: Cycloxydim, Tepraloxydim, Pinoxaden und Florasulam auf. Als sensitiver Standard gegenüber ACCase-Hemmern wurde der sensitive Biotyp BT 14/0116 (ALOMY sensitiv) verwendet. Beim Screening auf Resistenzen konnten keine Resistenzen gegen die Wirkstoffe Cycloxydim, Tepraloxydim, Pinoxaden oder Florasulam festgestellt werden. Des Weiteren weist dieser Biotyp keine bekannten Mutationen im Genom der ACCase auf.

In Tab. 18 sind die Mutationen der einzelnen verwendeten Biotypen dargestellt. Weiter sind in Tab. 19 auf der nächsten Seite sind die einzelnen Resistenzgrade der drei Biotypen gegenüber verschiedenen Wirkstoffen, die unter anderem häufig zur Bekämpfung von Acker-Fuchsschwanz ihre Anwendung fanden, aufgezeigt.

Tab. 18: Mutationsfrequenz an den entsprechenden Positionen 1781, 2027, 2041, 2078 und 2096 im ACCase-Enzym der verwendeten ALOMY-Biotypen

Biotyp	Positionen mit Frequenz der Mutation (%)				
	1781	2027	2041	2078	2096
BT 12/0237	0	0	0	0	0
BT 12/0274	79	0	0	21	21
BT 14/0116	0	0	0	0	0

Tab. 19: Resistenzgrad der Biotypen bei verschiedenen herbiziden Wirkstoffe. Dabei gelten die Resistenzklassen verändert nach Moss *et al.* (1999) (S = sensitiver Biotyp, R = Biotyp mit erster verringerter Herbizidmetabolisierung, RR = partiell resistenter Biotyp sowie RRR = vollständig resistenter Biotyp)

Biotyp	Ermittlung des Resistenzgrades (Klassifikation nach Moss <i>et al.</i> , 1999)			
	Focus® Ultra (Cycloxydim)	Aramo® (Tepraloxymid)	Axial® 50 (Pinoxaden)	Capri® (Florasulam)
BT 12/0237	S	S	RR	RRR
BT 12/0274	RRR	RR	RRR	RRR
BT 14/0116	S	S	S	S

Um das im Herbst auflaufende und zu bekämpfende Ausfallgetreide zu simulieren, wurde Weizen (*Triticum aestivum* (TRIAE)) der Sorte Tobak ausgesät. Die Samen der Tauben Tresse (*Bromus sterilis* (BROST)) stammen von einem Ackerschlag aus der Gemeinde Nettelsee (Schleswig-Holstein), bei der keine Resistenzen an bekannten Genpositionen bei *B. sterilis* festgestellt werden konnten und damit repräsentativ als sensitiver Biotyp von BROST gelten kann. Getestet wurden sowohl Vorauf- als auch Nachauf- Applikationen nach den Angaben in Tab. 20 auf der folgenden Seite.

3.2.5.2 Etablierung des Pflanzenbestandes

Als Anzuchtsubstrat wurde gedämpfter Ackerboden verwendet. Der entnommene Boden entstammt der ca. 30 cm mächtigen Krume. Der Boden wurde homogenisiert und vor Versuchsbeginn bei 85–87 °C gedämpft (Fa. Harter Elektrotechnik: Sterilo 7/K; Schenkzelle, Deutschland). Es wurden circa 15–20 Samen pro Topf der Sorte Tobak mit ausgesät, um eine gewährleisteteste Zahl von mindestens 10 Pflanzen pro Topf zu erzielen. Die Aussaatiefe betrug bei TRIAE 20 mm. BROST und ALOMY wurden nur flach in die Erde eingearbeitet 0–0,5 mm, um ihnen einen Lichtreiz zu gewähren.

Die *A. myosuroides* Varianten wurden nach der Aussaat einem dreitägigen Kältereiz bei 5 °C ausgesetzt, um die Keimung zu fördern. Anschließend wurden alle Varianten bei 20 °C zum Auflaufen gebracht. Nach dem Auflaufen wurden die Töpfe bis auf zehn Pflanzen pro Topf auspikiert. Verwendet wurden zum Anziehen der Samen/Pflanzen QuickPot Baumschulplatten mit der Größe 38x38x78 mm mit entsprechender Unterschale einer handelsüblichen ungelochten glatten Pikierkiste. Die Aussaat der Samen erfolgte unter normalen Raumtemperaturen (20 °C bis 21 °C). Direkt nach der Aussaat wurden die Pflanztöpfe für 48 Stunden in einen Klimaraum (5 °C) verbracht. Im Anschluss wurden die Anzuchtplatten in eine Klimakammer mit 18 °C verbracht und bis zum Spitzen des ersten

Blattes dort gelagert. Gegossen wurde nach Bedarf. Es herrschte ein Lichtregime von 12h/12h (hell/dunkel). Die Luftfeuchtigkeit wurde konstant bei 70 bis 75 % gehalten. Anschließend wurden die aufgelaufenen Spezies in „Göttinger Pflanztöpfe“ mit der Größe 9x9x9,5 cm (Inhalt 0,5 l) pikiert.

In jedem Pflanztopf fanden zehn Pflanzen gleichmäßig Platz. Für jede Herbizidvariante, jede Speziesart sowie jedes Temperaturregime lag eine viermalige Wiederholung vor. Die Göttinger Pflanztöpfe wurden samt Pflanzen in einer randomisierten Anlage auf den QuickPot-Platten (51,5x33,5 cm) aufgestellt.

3.2.5.3 Herbizidvarianten

Die im Versuch verwendeten Graminizide stellen zugelassene Anwendungen in verschiedenen dikotylen Ackerkulturen (v.a. Winterraps und Zuckerrüben) zur Bekämpfung von Ungräsern dar. Die Wirkung der Graminizide richtet sich vordergründig gegen die Bekämpfung des Acker-Fuchsschwanzes. Jedoch können auch andere Ungräser durch die Präparate bekämpft werden.

In der folgenden Tab. 20 werden die verwendeten Aufwandmengen der Graminizide dargestellt.

Tab. 20: Verwendete Graminizide mit Wirkstoffen und Additiven, die vom Hersteller empfohlen werden; entsprechende Wirkstoffangaben mit applizierter Aktivsubstanz und Aufwandmengenstaffelung

Graminizid	Wirkstoff	Wirkstoffmenge (g l ⁻¹)	Empfohlene AWM (l ha ⁻¹)	Verwendete AWM (l ha ⁻¹)
Select 240 EC[®] + Para Sommer*	Clethodim + Para Sommer*	240	0,5–1	0,5; 1 0,5; 1
Focus[®] Ultra + Dash[®] E.C.*	Cycloxydim + Dash [®] E.C.*	100	0,75–2,5 0,75–2,5	2,5; 1,25 2,5; 1,25
Agil[®] S	Propaquizafop	100	1	0,5; 1

*Angaben sind als Zusatz und damit ohne nähere Benennung der einzelnen Bestandteile der Additive

3.2.5.4 Wachstumsbedingungen nach den Applikationen

Es wurde untersucht, wie diese unter verschiedenen Temperaturen und unterschiedlichen BBCH-Stadien auf die unterschiedlichen Graminizide reagieren.

Im Versuch gab es vier unterschiedliche Temperaturregime: 5 °C, 10 °C, 15 °C und 20 °C.

Der Versuch wurde auf vier unterschiedliche Klimakammern gleicher Bauart aufgeteilt, in denen das Temperaturregime konstant gehalten werden konnten.

Alle weiteren Bedingungen außer der Temperatur waren in den Klimakammern identisch (*ceteris paribus*).

Die Photoperiode (hell/dunkel) wurde bei 12h/12h mit einer konstanten optischen Strahlung von 11.000 Lux gehalten: Die relative Luftfeuchte schwankte zwischen 65 bis 70 %. Gegossen wurde temperaturbedingt je nach Bedarf, da der Wasserverbrauch zwischen den Varianten sehr stark variierte.

Für jedes Temperaturregime gab es jeweils eine Variante mit maximal zugelassener Aufwandmenge (100 %) sowie eine Variante mit halber zugelassener Aufwandmenge (50 %).

Die Graminizidapplikation erfolgte dabei zu zwei unterschiedlichen Entwicklungsstadien, um eventuelle Unterschiede des Wirkungsgrades darstellen zu können. Die erste Applikation wurde 26 Tage nach der Aussaat im BBCH 12/13 (Zweiblattstadium) durchgeführt, die zweite Applikation 43 Tage nach der Aussaat, als die Pflanzen bereits das Bestockungsstadium (BBCH >20) erreicht hatten.

Es gab pro Applikationstermin 28 Pflanztablets mit jeweils 15 Pflanztöpfen, auf denen je drei Töpfe jeder Pflanzenart randomisiert arrangiert wurden. Anschließend erfolgte die Herbizidapplikation jeweils Einzeltopfweise in ebenfalls randomisierter Aufstellung.

3.3 Statistische Auswertungen

Da es sich bei den Auswertungen der einzelnen Versuchsteile um differenzierte Versuchselemente handelte, wurden verschiedene statistische Modelle/Verrechnungen angewandt.

Die Rohdaten der Versuchsteile wurden zunächst mit dem Tabellenkalkulationsprogramm Microsoft Office Excel (2013) aufgearbeitet. Die Datenverarbeitung der statistischen Auswertungen erfolgte mit der Statistik-Software R (R Core Team, 2015). Zu jedem anteiligen Versuch wurden separat statistische Auswertungen vorgenommen. Die statistischen Auswertungen entstanden in Zusammenarbeit mit dem Lehrfach Variationsstatistik der Agrar- und Ernährungswissenschaftlichen Fakultät der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel.

3.3.1 Feldversuche

In den Feldversuchen standen zwei Teilbereiche schwerpunktmäßig im Vordergrund. Zum einen wurden die Wirkungen der einzelnen applizierten Herbizide nach den bereits beschriebenen Intervallen bonitiert. Dabei wurden vordergründig die einzelnen

Individuenzahlen von ALOMY und MATSS charakterisiert, um die Resistenzanalysen prozentual einschätzen zu können. Zum anderen wurden gleichzeitig elementare Ausfall- bzw. Altrapsdaten erhoben, die im Winterraps durch eine Imazamoxapplikation sowie den Folgekulturen durch gezielten Herbizideinsatz sichtbar wurden.

3.3.1.1 Wirkungsbonituren

Wie bereits beschrieben, wurden die Daten der Wirkungsbonituren lediglich zur Einordnung der Beweislast der für die Resistenzanalysen wichtigen beiden mono- und dikotylen und Unkräuter-Arten (ALOMY und MATSS) bonitiert, um Rückschlüsse auf die wirklich vorzufindenden einzelnen Spezies im Versuch zu geben. Die jeweilig gezeigten Daten der Wirkungsbonituren, die im Wesentlichen über die Versuchsjahre den jeweiligen Produktempfehlungen und Wirksamkeitsbeschreibungen entsprachen, wurden nicht zusätzlich ausgewertet. Die erhobenen Daten der Wirkungsbonituren entsprachen den Produktinformationen über die Wirksamkeit gegenüber den zu detektierenden und zu bekämpfenden Schadpflanzen. Es unterbleibt hierbei eine statistische Auswertung aufgrund der Eindeutigkeit der Daten (Mittelwerte), die über die verschiedenen Jahre gewährleistet waren.

3.3.1.2 Wirkungsbonituren von Ausfall- bzw. Altraps in der Fruchtfolge

Die einzelnen vorkommenden Ausfall- bzw. Altrapszahlen wurden in einem generalisierten gemischten Modell mit Poisson-Verteilung statistisch verrechnet (Schall, 1991; Breslow & Clayton, 1993). Die Daten sind aufgrund der zwei Jahre korreliert (siehe Anhang). Es wurde eine Wechselwirkung als feste Einflussgröße zu dem jeweiligen Jahr nach Winterraps sowie den Herbizid-/Winterrapsvarianten festgestellt. Der Standort sowie die jeweilige Herbizid-/Winterrapsvariante (Fahrgasse) am entsprechenden Standort wurde als zufällige Einflussgröße (random factor) angenommen. Die multiplen Kontrasttests wurden nach Bretz *et al.* (2011) sowie Schaarschmidt & Vaas (2009) durchgeführt, damit die Varianten untereinander verglichen werden konnten.

3.3.2 Resistenzanalysen

Anhand des Umfangs der Blattproben der ALOMY- und MATSS-Pflanzen, von den in Kap. 3.3.1 (Seite 27) beschriebenen Standorten, wurden verschiedene statistische Methoden angewandt. Aufgrund der Standort- und Witterungsgegebenheiten sowie den vollen Aufwandmengen der Herbizidapplikationen konnte ein erheblicher Umfang an ALOMY-Blattproben gesammelt und ausgewertet werden. Zunächst wurde ein geeignetes Modell

ausgewählt. Da es sich bei den Werten, ausschließlich um Prozentwerte handelte, wurde ein gemischtes Modell nach Laird & Ware (1982) sowie Verbeke & Molenberghs (2000) verwendet.

Es wurde angenommen, dass die Daten approximativ normalverteilt und, sofern möglich, varianzheterogen sind bezüglich der Level von Gruppe und Variante. Die der statistischen Robustheit dienende Annahme der Varianzheterogenität konnte leider aus rechentechnischen Gründen bei den Mutationsfrequenzen an Position 197 in der ALS nicht unterstellt werden. Die beschriebenen Modellannahmen basierten auf einer grafischen Residuenanalyse (siehe Anhang). Das statistische Modell beinhaltete Gruppen sowie die einzelnen Herbizidvarianten, deren Wechselwirkungen als feste Faktoren. Der Standort wurde als Random factor (zufällige Einflussgröße) angenommen. Er bildete sich aus der jeweiligen Herbizidvariante (Fahrgasse = Interaktion aus der Herbizidvariante und dem jeweiligen Standort). Des Weiteren wurde ein Pseudo- R^2 nach Johnson (2014) sowie Nakagawa & Schielzeth (2013) benutzt.

Basierend auf diesem Modell wurde eine ANOVA durchgeführt. Weiter wurden multiple Kontrasttests nach Bretz *et al.* (2011) sowie Schaarschmidt & Vaas (2009) durchgeführt, um die einzelnen Herbizidvarianten über die Versuchsjahre (Fruchtfolgen) miteinander vergleichen zu können.

Die entsprechenden Daten der detektierbaren Kamille-Populationen der Standorte OST, ELS1 und WET sind aufgrund der geringen Datenlage lediglich deskriptiv in Kap. 4.3.2 dargestellt. Die Daten sind binomialverteilt. Es unterbleibt jedoch eine statistische Auswertung aufgrund ihrer Eindeutigkeit.

3.3.3 Samenpotenzial aus Bodenproben

Die Daten der Gesamtaufaufraten der einzelnen Bodenschichten von den Standorten SNK; OST; ELS1, 2; FEH1, 2; WET und NHH2 wurden statistisch verglichen.

Es wurde hierzu ein generalisiertes Modell mit poissonverteilten Daten angewendet (Dobson, 1990). Es wurden als Einflussgrößen mit potentiellen Wechselwirkungen die einzelnen Varianten sowie die entsprechenden Bodenschichten angenommen. Die multiplen Kontrasttests wurden nach Bretz *et al.* (2011) und Schaarschmidt & Vaas (2009) durchgeführt, damit die Varianten untereinander innerhalb einer Bodenschicht miteinander verglichen werden konnten.

3.3.4 Versuch zur Resistenzvermeidung

Für die statistische Analyse der Daten wurde ein geeignetes Modell basierend auf den „generalized least squares“ (Carroll & Ruppert, 1988) erstellt.

Es wurde angenommen, dass die Daten approximativ normalverteilt und varianzheterogen sind in Bezug auf die Temperaturen und Herbizide. Diese Annahmen basieren auf einer grafischen Residuenanalyse.

Das statistische Modell enthält die Einflussgrößen Herbizid (Kontrolle, Focus[®] Ultra + Dash[®] E.C., Select 240 EC[®] + Para Sommer und Agil[®] S); Dosierungen (50 % und 100 %), Temperaturen (5 °C, 10 °C, 15 °C, und 20 °C); Spezies (ALOMY sensitiv, ALOMY FOP resistant, ALOMY DIM/FOP resistant, BROST, TRIAE); Wachstumsstadien (BBCH 12/13 und BBCH >20); sowie die zwei-, drei-, vier-, und fünffachen Wechselwirkungen zwischen den Einflussgrößen.

Basierend auf diesem Modell wurde eine mehrfaktorielle Varianzanalyse (ANOVA) durchgeführt, um signifikante Einflussgrößen auf die Boniturgröße Gewicht (g) in Form der Trockenmasseerträge heraus zu stellen. Im Anschluss wurden multiplen Kontrasttests nach Bretz *et al.* (2011) gerechnet. Hierzu wurden die Mittelwerte der Trockenmasseerträge der unbehandelten Kontrolle mit den Mittelwerten der unterschiedlichen Herbizidvarianten und den jeweilig unterschiedlichen Temperaturregimen verglichen. Alle statistischen Auswertungen dienenden Daten können dem Anhang entnommen werden.

4 Ergebnisse

In diesem Kapitel werden die Ergebnisse der bearbeiteten folgenden Themenschwerpunkte dargestellt:

- Jahresspezifische Witterungen 2012–2015
- Wirkungsbonituren 2012–2015 im Winterraps
- Resistenzanalysen Feldproben
- Aufläufe aus dem Bodensamenpotenzial und Resistenzanalysen
- Klimakammerversuch zur Resistenzvermeidung

4.1 Witterung Feldversuche (2012–2015)

Insgesamt herrschten über die Versuchsjahre 2012 bis 2015 verschiedene Witterungskonstellationen in der Zeit der Herbizidapplikationen vor. Im Winterraps waren dies die Monate August bis Dezember und im Wintergetreide zusätzlich die Monate Februar bis April.

Da sich der Hauptteil der Wirkungsbonituren nach den Herbizidapplikationen im Winterraps richtete, werden im Folgenden nur die Monate August bis Dezember grafisch dargestellt. Die Gesamtjahresübersicht (Beginn Januar 2012 bis Ende Juli 2015) mit den Daten des Monatsmittels (Temperatur) sowie Monatssumme (Niederschlag) der einzelnen Standorte sind im Anhang aufgeführt.

Um die Hauptwitterung der Herbstmonate an den Standorten näher eingrenzen zu können, wurden aus den Tagesmittelwerten die Monatsmittelwerte gebildet. Diese werden wiederum in die Naturräume Schleswig-Holsteins, zum einen die Westküstenstandorte und zum anderen die Standorte im östlichen Hügelland sowie Fehmarn, entsprechend aufgeteilt.

In den Abb. 10 und 11 auf Seite 58 werden die Witterungsparameter Lufttemperatur sowie die Niederschlagsmenge der drei Jahre wiedergegeben.

Kennzeichnend war vor allem die Witterung im Winter 2012/13 mit einem sehr kalten Winter, mit 77 Frosttagen, Dezember (16), Januar (17), Februar (19) und bis in den März 2013 (25). Im Vergleich dazu stehen die anderen beiden Jahre mit durchschnittlichen Temperaturen von über null Grad Celsius.

Ferner lagen im Jahr 2014/15 und somit dritten Versuchsjahr deutlich höhere Niederschläge in den Herbst- und Wintermonaten vor, als in den vorigen Versuchsjahren. Die Standortbedingungen ähnelten sich hier in den beiden aufgezeigten Versuchsregionen.

Es zeigte sich, dass sich die Temperaturverläufe beider Naturregionen in den anderen Herbst- und Wintermonaten stark glichen. Die Naturregion „Westküste“ zeigte jedoch leicht höhere Werte im Mittel. Im Versuchsjahr 2014/15 herrschten die höchsten Werte bzgl. der

Temperatur innerhalb der gesamten Versuchsphase vor. Überdies verhielt es sich ebenso bei dem Mittel der Niederschlagssummen zwischen den Naturregionen. Es zeigte sich, dass deutlich mehr Niederschlagssummen im Mittel an den Westküsten Standorten (Abb. 10) über die Jahre fielen, als im Bereich des Östlichen Hügellandes und Fehmarn (Abb. 11).

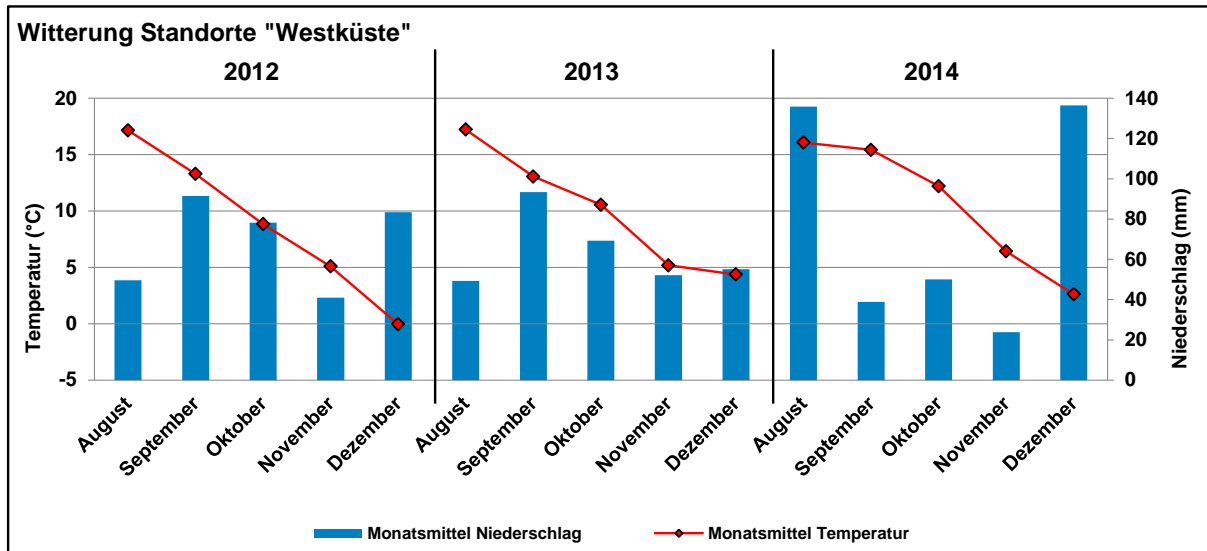


Abb. 10: Witterungsparameter Temperatur und Niederschlag (Monatsmittel) der Standorte an der Westküste (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof sowie ELS1-3 = Elskop 1 bis 3) in den Monaten August bis Dezember 2012 bis 2014. (Temperatur: rot, Niederschlag: blau)

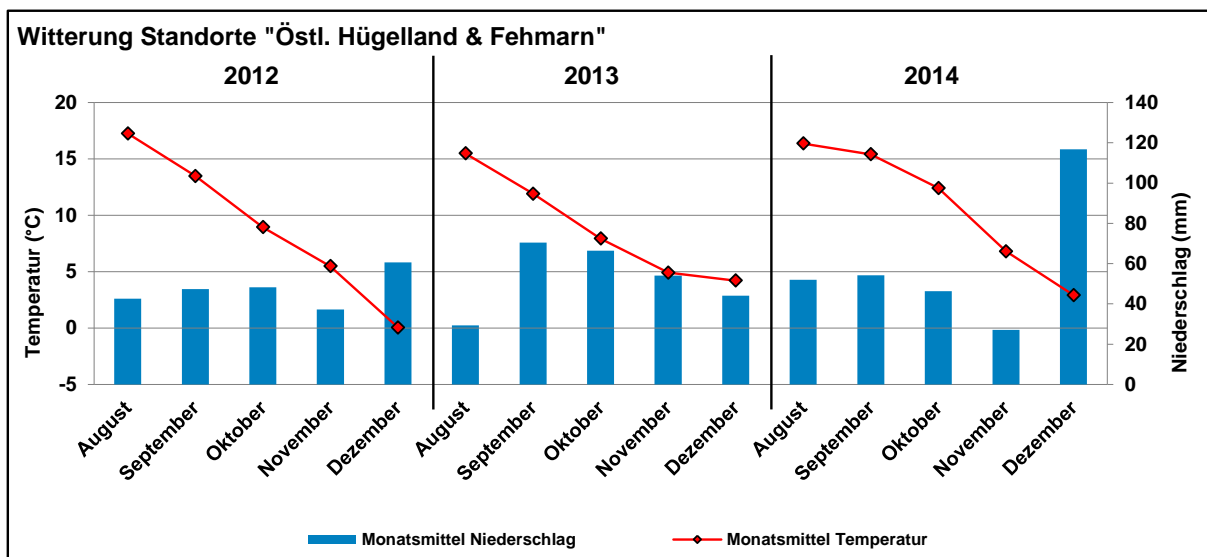


Abb. 11: Witterungsparameter Temperatur und Niederschlag (Monatsmittel) der Standorte an des Östlichen Hügellandes sowie Fehmarn (WET = Wetterade, FEH1-3 = Fehmarn 1 bis 3 sowie NHH2, 3 = Neuharmhorst 2 und 3) in den Monaten August bis Dezember 2012 bis 2014. (Temperatur: rot, Niederschlag: blau)

Im Vergleich der letzten 15 Jahre in Schleswig-Holstein konnten zudem deutliche Unterschiede in den Jahreswitterungen dokumentiert werden.

Die Witterungsdaten (Temperaturmittel sowie Niederschlagssummen der Monate) der Standorte wurden mit den Daten der jeweiligen Stationen an den Versuchsstandorten über die Jahre 2000 bis 2015 (bis Ende Juli) verglichen. Dabei zeigte sich, wie auch in Abb. 10 ersichtlich, dass in den Versuchsjahren 2012 bis 2014 (2015 lediglich bis zum Ende des Monats Juli) sehr heterogene Witterungen vorlagen. Deutlich zu erkennen ist, dass die Temperatur der Jahre 2012 und 2013 unter dem Durchschnitt des langjährigen Temperaturmittels lagen. Das Jahr 2014 kennzeichneten hingegen im Mittel höhere Durchschnittstemperaturen als die der Jahre 2000 bis 2015. Der Mittelwert der Durchschnittstemperaturen lag zwischen 2000 und 2015 bei 9,2 °C. Im Jahr 2012 lag ein Temperaturmittel von 8,2 °C, in 2013 ein Mittel von 8,1 °C und in 2014 ein höheres Mittel von 10,0 °C vor. Die Temperaturen im Jahr 2015 wurden bis Ende des Monats Juli aufgezeichnet und lagen bis dorthin im Mittel bei 7,9 °C. Mithin lagen in den Versuchsjahren niedrigere Gesamtmittel-Temperaturen vor als im 15-jährigen Mittel.

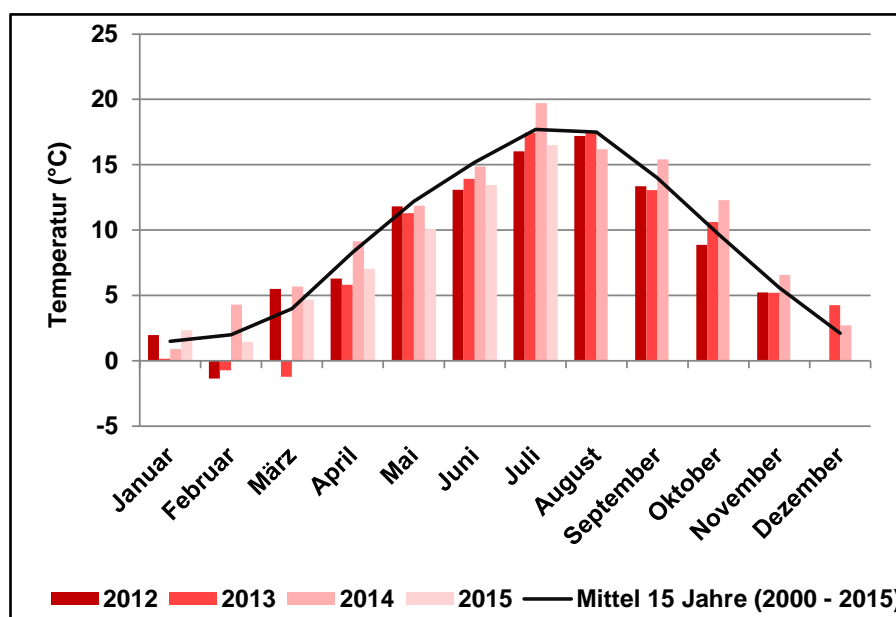


Abb. 12: Temperaturmittelwerte in °C der drei Vegetationsperioden (2012–2015) im Vergleich zur Temperatur der Jahre 2000 bis 2015. In den roten Balken sind die einzelnen Jahre dargestellt (2012, 2013, 2014: Monate Januar bis Dezember sowie 2015: Monate Januar bis zum Ende des dritten Versuchsjahres im Juli); in schwarzer Färbung ist das Mittel der Temperatur in den Monaten der letzten 15 Jahre (2000 bis 2015) aufgezeigt

Ferner konnten auch Unterschiede in der Niederschlagsverteilung über die Jahre detektiert werden. Kennzeichnend sind vor allem die einzelnen Monate (Mai bis August), die durch extrem höhere oder niedrigere Werte herausstechen. Insgesamt war die Niederschlagsverteilung jedoch ähnlich dem aufgezeigten Mittel. In den Sommermonaten

Juni, Juli und August vielen die meisten Niederschläge. Den Monat Juli kennzeichnen jedoch stark schwankende Niederschlagssummen über die drei Versuchsjahre.

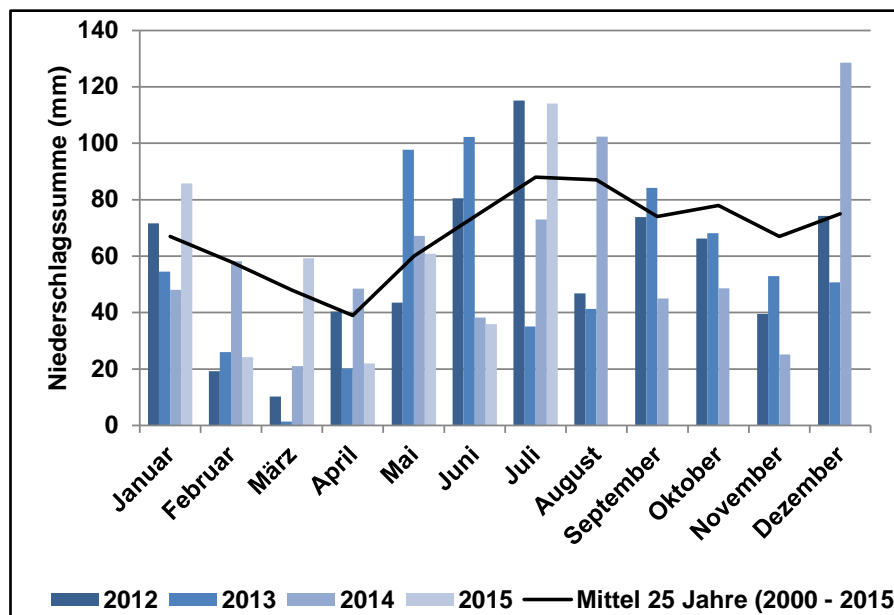


Abb. 13: Niederschlagssummen in mm der drei Vegetationsperioden (2012–2015) im Vergleich zum Niederschlag der Jahre 2000 bis 2015. In den blauen Färbungen sind dabei die einzelnen Jahre dargestellt (2012, 2013, 2014: Monate Januar bis Dezember sowie 2015: Monate Januar bis zum Ende des dritten Versuchsjahres im Juli); in schwarzer Färbung ist das Mittel der Niederschlagssumme der jeweiligen Monate über die Jahre gekennzeichnet

Es konnte dokumentiert werden, dass über die Versuchsjahre geringere Niederschlagssummen in den jeweiligen Monaten über das jeweilige Jahr vorherrschten als im Mittel der vergangenen 15 Jahre. Die Niederschlagssumme der Jahre 2000 bis 2015 betrug im Mittel bei 815 mm Jahresniederschlag in Schleswig-Holstein. Im Jahr 2012 konnte lediglich an den Standorten eine Niederschlagssumme von 681 mm aufgezeichnet werden. Im Jahr 2013 und 2014 konnten Niederschlagssummen von 634 und 704 mm diagnostiziert werden. Im Vergleich der Monate Januar bis Juli nähert sich das Jahr 2015 dabei mit niedrigeren Werten dem langjährigen Mittel an. Die Niederschlagssumme des Jahres 2015 lag dabei im dargestellten Zeitraum (Januar bis Juli) bei 403 mm und damit leicht geringer als das Mittel (430 mm). Um eine Unterscheidbarkeit der Versuchsjahre 2012 bis 2014 in den, für die Herbizidapplikationen, elementaren Monaten August bis Dezember dem langjährigen Mittel gegenüberzustellen, sind die Witterungsparameter $\bar{\theta}$ -Temperatur und $\bar{\theta}$ -Niederschlag in der Tab. 21 auf der folgenden Seite dargestellt.

Tab. 21: Gegenüberstellung der Witterungsparameter Temperatur (°C) und Niederschlag (mm) über die Monate August bis Dezember (2012–2014) zum 15-jährigen Mittel

Monat	Temperatur (°C)				Niederschlag (mm)			
	15-jähriger Ø	2012	2013	2014	15-jähriger Ø	2012	2013	2014
August	17,5	17,2	16,4	16,2	87,4	46,1	39,4	94,0
September	14,0	13,4	12,5	15,4	73,0	69,4	81,9	46,5
Oktober	9,9	8,9	9,2	12,3	77,3	63,2	67,9	48,2
November	5,6	5,3	5,1	6,6	65,4	39,1	53,1	25,4
Dezember	2,2	0,0	4,3	2,8	79,0	72,0	49,6	126,6
MW	9,8	9,0	9,5	10,7	76,4	58,0	58,4	68,1

Insgesamt lagen damit über die Versuchsphase von drei Jahren heterogene und damit unterschiedliche Witterungsbedingungen für Feldversuche zur Erforschung von CL-Winterraps-Produktionssystemen vor.

4.2 Schadpflanzenvorkommen an den Standorten

Einen Überblick über die Schadpflanzensituation an den Standorten wird in den Kreisdiagrammen der Abb. 14 vorgestellt. Hier ist der Unkrautdeckungsgrad (%) ohne Kulturpflanzen bei der zweiten Bonitur (56 Tage nach den Voraufbau-Applikation) in den unbehandelten Kontrollparzellen im Winterraps aufgezeigt. Es konnten somit in den 57 Tagen nach Aussaat die Schadpflanzen auflaufen und man so einen optimalen Eindruck über die zu diagnostizierende Schadpflanzendichte erhalten.

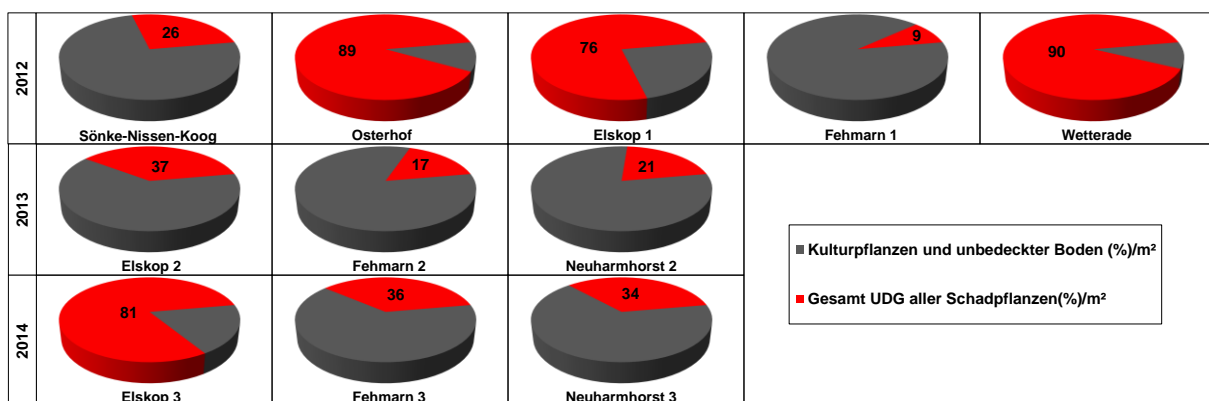


Abb. 14: Gesamt UDG (%) / m² aller Schadpflanzen (rot) und die restliche nicht durch Schadpflanzen bedeckte Bodenfläche (%) (grau) 56 Tage nach den Voraufbau-Applikationen in den unbehandelten Kontrollparzellen im jeweils ersten Versuchsjahr (Winterraps) an den Versuchsstandorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1, und WET = Wetterade (2012/13), ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2 (2013/14) sowie ELS3 = Elskop 3, FEH3 = Fehmarn 3 und NHH3 = Neuharmhorst 3 (2014/15)

Im Jahr 2012/13 zeigte sich, dass an drei von fünf Standorten (Osterhof, Elskop 1 und Wetterade) ein deutlich erhöhter UDG zu diagnostizieren war. Im ersten Versuchsjahr herrschten extrem hohe Unkrautdeckungsgrade an den Standorten OST, ELS1 und WET vor. Am Standort OST (UDG 89 %) zeigte sich, wie auch in folgender Tab. 22 auf Seite 63 dargestellt, eine erhebliche Mischverunkrautung vorzufinden war. Es konnten vor allem die Dikotylen Ausfallraps, Vogelmiere und Ehrenpreis-Arten bonitiert werden. Am Standort ELS1 (UDG 76 %) herrschten vor allem hohe Dichten, bestehend aus Acker-Fuchsschwanz und Pflanzen der Kamille-Arten, vor. Am Standort WET wurde der Winterraps als Mulchsaat nach Winterweizen bestellt. Hier setzte sich der hohe Unkrautdeckungsgrad von 90 % durch einen extremen Ausfallgetreidebesatz (NNNGA) zusammen. Die Standorte Sönke-Nissen-Koog und Fehmarn 1 zeigten eine eher geringe Ungras-/Unkrautdichte mit lediglich 8 % und 1 % Unkrautdeckungsgrad.

Im zweiten Projektjahr (2013/14) zeigte sich im Winterraps an den drei neu in das Projekt aufgenommenen Standorten Elskop 2, Fehmarn 2 und Neuharmhorst 2 eine deutlich geringere Schadpflanzendichte als an den Standorten des ersten Projektjahres 2012. Es herrschten bis auf den Standort ELS2 nur geringe standortspezifische Schadpflanzendichten (UDG: 17 % und 21 %) vor. Der Standort ELS2 zeichnete sich durch eine hohe ALOMY-Dichte aus (wie bereits auch am Standort ELS1 im Jahr zuvor), jedoch konnten hier im Vergleich zum Standort ELS1 im Jahr 2012/13 weniger Kamille-Spezies detektiert werden.

An den, im Jahr 2014/15, neu angestellten Versuchsstandorten lagen, ähnlich den Standorten des zweiten Projektjahres, entsprechende Ungras- und Unkrautsituationen vor. Am Standort Elskop 3 wurden abermals extrem hohe Dichten von ALOMY diagnostiziert. Zusammen mit ALOMY lief in nahezu gleichem Verhältnis verstärkt Ausfallgetreide auf. Am Standort FEH3 konnten hohe Dichten von SSYSS bonitiert werden. In der folgenden Tab. 22 auf Seite 63 ist der UDG (%) der einzelnen Spezies an den Standorten aus den jeweiligen Jahren zu Projektbeginn in der ersten Kultur (Winterraps) eingesehen werden.

Tab. 22: Auflistung, der an den Standorten (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade, NHH2, 3 = Neuhamhorst 2 und 3) vorkommenden Spezies, mit dem jeweiligen UDG (%) 56 Tage nach den VA-Applikationen in der unbehandelten Kontrollparzelle. Nicht unterteilt in die einzelnen Spezies bei *Geranium*-, *Matricaria*-, *Polygonium*-, *Sisymbrium*- und *Veronica*-Arten. (Grau hinterlegt: nicht vorkommenden Spezies innerhalb eines Jahres)

Jahr	2012					2013			2014		
	SNK	OST	ELS 1	FEH 1	WE T	ELS 2	FEH 2	NHH 2	ELS 3	FEH 3	NHH 3
ALOMY	8	11	35	1	1	10	1	0	33	3	0
APESV	–	–	–	–	–	0	0	1	0	1	0
BRSNN	2	14	8	0	20	2	3	1	0	7	0
CAPBP	4	5	2	1	2	4	2	3	3	2	4
CHEAL	0	3	3	0	0	2	1	1	2	0	1
GALAP	3	2	3	1	3	1	1	0	2	2	2
GERSS	1	3	1	0	2	1	1	1	3	1	9
LOLPE	–	–	–	–	–	0	0	2	–	–	–
MATSS	1	9	10	0	1	2	1	2	3	1	7
MERAN	0	1	0	0	0	0	1	0	1	0	1
MYOAR	2	6	1	1	7	3	1	1	2	1	2
NNNGA	1	2	3	2	44	1	1	2	23	1	1
PAPRH	0	1	0	0	0	1	0	1	1	1	1
POAAN	1	1	1	0	2	2	0	2	1	0	2
POLSS	0	4	3	0	1	1	1	0	2	0	0
RAPRA	0	0	0	1	0	0	1	0	–	–	–
SINAR	–	–	–	–	–	0	1	0	–	–	–
SONAR	1	1	0	0	0	–	–	–	–	–	–
SSYSS	0	1	0	0	2	1	0	1	1	11	1
STEME	2	11	2	1	1	2	1	1	2	2	1
THLAR	–	–	–	–	–	1	0	0	–	–	–
VERSS	1	8	2	0	2	1	0	1	1	1	1
VIOAR	1	6	2	1	2	2	0	1	1	2	1
SUM UDG (%)	28	89	76	9	90	37	17	21	81	36	34

4.2.1 Wirkungsbonituren im Winterraps

Es werden exemplarisch für alle drei Versuchsjahre im Winterraps die Wirkungen der applizierten Herbizidstrategien der Vorauf- sowie Nachaufbehandlungen im Mittelwert, 28 Tage nach den jeweiligen Applikationen über alle Standorte sowie des jeweiligen Jahres, in Netzdiagrammen gegenübergestellt und verglichen.

Dabei wurden die farblichen Komponenten der einzelnen Herbizidstrategien, wie bereits im Versuchsdesign (Abb. 7, Seite 29) vorgestellt, beibehalten. Es erfolgt eine Darstellung der Boniturergebnisse jeweils 28 Tage nach den Herbizidapplikationen, da somit die Ergebnisse

der Herbizidbehandlungen ohne eine Witterungsbeeinträchtigung des Winters aufgezeigt werden können und so die zeitliche Herbizidleistung wiedergegeben werden kann und folglich genügend Zeit für ein Auflaufen der Schadpflanzen vorlag.

Zuerst wird als Überblick ein Gesamtvergleich der Herbizidstrategien mit den erzielten Wirkungsgraden der konventionellen VA-Applikationen sowie den beiden Clearfield®-Herbizidvarianten ggü. der unbehandelten Kontrolle jeweils 28 Tage nach den Applikationen an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3 über die Jahre 2012/13, 2013/14 sowie 2014/15 aufgezeigt. Im Weiteren schließt sich die Wirkungsdarstellung mit zusätzlichen Graminizidapplikationen (Abb. 16 a/b und 17 a/b auf Seite 67 und 68) an.

Es konnten über die drei Versuchsjahre hinweg Unterschiede bei der Wirksamkeit der Herbizidstrategien festgestellt werden. Eine VA-Applikation hatte an allen Standorten eine wirkungsvolle, allerdings nicht vollständig ausreichende, Wirkung.

Bei Betrachtung der Daten, der zu detektierenden mono- und dikotylen Schadpflanzen wird ersichtlich, dass beide CL-Herbizidvarianten (orange und grünes Netzdiagramm) im Mittel höhere Wirkungsgrade erzielen konnten als die konventionelle Herbizidvariante (rotes Netzdiagramm).

Betreffend der Monokotylenbekämpfung konnte für die beiden imidazolinonhaltigen Nachauflauf-Herbizide (Clearfield®-Vantiga® und BAS 83101H) in Kombination mit jeweils einem Liter Dash® E.C. dokumentiert werden, dass alle aufzufinden ALOMY-Pflanzen bis zum vollständig entfalteteten fünften Laubblatt, sowie alle zu detektierenden POAAN-Pflanzen bis zum sechsten Laubblatt, vollständig bekämpft werden konnten, sofern keine Blattüberdeckung bei Applikation von Winterrapspflanzen vorlag.

Ferner konnte über alle Jahre eine deutlich höhere Wirkung gegen Ausfallraps (BRSNN) der zwei CL-Herbizidsysteme bonitiert werden. Ferner muss an dieser Stelle auf die ebenfalls deutlich höheren Wirkungsgrade (>95 %) bei den nur schwer zu bekämpfenden dikotylen Schadpflanzen, wie Ehrenpreis-Arten (VERSS), den Rauke-Arten (SSYSS), Hirtentäschel (CAPBP) sowie Klatschmohn (PAPRH) und den Knöterich-Arten (POLSS) hingewiesen werden.

In der Abb. 15 (a bis c) auf der Seite 65 wird die gemittelte Wirkung der drei Herbizidvarianten im Winterraps über die Jahre 2012/13–2014/15 dargestellt.

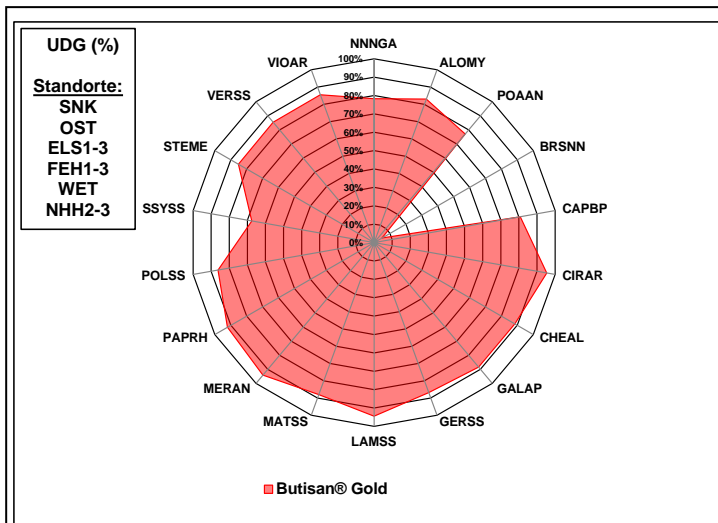


Abb. 15a: Gemittelte Wirkung der konventionellen Herbizidapplikationen im VA (Butisan® Gold 2,5 l ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3)

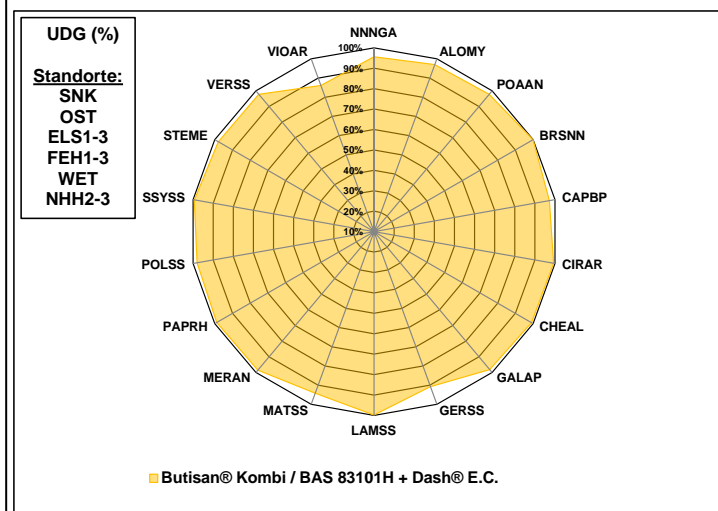


Abb. 15b: Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 1 mit kombinierten VA- und NA-Applikationen (VA: Butisan® Kombi 2,5 l ha⁻¹ sowie NA: BAS 83101H + Dash® E.C. in BBCH 14–16 des Winterraps) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3)

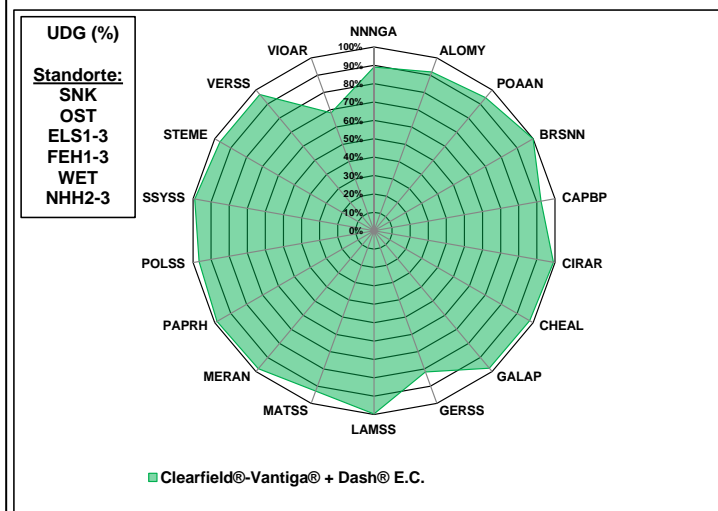


Abb. 15c: Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystem 2 mit alleinigen NA-Applikationen (NA: Clearfield®-Vantiga® + Dash® E.C. (2,0 + 1,0 l ha⁻¹ in BBCH 12–14 des Winterraps) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies (28 Tage nach den Applikationen an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3)

Es zeigte sich allerdings auch, dass in die beiden CL-Herbizidvarianten im Mittel nicht wesentlich höhere Wirkungsgrade bei der Bekämpfung von Ackerstiefmütterchen (VIOAR) sowie den Storchschnabel-Arten (GERSS) diagnostiziert werden konnten. Zusätzlich muss auf die geringe Wirkung bei einer alleinigen NA-Maßnahme in BBCH 12–14 (grünes Netzdiagramm) gegenüber den monokotylen Schadpflanzen (incl. Ausfallgetreide = NNNGA)

hingewiesen werden. Ausfallgetreide konnte in allen Jahren bei rel. später erfolgenden Applikationen in BBCH 14–16 mit erfolgter VA-Applikation wirkungsvoller bekämpft werden als durch VA-Maßnahmen. Die Wirkung des gesamten CL-Produktionssystems 1 (alleinige NA-Maßnahme von CL-Vantiga®) darf hier jedoch nicht direkt im Vergleich zu dem CL-Produktionssystem 2 (kombinierte VA-/NA-Maßnahme) gesehen werden, da hier keine VA-Maßnahme (Butisan® Kombi, 2,5 l ha⁻¹) integriert war. HORVU konnte an zwei (FEH1 und FEH3) von den 11 Versuchsstandorten diagnostiziert werden und mit höheren Wirkungen (>96 %) bekämpft werden als vergleichbar ausgefallener TRIAE (max. Ø >83–85 %; die Ausfallgetreidestandorte WET und ELS3 reduzieren diese Werte).

Beim Vergleich der beiden CL-Herbizidvarianten zeigt sich, dass das CL-Produktionssystem 1 im Mittel auch bei den Dikotylen höhere Wirkungsgrade (1–3 % höherer Wirkungsgrad) erreichen konnte als das CL-Produktionssystem 2. Ferner konnte die Wirkung, im Bereich des durch den Wirkstoff Imazamox nicht ausreichend bekämpfbaren Ackerstiefmütterchen (VIOAR), durch die Vorauflaufapplikation von Butisan® Kombi an allen Standorten leicht erhöht werden.

Zusätzlich war im Versuchsdesign (Tab. 7) verankert, dass je nachdem welche tatsächliche Resistenz an einem Standort vorliegt und eines eventuell extremen Ausfallgetreidebesatzes aus der vorigen Ackerkultur, eine zusätzliche Applikation eines Graminizids in Erwägung gezogen werden konnte. Insgesamt wurde eine herbstliche Graminizid-Applikation mit Cycloxydim (150 g a.i. ha⁻¹) an sieben von elf sowie eine vorwinterliche Propyzamid-Applikation an fünf von elf Standorten (600 g a.i. ha⁻¹) durchgeführt (siehe auch Tab. 7 auf Seite 32). An den Standorten Wetterade (WET) und Elskop 3 (ELS3) mussten in der konventionellen Variante jeweils beide Graminizide, aufgrund der wüchsigen Witterung (Abb. 10 und 11), des frühen Saattermins (Standort ELS3 in 2014) sowie des extremen Ausfallgetreide- und/oder Acker-Fuchsschwanzbesatzes appliziert werden. Es konnten an den beiden Standorten bereits zehn Tage nach VA-Applikation (in Wetterade $\geq 236\text{--}391$ Pflanzen Ausfallgetreide/m² sowie ELS3: $\geq 49\text{--}216$ Pflanzen ALOMY/m² und $\geq 80\text{--}209$ Pflanzen Ausfallgetreide/m²) diagnostiziert werden.

In den zusätzlich abgebildeten zwei Netzdiagrammen sind in gleicher farblicher Kennzeichnung, wie bereits in voriger Abbildung, die Ergebnisse der Wirkungsbonituren 28 Tage nach den jeweils erfolgten weiteren Herbizid- und Graminizidapplikationen als gemittelte Prozentwerte der Wirkungsgrade (%) abgebildet. In Abb. 16a und 16b ist hier eine Wirkungsabsicherung mit Cycloxydim und sowie in der Abb. 17a und 17b mit einem Propyzamid-haltigen Graminizid in der konventionellen Variante 1 (VA; Butisan® Gold, 2,5 l ha⁻¹) illustriert.

Ersichtlich ist in den beiden Abbildungen, dass eine weitere Erhöhung der Wirkung in den konventionellen Varianten an den Standorten möglich war. Jedoch zeigt sich im Vergleich zu den zuvor abgebildeten zwei Netzdiagrammen ohne zusätzliche Applikation eines Graminizids auch, dass lediglich zur Variante 3 (CL-Produktionssystem 2) eine ähnlich hohe Wirkung erreicht wurde. Die Wirkung durch die Herbizidmaßnahmen im CL-Produktionssystem 2 konnte im Mittel auch nicht durch eine zusätzliche Cycloxydim-Applikation erreicht werden.

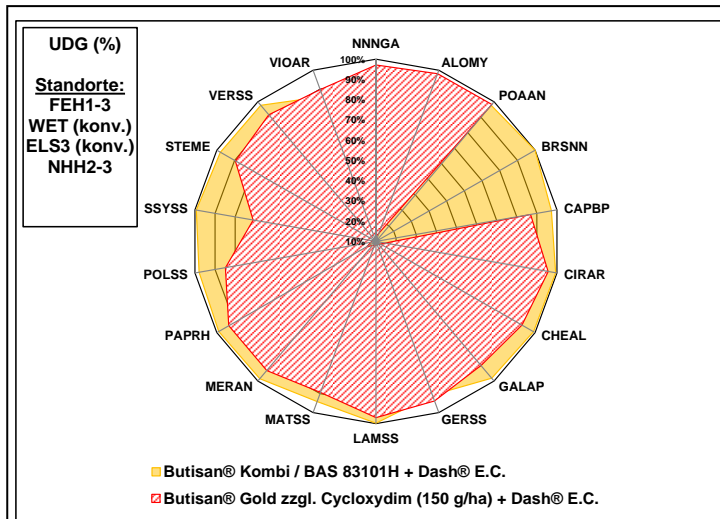


Abb. 16a: Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 1 (VA/NA in BBCH 14–16 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen und einer zusätzlichen Graminizidapplikation mit Cycloxydim (150 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv.), ELS3 (konv.) und NHH2, 3)

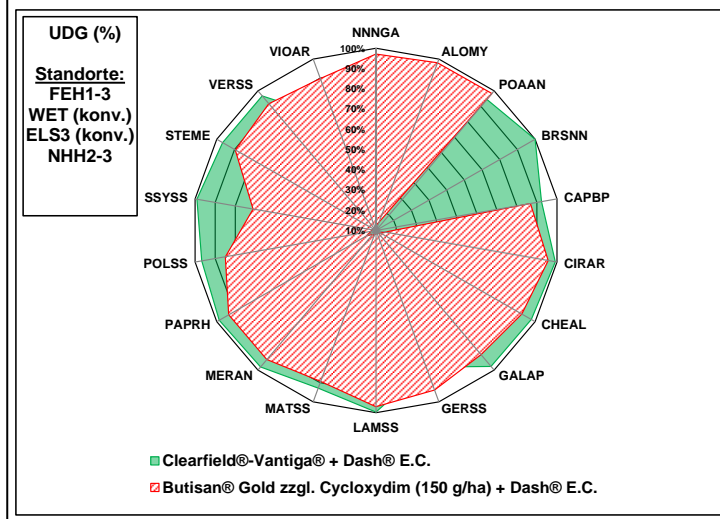


Abb. 16b: Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 2 (NA in BBCH 12–14 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen und einer zusätzlichen Graminizidapplikation mit Cycloxydim (150 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv.), ELS3 (konv.) und NHH2, 3)

Ein konträres Wirkungsbild ergab sich 28 Tage nach den Propyzamid-Applikationen (Abb. 17a und 17b auf der nächsten Seite). Eine elementare Wirkungsverbesserung auf die Ackerstiefmütterchen-Populationen (VIOAR) (bis 91 %) und teilweise auch Vogelmiere-Populationen (STEME) (95 %) konnte neben einer essentiellen Wirkung auf die Monokotylen diagnostiziert werden. Bei allen anderen aufgezeigten Spezies konnten keine Wirkungsäquivalente zu den Herbizidmaßnahmen der CL-Produktionssysteme festgestellt werden.

Es zeigt sich, dass beide CL-Produktionssysteme durch teilweise beinhaltete Nachauflauf-Maßnahmen (CL-Produktionssystem 1) im Vergleich zu den konventionellen Herbizid-Varianten mit zusätzlicher Graminizidapplikation bei der Bekämpfung von hohen Besätzen an Ausfallgetreide und Acker-Fuchsschwanz durch Terminierungen im Gegensatz zu reinen VA-Applikationen bestehen konnten.

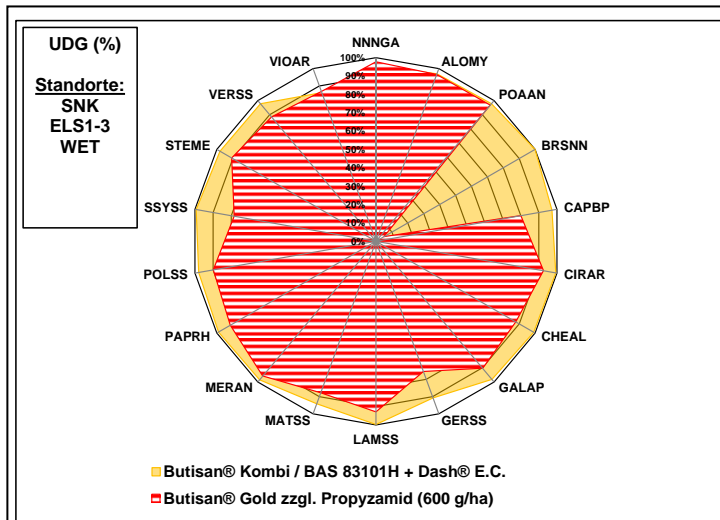


Abb. 17a: Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 1 (VA/NA in BBCH 14–16 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen mit zusätzl. Graminizid (Propyzamid; 600 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv. Variante), ELS3 (konv. Variante) und NHH2, 3)

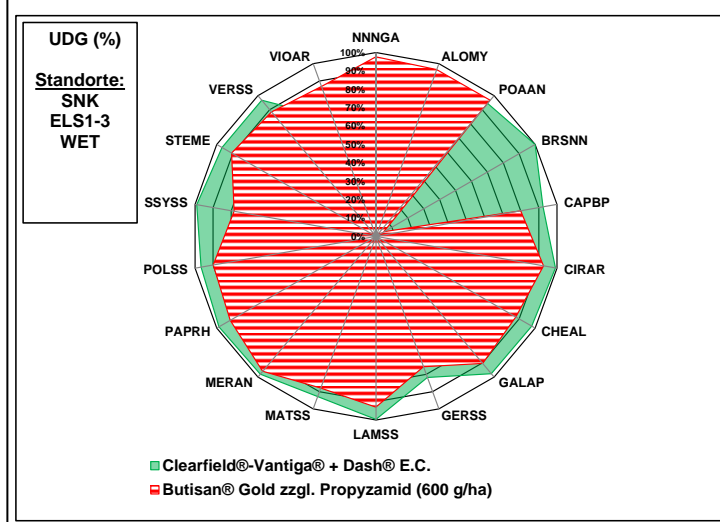


Abb. 17b: Gemittelte Wirkung des CL-Produktionssystems 2 (NA in BBCH 12–14 des Winterraps) im Vergleich zu den konventionellen Applikationen mit zusätzl. Graminizid (Propyzamid; 600 g a.i. ha⁻¹) auf die entsprechenden Schadpflanzenspezies. (28 Tage nach den Applikationen a. d. Standorten FEH1–3, WET (konv. Variante), ELS3 (konv. Variante) und NHH2, 3)

Zu den bereits aufgezeigten Daten der gemittelten Herbizidwirkungen gemittelt über die Jahre und Standorte werden die Herbizidwirkungen der Einzeljahre separat mit einer Gegenüberstellung der konventionellen Herbizidvariante, zusätzlich zu den beiden applizierten CL-Herbizidsystemen, dargestellt.

Dabei ist ersichtlich, dass die bereits beschriebenen potentiellen Vorteile der CL-Produktionssysteme weiterhin existieren. Es werden alle dikotylen Spezies, bis auf die vorkommenden Storchnabel-Arten sowie die VIOAR-Pflanzen, d.h. mit einem Wirkungsgrad (≥90 %), bekämpft.

Die jeweiligen Projektjahre sind in Abb. 18 (unten) untereinander aufgereiht. In der obersten Reihe der Netzdiagramme sind jeweils die Wirkungen der Herbizide in der konventionellen Variante (V1) als rotes Netzdiagramm angegeben. In dieser Abbildung sind die jeweils jahres- und standortspezifische Herbizidwirkung, in der kombinierten VA-/NA-Applikationen im CL-Produktionssystem 1 orangener Färbung sowie als grünes Netz die Herbizidwirkung des CL-Produktionssystems 2 mit einer alleinigen Nachauflauf-Maßnahme in BBCH 12–14 des Winterraps, aufgezeigt. Die Anordnung der Spezies wurde, wie in den vorigen Abbildungen, beibehalten (siehe auch dargestellte Legende).

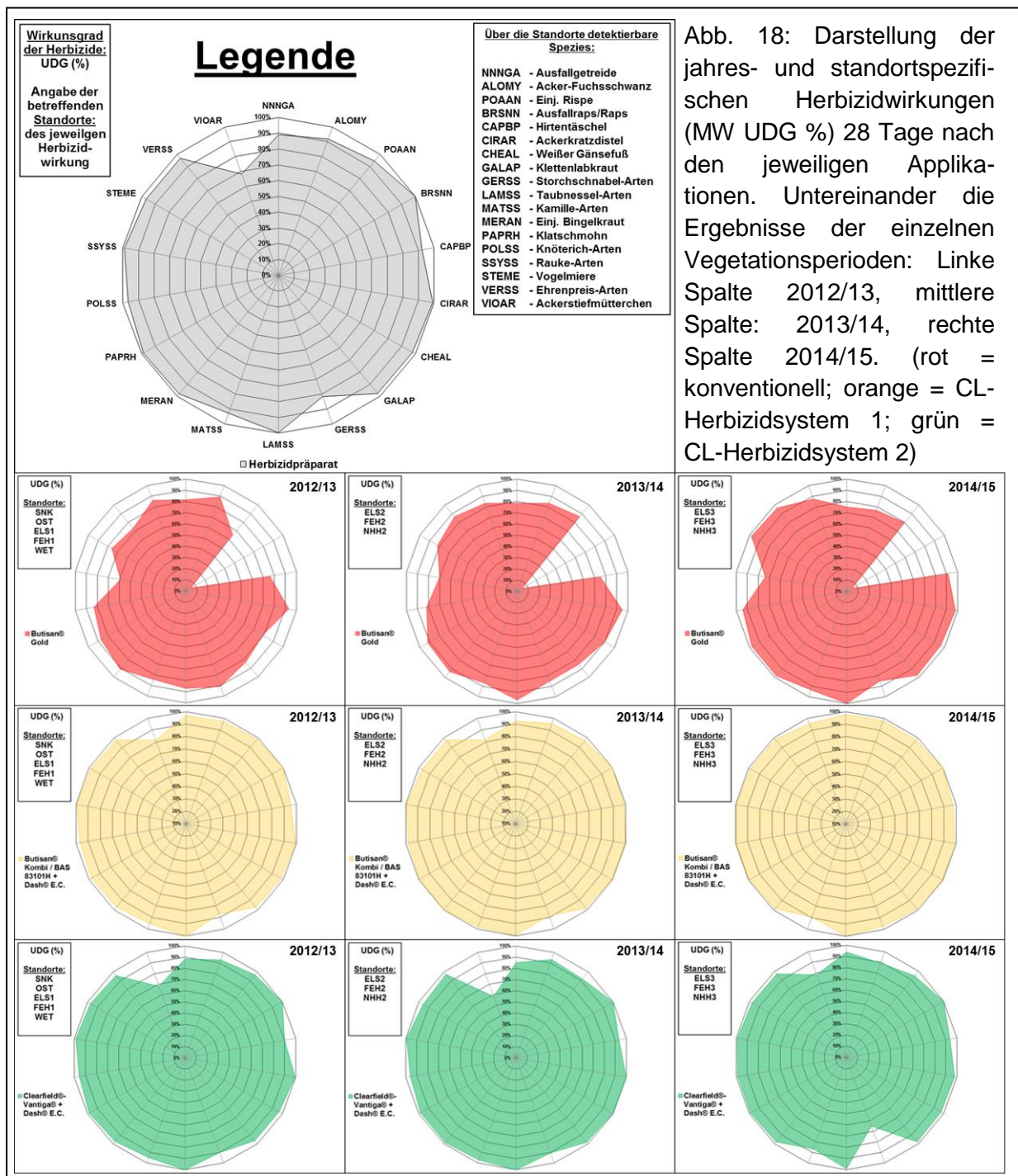


Abb. 18: Darstellung der jahres- und standortspezifischen Herbizidwirkungen (MW UDG %) 28 Tage nach den jeweiligen Applikationen. Untereinander die Ergebnisse der einzelnen Vegetationsperioden: Linke Spalte 2012/13, mittlere Spalte: 2013/14, rechte Spalte 2014/15. (rot = konventionell; orange = CL-Herbizidsystem 1; grün = CL-Herbizidsystem 2)

Deutliche Wirkungsgradunterschiede sind die Folge von verschiedenen terminierten Applikationen.

Im Vergleich kann für die beiden Clearfield®-Produktionssysteme bereits durch eine einmalige Anwendung im Nachauflauf Vorteile bei der Bekämpfung breiter dikotyle Mischverunkrautung oder bekannten dikotylen Problemunkräutern, wie in Abb. 18 auf der vorigen Seite gezeigt, dargestellt werden.

Zusätzlich muss an dieser Stelle bei der vorgestellten MW-Berechnung auf die detektierten und durch das konventionelle System mit einer Voraufbau-Applikation nicht ausreichend bekämpften SSYSS-Pflanzen (max. ~60 % Wirkungsgrad) hingewiesen werden.

Ebenso zeigt sich im Vergleich der beiden CL-Herbizidproduktionssysteme, dass durch eine kombinierte Applikation aus entsprechender Voraufbau- und Nachauflaufbehandlung (orangene Netzdiagramme) höhere Wirkungsgrade im Bereich der, an den Standorten diagnostizierbaren Ungräser-Spezies ALOMY und POAAN (jeweils oben rechts in Netzdiagramm angeordnet) erreicht werden können, als mit einer alleinigen Nachauflaufmaßnahme (grüne Netzdiagramme). Dieses konnte einheitlich über die drei Versuchsjahre an den elf Versuchsstandorten festgestellt werden.

Über alle Jahre hinweg zeigte sich ebenfalls die Vorzüglichkeit einer spezifischen Ausfallrapsbekämpfung durch beide CL-Herbizidsystem, weil nur in diesen die genaue Anzahl der vorhandenen Ausfallrapspflanzen eindeutig durch ihr Absterben nach den Herbizidmaßnahmen bei der Wirkungsbonitur im Feld diagnostiziert werden konnte.

Überdies können im Anhang die jeweiligen erreichten Wirkungsgrade der Unkrautdeckungsgrade in Zahlenform eingesehen werden. Hier sind auch die etwaig erweiterten Wirkungsgrade durch eine Cycloxydim- und/oder Propyzamid-Applikation aufgetragen.

4.2.2 Wirkungsbonituren von Ausfallraps in den nachfolgenden Kulturen

Da sich imidazolinontoleranter Winterraps nicht durch alle Herbizide ohne Einschränkung bekämpfen lässt, wurden hierzu weitere Erhebungen an den Standorten durchgeführt. An fünf von 11 Standorten (SNK, OST, ELS1, FEH1 und WET) bestand die Möglichkeit ein- sowie zweijährig potentielle ausgefallene und aufgelaufene Winterrapspflanzen in der Versuchsphase zu detektieren. An weiteren drei Standorten (ELS2, FEH2 und NHH2) konnten einjährig weitere Daten erhoben werden. In der folgenden Tabelle sind die Boniturergebnisse der Ausfallrapszahlen aufgeführt.

Tab. 23: Deskriptive Darstellung der Wirkungsbonituren zur Bestimmung des Ausfall- bzw. Altrapspotenzials (Pflanzen/m²) an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade, NHH2,3 = Neuharmhorst 2 und 3) in den Jahren nach Winterraps bzw. CL-Winterrapsanbau in den unbehandelten Kontrollparzellen und den gemittelten Pflanzenanzahlen (m²) über alle drei ehemaligen Winterrapsvarianten sowohl in der Strategievariante (4,0 l ha⁻¹ Malibu[®]) als auch den jeweiligen Praxisvarianten jeweils 21 Tage nach Vegetationsbeginn

Jahr	2012					2013		
Standort	SNK	OST	ELS1	FEH1	WET	ELS2	FEH2	NHH2
Zeitraum Wirkungsbonituren	Einjährige Bonitur							
Ausfallraps-Pflanzen/m² (unbeh. Kontrolle)	19,1	14,4	22,1	8,3	31,2	11,6	8,1	12,7
Ausfallraps-Pflanzen/m² (MW alle Herbizidvarianten)	1,02	1,17	1,10	0,38	0,83	0,80	0,85	0,33
Zeitraum Wirkungsbonituren	Zweijährige Bonitur							
Ausfallraps-Pflanzen/m² (unbeh. Kontrolle)	22,2	12,5	6,9	13,2	15,4			
Ausfallraps-Pflanzen/m² (MW alle Varianten)	1,73	0,90	1,63	0,29	0,38			

Insgesamt wurden an allen Standorten Ausfallrapspflanzen diagnostiziert. Wie in Tab. 23 dargestellt, konnten ferner verschieden hohe Ausfallrapszahlen von 8,3 Pfl./m² bis 22,2 Pfl./m² detektiert werden. Eine Unterscheidung potentieller CL-Ausfallrapspflanzen erfolgt nicht.

Die Standorte Fehmarn 1 und 2 (FEH1, FEH2) wiesen in den beiden ersten Folgejahren, direkt nach Winterraps, die geringsten Ausfallrapszahlen in den Kontroll- sowie den behandelten Parzellen auf. Im zweiten Jahr nach Winterraps konnte die Tendenz geringer Ausfallrapswerte am Standort Fehmarn 1 bestätigt werden.

Die höchsten Ausfallrapszahlen konnten im ersten Jahr nach Winterraps am Standort Wetterade (WET) über alle Varianten diagnostiziert werden. Im zweiten Jahr der Fruchtfolge nach Winterraps wurden die höchsten Ausfallrapszahlen am Standort Sönke-Nissen-Koog (SNK) bonitiert.

Die Abb. 19 auf Seite 72 stellt die bereits oben dargestellten Daten statistisch konkretisiert und visualisiert in einer Boxplotgrafik dar; zudem sind die Rohdaten bei der jeweiligen Boniturparzellengröße von 4 m² angegeben.

Es bestehen keine Wechselwirkungen zwischen den einzelnen Jahren (erstes und zweites Jahr in der Fruchtfolge). Ein eindeutiger Varianteneinfluss als Wechselwirkung konnte jedoch untereinander nachgewiesen werden. Darüber hinaus besteht kein Einfluss der Standorte

(potentielle Winterraps-Genotypen aus dem Vorjahr) untereinander. Es zeigte sich, dass die unbehandelten Kontrollen in beiden Jahren deutlich höhere Ausfallratszahlen aufweisen als die behandelten Versuchsvarianten. Die ehemaligen Varianten vier im Winterraps (Praxisvarianten konventionell; im Jahr zuvor Applikation Colzor® Trio am Standort SNK sowie Fuego® Top und Fuego® am Standort ELS2), im ersten und zweiten Jahr nach Winterraps, zeigen die geringste Streuung. In beiden Jahren zeigen allerdings auch die Variante drei (Clearfield®-Vantiga® NA-Maßnahme) die höchsten Varianzen innerhalb der jahresspezifischen bonitierten Versuchsvarianten.

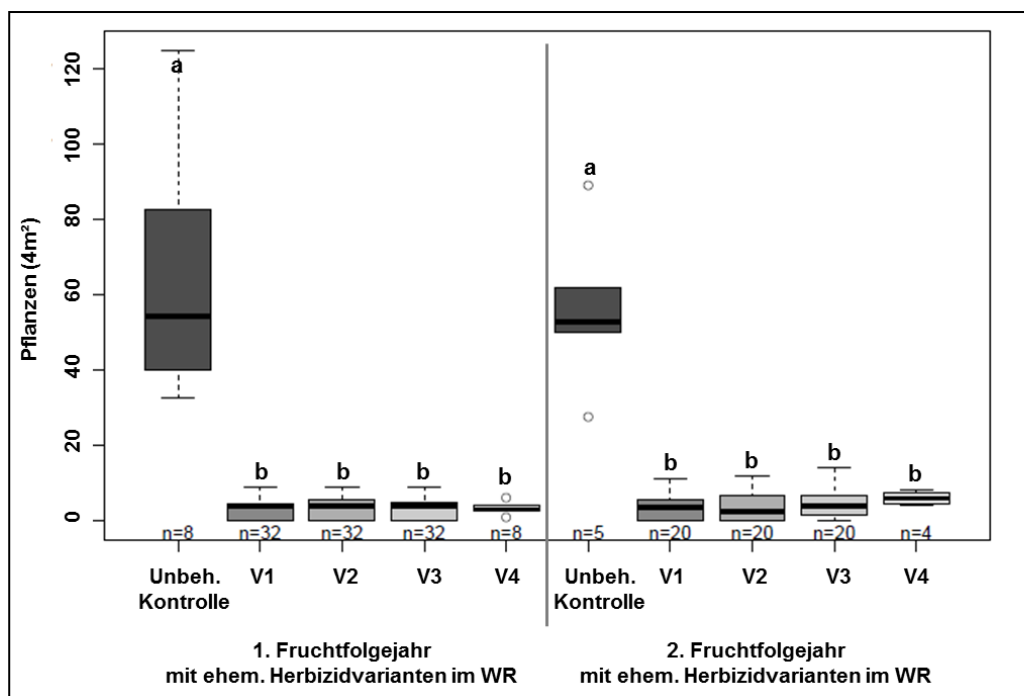


Abb. 19: Darstellung der bonitierten Ausfallratszahlen in Boniturparzellengröße (4 m²) des ersten sowie zweiten Jahres nach dem Winterrapsanbau über die Standorte (SNK, OST, ELS1–2, FEH1–2, WET, NHH2) mit ehem. Herbizidvarianten (V1 bis V4) sowie den unbehandelten Kontrollparzellen und entsprechenden Fallzahlen jeweils 21 Tage nach Vegetationsbeginn. (V1 = ehem. Konv. WR; V2 und V3 = ehem. CL-WR; V4 = ehem. konv. WR). Die unterschiedlichen Buchstaben geben dabei die Signifikanzniveaus innerhalb eines Jahres und den jeweiligen Standorten wieder ($P < 0,05$)

4.3 Resistenzanalysen

Weiterer großer Themenschwerpunkt dieser wissenschaftlichen Arbeit war es, die Resistenzentwicklung – der beiden am häufigsten in Schleswig-Holstein vorkommenden bereits resistenten Spezies Acker-Fuchsschwanz (ALOMY) und die Kamille-Arten (speziell: MATCH und MATIN) – nach einem Imidazolinoneinsatz in der Fruchtfolge zu erforschen. Im Folgenden werden daher, die im Rahmen des Forschungsvorhabens zur Entwicklung der Resistenzsituation nach einem ALS-Hemmer-Einsatz im Winterraps (Imazamox) analysierten

und damit nachgewiesenen Mutationen mit entsprechenden Mutationsfrequenzen dargestellt.

Zusätzlich konnten vor Versuchsbeginn nicht nur TSR (aus den analysierten Blattproben), sondern auch metabolische Resistenzen in einigen Populationen der jeweiligen Standorte detektiert werden.

4.3.1 Acker-Fuchsschwanz (ALOMY)

Es wurden Blatt- und Samenproben von ALOMY-Populationen der Standorte SNK, OST, ELS1 bis 3, Fehmarn 1 bis 3 und WET untersucht. An den Standorten NHH2 und NHH3 konnten keine ALOMY Populationen bonitiert und analysiert werden.

Bei den Blattproben wurden im ACCase-Enzym die Positionen Ile1781Leu, Trp2027, Ile2041, Aps2078, Gly2096 analysiert. Bei allen Blattproben lagen im ACCase-Enzym, wenn diagnostizierbar, ausschließlich Mutationen an Position Ile1781Leu vor. Des Weiteren wurden im ALS-Enzym die Positionen Pro197Ser sowie Trp574 untersucht. An beiden Positionen konnten Mutationen in unterschiedlich hohem Umfang detektiert werden.

In den unterschiedlichen Versuchsjahren konnten an den Standorten überdies unterschiedliche Probenumfänge generiert werden (Tab. 24).

Um metabolische Resistenzen an den Standorten jeweils „vor Versuchsbeginn“ zu diagnostizieren, wurden die entsprechenden Samen bzw. Pflanzenproben mit einer Auswahl von acht herbiziden Wirkstoffen aus verschiedenen Wirkstoffklassen in Biotests getestet. Die applizierten Wirkstoffe können der Tab. 15 auf Seite 45 entnommen werden. Eine detaillierte Auflistung aller beprobten Standorte mit den untersuchten ALOMY Populationen sind ferner dem Anhang (Tab. 18–26; Seiten 169–172) zu entnehmen.

Tab. 24: Auflistung des Probenumfanges an den Standorten mit ALOMY-Populationen über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolgejahr, 2. Fruchtfolgejahr). Kulturen: WR/CL-WR = Winterraps; WW = Winterweizen; WG = Wintergerste). – : kein Forschungszeitraum

Versuchs- phase	vor Versuchsbeginn	Versuchsjahr	1. Fruchtfolgejahr	2. Fruchtfolgejahr
Kulturart	Gramineenart	WR / CL-WR	Gramineenart	Gramineenart
Feldfrucht	WW / WG	WR / CL-WR	WW	WW / WG
Standorte 2012–2015	151	100	188	190
Standorte 2013–2015	40	44	76	–
Standorte 2014–2015	60	30	–	–
∑	251	174	264	190

Insgesamt wurden im Verlauf der Fruchtfolgen 879 ALOMY-Pflanzenproben untersucht. Bei 266 Pflanzenproben (~30,3 %) konnte eine Mutation des ACCase-Enzyms an Position 1781, im ALS-Enzym konnte hingegen nur bei 32 Pflanzenproben (~3,6 %) eine Mutation dokumentiert werden.

In der Summe konnten lediglich an drei von neun Standorten NTSR diagnostiziert werden (Tab. 25 auf der folgenden Seite). Bei der Diagnose einer NTSR-Population handelte es sich um eine rein ALS-spezifische NSTR. Die anderen beiden NTSR basieren auf Mutationen in der ACCase. Unterschiede zwischen den Ergebnissen der blatt- oder samenspezifischen NTSR-Daten sind in der unten aufgeführten Tabelle in roter Färbung gekennzeichnet.

Am Standort SNK lagen Unterschiede zwischen den Blattanalysen und den Ergebnissen des Biotests vor. Vor Versuchsbeginn konnten hier 4 Pflanzen des Standortes Sönke-Nissen-Koog analysiert werden. Die Blattproben wiesen hier Mutationsfrequenzen von 50 % auf. Die Samenproben, die im Biotest analysiert wurden, wiesen eine deutlich höhere Mutationsfrequenz von 100 % im Bereich der applizierten ACCase-Inhibitoren auf. Ähnlich verhielt es sich am Standort Osterhof (OST).

Eine weitere metabolisch ALS-resistente Population konnte durch die Biotests diagnostiziert werden (ELS1). Am Standort OST (Probepflanzen: 8) lag in der Blattprobe vor Versuchsbeginn (analysierte pflanzen: eine Mutationsfrequenz im ACCase-Enzym an Position 1781 von 25 % vor. Im Biotest hingegen konnte eine metabolische Resistenz (Resistenzklassen nach Moss *et al.* (1999)) nach den Voraufauf-Applikationen von Imazamox (72–81 % = R?), Pendimethalin (36–72 % = RR), Prosulfocarb und Flufenacet (beide 72–81 % = R?) festgestellt werden.

Ebenso zeigte sich bei den analysierten ALOMY Populationen des Standortes ELS1 (analysierte Pflanzen: 8) eine NTSR von 33 %. Eine nur reduzierte Wirkung erreichten hier die Wirkstoffe Meso-/Iodosulfuron (RR), Pyroxsulam (RR), Imazamox (RR) im Nachaufauf sowie die Wirkstoffe Pendimethalin (RR), Prosulfocarb (R?) und Imazamox (R?) im Voraufauf.

Von den Projektstandorten des zweiten (ELS2, FEH2) bzw. dritten (ELS3, FEH3) Versuchsjahres konnten zehn bzw. zwölf Pflanzen für die Blattanalyse untersucht werden. Hier lagen keine Mutationen im ALS-Enzym vor. An den Standorten ELS2 und ELS3 konnte jedoch eine Mutation im ACCase-Enzym von 25 % und 20 % detektiert werden. Am Standort FEH2 lagen keine Mutationen sowohl im ACCase-Enzym als auch im ALS-Enzym vor. Der Standort FEH3 zeigte eine Mutationsfrequenz von 40 % im ACCase-Enzym.

In der folgenden Tab. 25 wird die Resistenzsituation vor Versuchsbeginn an den neun Standorten mit ALOMY Populationen und den jeweiligen Analysedaten bzgl. TSR und NTSR aufgezeigt.

Tab. 25: Darstellung der Resistenz (%) bei den ALOMY-Populationen (Blattprobe/Samenprobe) vor Versuchsbeginn an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3 und WET = Wetterade mit entsprechender wirkortspezifischer Resistenz (TSR) und/oder nicht wirkortspezifischer Resistenz (NSTR)

Forschungszeitraum	2012–2015					2013–2015		2014–2015	
	SNK	OST	ELS1	FEH1	WET	ELS2	FEH2	ELS3	FEH3
Analysepflanzen (n-Anzahl)	8	8	8	8	8	10	12	12	10
Wildtyp/	4/	6/	8 /	3/	2/	8/	12/	8/	6/
heterozygot/	4/	2/	0 /	5/	6/	2/	0/	2/	4/
homozygot	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Blattprobe									
ACCCase 1781	50 %	0 %	0 %	63 %	75 %	25 %	0 %	20 %	40 %
Blattprobe									
ALS 197-1	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %
Blattprobe									
ALS 574	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %	0 %
Samenprobe									
NTSR ACCCase	100 %	25 %	33 %	0 %	75 %	25 %	0 %	20 %	40 %
NTSR ALS	ja	ja	nein	nein	nein	nein	nein	nein	nein
	nein	nein	ja	nein	nein	nein	nein	nein	nein

Vor Versuchsbeginn konnten bei ALOMY an sieben von elf Standorten bereits ACCCase-Resistenzen (TSR), an einem Standort ebenfalls eine ALS TSR diagnostiziert werden. Insgesamt lag damit vor Versuchsbeginn damit an den Standorten eine Resistenzhäufigkeit/Gesamt-Mutationsfrequenz bei ALOMY von ~63,6 % an ACCCase TSR, ~18,2 % ACCCase NTSR und einige Pflanzen 9,1 % ALS NTSR vor. Folgend werden, die innerhalb der Fruchtfolgerotation, erhobenen Daten einzeln nach jeder Position dargestellt (Abb. 20). Im Folgenden werden dabei die Ergebnisse anhand der umfangreichen Blattproben aufgeführt. In den Abbildungen 20 und 21 werden die schlagspezifischen und standortbasierten Resistenzdaten der Blattanalysen über die Fruchtfolge an den jeweils detektierten mutierten Genpositionen (ACCCase 1781, ALS 197-1 sowie ALS 574) dargestellt.

Als Überblick über die Fruchtfolgenrotationen im Verlauf der Jahre dient die Abb. 19 (Seite 72) mit den gemittelten Mutationsfrequenzen der drei, respektive sechs, Herbizidvarianten.

Deutlich zu erkennen sind die höheren Mutationsfrequenzen an Position 1781 im ACCase-Enzym in schwarz dargestellt. Es zeigte sich, dass im Winterraps die meisten Pflanzen mit einer Mutationsfrequenz an Position 1781 detektiert werden konnten.

Es konnten darüber hinaus in den Testpflanzen kaum Mutationsfrequenzen an Position 197-1 im ALS-Enzym detektiert werden. Selbige Population wies jedoch zusätzlich eine Mutation im Enzym der ALS an Position 574 auf. Somit kann für die Versuchsjahre im Winterraps/CL-Winterraps für die beiden Positionen im ALS-Enzym eine Gesamtfrequenz von 0,7 % und 0,7 % festgehalten werden.

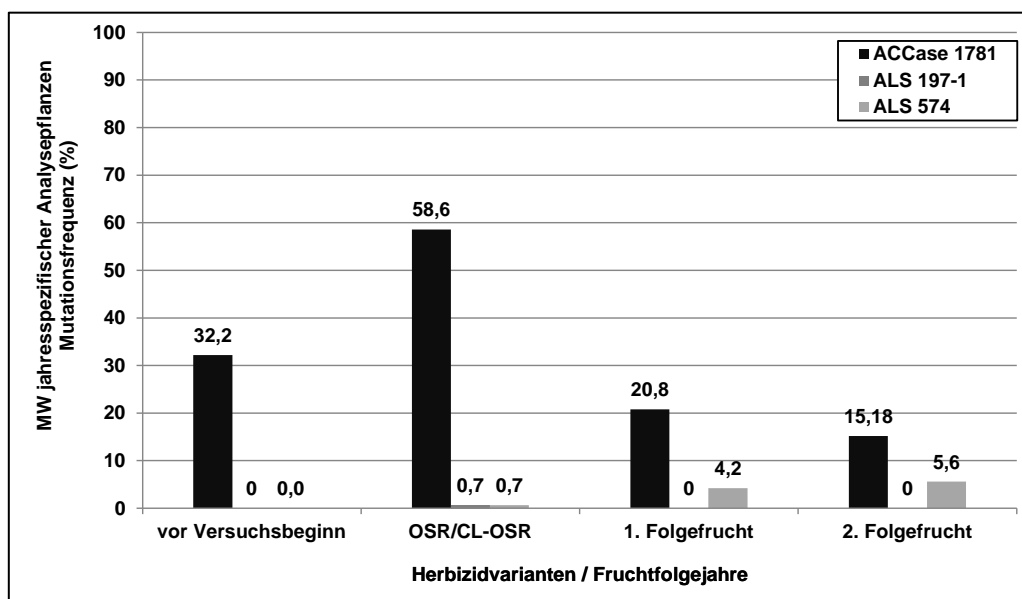


Abb. 20: Überblick über die Mittelwerte der Herbizidvarianten mit prozentualer Mutationsfrequenz (%) der analysierten Pflanzen über die Jahre 2012–2015 in einer Balkengrafik dargestellt. In schwarzer Färbung sind die gemittelten Mutationsfrequenzen im ACCase-Enzym an Position 1781; in dunkelgrauer Färbung die Gesamt-Mutationsfrequenzen (TSR, NTSR) im ALS-Enzym an Position 197-1 sowie in hellgrauer Färbung die Mutationsfrequenz im ALS-Enzym an Position 574 dargestellt. Angegeben sind ausschließlich TSR.

Lediglich in den beiden Gramineen-Kulturen (erste und zweite Folgefrucht) waren vereinzelt Mutationsfrequenzen an Position 574 zu detektieren. Diese sind in gleichem Ausmaß über die drei Herbizidvarianten, des ehemals angebauten Winterrapses verteilt, so dass ein gleiches Signifikanzniveau herrscht und keine Unterscheidbarkeit gegeben ist (Abb. 21, Seite 77).

Es zeigte sich keine signifikante Unterscheidbarkeit zwischen den einzelnen Herbizidvarianten der Jahre, obgleich in den einzelnen Jahren unterschiedlich hohe Mutationsfrequenzen im ACCase-Enzym an Position 1781 vorliegen.

Auffällig sind die im Vergleich zu den Fruchtfolgejahren eins und zwei deutlich höher tendierenden Mutationsfrequenzen „vor Versuchsbeginn“ und im ersten Versuchsjahr. Ebenso zeigen sich im Versuchsjahr, in dem Wintertraps bzw. CL-Wintertraps angebaut wurde, die höchsten Mutationsfrequenzen. Die jeweiligen zusätzlich applizierten Graminizide nach den Hauptherbizidmaßnahmen im Vor- bzw. Nachaufbau wurden im Modell zu Lasten der jeweiligen Standorte mit berücksichtigt.

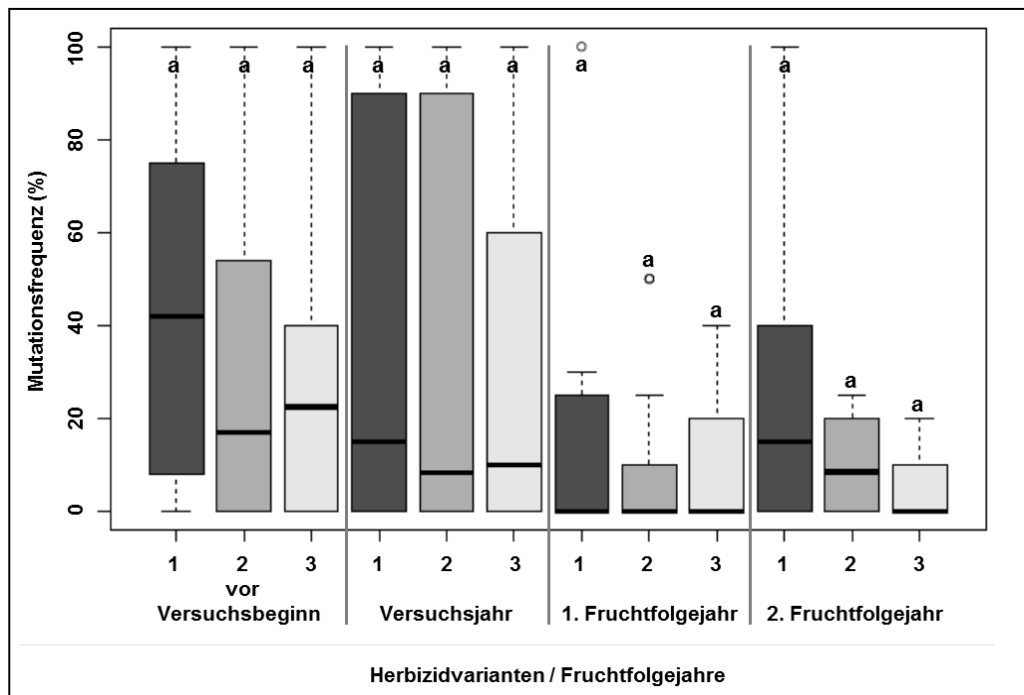


Abb. 21: Prozentuale Mutationsfrequenz (%) TSR und NTSR der analysierten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen je Herbizidvariante im ACCase-Enzym an Position 1781 in den jeweiligen Fruchtfolgejahren (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolge, 2. Fruchtfolge) der untersuchten Standorte. Gemischtes Modell mit Varianzheterogenität; Varianten mit gleichen Buchstaben unterscheiden sich nicht signifikant voneinander in den jeweiligen Gruppen (Fruchtfolgejahre) ($P < 0,05$)

In der folgenden Abb. 22 auf Seite 78 sind die Mutationsfrequenzen in der Acetolactat-Synthase an Position 197-1 aufgezeigt. Unter Einbeziehung der bereits aufgezeigten Daten in Abb. 20 und den Tab. 19, 22, 25 auf den Seite 169, 171, 172 des Anhanges, ist zu erkennen ist, dass in der Gesamtheit aller Resistenzdaten bei den analysierten Pflanzen nur geringe bis keine Mutationen vorlagen.

Die statistische Auswertung der Resistenzdaten der einzelnen Jahre bzw. Standorte mit Herbizidvarianten (Gruppen) erfolgte, wie zuvor in Kap. 3.3.2 dargestellt, anhand eines Fixed Model mit Varianzhomogenität. Im Gemischten Modell wurden für die einzelnen Jahre die Resistenzdaten zusammengefasst und jeweils untereinander innerhalb der drei Herbizidvarianten verrechnet. Eine statistische Unterscheidbarkeit innerhalb der einzelnen

Gruppen (Jahr:Standort:Herbizidvariante) sowie im Verlauf über die Jahre konnte nicht festgestellt werden.

Lediglich ergab sich für eine Analysepflanze mit einer Mutation im ALS-Enzym an Position 197-1 und einer Mutationsfrequenz von 20 % des Standortes ELS1 (Variante zwei im Versuchsjahr 2013/14) ein unterschiedliches Signifikanzniveau als bei den anderen Versuchsvarianten. Alle anderen Mutationsfrequenzen über die Varianten innerhalb des Versuchsjahres mit Winterraps/CL-Winterraps zeigten keine derartige Erhöhung, so dass man hier von einem außerordentlichen Messwert ausgehen muss.

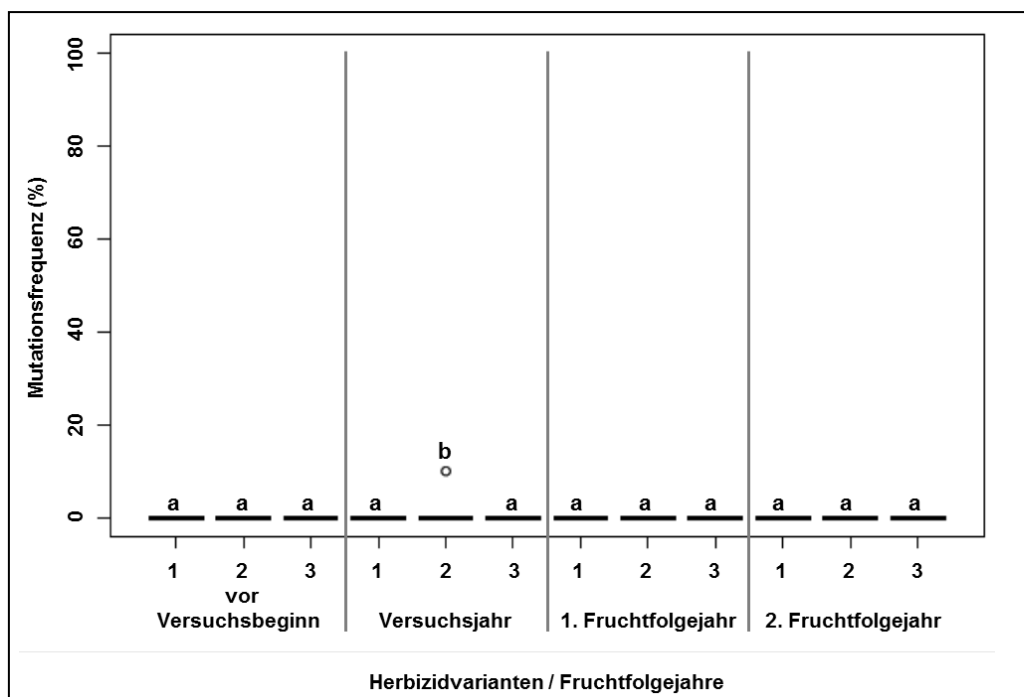


Abb. 22: Prozentuale Mutationsfrequenz (%) TSR der analysierten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen je Herbizidvariante im ALS-Enzym an Position 197-1 in den jeweiligen Fruchfolgejahren (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchfolge, 2. Fruchfolge) der untersuchten Standorte. Gemischtes Modell mit Varianzheterogenität; Varianten mit gleichen Buchstaben unterscheiden sich nicht signifikant voneinander in den jeweiligen Gruppen (Fruchfolgejahre) ($P < 0,05$)

In der Abb. 23 auf der nächsten Seite werden die Mutationsfrequenzen der Populationen an Position 574 im ALS-Enzym dargestellt. Wie zu erkennen, weisen vor allem die zwei Fruchfolgejahre erhöhte Werte bei den Mutationsfrequenzen an Position 574 auf. Die jeweiligen einzelnen erhöhten Werte stammen vom Standort ELS1 (erstes und zweites Fruchfolgejahr) und ELS2 (erstes Fruchfolgejahr). Eine detaillierte Auflistung der einzelnen standortspezifischen Populationen mit Mutationen sind dem Anhang zu entnehmen (Tabellen 20, 23, 26; Seiten 170, 171, 172).

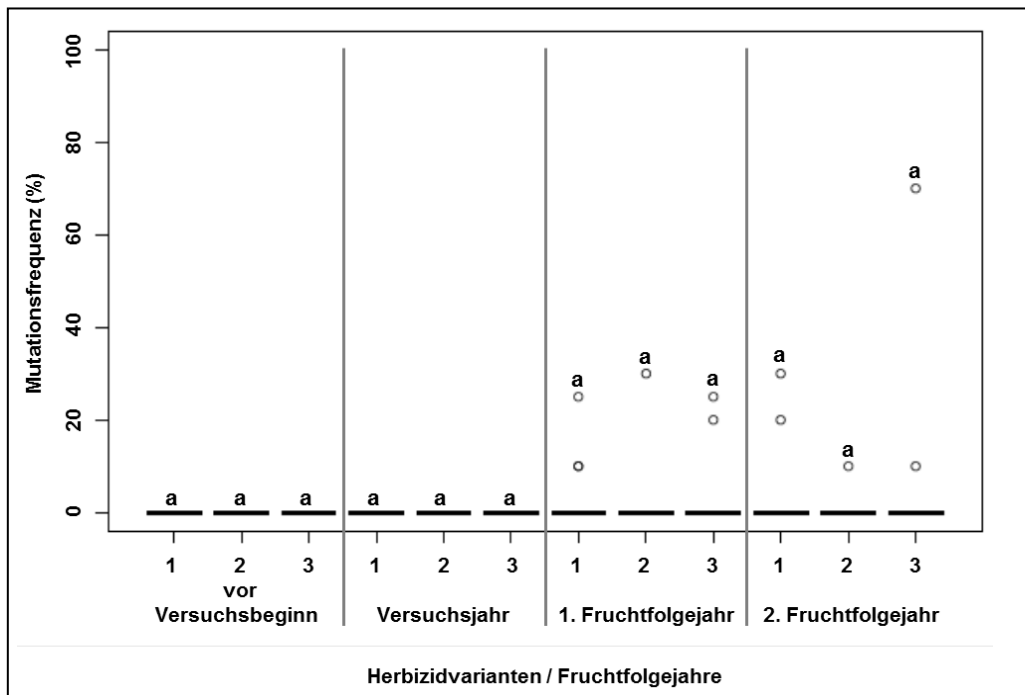


Abb. 23: Prozentuale Mutationsfrequenz (%) TSR, NTSR der analysierten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen je Herbizidvariante im ALS-Enzym an Position 574 in den jeweiligen Fruchfolgejahren (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchfolge, 2. Fruchfolge) der untersuchten Standorte. Gemischtes Modell mit Varianzheterogenität; Varianten mit gleichen Buchstaben unterscheiden sich nicht signifikant voneinander in den jeweiligen Gruppen (Fruchfolgejahre) ($P < 0,05$)

Eine signifikante Zunahme der NTSR (Standort ELS1) konnte nicht festgestellt werden. Wie in der oben abgebildeten Grafik zu erkennen ist, liegen trotz angegebener NTSR vom Standort ELS1 alle Pflanzenproben auf einem Signifikanzniveau – allerdings zeigte sich auch damit ein dynamischer Prozess. Insgesamt konnte somit keine Erhöhung der Mutationsfrequenzen oder eine Zunahme von NTSR an anderen Standorten diagnostiziert werden.

4.3.2 Kamille-Arten (MATCH, MATIN)

Als weitere analysierte Unkrautart, bei der bereits in Schleswig-Holstein erste Resistenzen dokumentiert wurden, werden die Resistenzanalyse-Ergebnisse für die Kamille-Arten (*Matricaria chamomilla* L. und *Matricaria inodora* L.) aufgezeigt.

Die Daten bzgl. einer Resistenzentwicklung können aufgrund der applizierten vollen Aufwandmengen nur teilweise bereitgestellt werden, da sich nach den maximal zugelassenen Aufwandmengen lediglich geringe Probenumfänge an den Standorten zur Samenreife auffinden ließen.

Hier ist als erstes zwischen den beiden genannten Spezies im Einzelnen zu differenzieren. Zum einen kommen an den Standorten Osterhof (OST), Elskop 1 (ELS1) und Wetterade

(WET) Pflanzen der Art MATCH, zum anderen an den Standorten OST und ELS1 auch Pflanzen der Art MATIN vor.

An den Standorten Neuharmhorst 2 und 3 (NHH2, 3) waren nur Pflanzen der Art MATCH aufzufinden. Am Standort NHH3 konnten diese jedoch nur bis zur Bonitur „Vegetationsende vor Winter“ diagnostiziert werden. Eine Datenerhebung bzgl. einer eindeutigen Resistenzentwicklung war folglich nicht möglich.

Insgesamt konnte eine Anzahl von 60 Blattproben von MATSS über die genannten Standorte (OST und ELS1) vervollständig dokumentiert und analysiert werden. Eine Auflistung der Analysedaten ist im Folgenden, getrennt nach MATCH- und MATIN-Populationen, in den Tab. 26 bis 28 aufgleistet.

Tab. 26: Auflistung des Probenumfanges an den Standorten mit MATCH-Populationen über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. und 2. Fruchtfolgejahr)

Standort	Versuchsphase	Var.	Anzahl Analyse - pflanzen	ALS 197-1				ALS 574			
				Wild - typ	hetero - zygot	homo - zygot	Mut.-frequenz (%)	Wild - typ	hetero - zygot	homo - zygot	Mut.-frequenz (%)
OST	vor Versuchsbeginn		14	14	0	0	0	0	0	0	0
ELS1			10	10	0	0	0	0	0	0	0
WET			9	9	0	0	0	0	0	0	0
OST	Versuchsjahr (WR)	1	3	0	2	1	100	0	0	0	0
		2	2	0	2	0	100	0	0	0	0
		3	2	0	1	1	100	0	0	0	0
ELS1	Versuchsjahr (WR)	1	5	0	3	2	100	0	0	0	0
		2	2	0	1	1	100	0	0	0	0
		3	3	0	2	1	100	0	0	0	0
WET	Versuchsjahr (WR)	1	0	keine Spezies aufzufinden							
		2	0								
		3	0								
OST	1. + 2. Fruchtfolgejahr	1	0	keine Spezies aufzufinden							
		2	0								
		3	0								
ELS1	1. + 2. Fruchtfolgejahr	1	0	keine Spezies aufzufinden							
		2	0								
		3	0								
WET	1. + 2. Fruchtfolgejahr	1	0	keine Spezies aufzufinden							
		2	0								
		3	0								

Es zeigte sich, dass jeweils vor Versuchsbeginn keine Mutationen über alle Populationen bei den aufzufindenden Pflanzen diagnostiziert werden konnten.

Im Versuchsjahr, in dem konventioneller Hybrid-Winterraps (Var. 1) sowie Clearfield®-Hybridwinterraps (Var. 2 und 3) angebaut wurde, konnten einzelne MATCH-Pflanzen mit einer Mutation in der ALS festgestellt werden.

Es war ausschließlich die Position 197-1 im Enzym der Acetolactat-Synthase betroffen. In den darauffolgenden zwei Versuchsjahren (1. und 2. Fruchtfolgejahr) konnten an den Standorten OST, ELS1 sowie WET allerdings keine derartigen Pflanzen detektiert und für eine Analyse aufgefunden werden.

In der angefügten Tab. 27 werden separat die MATCH-Analyseergebnisse des Standortes NHH2 (2013/14) dargestellt. Hier konnten vor Versuchsbeginn sowie im ersten Versuchsjahr einige Analysepflanzen generiert werden. In keiner der Blattproben konnte eine Mutation detektiert werden. Im ersten Fruchtfolgejahr waren keine MATCH-Spezies zu bonitieren.

Tab. 27: Darstellung der Resistenzsituation von MATCH am Standort NHH2 = Neuharmhorst 2 über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolgejahr, 2. Fruchtfolgejahr) mit den analysierten Positionen 197-1 und 574 im ALS-Enzym

Standort	Versuchsphase	Var.	Anzahl Analyse - pfl.	ALS 197-1				ALS 574				
				Wild - typ	hetero - zygot	homo - zygot	Mut.-frequenz (%)	Wild - typ	hetero - zygot	homo - zygot	Mut.-frequenz (%)	
NHH2	vor Versuchsbeginn		12	12	0	0	0	12	0	0	0	
	Versuchsjahr (WR)	1	6	6	0	0	0	6	0	0	0	
		2	11	11	0	0	0	11	0	0	0	
		3	9	9	0	0	0	9	0	0	0	
	1. Fruchtfolgejahr	1	0	keine Spezies aufzufinden								
		2	0									
		3	0									

Wie bereits erwähnt, konnten an den Standorten OST und ELS1 auch vereinzelt MATIN-Pflanzen bonitiert werden. Einen Überblick über die Ergebnisse der Analysedaten bzgl. der Resistenzsituation gibt die Tab. 28 auf der kommenden Seite.

Im Vorfeld des Versuchsbeginns an den Standorten OST und ELS1 konnten an beiden Standorten jedoch keine MATIN-Pflanzen für eine Analyse aufgefunden werden. Lediglich im ersten Versuchsjahr (Winterraps/CL-Winterraps) konnten insgesamt sieben Pflanzen der Art MATIN in den Probenahmeparzellen detektiert und analysiert werden.

Sechs der Proben stammten vom Standort OST. Bei der Blattanalyse ergab sich eine Mutationsfrequenz von 83 %. Eine von sechs Pflanzen wies dabei keine Mutation auf, die anderen fünf verbleibenden MATIN Pflanzen waren in ihrer Mutation sowohl heterozygot (4) als auch homozygot (1) beeinflusst. In den folgenden zwei Versuchsjahren mit angebauten

Winterweizen konnten keine weiteren Analysepflanzen für Untersuchungszwecke detektiert werden. Mithin handelte es sich lediglich um einzelne Pflanzen, die in den Folgejahren nach Winterraps nicht weiter aufwuchsen und sich ausbreiteten.

Die erhobenen Daten bzgl. der Resistenzsituation von MATIN und den analysierten Positionen 197 und 574 im ALS-Enzym vor, während sowie in der Fruchtfolgerotation sind lediglich aufgrund des geringen Datenumfanges im Folgejahr deskriptiv angegeben.

Eine relative Zunahme der resistenten Populationen konnte über die Fruchtfolge nicht beobachtet werden. Es unterbleibt aufgrund der Eindeutigkeit der Daten eine nähere statistische Auswertung.

Tab. 28: Darstellung der Resistenzsituation von MATIN an den Standorten OST = Osterhof und ELS1 = Elskop 1 über die Versuchsphasen (vor Versuchsbeginn, Versuchsjahr, 1. Fruchtfolgejahr, 2. Fruchtfolgejahr) mit den analysierten Positionen 197-1 und 574 im ALS-Enzym

Standort	Versuchsphase	Var.	Anzahl Analyse - pfl.	ALS 197-1				ALS 574			
				Wild - typ	hetero - zygot	homo - zygot	Mut.-frequenz (%)	Wild - typ	hetero - zygot	homo - zygot	Mut.-frequenz (%)
OST	vor Versuchsbeginn		0	Keine Spezies auffindbar							
ELS1			0								
OST	Ver-suchsjahr (WR)	1	6	1	4	1	83	0	0	0	0
		2	0	Keine Spezies auffindbar							
		3	0								
ELS1	Ver-suchsjahr (WR)	1	0	Keine Spezies auffindbar							
		2	1								
		3	0	Keine Spezies auffindbar							
OST	1. + 2. Fruchtfolgejahr	1	0	Keine Spezies auffindbar							
		2	0								
		3	0								
ELS1		1	0								
		2	0								
		3	0								

4.4 Bodensamenpotenzial

Von den Standorten SNK, OST, ELS1, FEH 1, WET mit Versuchsbeginn 2012 sowie ELS2, FEH2 und NHH2 mit Versuchsbeginn 2013 wurden jeweils im ersten Versuchsjahr 2012/2013 bzw. 2013/14 (Anbau von Winterraps/CL-Winterraps) ca. eine Woche vor Beginn der Blüte (BBCH 57–59 des Winterraps) Bodenproben, nach dem in Kap. 3.2.2 beschrieben Umfang, gezogen und weiter verarbeitet.

In den Bodenproben der Standorte konnten je nach Standort und Bodenschicht die Schadpflanzenspezies ALOMY, BRNN, CAPBP, DESSO, LAMSS, MATCH, MATIN, MYOAR, POLCO, STEME, VERSS und VIOLA bonitiert werden.

Es zeigte sich in den Bodenproben, dass in den unterschiedlichen Bodenschichten differenzierte Anzahlen auflaufender Ungräser/Unkräuter festzustellen war.

In der folgenden Tab. 29 sind die unterschiedlichen aufgelaufenen Spezies in den unterschiedlichen Bodenschichten mit den Gesamtanzahlen, respektive der für die Untersuchungen wichtigen beiden Schadpflanzenarten ALOMY und MATSS (MATCH/MATIN), aufgeführt.

Tab. 29: Aufgelaufene Spezies in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm, 10–30 cm) der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1 und WET= Wetterade

Standort	Variante	Summe	davon ALOMY	davon MATSS	Summe	davon ALOMY	davon MATSS	Summe	davon ALOMY	davon MATSS
Bodenschicht		0–5 cm			5–10 cm			10–30 cm		
SNK	V1	15	0	1	9	0	3	4	0	1
	V2	4	0	0	1	0	0	3	1	0
	V3	2	0	0	4	0	0	8	0	0
	V4	63	0	0	17	0	0	8	0	1
OST	V1	504	55	11	387	16	27	232	9	21
	V2	434	8	31	369	7	47	390	1	28
	V3	413	9	34	180	12	8	91	1	14
ELS1	V1	53	16	33	58	9	46	75	12	60
	V2	56	4	20	25	13	10	32	10	21
	V3	28	11	15	14	9	4	14	7	7
FEH1	V1	4	0	0	3	0	0	1	0	0
	V2	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	V3	0	0	0	0	0	0	5	0	1
WET	V1	5	0	0	2	0	0	15	0	1
	V2	2	0	0	7	0	2	8	0	0
	V3	2	0	0	6	1	0	8	0	0
Summe Spezies		1586	103	145	1082	67	147	894	41	155

Der Tabelle ist zu entnehmen, dass in den jeweiligen Bodenschichten differenzierte Anzahlen an auflaufenden Schadpflanzenspezies detektiert werden konnten. Nachfolgend wird auf die einzelnen Standorte eingegangen.

Die höchsten Zahlen der Summe aller Spezies weist der Standort Osterhof auf. Mit zunehmender Bodenschichttiefe konnten weniger Ungräser-/Unkrautarten diagnostiziert werden. Allerdings konnten auch hier über alle Bodenschichten, die für die Versuchsfragen wichtigen Spezies (ALOMY und MATSS), bestätigt werden.

Ebenso verhält es sich beim datenumfang des Standortes ELS1, an dem deutlich weniger Pflanzen in der Gesamtsumme aufliefen, als am Standort OST. Es zeigt sich ebenfalls, dass auch an diesem Standort in den untersuchten Bodenschichten ALOMY- und MATSS-Pflanzen diagnostiziert werden konnten. Wie bereits in den Boniturdaten aus den Feldversuchen dargestellt, sind an den Standorten SNK, FEH1, und WET deutlich geringere Speziesanzahlen detektiert worden.

Für die Standorte mit Versuchsbeginn in 2013 und damit einer Versuchsdauer von zwei Jahren und lediglich zwei angestellten Versuchskulturen, ergaben sich folgende Auflaufzahlen der Schadpflanzen (wie in der Tab 30, Seite 85 dargestellt).

Es zeigt sich auch, dass am Westküstenstandort Elskop 2 erneut die höchsten Spezieszahlen zu detektieren waren. Aus den Auflaufzahlen des Standortes Fehmarn 2 geht hervor, dass nur in den beiden oberen Bodenschichten 0–5 cm und 5–10 cm hohe Pflanzenzahlen (22, 28) bonitiert werden konnten. In der untersuchten Bodenschicht 10–30 cm liefen hingegen nur vereinzelt Pflanzen auf. Am Standort NHH2 kann dieser Trend jedoch nicht bestätigt werden. Hier laufen vermehrt Pflanzen aus den tieferen Bodenschichten auf.

An den vorgestellten Standorten mit einem Vorkommen von ALOMY und MATSS nahmen die beiden Spezies einen erheblichen Teil der gesamten aufgelaufenen Spezies ein. Eine detaillierte Auflistung der, in den einzelnen Bodenschichten der Standorte aufgelaufenen, Spezies können dem Anhang (Tabellen 38, 39; Seiten 180, 181) entnommen werden.

Tab. 30: Aufgelaufene Spezies in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm, 10–30 cm) der Standorte ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuahrmhorst 2

Standort	Variante	Summe	davon ALOMY	davon MATSS	Summe	davon ALOMY	davon MATSS	Summe	davon ALOMY	davon MATSS
Bodenschicht		0–5 cm			5–10 cm			10–30 cm		
ELS2	V1	21	21	0	19	16	0	10	0	2
	V2	20	16	1	23	22	0	22	0	0
	V3	33	33	0	5	4	0	7	0	0
	V4	24	23	0	32	25	0	2	0	0
FEH2	V1	15	14	0	22	18	0	4	1	0
	V2	14	12	0	22	13	0	8	0	0
	V3	22	17	0	8	1	0	9	8	0
NHH2	V1	10	0	9	23	0	9	33	0	16
	V2	10	0	5	21	0	17	12	0	6
	V3	0	0	0	8	0	0	6	0	0
Summe Spezies		169	136	15	183	99	26	113	9	24

In der Gesamtbetrachtungsweise der aufgelaufenen und bonitierten Schadpflanzen kann festgestellt werden, dass in der Variante 1 (Applikation von Butisan® Gold im VA; 2,5 l ha⁻¹) im Mittel die höchsten Auflafraten an Pflanzenspezies in den oberen beiden Bodenschichten (0–5 cm und 5–10 cm) zu diagnostizieren waren. Lediglich die Variante 2 (Applikation von Butisan® Kombi; 2,5 l ha⁻¹ im VA sowie BAS 83101H+Dash; 1,0 l ha⁻¹ + 1,0 l ha⁻¹) im VA sowie NA in der Bodenschicht 10–30 cm, gemittelt über die Standorte des ersten und zweiten Projektjahres, höhere Werte aufwies. Einen weiteren Überblick gibt hier Abb. 24 auf der nächsten Seite. Anhand der eingezeichneten Trendlinie (exponentiell) und einem sich ergebenden Bestimmtheitsmaß von $R^2 = \sim 0,99$ sind von der obersten Bodenschicht (0–5 cm) zur tiefsten Bodenschicht (10–30 cm) gesichert, abnehmende Pflanzenzahlen zu diagnostizieren. Zusätzlich wurden die einzelnen Gesamtpflanzenaufläufe je Standort, in der jeweiligen Herbizidvariante im Winterraps (V1 bis V4) in den entsprechenden Bodentiefen statistisch ausgewertet. Dafür wurde zur Übersichtlichkeit eine Boxplotgrafik mit Fallzahlangabe angefertigt (Abb. 24, Seite 87). Als statistische Methode wurde ein generalisiertes Modell verwandt. Die Daten unterliegen einer Poisson-Verteilung. Nach der Ergebnislage aus einer ANOVA bestehen Wechselwirkungen zwischen den einzelnen Varianten. Das damit vorliegende Signifikanzniveau der Wechselwirkungen hängt maßgeblich von der Höhe der aufgelaufenen Pflanzen ab.

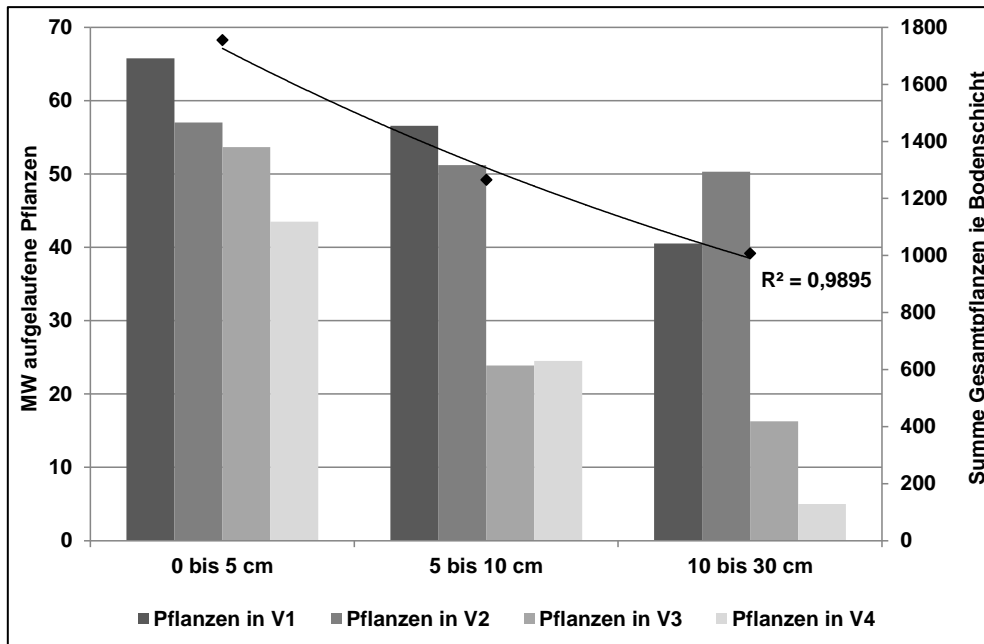


Abb. 24: Darstellung der gemittelten Pflanzenaufläufe (n-Anzahl) aus den Bodenschichten der Herbizidvarianten (V1 = konv. Herbizidmaßnahme im VA, Butisan® Gold; V2 = konv. Herbizidmaßnahme im VA; Butisan® Kombi + CL-Herbizidmaßnahme im NA, BAS 83101H + Dash® E.C. ; V3 = CL-Herbizidmaßnahme im NA, CL-Vantiga® + Dash® E.C. sowie der entsprechenden aufgelisteten Graminizide (Tab. 7) der Standorte SNK, OST, ELS1, FEH1 und WET sowie ELS2, FEH2, und NHH2. Zudem ist die Summe der Gesamtpflanzenanzahlen je Bodenschichte mit aufgeführt

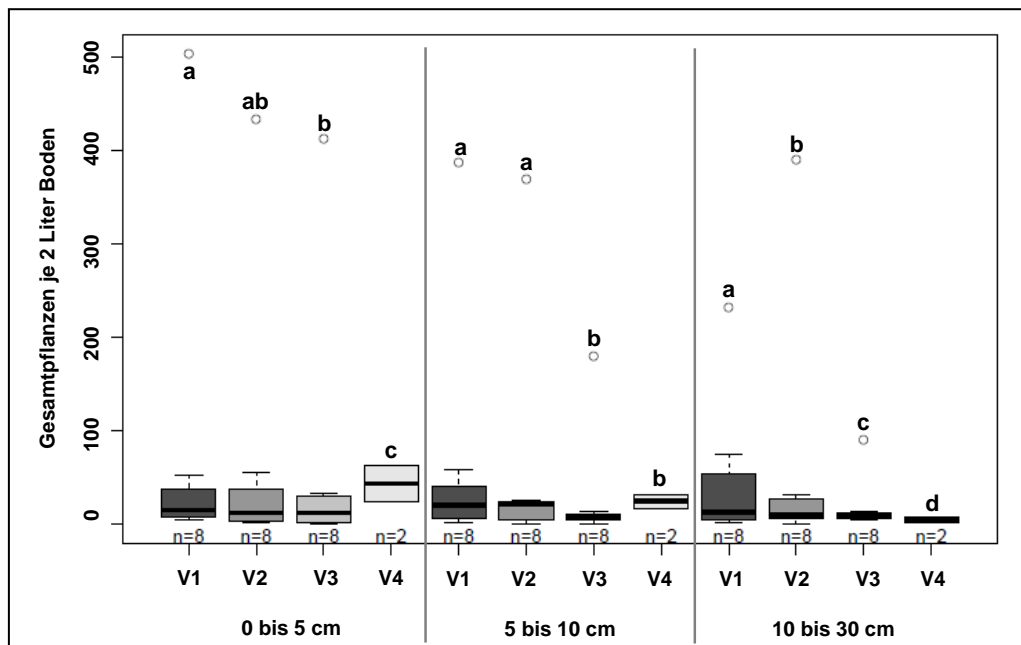


Abb. 25: Gesamt Pflanzenanzahlen je 2 Liter Boden (Bodenmischprobe) in den einzelnen Herbizidvarianten (V1–V4) in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm und 10–30 cm) dargestellt. Unterschiedliche Buchstaben beziehen sich jeweils auf den Variantenvergleich innerhalb einer Bodentiefe (Gruppe) und entsprechen unterschiedlichen Signifikanzniveaus ($P < 0,05$)

Überdies wurden die aufgelaufenen Spezies ALOMY, MATCH und MATIN aus den verschiedenen Bodenschichten auf ihren Resistenzgrad untersucht. Wie bereits im Kapitel Material & Methoden beschrieben, wurden mindestens 10 Pflanzen je Spezies und Bodenschicht auf ihren Resistenzgrad hin untersucht.

Ein unterschiedliches Muster in der Resistenzsituation bzgl. einer vorliegenden Mutation in der ACCase und/oder ALS konnte bei den analysierten Proben bestätigt werden.

Bei den analysierten Blattproben der Spezies ALOMY, MATCH und MATIN aus den jeweiligen Bodenschichten ergaben sich folgende Ergebnisse. Die Ergebnisse der Resistenzanalysen der ALOMY-Blattproben (Position 1781) aus den einzelnen Bodenschichten der Standorte OST und ELS1 sind in der folgenden Tab. 31 dargestellt. Der unterschiedlich große Stichprobenumfang hing von den auflaufenden und somit zu analysierenden Pflanzenspezies der einzelnen Bodenproben ab.

Tab. 31: Resistenzanalysedaten aufgelaufener ALOMY-Pflanzen aus den Bodenproben der Standorte OST und ELS1 aus den einzelnen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm, 10–30 cm)

Standort	Var.	Bodenschicht	Anzahl Analysepflanzen	ACCase 1781			
				Wildtyp	heterozygot	homozygot	Mutationsfrequenz (%)
OST	1	0–5 cm	15	15	0	0	0
		5–10 cm	13	13	0	0	0
		10–30 cm	10	10	0	0	0
	2	0–5 cm	8	4	4	0	50
		5–10 cm	7	4	2	1	43
		10–30 cm	1	1	0	0	0
	3	0–5 cm	8	8	0	0	0
		5–10 cm	8	8	0	0	0
		10–30 cm	4	4	0	0	0
ELS1	1	0–5 cm	2	1	1	0	50
		5–10 cm	12	12	0	0	0
		10–30 cm	7	7	0	0	0
	2	0–5 cm	3	3	0	0	0
		5–10 cm	4	4	0	0	0
		10–30 cm	7	7	0	0	0
	3	0–5 cm	15	15	0	0	0
		5–10 cm	15	15	0	0	0
		10–30 cm	12	15	0	0	0

Es wurden insgesamt 151 Blattproben von beiden Standorten analysiert. Bei acht von 151 Blattproben (5,3 %) konnte eine Mutation an Position 1781 im ACCase-Enzym festgestellt werden. Die Pflanzenproben mit Mutationsfrequenzen sind in der obigen Tab. 31 aufgelistet in grauer Färbung gekennzeichnet. Bei keiner der analysierten Blattproben konnte überdies eine Mutation an den Positionen 197-1 und/oder 574 diagnostiziert werden. Es konnten somit, wie auch bereits bei den analysierten Feldproben beschrieben, bei den ALOMY-Pflanzen höhere Mutationsfrequenzen an der Position 1781 (ACCcase) als an den Positionen 197-1 sowie 574 (ALS) diagnostiziert werden.

Aus den Bodenproben wurden ebenso Kamille-Pflanzen (MATCH, MATIN) auf eine etwaige Mutation bzw. eine vorliegende Resistenz untersucht. Über die drei Bodenschichten wurden 222 MATCH-Blattproben von den Standorten OST (113 Pflanzen) und ELS (109 Pflanzen) sowie 72 MATIN-Blattproben vom Standort ELS1 analysiert. Die 222 untersuchten Blattproben wiesen keine Mutation an den Positionen 197-1 und 574 im ALS-Enzym auf. Ferner lagen keine Mutationen im ALS-Enzym bei den 72 analysierten MATIN-Pflanzen vor. Somit lässt sich feststellen, dass auch bei den analysierten Bodenproben aus den Bodenproben keine höheren Mutationsfrequenzen an den entsprechenden Positionen im ALS-Enzym der Varianten mit einer Imazamoxapplikation vorlagen als in der konventionellen Vergleichsvariante.

4.5 Versuch zur Resistenzvermeidung (Klimakammer)

Zu den Untersuchungen feldbasierter Daten wurden weitere Versuche zur Erforschung von einer Resistenzentwicklung bei verschiedenen Acker-Fuchsschwanz-Biotypen, wie im Material & Methode-Teil ausführlich dargestellt, durchgeführt.

Es handelte sich bei den Untersuchungen um Klimakammerversuche, die unter konditionierten Bedingungen abliefen. Insgesamt wurde die Wirkung dreier verschiedener Graminizidwirkstoffe (Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop) auf ihre Wirksamkeit bei verschiedenen resistenten ALOMY-Populationen sowie der Tauben Tresse und Weizen als Referenz für Ausfallgetreide getestet. Aus dem Versuch sollten wichtige Erkenntnisse der Wirksamkeit der Graminizide unter verschiedenen Temperaturbedingungen gewonnen werden und inwieweit hierdurch potentiell resistenzgefährdete oder bereits resistente ALOMY-Populationen mit einer FOP- oder DIM/FOP-Resistenz sich in ihrer Ausbreitung in Schleswig-Holstein/Norddeutschland beeinflussen lassen. Die mit Mutationen behafteten ALOMY-Populationen wurden so gewählt, wie sie auch u. a. in Norddeutschland häufiger vorkommen. Neben einer Wirkungsbonitur (bis 57 Tage nach Applikation der Herbizide) wurden die verbleibenden Trockenmassegehalte bestimmt, um die letztendliche überlebende Pflanzenmasse zu ermitteln und Ableitungen für eine weitere Resistenzentwicklung und Ausbreitung solcher Populationen/Biotypen bilden zu können.

4.5.1 Wirkungsbonituren

Zunächst werden die einzelnen Applikationsstrategien anhand der Daten aus den zwei Klimaregimen 10 °C und 15 °C bei halber (50 %) und maximal zugelassener Aufwandmenge (100 %) bei den verwendeten Pflanzenarten anhand der Wirkungsbonituren vorgestellt.

Vergleichend sind in der folgenden Abb. 26 die einzelnen Pflanzenspezies im 10 °C-Temperaturregime bei Applikation in BBCH 12/13 und BBCH >20 aufgezeigt. Die oberen beiden Grafiken der Abbildung zeigen die Pflanzenschädigungen nach Applikation in BBCH 12/13, die unteren beiden Grafiken vergleichend die Pflanzenschädigungen nach Applikation in BBCH >20.

Ersichtlich sind deutliche Differenzen in der Wirkung zwischen den halb max. zugel. Aufwandmengen (linke Diagrammgrafiken) und max. zugel. (rechte Diagrammgrafiken).

Der sensitive ALOMY-Biotyp sowie BROST und TRAIE können von allen Graminiziden gleichermaßen wirkungsvoll bekämpft werden. Es zeigt sich zudem, dass der Wirkstoff Clethodim schneller und damit wirkungsvoller wirkte (vor allem auf die beiden resistenten Populationen von ALOMY (FOP res. / DIM/FOP res.)) als die anderen beiden applizierten Wirkstoffe. Eine Differenzierung der jeweiligen Wirkstoffe konnte stets ca. 20 Tage nach Applikation beobachtet werden. Im Mittel konnten die ersten Symptome einer Pflanzenschädigung nach Applikation voller Aufwandmengen acht bis zehn Tage früher als bei halber Aufwandmenge diagnostiziert werden.

Um eine möglichst effektive Wirkung zu erzielen, benötigen die applizierten Graminizide mindestens 10 °C. Im Bereich zwischen 10 °C und 15 °C differenzieren die Schädigungsraten am größten. Im Temperaturbereich von 20 °C verlaufen die Schädigungen anfänglich gleich; lediglich bei den ALOMY-Biotypen mit einer FOP Resistenz sowie DIM/FOP Resistenz wird durch die Wirkstoffe eine unterschiedliche Phytotoxizität hervorgerufen (siehe dazu Abb. 26, 27 auf den Seiten 90 und 91). Die Ergebnisse der Berechnung der Wirkungselastizitäten können dies bestätigen (siehe Abb. 31 auf Seite 96).

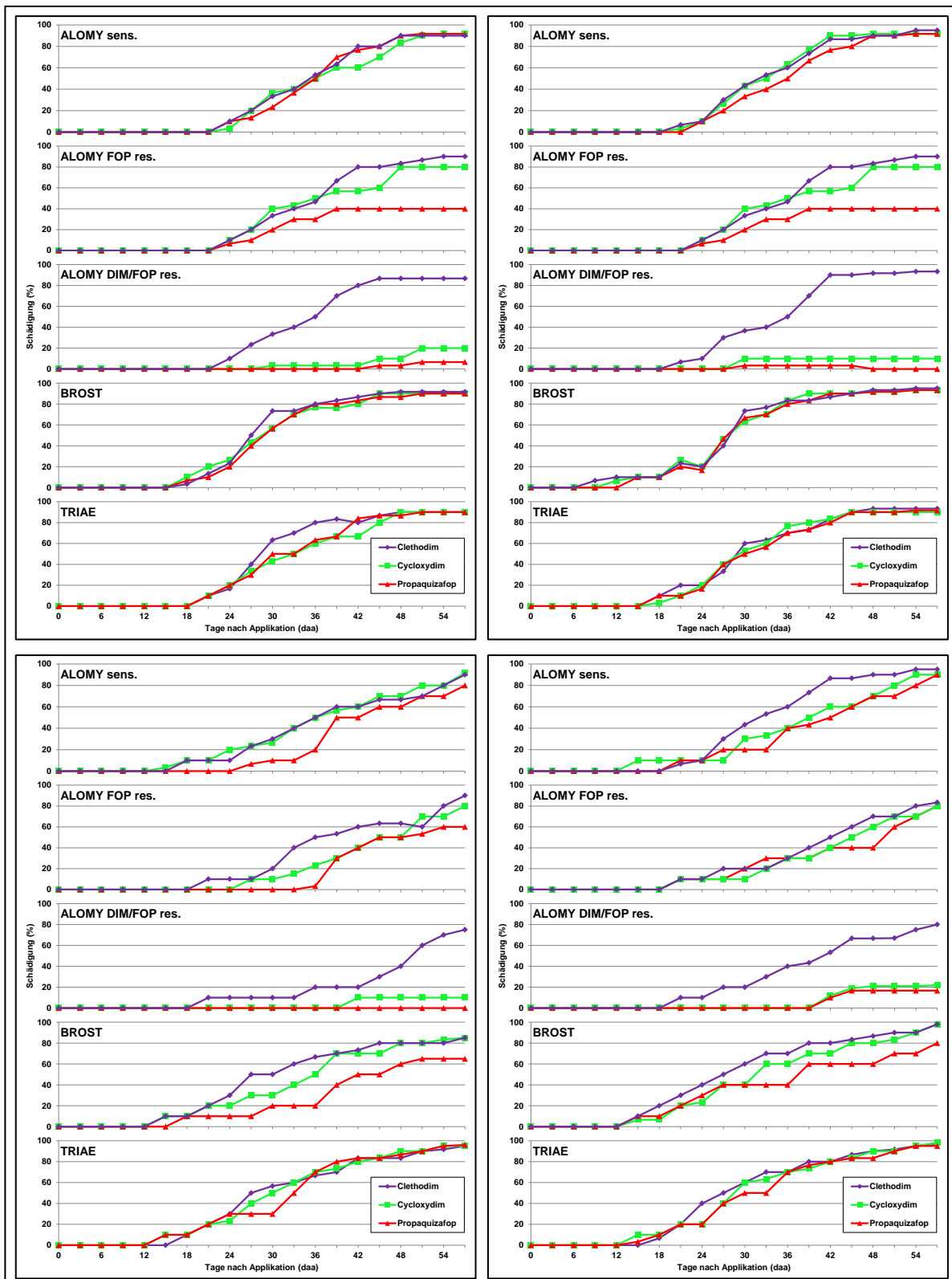


Abb. 26: Ergebnisse der Wirkungsbonituren (Pflanzenschädigung %) bis 57 Tage nach Applikation in BBCH 12/13. In den oberen beiden Grafiken sind die Wirkungsgrade bei halber max. zugel. Aufwandmenge (links) sowie max. zugel. Aufwandmenge (rechts) im Temperaturregime von 10 °C. In den unteren beiden Grafiken sind die Wirkungsgrade nach Applikation im bestockten Wuchsstadium bei halber max. zugel. Aufwandmenge (links) sowie max. zugel. Aufwandmenge (rechts) dargestellt. (Wirkungsverläufe: violett = Clethodim, hellgrün = Cycloxydim, rot = Propaquizafop)

In Abb. 27 wird der Schwerpunkt auf die Darstellung der beiden resistenten Biotypen in den vier Temperaturbereichen gelegt.

Deutlich zu ernennen ist beim FOP resistenten Biotyp (linkes Diagramm) eine nahezu einheitliche Pflanzenschädigung nach den Applikationen von Clethodim und Cycloxydim. Jedoch zeigt sich auch, dass hier der Wirkstoff Propaquizafop deutlich geringere Pflanzenschädigungen hervorruft. Besonders effektiv können sich hier die beiden DIM-Wirkstoffe in den Temperaturbereichen von 15 °C und 20 °C. Im Bereich der Temperatur um 5 °C werden erst 57 Tage nach Applikation höchste Wirkungsgrade erreicht. Vergleicht man nun die Wirkungen der einzelnen Graminizide auf die beiden aufgezeigten Biotypen, so ist weiter in der rechten Grafik der Abbildung zu erkennen, dass lediglich der Wirkstoff Clethodim eine nahezu unveränderte Phytotoxizität beim DIM/FOP resistenten Biotypen im Vergleich zum FOP resistenten Biotyp hervorrufen kann. Der Wirkstoff Cycloxydim schädigt hier gleichermaßen wenig, ähnlich der Wirkung Propaquizafops, die Pflanzen des DIM/FOP resistenten Biotyps.

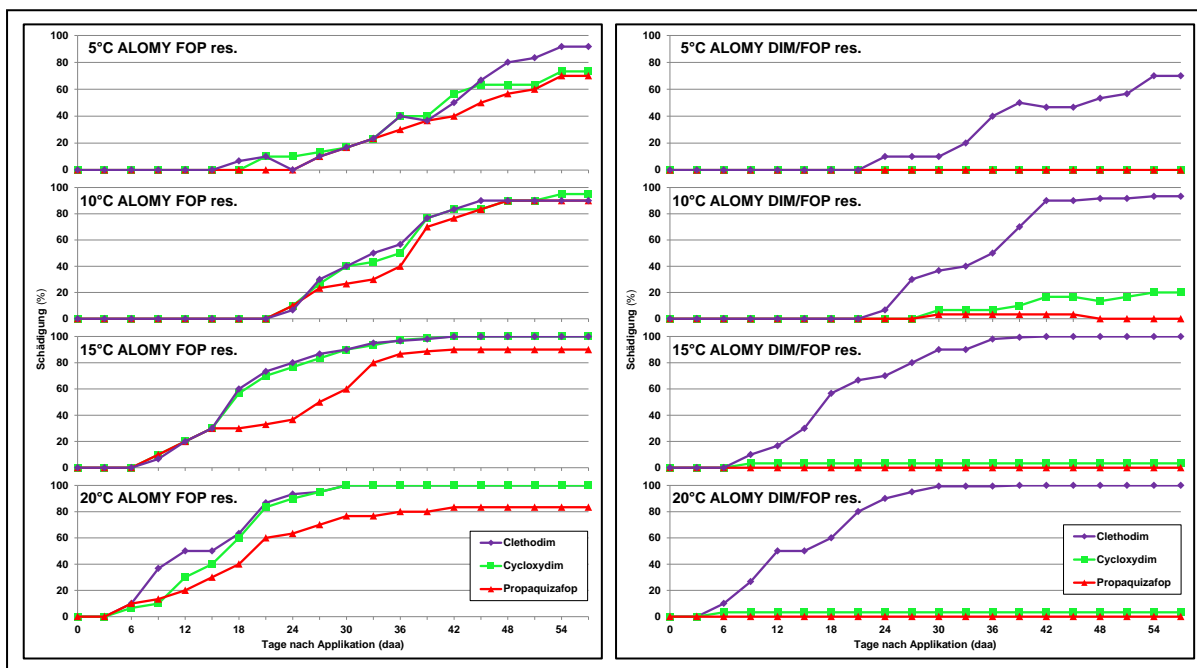


Abb. 27: Darstellung der Pflanzenschädigung (%) bei den beiden resistenten ALOMY-Biotypen: FOP resistenten Biotyp (links) sowie DIM/FOP resistenten Biotyp (rechts) unter verschiedenen Temperaturen (5 °C, 10 °C, 15 °C und 20 °C). (Wirkungsverläufe: violett = Clethodim, hellgrün = Cycloxydim, rot = Propaquizafop)

4.5.2 Trockenmasseerträge

Aus den Wirkungsbonituren ging hervor, dass die Graminizide ausreichende Wirkungen (bis auf die Wirkung beim DIM/FOP resistenten Biotyp) erzielen konnten. Welchen Umfang die visuell bonitierten Schädigungen tatsächlich auf die Pflanzenbiomasse hatten, wird in diesem Kapitel, anhand der erhobenen Trockenmassedaten noch einmal detaillierter begutachtet.

Die Darstellung der Herbizidwirkung auf die drei ALOMY-Biotypen erfolgt unter den Gegebenheiten des höchsten Temperaturbereiches (20 °C), bei jeweils halber und voller Aufwandmenge gegenüber der unbehandelten Kontrolle eines jeden Biotyps. Die Trockenmassedaten wurden statistisch ausgewertet. Verglichen wurden sie in einem multiplen Kontrasttest (Gesamtheit der Datenpaare im Anhang einzusehen in Tab. 45, Seiten 186–190). Als erstes werden die Ergebnisse der Trockenmassedaten des sensitiven ALOMY-Biotyps in einer Boxplot-Grafik in Abb. 28 dargestellt.

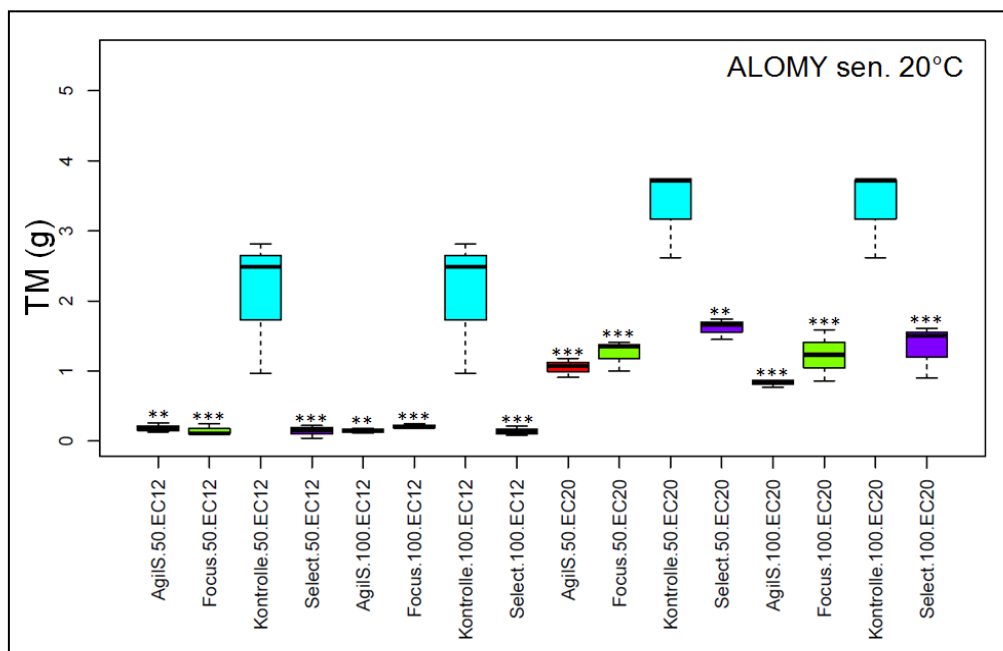


Abb. 28: Boxplot: Biotyp ALOMY sensitiv (20 °C): Trockenmasse (g) 57 daa nach Herbizidapplikation, AWM (50%/100%) und Entwicklungsstadium (EC12/EC20). Türkis: unbehandelte Kontrolle, rot: Agil[®] S (Propaquizafop), hellgrün: Focus[®] Ultra + Dash[®] E.C. (Cycloxydim) und violett: Select 240 EC[®] + Para Sommer (Clethodim). * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$; *** $P \leq 0,001$

Bei der Betrachtung der analytischen Daten werden die Unterschiede in der Trockenmasseproduktion zwischen der unbehandelten Kontrolle und den Herbizidvarianten deutlich. Die Kontrolle (türkis/hellblau Färbung) konnte bei der Zwei-/ Dreiblattvariante ca. 2,5 g TM produzieren. Die Herbizidvarianten zeigen hingegen eine deutlich reduzierte Trockenmasse von unter 0,5 g bei Applikation in BBCH 12/13. Bei der BBCH 20-Variante (bestockt) konnte die Kontrolle im Mittel eine Trockenmasse von ca. 3,9 g produzieren. Alle Herbizidvarianten liegen hier im Mittel unter einer Trockenmasse von ca. 1,4 bis 2 g.

Zusätzlich zeigte sich, dass die bestockten Varianten im Gegensatz zur Zweiblatt-Variante wesentlich größere Schwankungen innerhalb der Wiederholungen aufweisen. Die starken Schwankungen und die höheren Unterschiede zwischen Kontrolle und Herbizidvariante lassen sich genau wie bei der BBCH 12/13-Variante auf die Trockenmasseproduktion der anderen Spezies übertragen, die unter wärmeren Temperaturbedingungen ebenfalls höhere Trockenmassen ausgebildet haben.

Weiter sind in der folgenden Abb. 29 die Trockenmasseerträge des FOP resistenten Biotyps, ebenfalls unter einer nahezu optimalen Temperaturbedingung von 20 °C aufgezeigt.

Zu erkennen ist die deutliche Erniedrigung des Wirkungsgrades bei der Reduktion der AWM von Agil® S (roter Kasten). Dieser Sachverhalt gilt sowohl für die Zwei-/ Dreiblatt-Variante als auch für die bestockte Pflanzenvariante.

Eine signifikante Aussage ließ sich so für alle Applikationsvarianten Varianten, bis auf die Applikation von Propaquizafop in BBCH 12/13, nachweisen. Mithin zeigte sich bei den Trockenmasseerträgen, wie auch bereits anhand der visuellen Wirkungsbonturen dargestellt, dass der Wirkstoff Propaquizafop weniger Pflanzenschädigung, v.a. unter reduzierter Aufwandmenge erreichte, als die beiden DIM-Wirkstoffe Clethodim und Cycloxydim.

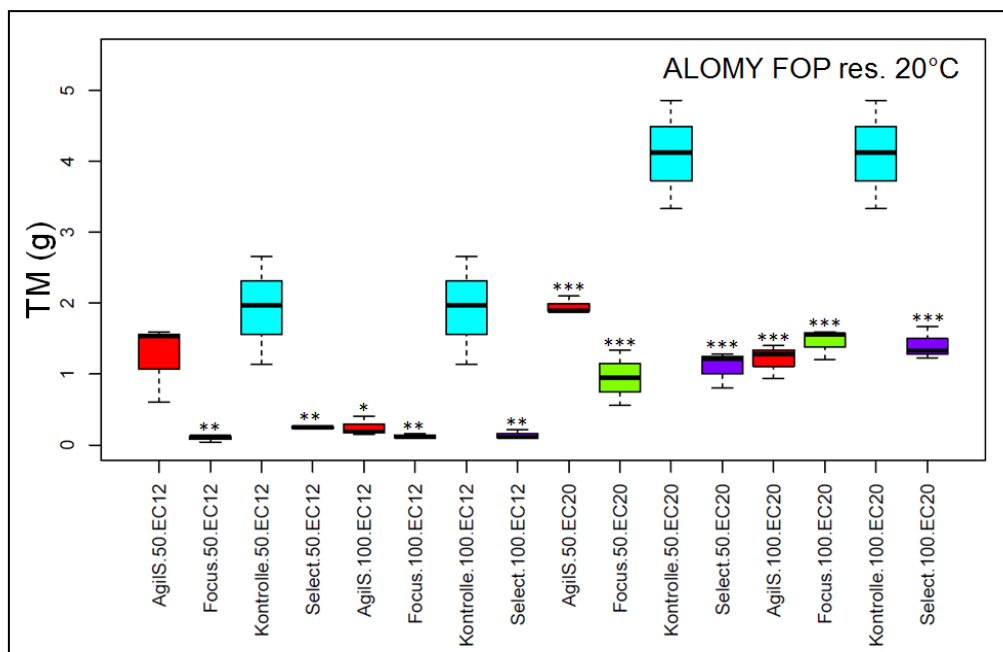


Abb. 29: Boxplot: Biotyp ALOMY FOP res. (20 °C): Trockenmasse (g) 57 daa nach Herbizidapplikation, AWM (50%/100%) und Entwicklungsstadium (EC12/EC20). Türkis: unbehandelte Kontrolle, rot: Agil® S (Propaquizafop), hellgrün = Focus® Ultra + Dash® E.C. (Cycloxydim) und violett: Select 240 EC® + Para Sommer (Clethodim). * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$; *** $P \leq 0,001$

Daneben kann sich diese Tendenz auch unter dem dritten ALOMY-Biotyp (DIM/FOP resistent) feststellen lassen. Vergleicht man in der nächsten Abb. 30 die Trockenmasseerträge, so ist ersichtlich, dass einzig der Wirkstoff Clethodim bei halber und voller Aufwandmenge nach Applikation in BBCH 20 signifikante Wirkungen erzielen konnte. Weiter zeigte sich auch hier, dass der Wirkstoff Clethodim Vorzüge bei einer Bekämpfung dieses ALOMY-Biotyps in frühen Stadien (BBCH 12/13) aufwies. Es konnten jedoch in diesem Bekämpfungsstadium (BBCH12/13) keine signifikanten Unterschiede erzielt werden. Zu erkennen trotzdem ist die deutliche Wirkung des Wirkstoffes Clethodim im Gegensatz zu den anderen beiden Wirkstoffen mit signifikanten Unterschieden.

Insgesamt zeigten sich jedoch biotypspezifisch in dieser Applikationsvariante in der unbehandelten Kontrolle durchschnittlich geringere Trockenmassewerte, als bei den anderen beiden dargestellten ALOMY-Biotypen.

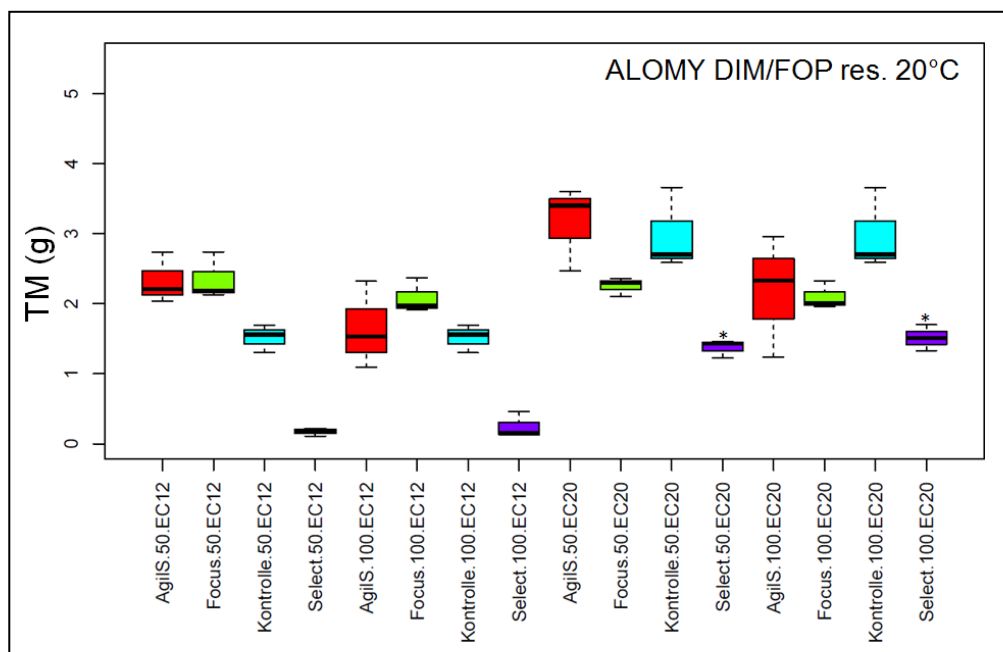


Abb. 30: Boxplot: Biotyp ALOMY DIM/FOP res. (20 °C): Trockenmasse (g) 57 daa nach Herbizidapplikation, AWM (50%/100%) und Entwicklungsstadium (EC12/EC20). Türkis: unbehandelte Kontrolle, rot: Agil[®] S (Propaquizafop), hellgrün = Focus[®] Ultra + Dash[®] E.C. (Cycloxydim) und violett: Select 240 EC[®] + Para Sommer (Clethodim). * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$; *** $P \leq 0,001$

Abschließend in diesem Kapitel geben die Daten der Tabellen 32 und 33 eine Übersicht über die visuell bonitierten Schädigungen im 5 °C- und 20 °C-Temperaturregime (Tab. 95 und 96) (Applikation in BBCH 12/13) und den damit gleichzeitig erhobenen Wirkungselastizitäten.

Es konnte dokumentiert werden, dass die getesteten Präparate unter wärmeren Bedingungen höhere deutlich Wirkungsgrade erreichen konnten, als unter kühleren Bedingungen. Bei einer Temperatur von 5 °C erreichte der Wirkstoff Clethodim bei den drei ALOMY-Biotypen im Vergleich zu den anderen Präparaten die höchsten Wirkungsgrade

(siehe auch Abb. 26, 27). Der Wirkstoff Propaquizafop zeigte im Vergleich zu Clethodim, wie bereits dargestellt, die beschriebenen niedrigsten Pflanzenschädigungen. Bei der Verrechnung aller bonitierten Daten der Pflanzenschädigungen und damit der Wirksamkeit der einzelnen Graminizide ergibt sich folgende Wirkungselastizität über die vier Temperaturbereiche.

Die folgende Tabellen 32 und 33 stellen dabei den durchschnittlichen Wirkungsgrad der getesteten Wirkstoffe (Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop (jeweils bei 100 % Aufwandmenge) auf die fünf verschiedenen Pflanzenspezies als Übersicht, jedoch untergliedert in kleinere Wirkungsbereiche von 5 % zusammenfassend dar.

Der Wirkstoff Propaquizafop zeigt insgesamt die geringste Wirkungsbreite mit alleiniger Wirkungssicherheit ($\geq 90\%$) bei der Tauben Trespe. Cycloxydim erreicht zudem bei 5 °C lediglich optimale Bedingungen ebenfalls bei der Trespe sowie gute Wirkungen auf Weizen (beide $\geq 80\%$). Geringere Wirkungen, aber immer noch über 70 % Wirkungsgrad, können bei dem sensitiven und FOP res. Biotyp verzeichnet werden. Clethodim wies über alle Spezies die höchsten Wirkungserfolge (stets $\geq 90\%$) auf.

Tab. 32: Hervorgerufene Pflanzenschädigung (%) durch die DIM- und FOP-Wirkstoffe an den getesteten Spezies (Acker-Fuchsschwanz-Biotypen (ALOMY sen., FOP res., DIM/FOP res.), Taube Trespe (BROST) und Weizen (TRIAE). **57daa; BBCH 12/13; Temperaturregim: 5 °C**; Schädigung: +++ $\geq 90\%$, ++ $\geq 80\%$, + $\geq 70\%$, – $\leq 70\%$)

	ALOMY			BROST	TRIAE
	sensitiv	FOP res.	DIM/FOP res.		
Clethodim (Select 240 EC [®] + Para Sommer)	++	+++	+	++	++
Cycloxydim (Focus [®] Ultra + Dash [®] E.C.)	+	+	–	+++	++
Propaquizafop (Agil [®] S)	–	–	–	+++	–

Im Vergleich der oben und auf der folgenden Seite angeordneten Tabellen (Tab. 32 und 33) ergibt sich somit ein differenziertes Wirkungsbild. Zu erkennen ist eine grundlegende Wirkungserhöhung unter höheren Temperaturen.

Hier zeigte sich von allen Wirkstoffen, die unter geringeren Temperaturen wenige effektive Bekämpfungserfolge erzielt hatten, eine Bekämpfung des sensitiven ALOMY-Biotyps als möglich. Ebenso konnte eine erhöhte Wirkung nach der Applikation von Cycloxydim auf den FOP resistenten Biotyp gesichert werden.

Tab. 33: Hervorgerufene Pflanzenschädigung (%) durch die DIM- und FOP-Wirkstoffe an den getesteten Spezies (Acker-Fuchsschwanz-Biotypen (ALOMY sen., FOP res., DIM/FOP res.), Taube Trespe (BROST) und Weizen (TRIAE). 57daa; BBCH 12/13; Temperaturregime: 20 °C; Schädigung: +++ ≥95 %, ++ ≥90 %, + ≥85 %, – ≤85 %

	sensitiv	ALOMY FOP res.	DIM/FOP res.	BROST	TRIAE
Clethodim (Select 240 EC® + Para Sommer)	+++	+++	+++	+++	+++
Cycloxydim (Focus® Ultra + Dash® E.C.)	+++	+++	–	+++	+++
Propaquizafop (Agil® S)	+++	–	–	+++	+++

4.5.3 Wirkungselastizitäten

Weitere Darstellungen über die Bekämpfungssicherheit der einzelnen Wirkstoffe werden auf die Temperatur bezogen, dargestellt. In Abb. 31 sind bewusst als erstes die Mittelwerte aller Applikationen (Verrechnung von Temperatur, Applikationsstadium sowie den sensitiven/resistenten Biotypen dargestellt.

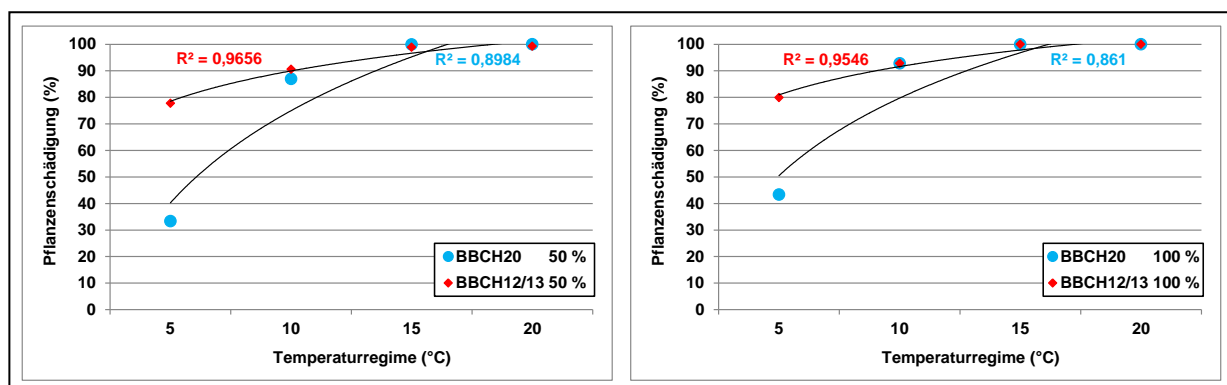


Abb. 31: Wirkungselastizitäten mit durchschnittlichem Wirkungsgrad 57 Tage nach der Applikation der getesteten drei Wirkstoffe (Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop) mit 50 % AWM (linkes Diagramm) und 100 % AWM (rechtes Diagramm) in BBCH 12/13 und BBCH 20 auf die Spezies ALOMY sensitiv, ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res., BROST und TRIAE. (Zusammenfassende Darstellung aus den Daten der Tab. 42 und 43 auf den Seiten 183, 184 des Anhangs)

Zu erkennen ist im oberen linken Diagramm der Abb. 31, dass die Applikation mit jeweils reduzierter Aufwandmenge in kleinem Pflanzenwachstumsstadium (BBCH12/13) Wirkungsgrade von ca. 80 % erzielen konnte. Darüber hinaus, sowohl bei Applikation

reduzierter Aufwandmengen in BBCH 12/13 als auch in BBCH 20, ähneln sich die Wirkungsgrade ab einem Temperaturbereich von ca. 10 °C, so dass sich die Elastizitäten der Wirkungsgrade verringern (Schädigungen dann ca. 87 bis 91 %).

Vergleicht man die Werte nach Behandlungen mit halber Aufwandmenge und denen der max. zugel. Aufwandmengen (Abb. 31; vorige Seite), so ist unter kühleren Bedingungen (um ca. 5 °C) bei voller Aufwandmenge eine etwas höhere Sicherheit gegeben. In den kühleren Temperaturbereichen (5 °C) kommt es zu größeren Schwankungen im Wirkungsgrad zwischen den einzelnen Aufwandmengen der getesteten Wirkstoffe bei den jeweils einzelnen Spezies (hellblaue Punktfärbung). Bei der Applikationen der max. zugel. Aufwandmengen steigen die Wirkungsgrade hingegen bereits ab 10 °C bis 20 °C identisch an. Essentiell daran scheint, dass jeweils die beiden R^2 (bei Applikation in BBCH 12/13) in sehr hohen Bereichen und damit jeweils über den R^2 bei Applikation in BBCH 20 liegen. Eine erfolgreiche Bekämpfung ist über die fünf verschiedenen Spezies im Versuch in kleinen Wachstumsstadien deutlich sicherer im Wirkungserfolg ($R^2 = \sim 0,97$ und $R^2 = \sim 0,95$) als in größeren Wachstumsstadien ($R^2 = \sim 0,9$ und $R^2 = 0,86$).

Bei näherer Betrachtung der einzelnen Aufwandmengen – speziell jedoch auf die applizierten Wirkstoffe (Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop), kann jedoch eine weitere Aufspaltung der jeweiligen Wirkungselastizitäten innerhalb der Temperaturbereiche beobachtet werden.

Dazu sind in Abb. 32 auf der folgenden Seite die linearen Regressionen der einzelnen Wirkstoffe unter den verschiedenen Temperaturen, allerdings auch getrennt nach sensitiven und resistenten Spezies, aufgezeigt. Zu erkennen ist, dass der Wirkstoff Clethodim bei einer Applikation in BBCH 12/13 nahezu identische Pflanzenschädigungen, sowohl bei den sensitiven als auch den resistenten Spezies, hervorruft (50 % AWM: $R^2 = 0,272$; 100 % AWM: $R^2 = 0,2167$). Hier zeigt sich eine nahezu ähnliche Bekämpfungssicherheit über die vier Temperaturregime. Allerdings gewinnt hier die lineare Regression nur an Bedeutung, wenn eine Bekämpfung sensibler Spezies in Zusammenhang mit einer hohen Temperatur erfolgt. Die Wirkstoffe Cycloxydim und Propaquizafop zeigen höhere Regressionswerte, was auf einen Unterschied bei der jeweiligen Pflanzenspezies hindeutet.

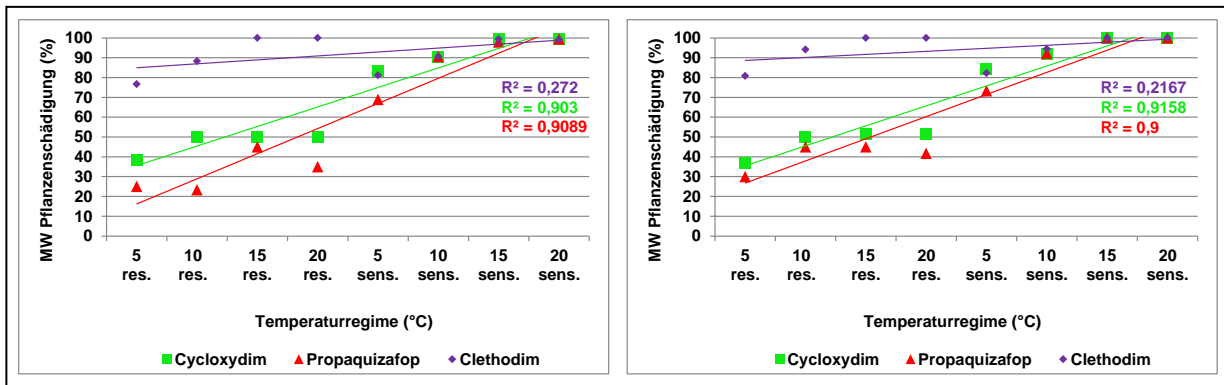


Abb. 32: Lineare Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 12/13 auf die sensitiven und resistenten Populationen (sens. = ALOMY sens., BROST, TRIAE; resistent (res.) = ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM

Ein ähnliches Bild ergibt sich bei der Betrachtungsweise der Regressionen nach Applikation in größeren Wachstumsstadien BBCH 20 (Abb. 33). Im Vergleich der oben in den Diagrammen aufgezeigten Regressionswerte, liegen nun die Regressionswerte auf einem geringeren Niveau, was am Wachstumsstadium bei Applikation lag. Ferner zeigt sich, dass die volle Aufwandmenge (rechtes Diagramm) tendenziell auch höhere Regressionswerte erreicht. Lediglich bei dem Wirkstoff Propaquizafop stimmt dies nicht vollständig überein. Es nähern sich die Pflanzenschädigungsraten der drei Wirkstoffe unter wärmeren Temperaturbedingungen damit in ihrer wirkstoffspezifischen Gesamtwirkung an.

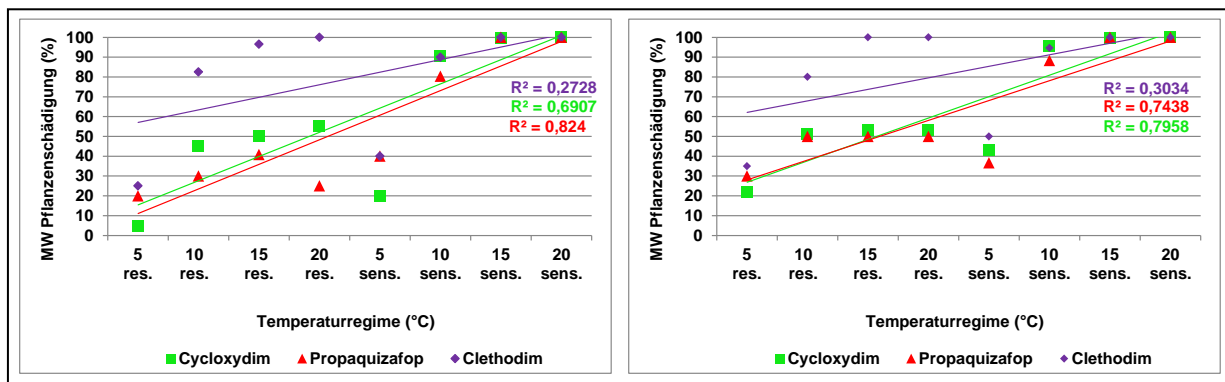


Abb. 33: Lineare Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 20 auf die sensitiven und resistenten Populationen (sens. = ALOMY sens., BROST, TRIAE; resistent (res.) = ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM

In den nächsten beiden Abb. 34 und 35 wird differenziert die Pflanzenschädigung bei halber und voller Aufwandmenge nach Applikation in BBCH 12/13 dargestellt. Abb. 34 beinhaltet dabei die Wirkung auf die drei sensitiven Spezies/Biotypen (ALOMY sens., BROST, TRIAE). Hier wirken alle drei applizierten Graminizide sicher bestätigt durch die hohen Regressionen von $R^2 = 0,84$ bis $0,96$.

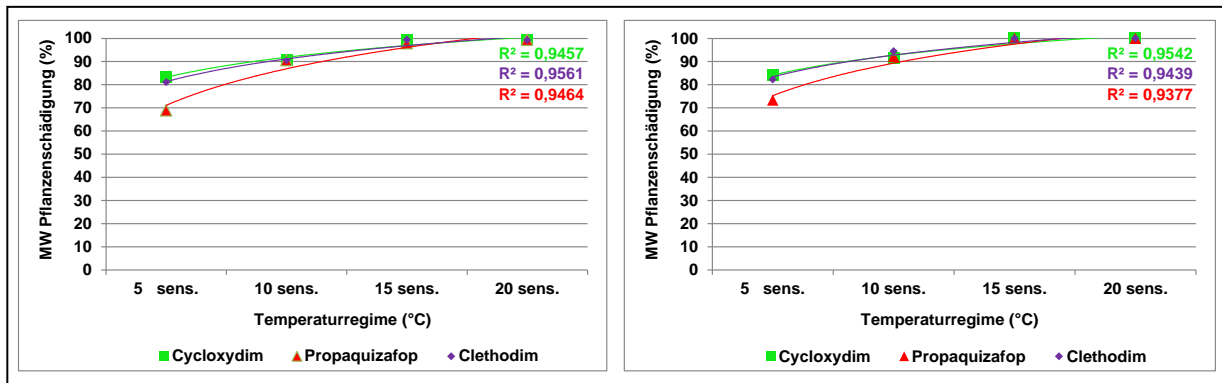


Abb. 34: Logarithmische Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 12/13 ausschließlich auf die sensitiven Spezies (ALOMY sens., BROST, TRIAE) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM

In der folgenden Abb. 35 wird weiter die Wirkung auf die beiden resistenten Biotypen aufgezeigt.

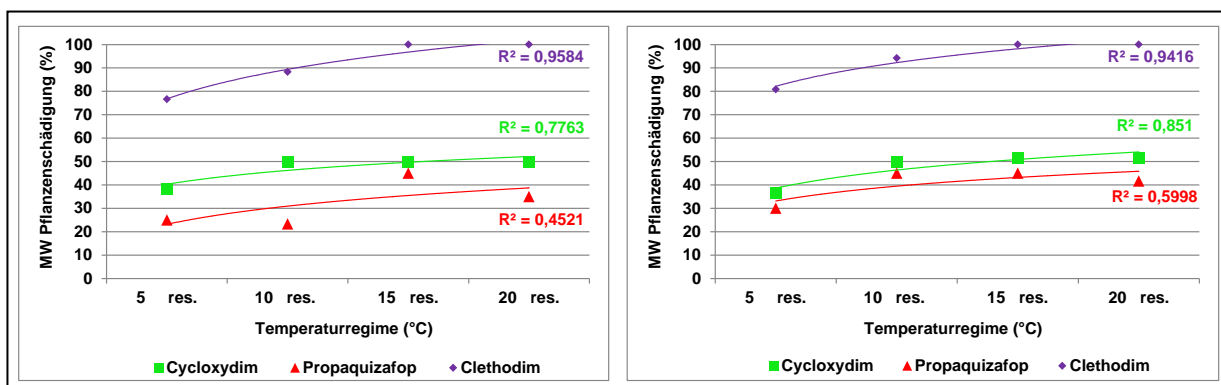


Abb. 35: Logarithmische Regressionen der einzelnen applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 12/13 ausschließlich auf die resistenten Spezies (ALOMY FOP res. und ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM

Im Vergleich zu den sensitiven Biotypen: $R^2 = \sim 0,95$; $R^2 = \sim 0,95$ und den resistenten Biotypen: $R^2 = \sim 0,96$; $R^2 = \sim 0,94$ zeigt Clethodim nahezu identische Regressionswerte. Die anderen beiden Wirkstoffe zeigen abweichende Wirkungen zu der Bekämpfung sensitiver Biotypen. Insgesamt zeigt jedoch Cycloxydim höhere Wirkungsgrade als Propaquizafop, die allerdings beide nicht an die Wirkung von Clethodim anschließen können.

In der unten kombinierten Abb. 36 aus vier Diagrammen zur Wirkungssicherheit der drei Wirkstoffe auf die sensitiven wie auch resistenten Biotypen, allerdings ausschließlich in großem Wachstumsstadium BBCH 20 zeigt sich ein weiter zu differenzierendes Bild.

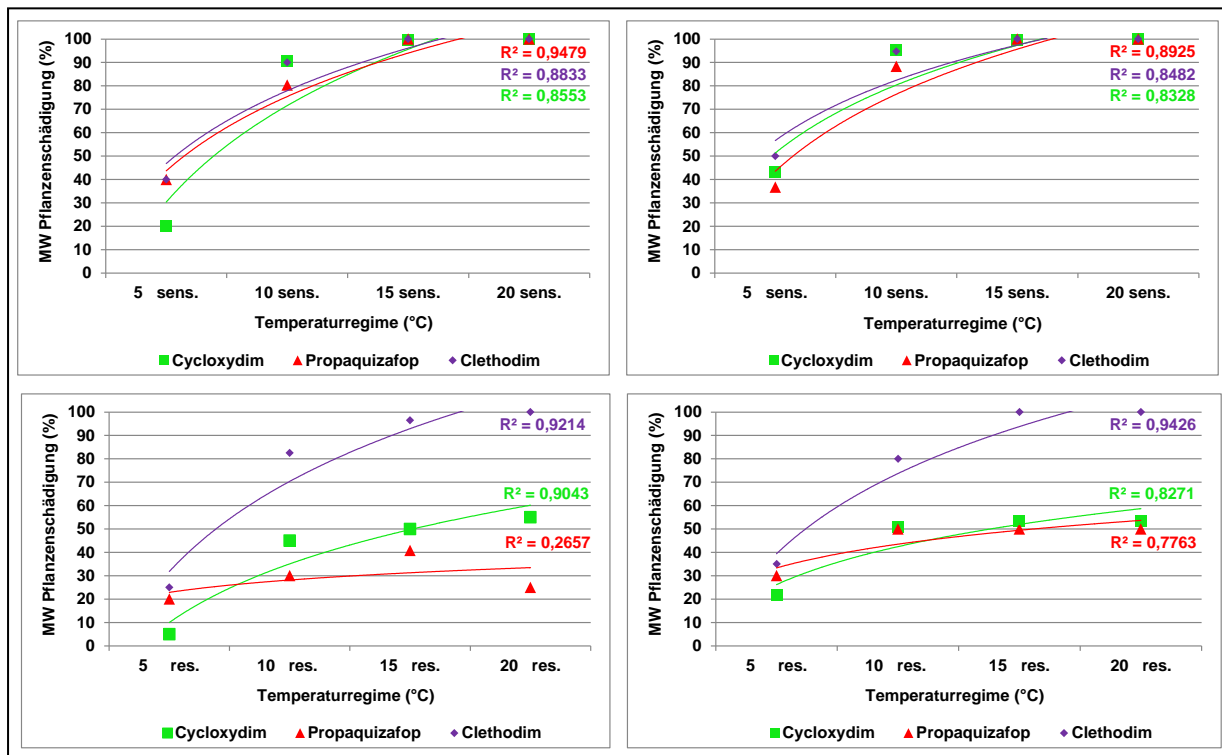


Abb. 36: Logarithmische Regressionen der applizierten Wirkstoffe (violett: Clethodim, hellgrün: Cycloxydim, rot: Propaquizafop) in BBCH 20 auf die jeweiligen sensitiven und resistenten Populationen (oben angeordnete Diagramme: sensitive Populationen = ALOMY sens., BROST, TRIAE; unten angeordnete Diagramme: resistente Populationen = ALOMY FOP res., ALOMY DIM/FOP res.) in den vier Temperaturbereichen (5 °C, 10 °C, 15 °C, 20 °C) mit erreichter gemittelter Pflanzenschädigung (%). Linkes Diagramm: 50 % AWM; rechtes Diagramm: 100 % AWM

In den beiden oberen Diagrammen sind die Wirkungsgrade auf die sensitiven Populationen aufgezeigt. Insgesamt können unter geringen Temperaturen geringere Wirkungsgrade der drei graminiziden Wirkstoffe erreicht werden. In den beiden unteren Diagrammen (ausschließlich resistente Populationen) zeigt sich dies deutlicher. Bei Temperaturen um 5 °C werden max. Wirkungsgrade von 35 % (Clethodim) erreicht. Der Wirkstoff Clethodim

zeigt ferner auch hier in großem Wachstumsstadium höhere Wirkungsgrade und damit Vorzüge gegenüber den anderen beiden Wirkstoffen Cycloxydim und Propaquizafop. Der Wirkstoff Cycloxydim kann bei beiden verwendeten resistenten Speziesformen, unabhängig von der Temperatur und dem Wuchsstadium, an die Wirkungsgrade von Clethodim keinesfalls anschließen (Wirkungsgrade auf resistente Biotypen: 6 % und 21 %). Der Wirkstoff Propaquizafop – und damit stellvertretend für alle FOP-Graminizide – zeigt bei den beiden resistenten ALOMY-Biotypen die geringsten Wirkungsgrade (rote Datenpunkte).

Es ist damit festzustellen, dass der Temperatureinfluss sowie die Präparat- bzw. Graminizidwahl oder beide Faktoren zusammen einen essentiellen Einfluss auf die Bekämpfbarkeit von bereits resistenten ALOMY-Populationen haben.

Darüber hinaus konnte dokumentiert werden, dass unter einem Temperaturbereich von 10 °C nur geringe Pflanzenschädigungsraten erzielt werden konnte. Der Wirkstoff Clethodim zeigte auch unter kühlen Temperaturen die höchsten Wirkungsgrade – unabhängig, ob es sich dabei um sensitive oder resistente Pflanzen, oder solche in größerem Wachstumsstadium (BBCH >20) handelte. Cycloxydim und Propaquizafop zeigen jedoch auch Anstiege in der Wirkung bei zunehmender Temperatur; diese liegen jedoch unter einem Mindestmaß an Wirkungssicherheit bei den resistenten Biotypen (<50–55 % Schädigung).

Abschließend ist festzustellen, dass der Wirkstoff Clethodim als einziger getesteter Wirkstoff in der Lage war, ACCase resistente ALOMY-Populationen unter verschiedenen Temperaturen ausreichend zu bekämpfen. Dieses konnte auch unabhängig vom Wachstumsstadium und der Aufwandmenge dokumentiert werden. Eine optimale Bekämpfungsstrategie setzt sich somit aus Temperatur, Wirkstoff und Applikationsstadium zusammen.

5 Diskussion

In Deutschland gelten u. a. Schadpflanzen als wichtigste Nährstoffkonkurrenten in der Jugendentwicklung des Winterrapses (Börner, 1995). Demnach stellt die Unkrautbekämpfung durch Herbizidbehandlungen eine besondere Herausforderung dar, die die Gesamtkostensituation betriebsspezifisch beeinflussen (Kamrath *et al.*, 2012). Zu Bedenken ist dabei grundsätzlich, dass die Schadpflanzen an verschiedenen Standorten auch in unterschiedlichem Maße auftreten und der Feldhistorie entsprechend selektiv bekämpft werden müssen (Goerke *et al.*, 2008). Eine regionale stark differenzierte Verteilung der Unkrautarten in Häufigkeit und Individuendichte wurde bereits mehrfach in der Literatur dokumentiert (Hanzlik & Gerowitt, 2010; Schröder *et al.*, 2008; Goerke *et al.*, 2008; Behrendt, 1973). Die Verunkrautung auf Ackerflächen hängt vor allem von den Bodeneigenschaften und den jeweiligen Bodenbearbeitungs- und Produktionssystemen ab (Dunker & Nordmeyer, 1998). Die dabei erfolgenden Intensitäten der Unkrautbekämpfung beeinflussen sowohl die aktuelle als auch die nachfolgende Verunkrautung. Dies gilt besonders für die chemische Unkrautbekämpfung (Schwarz & Moll, 2010; Pallutt & Moll, 2008; Gehring *et al.*, 2006). Bei einer vollständigen Vegetationsaufnahme überrascht gerade in Winterraps die Verknüpfung aus Artenumfang und -häufigkeit (Goerke *et al.*, 2008). Allgemeine Herbizidstrategien scheinen nicht immer geeignet zu sein, da standortspezifisch die jeweilige Situation neu betrachtet werden muss. Eine stetige Optimierung der Produktionskosten fragt unweigerlich neue Methoden bei der Unkrautbekämpfung nach. Dabei könnten neue innovative Produktions- und Herbizidstrategien helfen, den Anforderungen eines noch stärker auf das notwendige Maß reduzierten Pflanzenschutzes gerecht zu werden (Kamrath *et al.*, 2012). Den schleswig-holsteinischen Winterrapsanbau charakterisiert im Vergleich zu anderen Bundesländern eine besonders breite Gesamtverunkrautung sowie vorkommende dikotyle Spezies mit Individuenzahlen von bis zu 45 Hirtentäschel-Pflanzen (CAPBP) bzw. 84 Kamille-Pflanzen verschiedener Spezies (MATSS) je Quadratmeter (Goerke *et al.*, 2008). Zudem konnten in der Vergangenheit Dikotyle, wie Knöterich-Arten (POLSS) und Storchschnabel-Arten (GERSS) mit einem Verbreitungsschwerpunkt im Norden diagnostiziert werden (Goerke *et al.*, 2008). Die genannten Spezies konnten auch an den Standorten des Forschungsprojektes detektiert werden. Diese waren nicht immer in einem derartigen Umfang, jedoch in Anzahlen standortspezifisch von bis zu teilweise ähnlicher Höhe zu diagnostizieren. Neben den dikotylen Schadpflanzen treten seit einigen Jahren auch verstärkt Monokotyle mit hohen Individuenzahlen auf. Das am Weitesten verbreitetes Leitungsgas in Schleswig-Holstein ist dabei Acker-Fuchsschwanz (ALOMY) (>400 ALOMY-Ähren/m²) (Landschreiber, 2014; Petersen, 2014). Allerdings sollte vor allem in den südöstlichen Regionen Schleswig-Holsteins auch der Gemeine Windhalm (APESV) nicht unterschätzt werden (Petersen, 2014). Darüber hinaus breiten sich zunehmend auch

resistente Spezies in den nördlichen Bundesländern und v.a. in Schleswig-Holstein aus (Petersen, 2014; Rosenhauer *et al.*, 2013; Drobny *et al.*, 2008). Grundsätzlich scheint aufgrund des intensiven Ackerbaus überall die Möglichkeit gegeben, potenziell oder bereits resistente Spezies, an den meisten Standorten aufgrund ähnlicher Anbaufaktoren und gleichen Bekämpfungsstrategien diagnostiziert werden zu können. Verschiedene Resistenzen, sowohl ACCase und ALS TSR als auch bereits metabolischer Art, konnten bei Spezies in Norddeutschland bei Populationen von APESV, ALOMY und MATSS bestätigt werden (Petersen, 2014a; Rosenhauer *et al.*, 2013; Schlaich-Saidfar *et al.*, 2011; Drobny *et al.*, 2008).

Eine Applikation von ALS-Inhibitoren im Winterraps und somit der letzten ALS-Hemmer freien Kultur in Fruchtfolgen ist durch die Zulassung des Clearfield[®]-Produktionssystems mit (CL-Vantiga[®]) erfolgt (Rosenhauer *et al.*, 2014). Die amtlichen Prüfstellen konnten zum Zeitpunkt der Einführung des Clearfield[®]-Produktionssystems im Herbst 2012 zu den meisten Diskussionsfragen, wie Wirkungsspektrum oder eventuelle Resistenzentwicklung durch den Einsatz eines zusätzlichen ALS-Inhibitors in der Fruchtfolge keine Ergebnisse vorweisen. Fraglich blieb somit, ob und inwieweit sich eine Applikation von Imazamox (12,5 g a.i. ha⁻¹) auf den Selektionsdruck der gefährdeten Spezies auswirkt. Das dreijährige Forschungsprojekt zur Begutachtung der Wirksamkeit von Clearfield[®]-Produktionssystemen unter norddeutschen Praxisbedingungen wurde aufgrund einer ebenfalls erfolgenden Betrachtung der Resistenzproblematik und -diskussion an Standorten in Norddeutschland durchgeführt.

Insgesamt konnte durch die Anstellung an insgesamt elf Versuchsstandorten eine Breite an Versuchskonzeption sichergestellt werden, die zu der Thematik eines imidazolinontoleranten Winterrapsanbaus in Deutschland bisher nicht aufzufinden ist. Nach erhobenen Resistenzdaten in Freilandversuchen auf Praxisflächen innerhalb Deutschlands bzgl. erfolgter Imazamox-Applikationen sucht man in der Literatur vergeblich. Des Weiteren wurden in die Versuche die neuesten Technologien der imidazolinontoleranten Winterraps-Produktionssysteme und deren Aufwandmengen integriert: Clearfield[®]-Vantiga[®] mit Zusatz von Dash[®] E.C.; 2,0 + 1,0 l ha⁻¹; Applikation in BBCH 12–14 (Schönhammer & Freitag, 2014; Pfenning, 2012) sowie als BAS 83101H gekennzeichnete Clearfield[®] Kombi Pack bestehend aus Butisan[®] Kombi; 2,5 l ha⁻¹; Applikation im VA sowie Clearfield[®]-Clentiga[®] mit Zusatz von Dash[®] E.C.; 1,0 + 1,0 l ha⁻¹; Applikation im NA in BBCH 14–16 (Schönhammer & Freitag, 2014). Es muss angemerkt werden, dass die Einführung neuer Herbizidstrategien durchaus kritische Fragen aufwerfen darf. Grundsätzlich stellt aber der Einsatz chemischer Pflanzenschutzmittel lediglich nur einen Teil des Anbaumanagement dar und variiert entsprechend in Zusammenhang mit Fruchtart, Vorfrucht und Bodenbearbeitung auf verschiedenen Ackerschlägen (Günther & Pallut, 2008; Hesler *et al.*, 2005).

Gesamtversuchsdurchführung

Im Versuchsdesign sollte es möglich sein, dass neben vergleichenden Wirkungsbonituren innerhalb beider CL-Produktionssysteme sowie einer herkömmlichen VA-Maßnahme (Butisan[®] Gold; 2,5 l ha⁻¹) auch Ergebnisse bzgl. der Resistenzentwicklung nach einem Imazamox-Einsatz innerhalb einer Winterraps-Getreide-Fruchtfolge erhoben werden konnten. Es wurden über drei einzelne Jahre (2012/13, 2013/14, 2014/15) an elf überregional lokalisierten Standorten auf Praxisflächen Großparzellen-Versuche durchgeführt. Die schlagspezifische Auswahl der Versuchsstandorte erfolgte nach Bewirtschafter- oder Eigentümeraussagen auf Ackerflächen, die einer potenziellen Resistenzgefahr unterliegen (vordergründig von ALOMY oder MATSS), da in der Vergangenheit nicht alle Herbizidmaßnahmen eine vollständige Effektivität zeigten. Als wichtigste und schwer zu bekämpfende Schadpflanzen bei denen Resistenzen in Schleswig-Holsteins nachgewiesen wurden, gelten momentan ALOMY – überregional zu detektieren – (Petersen, 2014a; Rosenhauer et al., 2013; Menne & Hogrefe, 2012; Gehring *et al.*, 2012c) sowie MATSS in den Marschgebieten der Westküste (Ulber *et al.*, 2012; Drobny *et al.*, 2008). Das Vorkommen mindestens einer in Schleswig-Holstein bereits ermittelten resistenten Schadpflanzenspezies bei der Versuchsanstellung sollte so an allen Versuchsstandorten gegeben sein. Die Versuchsanstellung muss folgendermaßen thematisiert werden, dass die Versuchsanstellung so angelegt wurde, dass möglichst verschiedene Spezies-Biotypen für die Resistenzanalysen durch die jeweiligen Herbizidvarianten abgedeckt wurden. Eine eindeutige statistische Wiederholung in ihrer Grundgestalt war aufgrund der Streifenversuche nicht möglich. Jedoch lagen in den einzelnen Versuchsvarianten (Pseudo)-Wiederholungen in Form der sich in jeder Herbizidvariante wiederholenden Parzellen in gleicher Größe, vor. Die Wirkungsbonituren wurden in vier Parzellen jeder Herbizidvariante im Winterraps sowie in der ersten Fruchtfolgekultur in jeweils zwei Parzellen (je Strategie) bonitiert. Hierbei wurde folglich die zu untersuchende Ackerfläche in ein Messraster (Parzellen) eingeteilt. In der Herbiologie werden solche Messraster in verschieden großen Ausführungen angewendet. Eine Übersicht zu diesen Messrastern findet sich bei Garibay *et al.* 2001. Dabei variieren die Messraster zwischen sehr groben Variantenrasterung von 50x50 m (Nordmeyer & Dunker, 1999), 40x40 m (Hamouz *et al.*, 2004), 36x40 m (Wilson & Brain, 1991), 24x24 m (Christensen & Heisel, 1998) und sehr feinen 0,5x0,5 m (Dessaint *et al.*, 1991), 2x2 m (Zanin *et al.*, 1998) oder 10x0,1 m² (Hanzlik & Gerowitz, 2010), auch in Abhängigkeit von der vorliegenden Zielsetzung und der untersuchten Fläche. In der vorliegenden Forschungsarbeit wurde ein Messraster von jeweils 16 m² je Herbizidvariante über eine Länge von 200 m (je Fahrgasse/Herbizidvariante) sichergestellt. Die praktische Durchführbarkeit (manuelle Datenerfassung = Bonitur) im Feld bestimmt somit, welche Art von Messraster für die Datenerfassung gewählt werden muss. Ferner kann bei einer Bonitur

somit auch gleichzeitig die räumliche Variabilität und Stabilität von Unkrautpopulationen beschrieben werden. Im Vorfeld der Datenerhebung muss jedoch erörtert werden, dass es bereits eine große Anzahl durchgeführter Forschungsarbeiten mit verschiedensten Mitteln zur Bestimmung und Detektion von Schadpflanzensituationen gab. In der Regel wird bei den Forschungsarbeiten, gerade im herbologischen Bereich, mittels eines sog. Göttinger Zähl- und Schätzrahmens stichprobenartig die Ungras- und Unkrautsituation auf Ackerschlägen erfasst. Dieses wurde in der vorliegenden Forschungsarbeit mit einem abgewandelten und vergrößerten Zählrahmen (100x100 cm), wie in Abb. 9, Seite 38 beschrieben, durchgeführt. Im ersten Jahr konnten fünf sowie in den beiden folgenden Jahren jeweils drei Versuchsstandorte mit Ausgangsfeldkultur Winterraps realisiert werden. Insgesamt wurden das Versuchsdesign an allen Standorten über die Jahre 2012 bis 2015 in orthogonaler Anlage und herbizider Applikationsfolge sowie bzgl. der zusätzlich zu applizierenden Graminizide, standortspezifisch aus Resistenzgründen, arrangiert. In der Fachliteratur sind bis jetzt keine Angaben zu Versuchsanstellungen aufzufinden, die eine Begutachtung von Clearfield®-Produktionssystemen auf Praxisflächen und in Großparzellen ganzheitlich über eine Fruchtfolgerotation untersuchten. Einige wenige Versuchsergebnisse bzgl. der neuen CL-Produktionssysteme als „Kleinparzellenversuche“ sind dennoch bereits durchgeführt worden. Diese betrachteten jedoch stets nur Teilaspekte der Produktionssysteme innerhalb eines Jahres und nicht innerhalb einer gesamten Fruchtfolge (Merker & Schäfer, 2015; Werner, 2014; Krato, 2012). Erste, mit einer Ergebnisveröffentlichung, durchgeführte Versuche zur Leistungsfähigkeit der CL-Herbizide in Blockanlagenformen wurden von Krato & Petersen (2012) beschrieben. In einer umfassend angelegten Versuchsreihe von 199 Feldversuchen der Landwirtschaftskammer Niedersachsen zur Analyse von herbiziden Nachauflauf-Applikationen im Winterraps wurden Ergebnisse von Werner (2014) vorgestellt; die Versuche wurden jedoch nicht orthogonal und an allen Standorten in selben Umfang durchgeführt. Aus den Versuchsergebnissen geht hervor, dass auch andere Nachauflauf-Behandlungen ähnlich hohe Wirkungsgrade gegenüber den Dikotylen erzielen konnten, wie die Applikation von CL-Vantiga®. Wichtigste Leitunkräuter waren in diesen Versuchen Hirtentäschel (CAPBP), Vogelmiere (STEME), Ackerstiefmütterchen (VIOAR), Rauke-Arten (SSYSS) und Storchschnabel-Arten (GERSS); ebenso waren Klettenlabkraut (GALAP) und Acker-Hellerkraut (THLAR) detektierbar (Werner, 2014). Alle diese benannten Unkräuter kamen auch an Versuchsstandorten dieser Forschungsarbeit vor. Lediglich fehlt ein Hinweis in der Literatur zur Beschreibung, ob und in welchem Maße monokotyle Schadspezies bei den Versuchen auftraten und zusätzlich zu den aufgezeigten Herbizidmaßnahmen im Nachauflauf bekämpft werden mussten (Werner, 2014). An den Versuchsstandorten in Schleswig-Holstein kam, wie beschrieben und aus gegebenem Anlass einer gleichzeitig zu betrachtenden Resistenzsituation, verschieden hohe

Dichten an ALOMY und Ausfallgetreide – teilweise produktionstechnischer Natur (Witterung, oder Anbauverfahren Mulchsaat; Standorte Wetterade und Elskop 3) vor, die es im Forschungsvorhaben galt, mit zu begutachten. Besonders Ausfallgetreide oder Ungräser müssen jedoch bei der Beurteilung der CL-Herbizidsysteme im Winterraps mitbeachtet werden (Pfenning, 2012). Merker & Schäfer (2015) zeigten in Untersuchungen über die Jahre 2011/12 bis 2013/14 an zehn überregional lokalisierten Standorten in Deutschland die Wirkung von Imazamox auf ausgewählte mono- und dikotyle Unkräuter – ebenfalls in Kleinparzellenversuchen (Plot in Plot oder Doppelparzellen). Demnach konnte v. a. Ausfallgetreide durch alleinige VA- und NA-Behandlungen nicht ausreichend, sondern nur durch zusätzliche Graminizid-Applikationen bekämpft werden; das CL-Produktionssystem zeigt mit der Applikation von CL-Vantiga[®] unterschiedliche Wirkungsgrade, wobei eine spätere Applikationen tendenziell höhere Wirkungsgrade erzielte (Merker & Schäfer, 2015). Als „spätere“ Applikation im Herbst (BBCH 14–16) wurde in den entsprechenden Versuchsvarianten (Variante 2) das Versuchspräparat (BAS 83101H) appliziert, was durch den ebenfalls enthaltenen blattaktiven Wirkstoff Imazamox und somit äquivalent als späte Applikation gelten kann (Definition einer späten Applikation, BBCH >14, nach Merker & Schäfer, 2015).

Witterung während der Versuchsjahre

Neben den Anbaufaktoren Sorte, Anbautechnik, Standort beeinflusst auch die übergeordnete Witterung im Wesentlichen den Erfolg im Rapsanbau. Die Witterung stellt im Rapsanbau zudem von allen vier Parametern den am wenigsten steuerbaren Teil dar. Licht (Strahlung), Wasser (Niederschlag) und Temperatur üben insgesamt einen essentiellen Einfluss auf die Entwicklung und letztendlich auf die Vitalität von Winterraps aus (Comberg, 2015). Die Auswertungen des Witterungsverlaufs der beiden Hauptanbauregionen, die dieser Forschungsarbeit zu Grunde liegen, sind zum einen die Westküste Schleswig-Holsteins und zum anderen das Östliche Hügelland (inkl. der Insel Fehmarn). Es herrschten in den drei Versuchsjahren unterschiedliche Witterungsbedingungen vor (Abb. 10, 11; Seite 58). Im ersten Versuchsjahr 2012/13 lagen die Temperaturen in den, für die Herbizidapplikationen im Winterraps wichtigsten Monaten August bis Dezember (bzw. bis in den März 2013 hinein), am niedrigsten. Bedingt durch langanhaltende Tiefsttemperaturen zum Ende des Winters 2012/13 hin, konnten an den Westküstenstandorten Tagesdurchschnittstemperaturen von nur ca. -8,0 °C sowie Tages-/Nachtstiefsttemperaturen von bis zu ca. -15 °C gemessen werden. Diese extreme Witterung hatte letztendlich auch einen elementaren Einfluss auf die Schadpflanzensituation des ersten Versuchsjahres. Leicht zu schädigende Ungräser (Jährige Risse: POAAN) und kleine ALOMY-Pflanzen froren ab. Zusätzlich wurden die

sublimen Dikotylen Acker-Hellerkraut, Vogelmiere, Taubnessel-Arten und Storchschnabel-Arten (sofern an den drei Standorten an der Westküste vorkommend) in einer Weise geschädigt, dass nach den Wintermonaten keine Wirkungserhebungen dieser vier Arten mehr möglich waren. Ein Großteil der vorkommenden Pflanzen von Klettenlabkraut, Ehrenpreis-Arten und Ackerstiefmütterchen überlebten und konnten im Frühjahr weiter bonitiert werden. Um eine vergleichende Darstellung der Ergebnisse aus den Wirkungsbonituren gewährleisten zu können, wurden somit die Wirkungsbonituren als Mittelwerte zum Boniturtermin jeweils 28 Tage nach den entsprechenden Herbizidapplikationen in den Versuchsvarianten gegenübergestellt. Mithin konnte in allen drei Winterraps-Anbaujahren, eine aussagekräftige Bonitur nach 28 Tagen bei den zu detektierenden Schadpflanzen nach „vollständig bekämpft“ oder „überlebend“ durchgeführt werden.

Versuchsvarianten

Die einzelnen Versuchsvarianten unterscheiden sich dahingehend, dass verschiedene Kombinationen von herbiziden Wirkstoffen zu unterschiedlichen Terminen appliziert wurden. Heutzutage erfolgt die Unkrautbekämpfung im Herbst in der Regel mit vorwiegend bodenwirksamen Präparaten mit einem breiten Wirkungsspektrum sowohl gegen dikotyle Unkräuter als auch gegen die Leitungsgräser Windhalm und Acker-Fuchsschwanz (Anonymus, 2016). Bei den beiden untersuchten CL-Herbizidsystemen handelte es sich um eine reine Nachauflauf-Applikation in BBCH 12–14 des Winterrapses sowie ein kombiniertes neues und sich noch in der Zulassung befindendes Produktionssystem aus VA-Herbizid (Butisan[®] Kombi; 2.5 l ha⁻¹) und einer NA-Maßnahme (BAS 83101H in Kombination mit Dash[®] E.C.) in BBCH 14–16 des Winterraps (in der Arbeit als CL-Produktionssystem 1 beschrieben). Enthalten sind in dem Versuchspräparat die Wirkstoffe Quinmerac (125 g l⁻¹) und Imazamox (12,5 g l⁻¹). Im bisher käuflich erwerbbaaren Produkt Clearfield[®]-Vantiga[®] sind hingegen die Wirkstoffe Metazachlor (375 g l⁻¹), Quinmerac (125 g l⁻¹) und Imazamox (6,25 g l⁻¹) enthalten (in der Arbeit als CL-Produktionssystem 2 benannt). Demnach unterscheidet beide CL-Versuchsvarianten eine differenzierte Applikation von Dimethenamid-P (Versuchsvariante 2 im VA) und Imazamox im NA.

Als Metazachlor-sensitive Unkräuter gelten auch Acker-Fuchsschwanz und die Kamille-Arten (Schönhammer & Freitag, 2014). Dem Wirkstoff Dimethenamid-P wird ein breites Wirkungsspektrum auf MATSS, LAMSS, VERSS und GERSS zugesprochen; ferner können auch insbesondere im Voraufbau CAPBP und Besenrauke (DESSO) mit erfasst werden (Bessai *et al.*, 2016). Die Wirkstoffaufnahme von Dimethenamid-P erfolgt hauptsächlich über Wurzeln und das Hypokotyl, im Nachauflauf der Unkräuter kann der Wirkstoff auch über die

Kotyledonen aufgenommen werden (Bessai *et al.*, 2016). Fraglich bleibt demnach, wie sich eine fehlende Dimethenamid-P-Menge im VA (nur in den Versuchsvarianten 1 und 2 im VA enthalten) auswirkt. Hingegen wirkt der, in beiden CL-Varianten enthaltene bodenaktive Wirkstoff, Quinmerac besonders auf die dikotylen Spezies, wie AETCY, ANRCA, COIMA, DAUCA, GALAP, PAPRH, GERSS und VERSS (Bessai *et al.*, 2016). Diese erst spät in der Vegetation erfolgende Applikation (BBCH 12–14 / 14–16) könnte somit unter Umständen als Bodenkomponente zu spät appliziert worden sein. In den Versuchen konnte dies nicht beobachtet werden, da in der Variante mit dem Versuchsherbizid BAS 83101H eine ausreichende Bodenwirkung durch die VA-Applikation erfolgte und das, lediglich in der VA-Behandlung fehlende, Quinmerac die Langzeitwirkung der kombinierten Wirkstoffe Dimethenamid-P und Metazachlor etwaig noch weiter verlängert hätte. Zusammenhängend zu einem späteren Stadium wurde dennoch eine wahrscheinliche Langzeitwirkung auf die o.g. und potenziell noch auflaufenden Unkräuter erreicht. Die in den Versuchen diagnostizierbaren dikotylen Schadspezies, wie GALAP, LAMSS, STEME, POLSS oder PAPRH wurden durch die Blattwirkung von Imazamox auch im späten Nachauflauf (BBCH 14–16) ausreichend bekämpft. Demnach kann dem Wirkstoff Quinmerac in der Ergebnisinterpretierung des Versuchs eine eher untergeordnete Rolle zugeordnet werden. Metazachlor wirkt im Vergleich zu Imazamox über die Wurzelaufnahme und so auf die erst auskeimenden monokotylen Schadpflanzen. Imazamox wirkt zum großen Teil nur auf bereits aufgelaufene Unkrautarten über seine Blattwirkung (Schönhammer & Freitag, 2014). Ein Vorteil von Imazamox als relativer Kontaktwirkstoff ist allerdings, dass dieser auch eine kürzere Wirkzeit hat, als vergleichsweise systemische Wirkstoffe; Nachteil dabei ist, dass nur eine vorübergehende Kontrolle dadurch sichergestellt werden kann (Vassios *et al.*, 2010). Der Wirkstoff Imazamox wirkt folglich eher auf bereits aufgelaufene Spezies. Insgesamt konnte in beiden CL-Produktionssystemen (CL-Vantiga® / BAS 83101H) eine hohe Wirksamkeit auf die zu diagnostizieren Spezies bonitiert werden. Allerdings muss darauf hingewiesen werden, dass Imazamox auch in den hier vorgestellten Versuchsergebnissen bereits zu groß gewachsenen MATSS nur befriedigend bekämpfte (Abb. 14, Seite 61). Bezugnehmend auf die Fragestellung, inwieweit die beiden CL-Produktionssysteme mit unterschiedlicher Applikationsterminierung auch auf vorkommende Ungras- bzw. Ausfallgetreidedichten wirken, muss weiter differenziert werden. Die Ergebnisse belegen, dass Ausfallgetreidepflanzen am wirksamsten durch eine NA-Applikation bekämpft wurden (Abbildungen 14 (Seite 61), 15a-c (Seite 65), 16a-b (Seite 67) und 17a-b (Seite 68); sofern das Ausfallgetreide (Weizen) noch nicht vollständig bestockt war. Anderes konnte bei Ausfallgerste beobachtet werden. Wie beschrieben, konnten auch bereits bestockte Pflanzen bekämpft werden (Standorte: Fehmarn 1 und 2). Hier muss jedoch auf eine etwaige Vorschädigung der Butisan® Kombi-Applikation im VA in Versuchsvariante 2 hingewiesen

werden. Es lassen sich dahingehend aber auch andere Aussagen finden, dass von CL-Vantiga® (und somit von Imazamox mit 12,5 g a.i. ha⁻¹) keine ausreichende Wirkung auf Gerste ausgeht (Schwabe *et al.*, 2016). Mithin bleibt fraglich, ob nicht die äußeren Umstände, wie Witterung, Boden o.ä. einen zuträglichen Einfluss hatten.

Herbizidwirkung der beiden Clearfield®-Produktionssysteme

Insgesamt kamen an allen Versuchsstandorten verschiedene Spezies und somit Mischverunkrautungen von mehr als fünf Spezies vor (Tab. 22, S. 63). Es konnte dreijährig gezeigt werden, dass innerhalb Schleswig-Holsteins an den Versuchsstandorten größtenteils die gleichen mono- und dikotylen Spezies im Winterrapsanbau zu detektieren sind, die den Angaben von Hanzlik & Gerowitt (2010), Schröder *et al.* (2008) und Goerke *et al.* (2008) entsprechen. An den Standorten Fehmarn 1 bis 3 an denen nahezu standardmäßig zu jeder Kultur gepflügt wird, wurden die geringsten Unkrautdichten über die Jahre ermittelt. An den anderen Standorten mit witterungs- oder standortspezifischer Düngung in höheren Intensitäten (Marschgebiete und „zentrales“ Östliches Hügelland) und einer nicht nach jeder Kultur erfolgenden Pflugsaat, konnten deutlich mehr Schadpflanzen detektiert werden. Dieses Phänomen einer deutlich differenzierten Verunkrautung konnte bereits durch Behrendt (1973) und Menck (1968) für Schleswig-Holstein belegt werden.

Zusätzlich muss neben der Unkrautdichte auch das spezifische Vorkommen einzelner Leitunkräuter bei der Herbizidwahl mit berücksichtigt werden. Vermehrt findet man in der Literatur Angaben (Schröder *et al.*, 2011, 2008; Werner, 1999), dass zunehmend *Cruciferen* im Ackerbau bestätigt werden können und damit die jeweilige Herbizidstrategie maßgeblich mit beeinflussen (Werner, 2014; Goerke *et al.*, 2008; Drobny *et al.*, 2008). In den letzten Jahren haben sich Ackerkrummhals/Ochsenszunge, Rauke-Arten, Hirtentäschel, Hellerkraut und Storchnabel-Arten in vielen Regionen des Rapsanbaus mehr und mehr zu Problemunkräutern entwickelt (Fell, 2012). Da diese Unkräuter häufig derart stark auflaufen, dass die Jugendentwicklung der Rapspflanzen gehemmt wird, ist die sichere und frühzeitige Ausschaltung der Unkräuter für einen wirtschaftlichen Rapsanbau von großer Bedeutung (Fell, 2012). Diese Erkenntnisse decken sich mit den erhobenen Daten aus den Wirkungsbonituren dieser Forschungsarbeit. Merker & Schäfer (2015) sowie Krato (2012) berichten aus überregionalen CL-Versuchen, dass vor allem dikotyle Leitunkräuter, wie Hirtentäschel (CABPB), Acker-Hellerkraut (THLAR), Vogelmiere (STEME), Klatschmohn (PAPRH), Rauke-Arten (SSYSS), Kamille-Arten (MATSS), Storchnabel-Arten (GERSS) und Ackerstiefmütterchen (VIOAR), die am häufigsten vorkommenden Schadpflanzenspezies in den Versuchen waren. Dieses kann aus den durchgeführten und beschriebenen Versuchen dieser Arbeit soweit bestätigt werden, als dass zusätzlich noch

andere Unkräuter aufzufinden waren. Hierbei handelte es sich u. a. um Ausfallraps (BRSNN), da die Versuche auf Praxisflächen durchgeführt wurden, auf denen Winterraps in die Fruchtfolgen in den letzten ca. zwanzig Jahren eingegliedert war. Zudem waren weiter die Dikotylen Klettenlabkraut (GALAP), Knöterich-Arten (POLSS) sowie in geringerem Umfang Einjähriges Bingelkraut (MERAN) und Acker-Kratzdisteln (CIRAR) zu detektieren. Als monokotyle Schadpflanzen traten in den hier beschriebenen Versuchen Ausfallgetreide (NNNGA) sowie Acker-Fuchsschwanz (ALOMY) auf. Die Autoren Merker & Schäfer (2015), Rosenhauer *et al.* (2014), Krato & Petersen (2012) sowie Gehring (2011) berichten von durchschnittlich sehr guten Wirkungsgraden der CL-Herbizidsysteme gegenüber den dikotylen Unkrautarten. Dieses entspricht vollends den auch hier nachgewiesenen Wirkungsgraden. Krato (2012) berichtete von durchschnittlichen Wirkungsgraden gegenüber den *Matricaria*-Arten bei einer Nachauflauf-Bekämpfung in BBCH 12–14. Eine derartige Erkenntnis konnte in diesem Umfang ebenfalls an den Standorten Osterhof und Elskop 1 beobachtet werden. Im Vergleich der beiden hier getesteten CL-Produktionssysteme, mit Vorauf- und/oder alleiniger Nachauflauf-Maßnahme, konnte dieses ebenso vergleichend, bestätigt werden. Aus den Ergebnissen geht hervor, dass eine alleinige Nachauflauf-Applikation zu einer MATSS-Bekämpfung mit dem CL-Herbizidsystem 2 nahezu identisch (Wirkungsgrad >90 %) mit der gemittelten Vorauf-Applikationsvariante war. Es zeigte sich, dass die Kombination – wie im CL-Produktionssystem 1 angewandt – aus Vor- und einem späterem Nachauflauf (BBCH 14–16) höhere Wirkungsgrade erzielen konnte. Die Einschätzung von Merker & Schäfer (2015), Werner (2014) sowie Krato (2012), dass MATSS durch CL-Herbizide in frühem Wachstumsstadium (BBCH 09–11) deutlich besser bekämpft werden können, als in spätem Stadium, kann ebenso bestätigt werden. Wenn man separat später aufgelaufene und damit kleinere Pflanzen (max. zweites Laubblatt) in den Versuchen alleine betrachtet, wären diese nach Ansicht des Autors auch durch eine späte Applikation von BAS 83101H alleine im Nachauflauf und ohne eine Vorauf-Maßnahme bekämpfbar gewesen. VIOAR konnte, wie auch in den anderen beschriebenen Versuchen, nicht ausreichend durch beide Clearfield®-Produktionssysteme an den Versuchsstandorten bekämpft werden. Darüber hinaus wurden in den Versuchen auch monokotyle Schadpflanzen diagnostiziert. Deren Bekämpfungserfolge werden folgend diskutiert. Die Beseitigung von Ausfallgetreide stellt zumeist eine Standardmaßnahme auf Rapsflächen dar, die auf dem überwiegenden Teil an Flächen durchgeführt wird (Orson, 1994). Als monokotyle Schadpflanzen konnten an den Versuchsstandorten Acker-Fuchsschwanz (ALOMY), Ausfallgetreide (zehn Standorte Weizen/ ein Standort Gerste; NNNGA) und an einem Standort (Neuharmhorst 2) Deutsches Weidelgras (LOLPE) mit einem Deckungsgrad in der unbehandelten Kontrollparzelle von 2 % diagnostiziert werden. Ausgefallener Weizen konnte bis zum Beginn der Bestockung bekämpft werden. Gerste als Ausfallgetreide konnte

sogar im bestockten Stadium vollständig bekämpft werden, wobei hier anzumerken ist, dass der bereits evtl. weit entwickelte Winterraps eine zusätzlich unterdrückende Wirkung entfaltet haben könnte. Die Ergebnisse von Pfenning (2012) belegen, dass die hohe Besatzdichten von Ausfallgetreide in den Mulchsaatvarianten am Standort Wetterade konnte in der Versuchsvariante 1 (VA: Butisan[®] Gold) nur durch eine zusätzliche Anwendung von Graminiziden (Focus[®] Ultra) im BBCH 13/14 bekämpft werden. Dieses Phänomen einer zwingenden zusätzlichen frühen Graminizidapplikation konnte insgesamt an zwei Standorten beobachtet werden. Hierbei handelte es sich zum einen, um die Mulchsaat (Standort Wetterade 2012/13) sowie eine witterungsbedingt unzureichend durchgeführte Pflugsaat (Standort Elskop3 2014/15). Es musste an den beiden Standorten in der konventionellen Herbizidvariante (VA-Applikation: Butisan[®] Gold 2,5 l ha⁻¹) bereits 22 bzw. sieben Tage nach der Voraufaufapplikation eine zwingend notwendige Graminizidapplikation ins Versuchsdesign mit integriert werden (siehe oben). An beiden Standorten mussten in den beiden CL-Produktionssystemen hingegen keine zusätzlichen Graminizidapplikationen gegen das stark auflaufende Ausfallgetreide durchgeführt werden. Pfenning (2012) merkt dahingehend ökonomische Vorzüge durch die Einsparung eines zusätzlichen Graminizids, gepaart mit reduzierten Überfahrten, an. Diese Aussage kann durch die Versuchsergebnisse hier bestätigt werden. Insgesamt wäre an 72 % der Standorte (acht von elf Standorten) in beiden CL-Produktionssystemen keine weitere Graminizidapplikation aufgrund des vorhandenen Ausfallgetreides notwendig gewesen und hätte somit eingespart werden können. Zudem kamen an den Standorten weitere Monokotyle in Form von Acker-Fuchsschwanz (ALOMY) in unterschiedlichen Dichten vor (Tab. 22, Seite 63). Eine Acker-Fuchsschwanzbekämpfung konnte grundsätzlich bis zur Bildung des zweiten Seitentriebes gewährleistet werden. Schwerpunktmäßige Bekämpfung des Acker-Fuchsschwanzes konnte eher in einem frühen (BBCH 11/12) als späten (BBCH >13–14) Wachstumsstadium gewährleistet und dokumentiert werden. Ebenfalls waren unterschiedliche Wirkungen der, in den Varianten 1 und 2, durchgeführten VA-Maßnahmen zu diagnostizieren. Die Variante 2 (VA: Butisan[®] Kombi und NA: BAS 83101H) zeigte ebenso, wie Variante 1 (VA: Butisan[®] Gold) deutliche Herbizidleistungen auf Metazachlor-sensitive Unkräuter/Ungräser durch die durchgeführten VA-Applikationen. Zu Metazachlor-sensitiven Unkräutern zählen vor allem Monokotylen, wie Acker-Fuchsschwanz (Schönhammer & Freitag, 2014). Es kann weiter dokumentiert werden, dass die in den Versuchen angelegte Herbizidvariante 2 (CL-Produktionssystem 1) mit einer Kombination aus VA- und NA-Maßnahme über alle Standorte hinweg die geringsten Unkrautdeckungsgrade gegenüber ALOMY aufwies. Besonders im Hinblick auf den zu untersuchenden Wirkungsgrad der CL-Herbizidsysteme können die Aussagen von Rosenhauer *et al.* (2014) sowie Schönhammer & Freitag (2014) bestätigt werden. Es liegen in der Variante deutlich höhere Wirkungsgrade nach Applikation von

Butisan[®] Kombi und BAS 83101H (BBCH 00–09; BBCH 14–16) im Vergleich zu CL-Vantiga[®] (BBCH 12–14) vor. Weitere Freiland-Versuchsreihen mit entsprechend veröffentlichten Ergebnissen von Clearfield[®]-Produktionssystemen mit kombinierten VA-/NA-Applikationen sind in der Literatur nicht aufzufinden. Das an lediglich einem Standort zu detektierende Deutsche Weidelgras bedurfte in beiden CL-Herbizidvarianten keiner zusätzlichen Graminizidapplikation. Beide Clearfield-Herbizide (CL-Vantiga[®] sowie BAS 83101H) konnten noch nicht vollbestockte Weidelgras-Pflanzen vollständig bekämpfen. Die von Gehring *et al.* (2012a) vorgestellte Minderwirkung auf Weidelgras-Arten in Parzellenversuchen und damit wahrscheinlich Extrembedingungen kann anhand des Ungrasvorkommens an dem einem Standort im Jahr 2013/14 nicht nachvollzogen werden. Es muss an dieser Stelle der Diskussion aber die Einschätzungen von Krato (2012) erwähnt werden, dass sich erzielte Wirkungsgrade bei einer applizierten Imazamoxmenge (max. zugel. 12,5 g a.i. ha⁻¹) in Deutschland evtl. um andere und damit geringere Wirkungsgrade als in der restlichen Europäischen Union (zugel. bis max. 35 g a.i. ha⁻¹) handeln kann. Eine höhere Aktivsubstanz könnte etwaig auch sicherere Pflanzenschädigungsraten bei den sonst nur ungenügend bekämpfbaren Dikotylen (GERSS, MATSS und evtl. VIOAR) hervorrufen. In den bisher publizierten Versuchsergebnissen (Merker & Schäfer, 2015; Krato, 2012; Schönhammer & Freitag, 2014) erwies sich jedoch eine begrenzte Leistungsfähigkeit bei einer alleinigen Nachauflaufbehandlung von CL-Vantiga[®] (CL-Produktionssystem 2) in sehr frühen oder sehr späten Stadien. Grundsätzlich kann eine Bekämpfungssicherheit, bei den durch Imazamox zu bekämpfenden Unkrautarten (siehe oben) jedoch gewährleistet werden, sofern diese aufgelaufen sind. Pfenning (2012) diagnostizierte, dass besonders hohe Wirkungsgrade durch das Clearfield[®]-System erzielt werden können, wenn Unkräuter/Ungräser aufgelaufen sind und eine starke Blattwirkung durch den Wirkstoff Imazamox erzielt werden kann. Ferner konnte dokumentiert werden, dass monokotyle Schadpflanzen, wie Ausfallgetreide (NNNGA), Acker-Fuchsschwanz (ALOMY) und Deutsches Weidelgras (LOLPE) durch die beiden CL-Herbizidsystem höchst effektiv im Gegensatz zu der konventionellen Vergleichsvariante bekämpft werden konnten (Kap. 4.2.1, Seite 66). Insgesamt kann aus den Versuchsergebnissen resümiert werden, dass die Einschätzungen von Krato (2012), Pfenning (2012), Schönhammer & Freitag (2014) und Merker & Schäfer (2015) entsprochen werden kann. Bei den applizierten Herbizidanwendungen handelt sich, um bisher noch ungewohnte aber bisher noch nicht bekannte Wirkungsgradklassen unvergleichbarer Nachauflauf-Herbizidbehandlungen über drei Jahre. Bei alleinigen frühen Nachauflauf-Applikationen mit Imazamox ist ein Maß an Wirkungsgradsicherheit bei einer großen Mischverunkrautung – bestehend aus Dikotylen – grds. gegeben. Es sind allerdings auch einige nur ungenügend zu bekämpfende Unkräuter (VIOAR und GERSS) in einem Clearfield[®]-Produktionssystem mit alleiniger Nachauflauf-Behandlung zu detektieren (hier in

den Versuchen Clearfield®-Produktionssystem 2) Eine größere Wirkungssicherheit bot eine kombinierte Vorauf-/ Nachauf-Herbizidstrategie (hier in den Versuchen: Clearfield®-Produktionssystem 1); (Abb. 15a–c, 16a–b, 17a–b; Seiten 65–68).

Bei einer schwankenden Witterung des jeweiligen Anbaujahres kommt so einer flexiblen und bedarfsgerechten Anwendung von Herbiziden immer mehr Bedeutung zu (Andert *et al.*, 2015; Freier *et al.*, 2015). Die Witterung sowie die angepasste optimale Terminierung der Herbizide nahm, nach der guten fachlichen Praxis sowie des integrierten Pflanzenschutzes, in allen drei Versuchsjahren unter den herrschenden schleswig-holsteinischen Bedingungen einen nicht unwesentlichen Faktor bei der Wahl der Herbizidstrategie ein. Unter normalen jahreszeitlichen Gegebenheiten wird Winterraps in Schleswig-Holstein von der ersten Augustwoche (Frühsaat) bis zur maximal ersten Septemberwoche (Spätsaat) ausgesät (Anonymus 2015f; Anonymus 2014b). In Schleswig-Holstein wird damit nicht nur früher gesät als in anderen Bundesländern, sondern wird durch die Bodenverhältnisse oftmals zu Mulchsaatverfahren tendiert. Wie bereits beschrieben, ist die Mulchsaat in Bezug auf die Umweltwirkungen vorteilhafter, als der Pflugeinsatz. Pflanzenreststoffe verbleiben an der Oberfläche und schützen vor Wind- und Wassererosion. Weiterhin leben mehr Regenwürmer auf Mulchsaatflächen ($66/m^2$) als auf gepflügten Äckern ($31/m^2$) (Tebrügge, 2003; Bode, 1998). Grundsätzlich ergibt sich bei nicht-wendender Bodenbearbeitung sowie bei früher Aussaat des Winterrapses ein signifikant höherer Unkrautartenreichtum in den Rapsschlägen (Hanzlik & Gerowitt, 2010). Damit würde ein flexibles Herbizid-Produktionssystem, wie die beiden in den Versuchen angewendeten Clearfield®-Produktionssysteme, potenzielle Vorteile generieren, sofern sie zeitlich auf die jeweiligen Problemspezies (MATSS) eingesetzt werden. Eine Möglichkeit einer flexiblen Applikationsterminierung der Clearfield®-Herbizide (CL-Vantiga® und BAS 83101H) konnte über alle drei Jahre bestätigt werden, vor allem unter den verschiedenen herrschenden Niederschlagszeiten. Insgesamt muss aber auf die kontraproduktiven Aussagen für solche Systeme und entgegen einer höheren Flexibilität im Anwendungstermin durch höhere Unkrautdichten hingewiesen werden. Bei der Anwendung von CL-Produktionssystemen im Mulchsaat- oder Strip-Till-Verfahren muss allerdings eine etwaig divergierende Unkrautwirkung, mit zunehmender Belastung durch HORVU und STEME, in Kauf genommen werden (Schwab *et al.*, 2016). Es konnten dreijährig verschiedene Szenarien der Unkrautbekämpfung beobachtet werden; eine überregionale Standortverteilung in Schleswig-Holstein ließ dies zu. Es konnte dokumentiert werden, dass beide CL-Herbizidstrategien eindeutige Ergebnisse in einer allgemeinen Breitenwirkung sowie gegenüber den vorkommenden monokotylen Schadpflanzen aufwiesen – sofern keine ausgeprägten Resistenzsituationen an den Standorten herrschten (Elskop 1), was mit in die gemittelten Wirkungsbonituren mit aufgenommen wurde (Abb. 18, Seite 69). Es werden dahingehend die

Auswirkungen eines Imazamox-Einsatzes auf die Resistenzsituation innerhalb einer Raps-Getreide-Fruchtfolge unter norddeutschen Bedingungen diskutiert.

Resistenzsituation und -entwicklung anhand der durchgeführten Resistenzanalysen

Eine der wichtigen Fragestellungen ist das Managen von Unkräutern in herbizidintensiven Anbausystemen unter dem Aspekt der Verhinderung von Resistenzen. Die Definition einer Resistenz impliziert dabei ihre Vererblichkeit an eine Nachkommenschaft (Schulz, 2015). Eine reine Entwicklung wirkortspezifischer und polygenetisch vererbter Resistenzen konnte bislang nur unter kontrollierten Bedingungen im Labor beobachtet werden (Neve & Powles, 2005; 2005a; Manalil *et al.* 2011). Obwohl die Entwicklung von Resistenzen seit langem ein wichtiges Thema der Herbologie ist, stellt sie noch immer weitgehend eine "black box" dar (Busi *et al.* 2013). Am häufigsten bzgl. einer Resistenzentwicklung ist dabei in Deutschland die Wirkstoffgruppe der ACCase-Inhibitoren betroffen (Gehring *et al.*, 2012b). Aber auch die stetig zunehmenden ALS-resistenten Populationen dürfen nicht unterschätzt werden (Petersen, 2014). Nach Délye *et al.* (2007) besteht zumindest bei ACCase-Resistenzen eine starke Beziehung zwischen der Häufigkeit des Applizierens von ACCase-Inhibitoren und einer zunehmenden Anzahl von resistenten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen. Je höher die Frequenz bei der Selektion durch Applikation ist, desto unwiederbringlicher führt diese zu einer Erhöhung und damit Anpassung der Biotypen und somit zu Mutationen (Menchari *et al.*, 2006; Marechal *et al.*, 2009; Petit *et al.*, 2010).

Eine Resistenz kann dabei auch durch einzelne Punktmutationen hervorgerufen werden. Diese ändern die Aminosäuren im Zielenzym. Zahlreiche einzelne Nucleotid-Mutationen wurden gegenüber zumindest einer Unterklasse der ACCase-Inhibitoren an den Aminosäurepositionen I1781, W1999, W2027, I2041, D2078, C2088 und G2096 beschrieben (Powles & Yu, 2010; Yu *et al.*, 2007). Die Mutationsstelle W2027 bildet dabei eine Schlüsselfunktion bei der Resistenz gegen Aryloxyphenoxypropionate (APP). Uziafop- oder Quizalofop-resistente Populationen weisen zusätzlich eine schwache Beständigkeit gegen Cyclohexandione (DIM) auf. Die ACCase betreffend, sind Herbizide mit dem Wirkstoff Clethodim resistenzbehaftet (Powles & Yu, 2010). In der ACCase-Gensequenz wurde eine TSM in W2027C gefunden, die die Resistenz gegenüber dem ACCase-Inhibitor Fluazifop-P-butyl und die verringerte Wirksamkeit von Quizalofop und Clethodim erklärt (Lorentz, 2012). Hinsichtlich der betroffenen Herbizide sind Präparate aus der Gruppe der Triazine, der ACCase-Hemmer, der ALS-Hemmer und der Wirkstoff Glyphosat weltweit von größter Bedeutung (Heap, 2011). Somit kann die Wirkung eines herbiziden Wirkstoffes oder einer Wirkstoffgruppe herabgesetzt oder komplett unterbunden (wirkortspezifische Resistenz, TSR) werden (Powles & Yu, 2010). Resistenzen können aber auch durch andere

Veränderungen hervorgerufen werden, die dazu führen, dass die herbizide Wirkstoffmenge nicht in vollem Umfang den Wirkort erreicht (wirkortunspezifische Resistenz, NTSR) (Délye *et al.* 2011). Wirkortspezifische Resistenzen werden im Allgemeinen monogenetisch vererbt. NTSR wird dagegen vorwiegend polygenetisch vererbt; kann aber durchaus monogenetisch weitergegeben werden, wenn die Resistenz zum Beispiel durch Cytochrom P450 oder Glutathion-S-Transferasen verursacht wird (Délye *et al.* 2013). In der vorliegenden Arbeit wird die Resistenzdiagnose im Winterraps bearbeitet; dennoch muss die Resistenzsituation stets im Kontext zu den diagnostizierten Ergebnissen in anderen Feldkulturen innerhalb einer Fruchtfolge gesehen werden. An erster Stelle sind hier die Ein- und Auswirkungen eines zusätzlichen Imidazolinoneinsatzes in der Fruchtfolge auf die Gesamtresistenzsituation bei bereits resistenten oder potenziell resistenzgefährdeten Schadpflanzen zu erläutern. Die Analysen zeigten, dass in einer dreijährigen Fruchtfolgerotation die Resistenzen an den untersuchten elf Standorten nicht zunahmten (Abb. 20, Seite 76). Wie in den Abb. 21 bis 23 auf den Seiten 77 bis 79 zu erkennen ist, zeigen sich über die Fruchtfolge heterogene Populationen. Das entspricht auch den Angaben von Rosenhauer *et al.* (2016). Diese fanden heraus, dass unterschiedliche Applikationszeitpunkte von Imazamox auf verschiedene Populationen differenziert wirken. Wie erwähnt, zeigen bereits in Deutschland zahlreiche Pflanzen Resistenzen gegenüber verschiedenen Wirkstoffklassen und Wirkstoffen. Fraglich bleibt demnach, inwieweit eine Applikation von Imazamox (max. zugel. Aktivsubstanz pro Jahr: 12,5 g a.i. ha⁻¹) als Teil einer Herbizidstrategie über die Fruchtfolge diese Situation verändern kann. Nach Herrmann *et al.* (2016) führt nur ein übermäßiger Einsatz von Herbiziden und, wenn dieser als einzige Maßnahme zur Reduzierung von Problemunkräutern angesehen wird, zu einer Zunahme resistenter Unkrautpopulationen. Insgesamt wird allerdings die Häufigkeit und die damit einhergehenden Resistenzgefahr eines Getreideanbaus in der Fruchtfolge kontrovers diskutiert (Herrmann *et al.*, 2016; Herrmann *et al.*, 2014; Délye *et al.*, 2010; Beckie, 2009). An den Versuchsstandorten herrschen seit Jahren zumeist getreidereiche Fruchtfolgen vor (Tab. 5, Seite 27). Daher wurden die Versuche auch nicht auf ein Versuchsjahr, sondern auf eine gesamte Fruchtfolgerotation (Winterraps / Gramineenart / Gramineenart) angelegt. Jede Bewirtschaftungsmaßnahme beeinflusst dabei langfristig die Verunkrautung (Pallut & Grübner, 2004). Folglich führt auch jeder Bewirtschaftungs- oder Bodenbearbeitungsgang zu einem veränderten Schadpflanzenvorkommen. Dabei muss auch die Aussage von (Prather *et al.*, 2000) bedacht werden, die in jeder Form eines Unkrautmanagements auch eine Reduzierung des Selektionsdruckes und den damit verbundenen Geschwindigkeitsrückgang der Resistenzentwicklung sehen. Beide Thesen können zum Teil bestätigt werden, wenn man die gesamte Unkrautsituation an den Versuchsstandorte Fehmarn 1 und 2 sowie Neuhamhorst 2 bzw. 3 betrachtet (Tab. 22, Seite 62). Zum einen lagen in allen Jahren

differenzierte Speziesdichten an den jeweiligen Standorten als auch unterschiedliche Resistenzsituationen vor. Die Geschwindigkeit der Resistenzausbildung bzw. Andauern einer Eigenschaft hängt auch davon ab, ob die Exposition in kontinuierlicher Form oder in Schüben erfolgt und, wie das Verhältnis der Genotypen zum Zeitpunkt der Applikation ist (Parlar & Angerhöfer, 1995). Mithin muss an dieser Stelle nochmals auf die stetig aufzufindenden ACCase-Resistenzen (TSR) über alle drei Versuchsjahre eingegangen werden. Insgesamt waren bei ALOMY hohe ACCase-Mutationsfrequenzen aufzufinden (Abb. 21, Seite 77) und nahmen einen deutlich höheren Stellenwert ein, als die zu diagnostizierenden ALS-Mutationsfrequenzen (TSR/NTSR) (Abb. 22, 23; Seite 78, 79). Die ACCase-Resistenzsituation lag vor allem an den Standorten Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Fehmarn 1 sowie Wetterade vor. Bei den Resistenzvorkommen am Standort Sönke-Nissen-Koog handelte es sich um spezifische ACCase TSR und NTSR. Ferner waren die Standorte des zweiten und dritten Versuchsjahres Elskop 2 und 3 sowie Fehmarn 3 (TSR) betroffen. Dennoch herrschten unterschiedlich hohe Mutationsfrequenzen vor. Zunächst einmal muss davon ausgegangen werden, dass durch die oben beschriebenen Gegebenheiten der Bodenbearbeitungen unterschiedliche Populationeneffekte zu detektieren waren. Zudem erscheint ebenfalls möglich, dass innerhalb der resistenten Populationen neben Target-site Resistenzen auch weitere Resistenzmechanismen vorliegen können, die zu unterschiedlichen Resistenzgraden führen (Bettini *et al.*, 1997, Darmency, 1994). Es wurden dementsprechend an den Standorten entweder TSR und/oder NTSR diagnostiziert. Sofern NTSR an einem Standort, wie Standort Sönke-Nissen-Koog oder Osterhof diagnostizierbar waren, können manche Pflanzen (ALOMY) die applizierten Herbizide überleben und werden demnach selektiert. Es wurden dementsprechend neben Blattproben zusätzlich Samenproben an GPS-eingemessenen Parzellen auf Praxisschlägen Schleswig-Holsteins mit unterschiedlichen resistenten mono- und dikotylen Unkräutern (ALOMY und MATSS) vor, sowie bis zwei Jahre nach, einem Imazamoxeinsatz analysiert, um so einen Abgleich zu den Blattproben-Analysen zu geben. Die häufigste und sicherste Methode zum Nachweis einer Herbizidresistenz in einer Ungraspopulation ist der Biotest im Gewächshaus (Schulz, 2015). Es wurden folglich die im Labor diagnostizierten Mutationen noch einmal *in praxi* überprüft und ggf. NTSR diagnostiziert. Weitestgehend entsprachen die Ergebnisse der Blattproben den Biotests aus den Samenproben (ALS NTSR: Elskop 1; ACCase NTSR: Sönke-Nissen-Koog und Osterhof). Da über die Fruchtfolgen höhere Mutationsfrequenzen beim Enzym der ACCase detektiert wurden, könnte ein Einsatz eines ALS-Inhibitors innerhalb der Fruchtfolge auch thematisch die richtige Entscheidung sein, sofern keine metabolischen ALS-Resistenzen vorliegen oder solche in Erwägung gezogen werden müssen, und die Spezies die ggf. einem weiterem Selektionsdruck unterliegen. Rosenhauer *et al.* (2016) konnten bei verschiedenen Wirkstoffstrategien zeigen, dass von den Clearfield®-Herbiziden (CL-Vantiga®

und BAS 83101H) logischerweise ein geringerer Selektionsdruck auf ACCase-resistente Populationen ausgeht. Es wurden in diesem Zusammenhang aber auch andere Populationen/Biotypen getestet, die bereits ALS TSR/NTSR aufzeigten. Hier wirkte eine reine Nachauflaufmaßnahme (CL-Vantiga®) eher negativ und selektierte einzelne Populationen (Rosenhauer *et al.*, 2016). Diesen Beobachtungen kann zugestimmt werden. Die Versuchsvariante 2 (VA- und NA-Maßnahme) zeigte mit Abstand die höchsten Wirkungsgrade auf ALOMY an den neun Versuchsstandorten (mit potenziellem Resistenzdruck). An den zwei Standorten Fehmarn 1 und 2 konnte unabhängig der Herbizidmaßnahme ein Erfolg verzeichnet werden. Die Applikationsstrategie, wie hier im Forschungsprojekt die Versuchsvariante 2 (VA: Butisan® Kombi sowie Nachauflauf in BBCH 14–16 mit BAS 83101H) zeigten deutlich höhere Wirkungsgrade und selektierten diese Populationen nicht in entsprechendem Maße (Rosenhauer *et al.*, 2016; Rosenhauer *et al.* 2014). Insgesamt zeigte sich aber, wie auch in den hier beschriebenen Versuchen, dass eine abschließende Graminizidmaßnahme (Propyzamid) bei vorliegender ACCase und/oder ALS NTSR aus Sicherheitsaspekten unabdingbar war. Dieses konnte vor allem am Standort Sönke-Nissen-Koog und Elskop 1 ebenfalls beobachtet werden.

Zusammenfassend kann somit geschlussfolgert werden, dass der einmalig erfolgte Einsatz von Imazamox in der Fruchtfolge keine stärkere Resistenzentwicklung ausmachte. Vielmehr muss über die gesamte Fruchtfolge, wie vor allem an den Standorten der Westküste mit bereits vorliegenden hohen Werten an ACCase TSR ein Umdenken in der gesamten Fruchtfolgegestaltung stattfindet. Im Projekt nahmen die ACCase TSR (NTSR) einen deutlich höheren Stellenwert ein als die ALS TSR/NTSR. Es scheint, als könnten hier nur noch weitere Fruchtfolgen und Managementsysteme helfen. Nach Prather *et al.* (2000) ist die Fruchtfolge das einzige Instrument, was eine Resistenzentwicklung stoppen kann. Besonders muss die Fruchtfolge als alleiniges Element betrachtet werden, wenn es sich um ausgeprägte NTSR handelt. Bereits Délye (2005) machte darauf aufmerksam, dass alle Forschungsarbeiten mit der Absicht begonnen werden müssen, die metabolischen Resistenz oder Resistenzentwicklung vollständig aufzuklären. In der Literatur gibt es somit einen Konsens, dass dafür eine integrierte Unkrautbekämpfungsstrategie entwickelt und angewandt werden müsste, die vielseitige Fruchtfolgen und auch, neben der chemischen, andere Arten der Unkrautbekämpfung umfasst (Gasquez, 1997; Zwerger & Walter, 1994; Cousens & Mortimer, 1995). Insgesamt gibt es aber auch Untersuchungen die ackerbauliche Maßnahmen mit einer Dominanz bei einer Resistenzentwicklung ausstatten und dies höher gewichten als die Häufigkeit und Art eines Herbizid-Einsatzes (Herrmann *et al.*, 2016). ALS NTSR konnten bei der Spezies ALOMY lediglich am Standort Elskop 1 – allerdings in geringerem Umfang – und bereits vor Versuchsbeginn festgestellt werden (Tab. 25, Seite 75). An solchen Standorten gehört somit eine mindestens wendende Bodenbearbeitung und

eine möglichst weitgestellte Fruchtfolge zum Standard. Dennoch muss beim Vorliegen metabolischer Resistenzen beachtet werden, dass jede ALOMY-Pflanze als Fremdbefruchter unterschiedlich kombinierte Resistenzgene aufweist (Petit *et al.*, 2010). Nach Petersen & Olf (2014) ist damit klar, dass jeder NTSR-Biotyp folglich verschieden auf die jeweiligen Herbizidstrategien reagiert und es stets überlebende Pflanzen solcher Populationen geben wird. Folglich gilt es für solche Gebiete genaue Kenntnisse über diese standortspezifischen Populationen zu erlangen, um separate und wiederum standortspezifische Herbizidstrategien zu entwickeln, die auch gleichzeitig Rücksicht auf die jeweilige Resistenzsituation nehmen (Petersen & Olf, 2014). Folglich kann es möglich sein, dass auch eine imidazolinontolerantes und -haltiges Produktionssystem an manchen Standorten aus Resistenzgründen Sinn macht, wenn die standortspezifische Resistenzsituation dies zulässt. Dieses könnte u.a. an den Standorten Sönke-Nissen-Koog und Osterhof mit einer vorliegenden ACCase NTSR sein (Tab. 25, Seite 75 in Verbindung mit Abb. 21, Seite 77). Einen weiteren Selektionsdruck auf die bereits mutierten Populationen auszuüben, wäre somit gänzlich falsch und unnötig. Unter Umständen würde eine ALS-Inhibitor-Anwendung im Winterraps die vorhandene Resistenzsituation entzerren. Es sollte dennoch darauf geachtet werden, welche Populationen wirklich nachhaltig bekämpft werden sollen. Rosenhauer *et al.* (2016) sehen in einer VA-/NA-Kombination (hier CL-Produktionssystem 1; Versuchsvariante 2) – gefolgt von einer propyzamidhaltigen Applikation – die höchsten Erfolge erzielt. Bezüglich der applizierten ALS-Inhibitoren am Standort Elskop 1 mit einer ALS NTSR würde somit bei jeder ALS-Inhibitor-Applikation eine Selektion nicht ausbleiben, die gegebenenfalls das Bodenpotenzial anreichert. Es ist daher zu bedenken, dass es sich um dynamische Prozesse handelt. Daher konnten auch in den Fruchtfolgejahren 2013/14 und 2014/15 möglicherweise NTSR Pflanzen (Mutation an Position 574) nach einer Applikation von Iodo-/Mesosulfuron gefunden werden. Insgesamt zeigen die auch bisher durchgeführten Experimente anderer Forschergruppen (Rosenhauer *et al.*, 2016; Rosenhauer *et al.*, 2014; Petersen & Olf, 2014; Krato & Petersen, 2012), dass es sowohl mit, als auch ohne ein Clearfield®-Produktionssysteme schwierig wird, TSR und NTSR Populationen ohne eine weitere selektive Ausbreitung zu bekämpfen. Von gesunden Populationen und einer möglichen Reduzierung von Herbizidapplikationen und/oder Wirkstoffen, wie von Kudsk (2014) vorgeschlagen, kann aufgrund der vorliegenden Resistenzsituation keinesfalls ausgegangen bzw. empfohlen werden.

Ausfallraps

Ausgefallene Rapssamen können in den Folgekulturen auflaufen, da sie mehr als zehn Jahre im Boden lebensfähig sind (Schlink, 1998). Folglich muss auch Ausfallraps als Unkraut

angesehen werden und ist somit in anderen Kulturen unerwünscht (Naylor & Lutman, 2002). Ansteigende Ausfallrapsdichten haben stets eine reduzierende Wirkung auf wichtige Ertrags- und Qualitätsparameter in Wintergetreide, wie Reduzierung der Ährenanzahl, Anstieg des Feuchtegehaltes, Verringerung des Tausendkorngewicht, Reduzierung des Rohprotein-gehaltes oder einfach eine Reduzierung des Ertrages (Krato & Petersen, 2012). Schadpflanzen verbrauchen Wasser, Licht, Standraum und/oder Nährstoffe, die eigentlich den Kulturpflanzen zur Verfügung stehen sollen. In unterschiedlichen Studien hat sich gezeigt, dass Unkrauter, die zeitgleich mit der Kulturpflanze oder kurz danach auflaufen, höhere Ertragsverluste hervorrufen können, als Unkräuter, die zu einem späteren Entwicklungsstadium keimen (Swanton *et al.*, 2011). Damit muss in den, auf Winterraps, folgenden Feldkulturen gesichert sein, dass auch erst später auflaufender Ausfallraps sicher bekämpft wird. In Getreidekulturen wird dieser unter anderem mit ALS-Inhibitoren bekämpft. Bis ins Jahr 2011/12 konnten noch keine Aussagen darüber getroffen werden, wie sich der etwaig potenzierende Clearfield®-Ausfallraps in der Fruchtfolge auswirken könnte. Durch den möglichen Anbau von Clearfield®-Rapssorten seit dem Herbst 2012, wie auch im Forschungsprojekt durchgeführt, könnte sich eine derartige Ausfallrapsbekämpfung erschwert darstellen. Dieses würde sich aufgrund einer nur vermindert möglichen Ausfallrapskontrolle durch die (potenziell noch vorhandene) ALS-Toleranz vollziehen (Krato *et al.*, 2012). Die Samen der imidazolinintoleranten Winterrapshybriden können in den nachfolgenden Kulturen somit auch als Ausfallraps auflaufen und bei mangelnder Kontrolle kulturschädigend wirken (Krato *et al.*, 2012). Die jeweiligen Herbizidstrategien müssten demnach überprüft und gegebenenfalls dahingehend angepasst werden. Eine Kontrolle des imidazolinintoleranten Ausfallrapses sollte aber mit Wirkstoffen außerhalb der Wirkstoffgruppe HRAC B ausreichend möglich sein (Krato & Petersen, 2012). In Versuchen von Beckie *et al.* (2004) wiesen imidazolinintolerante Rapspflanzen – verglichen mit nicht-toleranten Rapspflanzen – die gleiche Sensitivität gegenüber den Wirkstoffen 2,4-D, MCPA und Metribuzin auf. In den, dieser Forschungsarbeit zu Grunde liegenden, Ausfallrapsergebnissen in den Versuchsvarianten konnten differierende Rapsdichten zwischen der unbehandelten Kontrollparzelle und den Herbizidvarianten detektiert werden. Im ersten Jahr nach Winterraps konnten unabhängig der einzelnen Varianten an den acht Versuchsstandorten die Rapsdichten durch eine Herbizidmaßnahme von 15 Pflanzen/m² in der unbehandelten Kontrolle auf 0,78 Pflanzen/m² in den Varianten reduziert werden. Im zweiten Jahr nach Winterraps war eine Reduzierung an fünf Standorten von 14 Pfl./m² (unbeh. Kontrolle) auf 0,99 Pfl./m² zu verzeichnen (Tab. 23, Seite 71). Bei der statistischen Auswertung der, bis ins Frühjahr, aufgelaufenen Ausfallrapspflanzen konnte ebenso dokumentiert werden, dass es sowohl im ersten als auch zweiten Jahr nach Winterraps keine signifikanten Unterschiede über die Versuchsvarianten an den untersuchten acht

Standorten (erstes Jahr nach Winterraps: acht Standorte, zweites Jahr nach Winterraps: fünf Standorte) (imidazolinonsensitiver (IS) / potenziell noch imidazolinotoleranter (IT) Ausfallraps) vorlag. Im Vergleich der behandelten Varianten zu den unbehandelten Kontrollparzellen konnten in beiden Jahren signifikante Unterschiede diagnostiziert werden (Abb. 19, Seite 72). Grundsätzlich muss aber von einem vorhandenen Ausfallrapspotenzial vor der Versuchsanstellung ausgegangen werden. Häufig wird nur auf ca. 50 % der untersuchten Ackerflächen Ausfallraps gefunden (Laufer *et al.*, 2014). Insgesamt scheint es aber auch möglich zu sein, dass durch die nach der Winterrapserte durchgeführten Bodenbearbeitungsmaßnahmen sowie die Glyphosatbehandlung positive Erfolge erzielt wurden, um das Ausfallrapspotenzial – wie am Standort Fehmarn 1 und 2 – optimal zu minimieren. Die bereits in den Versuchen von Krato *et al.* (2012) applizierten Wirkstoffen, wie Pendimethalin und/oder Diflufenican, zeigten auch in dieser Arbeit gegenüber den unbehandelten Kontrollparzellen auch in den beschriebenen Ergebnissen ihre Wirkung. Mithin müssen die Aussagen von Laufer *et al.* (2014) mit einbezogen werden, die auch in ihren Forschungsarbeiten einen nur mittel bis geringen Besatz an CL-Ausfallraps fanden. Sofern sich der Praktiker sein Ausfallrapspotenzial auf den Ackerflächen bewusst ist, kann dieses auch ausreichend und in höchst möglichem Umfang bekämpft werden. Damit scheint sich zu bestätigen, sofern der Praktiker von der Herkunft seines Ausfallrapses weiß, dass entsprechende Maßnahmen zur Kontrolle gewählt werden können. Insgesamt scheint damit ein eher, an den hier vorgestellten Projektstandorten, jahreszeitlicher oder besser standortspezifischer Effekt vorzuliegen. Gründe dafür könnten so bereits nach der Saat des Winterrapses fallende Starkniederschläge, insgesamt hohe Niederschlagsmengen über die Auflaufphase des Winterrapses oder an einem Standort seit langer Zeit optimal erfolgende Ausfallrapskontrollmaßnahmen sein und somit das grundlegende Potenzial beeinflussen. Am Standort Sönke-Nissen-Koog könnten mithin auch die, in beiden Fruchtfolgejahren nach Winterraps, erhobenen höheren (als an den anderen Standorten der Versuche) Daten zu erklären sein. Gerade am Standort Sönke-Nissen-Koog herrschten im Herbst 2012 extreme Witterungsbedingungen mit hohen Niederschlagsmengen (Tab. 9 des Anhangs), die unter Umständen manche Rapspflanzen erst gar nicht auflaufen ließen. Ebenfalls konnten hohe Besätze an Ausfallraps am Standort Wetterade – lediglich allerdings im ersten Jahr nach Winterraps – detektiert werden.

Die dort vorherrschenden hohen Ausfallrapsdichten waren bereits vor Versuchsbeginn bekannt. Jedoch könnte hier auch die Meinung von Gruber *et al.* (2005) zutreffen, nach deren Aussagen besonders im ersten Jahr nach Winterraps vermehrt Ausfallraps gefunden wird. Anders stellt sich die Situation an den Standorten Fehmarns dar. An beiden Standorten auf der Insel Fehmarn wird seit Jahren zu jeder Kultur gepleugt. Durch unterschiedliche Bodentextur oder Bodenbearbeitungstiefen können entsprechend auch unterschiedliche

Besätze/Dichten von Ausfallraps aufzufinden sein (Pekrun & Hubert, 2012; Gruber *et al.*, 2010).

Folglich scheinen sich die Ergebnisse bzgl. der Ausfallrapssichten an den acht Standorten nicht wesentlich nach einem CL-Winterrapsanbau verändert zu haben. Es konnten in den einzelnen Varianten weder extrem höhere noch niedrige Ausfallrapszahlen bonitiert werden. Mithin kann geschlussfolgert werden, dass sich auch an den acht untersuchten Standorten durch die CL-Winterrapsvarianten kein größeres Ausfallrapspotenzial bildete als bei konventionellem Raps. Insgesamt sollte bei der Anwendung der guten fachlichen Praxis, in Zusammenspiel aus Erntetermin (Zhu *et al.*, 2012), optimaler Erntetechnik (Price *et al.*, 1996), Bodenbearbeitung/mechanische Ausfallrapsbekämpfung und Fruchtfolge imidazolinontoleranter Ausfallraps keine weiteren Probleme bereiten (Kratz & Petersen, 2012). Ebengleiches konnten bereits Laufer *et al.* (2014) an 41 Standorten überregional in Deutschland feststellen. Abschließend zeigt sich grundsätzlich die erste Bodenbearbeitungsmaßnahme als besonders essentiell, um den Bodensamenvorrat von potenziellem Ausfallraps zu reduzieren (Huang *et al.*, 2015).

Analyse des Bodensamenpotenzials

Der Bodensamenvorrat stellt das größte Reservoir der ruhenden Unkrautpopulationen dar (Schulz, 2015). Insgesamt gilt für alle, mono- wie auch dikotylen Spezies, dass sie charakteristisch in unterschiedlichen Bodentiefen auskeimen (Benvenuti *et al.*, 2001). Dabei sind vordergründig die jeweiligen Reserven aus dem Samen sowie strukturellen Eigenschaften des Bodens zu bedenken (Benvenuti *et al.*, 2001). Es ist bekannt, dass Licht (Anderson & Espeby Akerblom, 2009), Temperatur (Benvenuti & Macchia, 1993), Bodenwasser und Bodenfeuchtigkeit (Roberts und Potter, 1985), Gasaustausch (Benvenuti & Macchia, 1993), Sauerstoffgehalt der im Boden verbliebenen Luft (Müllverstedt, 1963) sowie der Grad der jeweiligen Bodenverdichtung (Pareja & Staniforth, 1985) alle limitierende Faktoren für eine Samenkeimung darstellen. Stoller & Wax (1973) konnten ein reduziertes Auswachsen von Monokotylen in tieferen Bodenschichten detektierten, konnten den Grund dafür allerdings noch nicht genau nachweisen und hielten somit dieses Phänomen für lange noch nicht vollständig geklärt. Der Samen von *A. myosuroides* keimt grundsätzlich nur in der Nähe der Bodenoberfläche (Moss, 1985; Naylor, 1970) und nimmt mit zunehmender Bodentiefe ab (Colbach *et al.* 2005). Zusätzlich keimt ALOMY besonders gut in wassergesättigtem Boden (Menck, 1968) zuzüglich eines hohen Stickstoffanteils (Moss, 2010). Nach Blair *et al.* (1991) wächst *A. myosuroides* am besten zwischen 0,6 cm und 7-8 cm (sandiger Lehm) auf. Untersuchungen von Meiners (2014) zeigen, dass sich Bodentiefen von bis zu 5 cm eignen, um ALOMY optimal auflaufen zu lassen. In den

Gewächshausversuchen zur Diagnose des Bodensamenpotenzials wurden die Tablettis bis ca. 5-6 cm mit Boden befüllt. Kamille Spezies keimen ab 9 °C gut; das Temperaturoptimum der Keimung beginnt jedoch erst bei 19 °C (Wahl & Plescher, 2014). Die mittlere Keimdauer beträgt dabei drei Tage (Wahl & Plescher, 2014). Vielmehr ist allerdings der Zusammenhang zwischen der gegebenen Bodentemperatur und der Keimschnelligkeit von Bedeutung (Wahl & Plescher, 2014). Die Auflaufversuche bzgl. des Bodensamenpotenzials wurden bei Temperaturen von 15 °C bis 18 °C durchgeführt. Mithin lagen für die, sich etwaig in den Bodenproben befindenden, MATSS ebenfalls beste Keimbedingungen für einen optimalen Auflauf vor. Insgesamt lassen sich wenige Literaturangaben finden, die Methoden zu einer Analyse des Bodensamenpotenzials darstellen. Jedoch scheint sich die Methode aus einer Kombination aus Mischen/Wenden und Bewässern der Tablettis für Auflaufversuche bewährt zu haben. Folglich herrschten bei der Analyse des Bodensamenpotenzials positive Versuchsbedingungen für ein Auslaufverhalten vor (Kap. 3.2.4 bis 3.2.4.3; Seite 46 bis 48). Insgesamt zeigte sich, dass sich eine hohe Korrelation ($R^2 = \sim 0,99$) über die untersuchten Bodenproben der acht Standorte (Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop 1 und 2, Fehmarn 1 und 2 sowie Wetterade und Neuharmhorst 2) und den jeweiligen Herbizidvarianten mit einer abnehmenden Samenanzahl in tieferen Bodenschichten ergab. Fraglich bleibt damit, ob dies eher auf die Herbizide oder die entsprechende Bodentiefe zurückzuführen ist. Entsprechend der detektierten mono- und dikotylen Spezies gibt es verschiedene Aussagen. Aus einer Arbeit von Albrecht (2004) geht hervor, dass dies ein normales Abbild, ähnlich einem Pflugeinsatz auf dem Feld, entspricht. Stellt man jedoch auf die herbizide Wirkung der einzelnen Wirkstoffe ab, so erreichen nach Meiners (2014) vor allem die, im Getreide applizierten typischen, Bodenwirkstoffe Flufenacet und Isoproturon ihre Wirkung. Sie dringen in tiefere Bodenschichten vor und schädigen dort bereits die Samen, die dann nicht mehr auskeimen. In den Herbizidvarianten wurden im Winterraps jedoch beide Wirkstoffe nicht appliziert. Insgesamt hätten nur die über den Boden wirkenden Wirkstoffe (Quinmerac, Dimethenamid-P und Metazachlor) zu einer Veränderung führen können. Über den Wirkstoff Imazamox hingegen wird eine höhere blattaktive als bodenaktive Wirkung berichtet (Schönhammer & Freitag, 2014). Lediglich die, in der Versuchsvariante vier am Standort Sönke-Nissen-Koog, applizierte Herbizidstrategie mit dem Wirkstoff Clomazone zeigte deutlich geringere Gesamtaufaufraten. Folglich scheint beiden Thesen zumindest in Teilaspekten zugestimmt werden zu können.

Es wurden in allen Varianten annähernd die gleichen Wirkstoffgehalte an bodenaktiven Substanzen appliziert, sodass abschließend ein direkter Zusammenhang zwischen Applikationsstrategie und Bodentiefenwirkung des Bodens nicht eindeutig zu klären ist. Festzuhalten sind zu einem die abnehmenden Dichten der Spezies mit zunehmender Tiefe der Bodenschicht und zum anderen die überhaupt an den Standorten vorzufindenden

Ungras-/Unkrautsituationen (siehe Schadpflanzenzahl im Anhang; Tab. 38 und 39). Daher scheint es auch nicht als besonders erachtenswert, dass anhand der analysierten Spezies aus den Bodenproben keine anderen Mutationen und -frequenzen, als bereits in den Feldversuchsdaten beschrieben, zu detektieren waren. Die diagnostizierten Resistenzen entsprachen dabei vollends der Resistenzsituation der Analyseergebnisse aus den Felddaten oder einer deutlich geringeren Mutationsfrequenz.

Versuchs zur Resistenzvermeidung

Zudem wurden in einem Klimakammerversuch die Wirkungserfolge von drei unterschiedlichen Graminiziden bei verschiedenen Temperaturregimen untersucht, um Erkenntnisse darüber zu erlangen, wann und in welchem Umfang reduzierte Aufwandmengen sich evtl. negativ auf bereits metabolische ALOMY-Populationen auswirken und somit einen zusätzlichen Selektionsdruck auf Populationen mit einer ausgewiesenen Resistenz im ACCase-Enzym an Position 1781 ausüben. Die Mutation an Position 1781 stellt dabei eine, der in den schleswig-holsteinischen Hauptresistenzregionen, am häufigsten diagnostizierbare Mutation dar.

Die Maximierung des Bekämpfungserfolges sollte daher als der wichtigste Faktor im Resistenzmanagement von Acker-Fuchsschwanz, um die weitere Ausbreitung von Resistenzen zu verhindern und einer Selektion auf resistente Biotypen entgegenzuwirken (Petersen, 2013). Um den Bekämpfungserfolg weiter zu maximieren und somit der Ausbreitung und Entstehung neuer Resistenzen entgegen zu wirken, wurde im Versuch die Wirkung des Umweltparameters: Temperatur auf die Wirkungsgrade von ACCase-Inhibitoren untersucht. Es wurde getestet, in wieweit sich bereits resistente Acker-Fuchsschwanz-Populationen noch mit den Wirkstoffen Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop – diese stehen stellvertretend für die jeweilige Wirkstoffklasse – bekämpfen lassen und welchen Einfluss das Entwicklungsstadium der ALOMY-Pflanze auf den jeweiligen Bekämpfungserfolg hat. Da sich bei der Auswertung des Versuchs herausstellte, dass es zu starken synergistischen Effekten zwischen Resistenzgrad, Temperatur, Entwicklungsstadium und der jeweiligen Aufwandmenge der Graminizide kommt (Abb. 26, 27; Seiten 90, 91), müssen die diesem Teilbereich zu Grunde liegenden Arbeitshypothesen stets im Kontext zueinander betrachtet werden.

Sensitiver ALOMY-Biotyp

Beim sensitiven ALOMY-Biotyp 14/0116 liegen keine bekannten Resistenzen im Genom vor (Tab. 18 und 19; Seite 50 und 51). Vor allem im 5°C-Temperaturbereich (BBCH 12) zeigten

sich Unterschiede im Wirkungsgrad der drei verwendeten Graminizide. Hier wurde jedoch durch keinen der getesteten Wirkstoffe eine Schädigung von >80 % hervorgerufen. Der Wirkstoff Propaquizafop führte im 5°C-Temperaturregime bei halb maximaler sowie max. zugel. Aufwandmenge zu den geringsten Wirkungsgraden (65 %). Dieses könnte darauf hindeuten, dass FOP-Wirkstoffe aufgrund der besseren Aufnahme in veresterter Form appliziert werden und erst in der Pflanze durch verschiedene Enzyme (v.a. Hydrolasen) in die phytotoxische Form umgewandelt werden (Délye, 2005). Zudem könnte vermutet werden, dass die für die Umwandlung verantwortlichen Enzyme, unter kühlen Temperaturen (5°C) nicht so effizient arbeiten, wie unter wärmeren Konditionen. Des Weiteren wurde der Wirkstoff Propaquizafop mit keinem Adjuvant – im Gegensatz zu den beiden DIM-Wirkstoffen Cycloxydim (mit Dash[®] E.C.) und Clethodim (mit Para Sommer) gemischt. Laut Hersteller- und Produktempfehlungsangaben können empfohlene Adjuvants die Wirkung unter kühlen Bedingungen unter Umständen verbessern, da eine mögliche rechtzeitige Metabolisierung der Wirkstoffe geschwindigkeitsmäßig umgangen wird. Bei kalten Bedingungen (<5 °C) sollte der Wirkstoff Propaquizafop nach den hier aufgezeigten Ergebnissen eher nicht zur Bekämpfung von Acker-Fuchsschwanz eingesetzt werden. Ein unzureichender Bekämpfungserfolg ist nach Petersen (2013) grds. als kritisch zu betrachten, da hierdurch stets widerstandsfähigere Pflanzen überleben und somit meist die Biotypen selektiert werden, die eine erneute Herbizidbehandlung überstehen und folglich als resistent bezeichnet werden müssen. Die Ergebnisse des unteren Temperaturbereichs (ca. 5 °C) beim sensitiven Acker-Fuchsschwanz decken sich jedoch nicht mit den Empfehlungen der Landwirtschaftskammer Nordrhein-Westfalen, in denen propagiert wird, dass der Wirkstoff Cycloxydim mit dem applizierten Adjuvant auch unter kalten Bedingungen bei sensitiven Acker-Fuchsschwanz-Populationen einen ausreichenden Bekämpfungserfolg sichert und dass der Wirkstoff Clethodim (ebenfalls mit empfohlenen Adjuvant) bei Temperaturen >15 °C die höchsten Wirkungsgrade erreicht (Benker & Röhling, 2013). Mit einem lediglich ca. 80 %-igen Wirkungsgrad des Wirkstoffes Cycloxydim, und einer Applikation in eher anfälligen Wachstumsstadium BBCH 12 im 5°C-Temperaturbereich kann die beschriebene Überlegenheit dieses Wirkstoffes gegenüber dem weiteren applizierten DIM-Wirkstoff Clethodim nicht bestätigt werden. Clethodim erreichte mit gemittelten 83 % Pflanzenschädigung einen minimal höheren Wirkungsgrad und ist somit auch bei kühleren Witterungsverhältnissen nicht unterlegen. Bei Temperaturen ab 10 °C konnten im Zweiblattstadium alle getesteten Präparate die Trockenmasse des sensitiven Acker-Fuchsschwanz-Biotyps signifikant verringern. Im 15 °C- und 20 °C-Temperaturregime konnte sich bei den drei verwendeten Wirkstoffen eine Schädigung von 100 % (20 °C: Abb. 28, Seite 92) bonitieren lassen. Ein Bekämpfungserfolg lässt sich demnach durch höhere Temperaturen deutlich steigern.

Auffällig war jedoch das frühzeitige Auftreten der ersten phytotoxischen Symptome in den wärmeren Temperaturbereichen (15 °C, 20 °C). Dies konnte sowohl in kleinerem als auch größeren Wachstumsstadium (BBCH 12 und BBCH >20) beobachtet werden. Dies könnte sich auf eine beschleunigte Translokation des Wirkstoffes innerhalb der Pflanze und somit auch einer erhöhten Stoffwechselrate zurück zurückführen lassen. Der Wirkstoff gelangt schneller zur ACCase und kann diese kompetitiv hemmen, so dass der Stoffwechsel der Pflanze gestört wird und es zu phytotoxischen Schädigungen kommt. Ab ca. 10 °C beginnt die Schädigung mit steigender Temperatur (10 °C < 15 °C < 20 °C) im Schnitt drei Tage früher und führt somit wesentlich schneller zur vollständigen Seneszenz der Pflanzen. Bei der Bekämpfung des bestockten sensitiven ALOMY-Biotyps zeigten sich insgesamt Minderwirkungen im Vergleich zur Applikation in geringerem Wachstumsstadium. Im Gegensatz zum frühen Entwicklungsstadium (BBCH12) konnte jedoch keiner der ausgewählten graminiziden Wirkstoffe einen ausreichenden Bekämpfungserfolg generieren. Dieses ließ sich vor allem bei Cycloxydim unter halb maximaler Aufwandmenge, bei einer lediglich erreichten Schädigung von 10 % erkennen. Ab 10 °C konnten die Pflanzen auch im bestockten Stadium durch die volle empfohlene Aufwandmenge ausreichend bekämpft werden.

Bei der sensitiven Acker-Fuchsschwanz-Population stellte sich eindeutig heraus, dass sowohl Temperatur als auch das Entwicklungsstadium einen höchst signifikanten Einfluss auf den Bekämpfungserfolg hatten. Aus diesem Grund sollten die drei applizierten DIM- und FOP-Wirkstoffe nach Möglichkeit unter wärmeren Bedingungen (ab 10 °C) eingesetzt werden, um einen möglichst großen Bekämpfungserfolg zu generieren. Bei Temperaturen ab 15 °C konnte auch bei halber Aufwandmenge eine 100 %-ige Schädigung von ALOMY sichergestellt werden. Folglich scheint es möglich, Aufwandmengen ohne einen Abfall eines Wirkungsgrades ab einer Temperatur von 15 °C bei rein sensitiven Populationen zu reduzieren. Ferner sollte grundsätzlich die Möglichkeit genutzt werden, eine frühe Bekämpfung des Acker-Fuchsschwanzes wahrzunehmen, um den Bekämpfungserfolg in geringen Wachstumsstadium (BBCH12/13) weiter zu erhöhen. Es stellte sich zudem heraus, dass die Wahl des jeweiligen Wirkstoffes bei wärmeren Temperaturen (über 10 °C) und einer Bekämpfung sensitiver ALOMY-Populationen nicht als äußerst essentiell angesehen wird. Es können somit in der Praxis Wirkstoffe wie z.B. Propaquizafop und Cycloxydim weiterhin in sensitiven Populationen appliziert werden, obwohl sich gegen diese Wirkstoffe in Norddeutschland immer mehr Resistenzen etablieren (Petersen, 2014).

FOP resistenter ALOMY-Biotyp

Bei der Frage, ob sich resistente Acker-Fuchsschwanz-Biotypen noch mit DIM- und FOP-Wirkstoffen bekämpfen lassen, muss aufgrund der Ergebnisse des Versuches eindeutig

zwischen der Art der Resistenz und dem Wirkstoff differenziert werden. Auch bei der Betrachtungsweise bereits resistenter Populationen haben die Temperatur und das Entwicklungsstadium einen entscheidenden Einfluss auf den jeweiligen Bekämpfungserfolg gezeigt. Wie sich beim sensitiven ALOMY-Biotyp zeigte, überleben vordergründig die Pflanzen nur unter ungünstigen Bedingungen eine Herbizidapplikation. Die Nachkommen der überlebenden Spezies sind meist widerstandsfähiger gegenüber der nächsten Herbizidbehandlung mit gleichem Wirkstoff. Unter solchen Bedingungen kommt es beim Acker-Fuchsschwanz häufig zur Ausbildung metabolischer Resistenzen (Kaundun, 2014; Petersen, 2013). Damit sollte bei jeder Herbizidbehandlung ein absoluter Bekämpfungserfolg sichergestellt werden (Délye, 2005). Im Gegensatz zum sensitiven ALOMY-Biotyp 14/0116 zeigte der metabolisch FOP resistente Biotyp 12/0237, wie aufgrund der Resistenzanalyse zu erwarten war, typische Anzeichen einer leichten metabolischen Resistenz gegenüber dem Wirkstoff Propaquizafop. Die metabolische Resistenz wird durch eine rechtzeitige Metabolisierung der Wirkstoffe u.a. vor dem Erreichen des Wirkortes hervorgerufen. Die Enzyme metabolisieren die phytotoxische Substanz (Wirkstoffmoleküle), sodass diese in nicht mehr ausreichender Konzentration zum Zielort transloziert werden kann und/oder sie wirken dem durch die Substanz verursachten Schaden früh entgegen (Délye, 2005). Je schneller eine Pflanze den Wirkstoff metabolisieren kann, desto resistenter wird sie gegenüber diesem Wirkstoff (Petersen, 2013; Délye, 2005). Nach Kreuz *et al.* (1996) kann eine Metabolisierung phytotoxischer Substanzen in grob drei Schritte eingeteilt werden: In der ersten Phase wird das Herbizid in eine wasserlöslichere Form durch Oxidation, Hydrolyse oder Reduktion umgewandelt. In der zweiten Phase werden Konjugate mit dem Tripeptid Glutathion gebildet, woraus eine weitere Detoxifikation resultiert. In der dritten Phase werden die Konjugate und Metabolite in die Vakuolen oder Zellwände eingelagert, sodass sie nicht weiter verlagert werden können (Délye, 2005). Als eines der Enzyme, die in der ersten Phase angesiedelt sind, gilt die Cytochrom P450-Oxidase. Sie gehört zur Gruppe der Häm-Proteine und katalysiert die NADPH₂-abhängige Monooxygenierung von Molekülen. In Untersuchungen konnte festgestellt werden, dass bei ACCase resistenten Ungraspopulationen die Aktivität dieses Enzyms erhöht war (Kreuz *et al.*, 1996; Van Erd *et al.*, 2003). In der zweiten Phase führen vor allem Glycosyltransferasen und Glutathion-S-Transferasen zu einer Konjugatbildung mit der toxischen Substanz. Glycosyltransferasen katalysieren die Glykolisierung, der von der Cytochrom-P450-Oxidase hydroxylierten Moleküle. Glutathion-S-Transferasen katalysieren dabei die ATP-abhängige Addition von Metaboliten der ersten Phase an Glutathion (Kaundun, 2014; Van Erd *et al.*, 2003). Im durchgeführten Versuch konnten vor allem Anzeichen einer metabolischen Resistenz und einer ungenügenden Wirkung auf den/des Wirkstoff(s) Propaquizafop detektiert werden (Tab. 32, 33; Seiten 95, 96). Nach Applikation konnten phytotoxische Schädigungen an der

Pflanze diagnostiziert werden, jedoch waren diese im Vergleich zu den Phytotoxizitätssymptomen, die z.B. durch Clethodim hervorgerufen wurden, wesentlich geringer. Folglich handelt es sich damit nach Délye (2005) um typische Anzeichen einer metabolischen Resistenz. Die Applikation der halben maximalen Aufwandmenge (50 %) bewirkte einen weiteren Abfall des Wirkungsgrades (Abb. 36, Seite. 100), was wiederum darauf hindeutet, dass die Pflanze mit bekannter Mutation grundsätzlich in der Lage war, eine gewisse Menge des Wirkstoffes zu metabolisieren. Werden größere Mengen von der Pflanze aufgenommen, ist diese mithin nicht mehr fähig die komplette und eigentlich phytotoxisch wirkende Substanz zu metabolisieren. In Folge dessen kommt es somit zu Schädigungen des Pflanzengewebes. Es konnte weiterhin gezeigt werden, dass durch eine höhere Temperatur (>10 °C) die Auswirkungen einer vorliegenden metabolischen Resistenz deutlich reduziert werden können. Der Wirkstoff Propaquizafop konnte bei voller Aufwandmenge im 5°C-Temperaturregime bei Applikation in BBCH 12/13 eine Schädigung von 60 % hervorrufen. Durch die Erhöhung der Temperatur auf 10 °C konnte der Wirkungsgrad auf 90 % gesteigert werden. Bei Temperaturen von 15 °C und 20 °C zeigten sich bei max. zugel. Aufwandmenge ebenfalls nicht so deutliche Unterschiede im Wirkungsgrad zwischen den drei Wirkstoffen, wie im niedrigsten Temperaturbereich von 5 °C. Beim FOP resistenten Biotyp konnten zudem in BBCH >20, bei Applikation von Cycloxydim, Nekrosen an den Blattspitzen diagnostiziert werden; (dieses Symptom konnte bei den beiden anderen Wirkstoffen nicht detektiert werden). Hieraus könnte geschlussfolgert werden, dass die unterschiedlichen Herbizide verschiedene Symptome hervorrufen, was auf unterschiedliche enzymatische Aktivitäten und eine unterschiedliche Verlagerungsgeschwindigkeit der Wirkstoffe hindeuten könnte. Petit *et al.* (2010) untersuchten in einem Gewächshausversuch die Auswirkungen von Kreuzresistenzen gegen ACCase-Inhibitoren bei Ungräsern und konnten feststellen, dass es bereits metabolische Kreuzresistenzen gegen den in Frankreich zugelassenen Wirkstoff Pinoxaden gab, bevor dieser überhaupt zugelassen war. Hierdurch könnte verdeutlicht werden, dass metabolische Resistenzen auf Wirkstoffe auftreten, die unter Umständen erst in Zukunft entwickelt werden. Ein ähnliches Verhalten wie im von Petit *et al.* (2010) durchgeführten Versuch, könnte sich auch bei den durch die Applikation von Propaquizafop überlebenden Individuen eingestellt haben. Folglich sind die Minderwirkungen im unteren Temperaturbereich als eher kritisch zu betrachten, da die überlebenden Pflanzen auch Kreuzresistenzen gegenüber anderen graminiziden Wirkstoffen aus der Gruppe der ACCase-Inhibitoren hätten ausbilden können. Unter einem Temperaturbereich von 5 °C zeigten sich deutliche Minderwirkungen auf den FOP resistenten Biotyp nach Applikation von Cycloxydim. Dies könnten erste potenzielle Anzeichen einer metabolischen Resistenz auch gegenüber diesem Wirkstoff sein. Folglich könnte der Biotyp 12/0237 auch erste Symptome einer metabolischen Kreuzresistenz

zwischen den Wirkstoffen Propaquizafop und Cycloxydim zeigen (Wirkstoffe aus der Gruppe der Aryloxyphenoxypropionate (FOP) und den Cyclohexandione (DIM)). Ein solches Phänomen konnte bei der molekularen Analyse des Biotyps im Vorfeld des Versuches jedoch nicht bestätigt werden. Hier konnte beim metabolisch resistenten Biotyp eine Sensitivität gegenüber Cycloxydim festgestellt werden. Diese konnte im durchgeführten Versuch jedoch erst ab 5 °C diagnostiziert werden. Infolgedessen sollte in Zukunft bei der Durchführung von Sensitivitätstest bei Verdacht auf eine metabolische Resistenz auch auf unterschiedliche Temperaturen geachtet werden. Dies verdeutlicht durch den angestellten Versuch, wie essentiell die Versuchstemperatur sein kann und, was etwaige falsche Schlussfolgerungen beeinflussen könnte. Bei der bestockten Variante (BBCH >20) des Biotyps 12/0237 verstärkten sich die Effekte der metabolischen Resistenz weiter. Bei 5 °C führte, ähnlich wie beim sensitiven Biotyp, keiner der Wirkstoffe zu einem ausreichenden Bekämpfungserfolg. Ab einer Temperatur von 10 °C zeigten die beiden cyclohexandionen Wirkstoffe (Clethodim / Cycloxydim) im Gegensatz zu Propaquizafop wesentlich höhere Wirkungsgrade. Bei den Propaquizafop-Applikationsvarianten wurden unter allen Temperaturbedingungen keine ausreichenden Schädigungen der Pflanzen hervorgerufen. Im 10 °C-Regime führte die halbe Aufwandmenge lediglich zu einem nahezu unbedeutenden Wirkungsgrad von 10 %. Milner & Cobb (2001) konnten bei einer metabolisch resistenten *A. myosuroides*-Feldpopulation feststellen, dass eine Abnahme der Sensitivität gegenüber FOP-Wirkstoffen mit einer erhöhten Aktivität der Glutathion-S-Transferase einhergeht. Des Weiteren stellte sich heraus, dass bei metabolisch resistentem Acker-Fuchsschwanz die Glutathion-S-Transferase-Aktivität unter wärmeren Bedingungen geringer ist als bei Kälte (Milner & Cobb, 2001). Daraus kann geschlussfolgert werden, dass die Leistung der Glutathion-S-Transferase bei der Detoxifizierung bei dem, im Versuch verwendeten, metabolisch FOP resistenten Biotyps eine nicht derartig große Rolle spielte, da die Wirkung unter kühlen Bedingungen (5 °C) wesentlich geringer waren, als unter wärmeren Bedingungen. Welche metabolischen Prozesse dem verwendeten Biotyp tatsächlich zu Grunde liegen, lässt sich im Rahmen dieses Forschungsansatzes nicht weiter klären. Manalil *et al.* (2011) konnten zeigen, dass *L. rigidum* (Steifer Lolch) durch die Applikation von geringen Mengen Diclofop-methyl nachfolgende Generationen resistenter gegen andere ACCase-Inhibitoren werden lässt; so wurde bei den Wirkstoffen Fluazifop-p-butyl und Sethoxydim der Grad der Resistenz in den Folgegenerationen deutlich erhöht. Dies kann darauf zurückgeführt werden, dass die Pflanze in der Lage war, Clethodim im Gegensatz zu den anderen beiden ACCase-Inhibitoren, zu metabolisieren. Diese Feststellung konnte im Versuch auch für *A. myosuroides* bestätigt werden. Clethodim zeigt als einziger applizierter Wirkstoff unter kalten Temperaturen und damit temperaturunabhängig optimalere Wirkungen auf die FOP-resistente Population (Abb. 27, Seite 91). Die metabolische Resistenz richtet

sich demnach nicht gegen den Wirkstoff Clethodim. Um eine weitere Anhebung des Resistenzgrades in bereits metabolisch resistenten Populationen zu verhindern, sollte in Verdachtspopulationen somit vornehmlich der Wirkstoff Clethodim – und dann auch keinesfalls in reduzierter Aufwandmenge – eingesetzt werden. In Bezug auf die praktische Landwirtschaft kann davon ausgegangen werden, dass nicht jeder Landwirt die wirkliche Resistenzsituation seiner Feldpopulationen kennt und stets den richtigen Wirkstoff zur Bekämpfung wählt. Bei Gefahr oder Verdacht einer vorliegenden ACCase-Resistenz sollte folglich auf den Wirkstoff Clethodim zurückgegriffen werden (Abb. 27, Seite 91 in Verbindung mit Tab. 32, 33; Seite 95, 96). Folglich muss aus Resistenzsicht nicht zwingend auf andere Wirkstoffklassen, wie z.B. ALS-Inhibitoren ausgewichen werden; diese können zeitlich erst einmal so entlastet werden. Dieses gilt jedoch streng auf Clethodim als „Reserve“ der ACCase-Inhibitoren begrenzt und gilt nicht für andere Wirkstoffe der Cyclohexandione.

DIM/FOP resistenter ALOMY-Biotyp

Der Zielort-resistente ALOMY-Biotyp 12/0274 mit Mutationen an den Positionen 1781, 2078 und 2096 im Genom zeigte im Gegensatz zum sensitiven, keine oder kaum phytotoxische Reaktionen bei der Applikation von Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop. Auch hatte hier die Temperatur keinen Einfluss auf den phytotoxischen Schädigungsgrad dieser Wirkstoffe (Abb. 27, Seite 91). Bereits im Jahre 1990 wurden in Plastiden Isoformen der ACCase mit unterschiedlichen Sensitivitäten gegenüber ACCase-Hemmern gefunden; dieser Mechanismus der Resistenz grds. ist bei vielen Grasspezies anzutreffen (Délye, 2005). Zurück zu führen ist dieser auf die Variabilität von fünf Aminosäuren, deren Lage im Genom zwischen Gras-Arten stark konserviert ist. *A. myosuroides* ist unter den Gräsern die Art mit den meisten bekannten Mutationen in der Region der ACCase (Délye, 2013a; Délye *et al.* 2006). Punktmutationen an den Genpositionen: Ile1781Leu, Trp2027Cys, Ile2041Val, Arg2078Gly und Gly2096Ala sind für diese Resistenz verantwortlich und sie führen zu einer Veränderung im Aktiven Zentrum der Carboxylase-Transferase-Einheit der ACCase (Kaundun *et al.*, 2013; Délye, 2005). Mutationen an den Positionen 1781 und 2078 führen demnach häufig zu einer Resistenz gegen DIM- und FOP-Wirkstoffe. Die Mutationen an den Positionen 2027, 2041 und 2096 richten sich dagegen ausschließlich gegen Aryloxyphenoxypropionate (Délye, 2005). Hieraus lässt sich wiederum ableiten, dass die Wirkorte von DIM- und FOP-Wirkstoffen dicht beieinander liegen und sich zum Teil überlappen können. Alle Mutationen liegen im Genom auf einem sehr kurzen Abschnitt (Délye, 2005; Kaundun, 2014). Durch Modellierung der ACCase in einem Ribbon-Diagramm konnte Délye (2013a) die Ursache für die Ausbildungen von Zielortresistenzen auf molekularer Ebene darstellen. Durch den Austausch von Isoleucin durch Leucin an der Position 1781 resultiert eine Modifizierung einer aliphatischen Seitenkette, welche sich in

Richtung der Innenseite der aktiven Seite der CT-Domäne (zu einer aliphatischen Seitenkette), die aus dem offenen aktiven Zentrum der CT-Domäne herausragt, orientiert. Die Bindung der DIM- und FOP-Wirkstoffe durch Van-der-Vaals Kräfte wird negativ beeinflusst, wodurch das Enzym nicht mehr durch den Inhibitor blockiert werden kann und sich somit keine phytotoxischen Wirkungen mehr zeigen (Délye, 2013a). Die Veränderung an Position 2078 (Austausch von Asparagin durch Glycin) verursacht hingegen den Wegfall einer Methylgruppe, welche sehr eng mit dem aktiven Zentrum assoziiert ist. Die Gly2096Ala-Substitution führt zu einer extra Methylgruppe, die in das Aktive Zentrum hineinragt (Délye, 2013a).

All diese Mutationen führen dazu, dass die ACCase-Inhibitoren nicht mehr binden und somit keine kompetitive Hemmung der ACCase mehr verursachen können (Délye, 2013a; Délye *et al.*, 2006). Die Mutationen, des im Versuch verwendeten Biotyps 12/0274, an den Genpositionen 1781, 2078 und 2096 führten folglich entscheidend zu starken Unterschieden in der Wirksamkeit der Wirkstoffe. Die Applikation von Clethodim rief als einzige Herbizidvariante optimale Bekämpfungserfolge bei dem Biotyp hervor. Der weitere häufig in der Praxis applizierte Wirkstoff Cycloxydim führte zu geringeren phytotoxischen Schädigungen (rechtes Diagramm; Abb. 27, Seite 91). Hieraus lässt sich ableiten, dass die Mutation an Position 1781 mit einer Frequenz von 79 %, nicht gegen alle Wirkstoffe aus der Klasse der Cyclohexandione gleichermaßen beeinflusst. Die Bindungsstellen innerhalb der Klasse der DIM-Wirkstoffe scheinen damit nicht zu 100 % identisch zu sein. Im Hinblick auf das Resistenzmanagement sollte mithin nicht nur zwischen den beiden Wirkstoffklassen DIM (Cyclohexandione) und FOP (Aryloxyphenoxypropionate) unterschieden werden, sondern auch zwischen den einzelnen Wirkstoffen innerhalb einer Wirkstoffklasse. Die getesteten Wirkstoffe üben folglich einen unterschiedlichen Selektionsdruck auf Biotypen mit Mutationen an der Position 1781 aus. Die unterschiedlichen Reaktionen auf die getesteten DIM-Wirkstoffe legen die Vermutung nahe, dass das Vorkommen der TSR 1781 beim Biotyp 12/0274 die Empfindlichkeit der Pflanzen für formulierte Produkte und unterschiedliche Wirkstoffe verschieden stark beeinflusst. Die Ergebnisse deuten weiter an, dass für jede individuelle Kombination von Wirkstoff und Resistenzmechanismus bei *A. myosuroides* eine unterschiedlich stark ausgeprägte Resistenz angenommen werden muss. Die Ergebnisse des TSR-resistenten Biotypen 12/0274 (DIM/FOP resistente Population) decken sich mit einem, von Wagener & Belz (2014), durchgeführten, Freilandexperiment zur Untersuchung des Selektionsdrucks von graminiziden Wirkstoffen (Clethodim und Cycloxydim) auf ALOMY-Biotypen mit einer TSR an Position 1781. Der Bekämpfungserfolg durch den Wirkstoff Clethodim belief sich dort bei heterozygoten ALOMY-Biotypen mit Mutationen an der Position 1781 auf 80 %. Im Gegensatz dazu zeigten die Pflanzen gegenüber Cycloxydim keine Schädigungen. Des Weiteren kam es durch den Einsatz des Wirkstoffes Cycloxydim

zu einer weiteren und damit zusätzlichen Selektion von Biotypen mit einer Resistenzausbildung/Mutation.

Abschließend zum Teilversuch

Durch den Einsatz des Wirkstoffes Clethodim könnte bei einer potenziellen ACCase-Resistenz (TSR) in der Praxis, dieser zeitweise entgegen gewirkt und die Applikationsstrategien überprüft werden. Eine weitere Herbizidmaßnahme in Winterrapsbeständen mit einem propyzamidhaltigen Graminizid würde grds. den Selektionsdruck durch eine abschließende vorwinterliche Maßnahme weiter verringern. In einem Versuch von Kaundun *et al.* (2013), wurde die Wirkung von Mutationen an den Positionen 1781 und 2027 auf die ACCase-Inhibitor Resistenz bei *A. myosuroides* untersucht. Hier konnte dargestellt werden, dass die Punktmutation 1781 keinen Einfluss auf den Wirkungsgrad von Clethodim hat. Der DIM-Wirkstoff Cycloxydim zeigte bei dieser Mutation, genau wie der FOP-Wirkstoff Clodinafop-propargyl und der DEN-Wirkstoff Pinoxaden jedoch starke Minderwirkungen bei der Bekämpfung von Acker-Fuchsschwanz. Es handelt sich somit um eine Kreuzresistenz verschiedener ACCase-Inhibitoren, die auch für den im Versuch verwendeten Biotyp 12/0274 vermutet werden kann. Délye *et al.* (2006) kollektivierten in einem Experiment Acker-Fuchsschwanz-Proben von unterschiedlichen Standorten in Frankreich und untersuchten diese anschließend auf Resistenzen im ACCase-Genom. Im Anschluss wurde geprüft, welche TSR-Mutationen sich auf die Potenz von verschiedenen ACCase-Inhibitoren (u. a. Cycloxydim und Clethodim) auswirken. Gegen den Wirkstoff Clethodim zeigten ausschließlich Pflanzen mit der Punktmutation Asp2078Gly eine Resistenz. Gegen den Wirkstoff Cycloxydim richteten sich hingegen die Mutationen Ile1781Leu, Asp2078Gly und Gly2096Ala. Im Versuch konnte ferner gezeigt werden, dass durch den Einsatz von Clethodim unter wärmeren Bedingungen (10 °C, 15 °C und 20 °C) wesentlich höhere Wirkungsgrade erzielt werden konnten, als unter kalten Bedingungen (5 °C). Dieses entspricht den Beobachtungen bei den Biotypen 12/0277 (FOP resistent) und 14/0116 (sensitiv). Somit scheint auch die Temperatur einen wichtigen Baustein im Acker-Fuchsschwanz-Resistenzmanagement gegen Biotypen mit der Mutation an Position 1781 darzustellen (so wie sie auch in Schleswig-Holstein zu diagnostizieren) sind und kann unter Umständen dazu beitragen, die Ausbreitung von TSR und NTSR Acker-Fuchsschwanz-Biotypen zu vermindern. Konträr zu metabolisch resistenten ALOMY-Biotypen wurden durch eine Erhöhung der Temperatur bei den Wirkstoffen Propaquizafop und Cycloxydim keine ausreichend höheren Wirkungsgrade erzielt. Falls eine Behandlung im kühleren Temperaturbereich (ca. 5 °C) unumgänglich ist, sollte mindestens die volle Aufwandmenge Clethodim appliziert werden, da die Ergebnisse des Versuches zeigten, dass die halbe

Aufwandmenge um 5 °C und 10 °C (Abb. 31 bis 36 auf den Seiten 96 bis 100) nur unzureichende Schädigungen beim Ungras ALOMY hervorruft.

Langelüddeke (1990) untersuchte den Einfluss von niedrigen Temperaturen auf den Bekämpfungserfolg des FOP-Wirkstoffes Fenoxaprop-ethyl auf Acker-Fuchsschwanz. Im Versuch wurde die Temperatur nach einer bestimmten Zeit erhöht und es konnte festgestellt werden, dass die sich die phytotoxische Schädigung deutlich steigerte. Ob oder inwieweit eine längere Versuchsdurchführung oder eine steigende Temperatur kurz vor der "Beerntung/Ernte" der Versuchspflanzen die Schädigung im 5 °C- und 10 °C-Temperaturregime weiter erhöht hätte, lässt sich im Rahmen der durchgeführten Forschungsarbeit nicht abschließend klären. Es kann jedoch insgesamt angenommen werden, dass eine toxische Wirkung der getesteten Wirkstoffe 57 Tage nach der Applikation (daa) in den kühleren Temperaturbereichen (5 °C und 10 °C) grds. abnimmt, da Umweltparameter, wie die Strahlung, die Zersetzung der Wirkstoffe fördern. Des Weiteren hat die Pflanze mehr Zeit den Wirkstoff bis dahin zu metabolisieren. Im Versuch zeigte sich vor allem bei den drei getesteten Acker-Fuchsschwanz-Biotypen, dass der Anstieg der Schädigung um ca. 5 °C in BBCH 12/13 nach 48 daa die Steigung abflachte und stagnierte (siehe Abb. 26, 27; Seiten 90, 91). Dies könnte ein Indiz dafür sein, dass die Pflanzen den Wirkstoff metabolisiert haben und es somit zu keinen weiteren Schädigungen kommt. Dies gilt v.a., wenn die Temperatur 57 daa erhöht worden wäre.

Der Zusammenhang eines höheren Bekämpfungserfolges unter unterschiedlichen Temperaturbedingungen, der untersuchten drei ALOMY-Biotypen, konnte festgestellt werden (Abb. 28 bis 30; Seite 92 bis 94). Dies bedeutet für die Ungrasbekämpfung in der Praxis, dass die Applikationsmaßnahme möglichst zeitig nach der Aussaat (BBCH12–14) erfolgen sollte. Als optimaler Saatzeitpunkt für Winterraps wird, je nach Anbauregion, der Zeitraum zwischen dem 15.08. und dem 10.09. erachtet (Benker & Röhling, 2013). Die Hauptaufbauphase von Acker-Fuchsschwanz liegt im Herbst im Monat September bei Temperaturen von 10–15 °C (Menck, 1968). Somit spielt der bei der Winterweizenaussaat, häufig empfohlene spätere Saatzeitpunkt (Landschreiber, 2014) bei der Winterrapsaussaat auf Standorten mit starkem Acker-Fuchsschwanzbesatz eine nicht so elementare Rolle, da der Acker-Fuchsschwanz erst nach der Aussaat des Winterrapses aufläuft. Die Jahresdurchschnittstemperatur in Schleswig-Holstein liegt im August bei 17,5 °C, September (14 °C) und im Oktober (9,9 °C) (15-jähriger Durchschnitt; siehe Tab. 21, Seite 61). Somit sollte die Bekämpfungsmaßnahme gegen Ungras aufgrund der optimaleren Bekämpfungstemperatur bevorzugt und spätestens in der ersten Septemberhälfte erfolgen. In der vorliegenden Forschungsarbeit wurde der Einfluss von Temperatur und Entwicklungsstadium auf den Wirkungsgrad der ACCase-Inhibitoren (HRAC-Klasse A) Cycloxydim, Clethodim und Propaquizafop auf verschiedenen resistente ALOMY-Populationen,

untersucht. Bei den untersuchten drei Spezies konnte gezeigt werden, dass eine Temperatur über 10°C, sofern keine Zielort Resistenz vorliegt, eine deutliche Steigerung des Wirkungsgrades der getesteten Wirkstoffe bewirken kann. Die durch die Applikationsvarianten hervorgerufenen Schädigungen divergierten vor allem im unteren Temperaturbereich (5 °C und 10 °C). Hier stellte sich der Wirkstoff Clethodim als leistungsstärkster der drei untersuchten Wirkstoffe heraus. Im oberen Temperaturbereich (15 °C und 20 °C) zeigte sich, dass die Wahl des Wirkstoffes nicht über alles entscheidendes Grundsatzkriterium ist. Hier erzielten alle drei Wirkstoffe auf sensitive Populationen ähnliche Wirkungsgrade. Auch bei der Bekämpfung unterschiedlich entwickelter Ungräser hatte die Temperatur einen signifikanten Einfluss auf den Wirkungsgrad. Im unteren Temperaturbereich (5 °C und 10 °C) zeigten die bestockten Pflanzen wesentlich geringere Schädigungen als die Pflanzen im zweiten Laubblattstadium (BBCH 12/13). Durch steigende Temperaturen (>10 °C) relativierten sich die Unterschiede im Bekämpfungserfolg. Folglich besteht zwischen der Temperatur und dem Bekämpfungserfolg in unterschiedlichen Entwicklungsstadien ein deutlicher synergistischer Effekt. Der metabolisch FOP-resistente Acker-Fuchsschwanzbiotyp (12/0277) ließ sich durch die DIM-Wirkstoffe zufriedenstellend bekämpfen. Die Minderwirkung des Wirkstoffes Propaquizafop bei Temperaturen unter 5 °C wurde mit steigender Temperatur deutlich geringer. Mithin kann festgehalten werden, dass metabolische resistente Populationen bei höheren Temperaturen wesentlich effizienter bekämpft werden können und ihrer Ausbreitung somit entgegen gewirkt werden kann. Der Zielort-resistente Biotyp (12/0274) mit Mutationen an den Positionen 1781, 2078 und 2096 ließ sich ausschließlich durch den Wirkstoff Clethodim bekämpfen; gegen die Wirkstoffe Propaquizafop und Cycloxydim zeigte dieser Biotyp allerdings keine Anzeichen einer Schädigung. Dieses lässt darauf schließen, dass die Bindungsstelle der getesteten Wirkstoffe aus der Klasse der Cyclohexandione untereinander nicht zu 100 % identisch ist. Der durchgeführte Versuch verdeutlicht, wie elementar es ist, bei der Kontrolle von resistenten *A. myosuroides*-Populationen in NTSR und TSR zu unterteilen. In der Praxis sollte somit genau ergründet werden, um welche Art von Resistenz es sich bei Feldpopulationen handelt und welche Wirkstoffe noch effizient eingesetzt werden können, um durch ein gezieltes Resistenzmanagement noch ausreichend wirkende Wirkstoffe zu schonen.

Anhand der gezeigten Ergebnisse können demnach bei richtiger Graminizidstrategie bereits ACCase-resistente ALOMY-Populationen noch bekämpft werden, ohne dass als letzte Möglichkeit weitere Wirkstoffklassen belastet werden müssen. Demnach sollte diese Möglichkeit auch in der Praxis – sofern machbar (abhängig von Gesetzesauflagen etc.) – auch wahrgenommen werden.

6 Zusammenfassung

In einem dreijährigen Forschungsprojekt wurde der Einfluss neuer imidazolinontoleranter Winterraps-Produktionssysteme (Clearfield®-Technologie) in Winterraps-Getreide-Fruchtfolgen unter norddeutschen Bedingungen erforscht. An elf überregional lokalisierten Standorten in Schleswig-Holstein wurden auf Praxisflächen Großflächen-Feldversuche eingerichtet. Neben der Herbizidwirkung wurde zusätzlich der Zusammenhang einer etwaigen Resistenzentwicklung bei bereits resistenten oder potenziell resistenzgefährdeten Populationen von Acker-Fuchsschwanz (*A. myosuroides* Huds.) und den Kamille-Arten (*M. chamomilla* L. und *M. inodora* L.) analysiert. Das grundlegende Versuchsdesign bestand aus einer konventionellen Voraufbau-Herbizidapplikation sowie zwei neuartigen Produktionssystemen mit einer Voraufbau- und/oder imzamoehhaltigen Nachaufbaumaßnahme im Winterraps. Neben einer Erfassung der Herbizidwirkung wurden zusätzlich Resistenzanalysen beider Spezies durchgeführt. Nach ersten Erkenntnissen aus den Feldversuchsdaten wurde die Wirkung von verschiedenen Graminiziden auf bereits resistente Acker-Fuchsschwanz-Populationen mit bekannter Mutation in einem umfangreichen Klimakammerversuch getestet.

Durch die Applikation imidazolinonhaltiger Herbizide konnten höhere Wirkungsgrade im Vergleich zu einer konventionellen Herbizidstrategie, die im Voraufbau appliziert wurde, erzielt werden. Es konnte mit beiden imidazolinonhaltigen Herbizidsystemen optimale Wirkungsergebnisse (>95 %), bei sonst im Winterraps nur schwer zu bekämpfenden zweikeimblättrigen Unkräutern (wie Hirtentäschel, Acker-Hellerkraut, Vogelmiere, Knöterich-Arten, Weg- und Löselrauke, Rübsen und Ausfallraps) über drei Vegetationsperioden realisiert werden. Gleiches zeigte sich für das Leitungsgras Acker-Fuchsschwanz und die Kamille-Arten. Allerdings muss hier zwischen den beiden Clearfield®-Produktionssystemen differenziert werden. Grundsätzlich zeigten die beiden Voraufbauapplikationen in den Versuchsvarianten 1 und 2 (mit Butisan® Gold und Butisan® Kombi) Vorzüge einer bodenwirksamen Applikation. In ihrem Wuchs reduzierte aber dennoch auflaufende Acker-Fuchsschwanz- und Kamille-Pflanzen, konnten durch eine Nachaufbaubehandlung bekämpft werden, sofern keine wirkortspezifische Resistenz vorlag. Eine alleinige Nachaufbaubehandlung wirkte effizienter als eine reine Voraufbau-Maßnahme, jedoch auch nicht so effektiv, wie bei einer Kombination einer Vor- und Nachaufbaumaßnahme. Darüber hinaus zeigten sich neben einer hohen blattaktiven Wirkung der Clearfield®-Herbizide, auf die zu detektierenden mono- und dikotylen Schadspezies, keine Phytotoxizitätssymptome an den Rapspflanzen – auch nicht im späten Applikationsstadium BBCH 14–16 über alle drei Jahre.

Betreffend einer normalerweise standardmäßig durchgeführten aber zusätzlichen Graminizidmaßnahme gegen Ausfallgetreide im Winterrapsanbau konnte mit beiden

imidazolinonhaltigen Herbizidstrategien an 72 % der Standorte auf eine solche Maßnahme verzichtet werden.

Ferner wurden Ausfallrapsbonituren in den Folgekulturen nach Winterraps durchgeführt. Das potenziell in den Versuchsvarianten (in denen Clearfield®-Winterrapshybriden im Vorjahr angebaut wurden) eine höhere Dichte und damit schwerer zu bekämpfender Ausfallraps detektiert werden konnte, war nicht der Fall.

Zweites großes Themengebiet der Freilandversuche war die zu untersuchende Resistenzsituation an den Feldversuchsstandorten. Bereits vor Versuchsbeginn konnte an sieben Standorten bei Acker-Fuchsschwanz-Populationen eine ACCase-(Acetyl-CoA Carboxylase)-TSR (wirkortspezifische Resistenz) festgestellt werden. Zwei Samenproben wiesen bereits eine ACCase NTSR (nicht-wirkortspezifische Resistenz) auf. Zudem konnte an einem Standort in der Samenprobe eine ALS NTSR analysiert werden. An weiteren zwei Standorten konnten bei den zu detektierenden Acker-Fuchsschwanz-Populationen keine Resistenzen diagnostiziert werden. Insgesamt lag damit an den Versuchsstandorten eine Resistenzhäufigkeit/Gesamt-Mutationsfrequenz bei Acker-Fuchsschwanz von 63,6 % ACCase TSR/NTSR, 18,2 % ACCase NTSR sowie 9,1 % ALS TSR/NTSR vor. Im Verlauf des Forschungsprojektes nahmen die ACCase TSR/NTSR einen deutlich höheren Stellenwert ein als die ALS-Resistenzen (TSR, NTSR). Die Analysen der standortspezifischen Resistenzsituationen vor, während und nach der Applikation des Wirkstoffes Imazamox (12,5 g a.i. ha⁻¹) innerhalb der Versuchsphase, ergaben keine Zunahme der Mutationsfrequenzen bzgl. einer eindeutigen ALS-Resistenz (NTSR). Zudem konnte dokumentiert werden, dass ACCase-resistente (TSR) Populationen häufiger und in einem größeren Umfang an den Standorten zu bonitieren waren, als ALS-resistente Acker-Fuchsschwanz-Populationen (TSR, NTSR). Bei den analysierten Spezies der Echten und Geruchlosen Kamille (*M. chamomilla* L. und *M. inodora* L.) konnten im Versuchsverlauf nur einige wenige Pflanzen an zwei Standorten (Marschgebiete an der Westküste) innerhalb eines Jahres detektiert werden. Bei beiden Spezies konnte jedoch eine ALS TSR an Position 197 diagnostiziert werden.

Da sich während der Versuchsphase heraus stellte, dass ACCase-resistente Populationen einen deutliche Einfluss bei der allgemeine Resistenzsituation einnehmen, wurden in einem zusätzlichen Klimakammerversuch Strategien zur Resistenzvermeidung untersucht. Es wurden drei unterschiedliche Graminizide aus zwei Wirkstoffklassen gegen verschiedenen resistente Acker-Fuchsschwanz-Biotypen – wie sie auch in Schleswig-Holstein vorkommen – eingesetzt. Es konnte nachgewiesen werden, dass der Temperatureinfluss einen erheblichen Anteil am Erfolg oder Misserfolg bei der Ungrasbekämpfung (auf Acker-Fuchsschwanz bezogen) im Ackerbau und damit bei der Selektion von resistenten Biotypen hat. Durch nicht ausreichende Wirkungsgrade bei Graminizidapplikationen oder eine falsche Herbizidwahl

unterliegen folglich die entsprechenden Populationen einem erheblichen Selektionsdruck und können sich somit ungehindert ausbreiten. Unterhalb einer Temperatur von ca. 12 °C ließ sich insgesamt nur eine ungenügende Herbizidwirkung aller drei applizierten Graminizidwirkstoffe diagnostizieren. Lediglich der Wirkstoff Clethodim zeigte im Vergleich zu den anderen beiden Wirkstoffen eine relative Vorzüglichkeit auch unter niedrigen Temperaturen sowie eine ausreichende Präferenz ACCase-resistente Populationen wirkungsvoll zu bekämpfen.

Insgesamt gehören jedoch zu einem ordentlichen Resistenzmanagement im Ackerbau neben einer Fruchtfolge, eine wechselnde und angepasste Bodenbearbeitung sowie entsprechende Herbizidstrategien. Es kann somit festgestellt werden, dass auch bei einer individuellen Herbizidstrategie der realistische Bekämpfungserfolg von der jeweiligen standortspezifischen Speziespopulation abhängt. Sofern eine Ungraspopulation eine Resistenz aufweist, unvoreingenommen einer bestimmten Ungraspezies, empfiehlt sich im Winterraps grundsätzlich aus Sicherheitsaspekten eine Propyzamid-Applikation zum Ende einer Vegetationsperiode.

7 Summary

In a three-year research project, the impact of a new imidazolinone-tolerant oilseed rape production system (Clearfield® Technology) has been examined in crop rotations under the conditions of Northern Germany. Eleven trial locations were set up on fields. In addition to herbicide efficacy, herbicide resistance was monitored on resistant or endangered populations of blackgrass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) and chamomile (*Matricaria chamomilla* L. and *Matricaria inodora* L.). The experimental design basically consisted of a conventional pre-soil-application and two new systems with pre- and/or post-emergence and an imidazolinone application. In addition to a determination of the herbicide reaction, resistance analyses were performed. Based on initial findings from the field trial data, the effect of various graminicides was tested on resistant blackgrass biotypes with known mutations in a climate chamber trial.

In the field, imidazolinones had a higher efficacy than the conventional pre-emergence herbicide variant. Over three growing seasons, the imidazolinone-containing herbicides generated optimal control (effects >95 %) of shepherd's purse (CAPBP), fanweed (THLAR), chickweed (STEME), knotweed species (POLSS), rocket species (SSYOF and SSYLO), turnip rape (BRSRR) and volunteer oilseed rape (BRSNN). The same result was obtained for blackgrass and the two *Matricaria* species. However, we could not differentiate between the two Clearfield® variants. Basically, the two variants with pre-emergence applications (trial number 1 and 2 with an application of Butisan® Gold and Butisan® Kombi) demonstrated advantages of the soil application. Sprouted but growth-retarded blackgrass and chamomile plants could be controlled by a post-emergence treatment with imazamox, if the plants had not a TSR (target-site resistance) against ALS-inhibiting herbicides. A single post-emergence treatment (trial number 3 with an application of imazamox in growth stage 12–14) seemed to be more efficient than a pre-emergence application, but the single post-emergence application of imazamox was not as efficient as a combination of pre- and post-emergence treatments. In addition, symptoms of phytotoxicity on leaves in oilseed rape were not found after an application at growth stage 14–16. A typical additional post-application to control volunteer grain in oilseed rape was not necessary with both imidazolinone strategies at 72 % of the trial locations.

Furthermore, volunteer potential did not increase in CL-oilseed rape compared to non-CL varieties. At eight trial locations, neither a higher density nor a necessity to control volunteer CL-oilseed rape could be observed.

The second topic of the project was the examination of the resistance situation at the field trial locations. Before starting the experiment, an ACCase (acetyl-CoA carboxylase) TSR was detected at seven locations. Seed samplings from the two locations (ACCase) and one location (ALS) showed a metabolic resistance (NTSR) in a greenhouse trial. At two locations,

no resistance could be detected. Overall, the resistance frequency/total mutations of blackgrass at the beginning of field trials was 63.6 % ACCase TSR/NTSR, 18.2 % ACCase NTSR and 9.1 % ALS TSR/NTSR. ACCase TSR and NTSR were significantly more frequent than ALS TSR/NTSR. During and after the application of imazamox (12.5 g a.i. ha⁻¹), ALS resistance or mutation frequency (NTSR) did not increase. Furthermore, more ACCase-resistant than ALS-resistant blackgrass populations could be documented in the field trials. Only a few chamomile plants (MATCH, MATIN) were found at two West Coast locations (marsh). In plants of both species, an ALS TSR at position 197 in the ALS enzyme was detected. The number of resistant plants did not increase after the application of imazamox at both locations.

In the experimental period, ACCase TSR/NTSR dominated resistant blackgrass populations in Northern Germany. A climate chamber experiment with two graminicides with different modes of action and temperature strategies was performed to control ACCase resistant blackgrass biotypes which can be found in Schleswig-Holstein. Primarily, the optimum parameters to control these selected biotypes with the particular active ingredient should be determined. The experiments were performed with the half and the maximum herbicide dose. We ascertained that the temperature had a significant influence on the success of controlling resistant blackgrass biotypes. Thus, survivor plants are being selected due to insufficient herbicide strategies/graminicide applications. Below a temperature of 12 °C, all three tested ingredients showed an insufficient herbicidal action. Only for clethodim, as compared to the other active ingredients, a relative advantage and excellence effect even under low temperatures was found.

Nevertheless, a straight resistance management of agricultural practices includes a crop rotation and an adapted varying soil cultivation with adjusted herbicide strategies. Furthermore, individual herbicide strategies aimed at local weed populations can be established, a realistic control for some resistant populations is possible so far. Though, a grass weed population shows a resistance, a separate application of propyzamid is imperative at the end of growing season.

8 Literaturverzeichnis

Agrios, G. N. (2005): Plant Pathology. Fifth Edition. ISBN: 0-12-473276-3

Ahan, T. W.; Kim, D. W. & Choi, J. D. (1992): Inhibition of Acetohydroxyacid Synthase by Sulfonylureas and Imidazolinones. In: Korean Biochemical, 25: 636–641

Albrecht, H. (2004): Langfristige Veränderung eines Bodensamenvorrates bei pflugloser Bodenbearbeitung. In: Journal of Plant Diseases and Protection, Sonderheft XIX: 97–104

Al-Khatib, K.; Baumgartner, J. R.; Petersen, D. E. & Currie, S.R. (1998): Imazethapyr resistance in common sunflower (*Helianthus annuus*). In: Weed Science, 46: 403–407

Alpmann, L. (2006a): Botanische Grundlagen zum Raps. Raps – Anbau und Verwertung einer Kultur mit Perspektive: 94–99

Alpmann, L. (2006b): Standortansprüche für eine erfolgreiche Rapsproduktion. Raps – Anbau und Verwertung einer Kulturpflanze mit Perspektive: 84–90

Ammon, H. U.; Stalder, L. & Niggli, U. (1990): Pflanzenschutz im Feldbau. Unkrautbekämpfung. Paul Parey-Verlag, Berlin & Hamburg

Anderson, L. & Espeby Akerblom, L. (2009): Variation in seed dormancy and light sensitivity in *Alopecurus myosuroides* and *Apera spica-venti*. In: Weed Research, 49: 261–270

Andert, S.; Bürger, J. & Gerowitt, B. (2015): Zur Bedeutung betrieblicher Faktoren für die Pflanzenschutzmittel- Intensität im Ackerbau. In: Gesunde Pflanzen [Online] (04.02.2016)

Anonymus (2009): Julius-Kühn-Institut (JKI) „Herbizidresistenz – unvermeidbar?“ http://www.jki.bund.de/fileadmin/dam_uploads/_veroeff/faltblaetter/Herbizidresistenz_unvermeidbar.pdf (23.08.2015)

Anonymus (2012): PP 1/152(4). Design and analysis of efficacy evaluation trials Efficacy evaluation of plant protection products. European and Mediterranean Plant Protection Organization. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin (2012), 42 (3): 367–381

Anonymus (2013): Mais, Gezieltes Wirkstoffmanagement. http://www.llfg.sachsen-anhalt.de/fileadmin/Bibliothek/Politik_und_Verwaltung/MLU/LLFG/Dokumente/13_bz-31_gw-schutz_lw.pdf (10.11.2015)

Anonymus (2014a): http://www.umweltdaten.landsh.de/agrar/bericht/ar_gra_anz.php?ar_gra_torte_laender.php?nseite=85&ngranr=0&sjahr=2014&nbreite=700&nhoehe=500&nwinkele=35&blegoben=J&Ref=GSB (23.08.2015)

Anonymus (2014b): http://www.lksh.de/fileadmin/dokumente/Bauernblatt/PDF_Toepfer_2014/BB_31_02.08/38-39_Sauermann_Fruehsaaten.pdf (16.02.2016)

Anonymus (2014c): PP 1/135 (4). Phytotoxicity assessment. Efficacy evaluation of plant protection products. European and Mediterranean Plant Protection Organization. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin (2014), 44 (3), 265–273

Anonymus (2015a): https://www.destatis.de/DE/PresseService/Presse/Pressemitteilungen/2015/08/PD15_278_412.html (19.08.2015)

Anonymus (2015b): <https://www.destatis.de/DE/ZahlenFakten/Wirtschaftsbereiche/LandForstwirtschaftFischerei/FeldfruechteGruenland/AktuellFeldfruechte1.html> (10.09.2015)

Anonymus (2015c): Herbizidresistenzsituation. <http://pflanzenenschutzdienst.rp-giesen.de/ackerbau/ratgeber-pflanzenchutz/wintergetreide-allgemein/unkraut-und-ungraskontrolle/herbizidresistenzsituation-in-getreide-und-gegenmassnahmen/> (15.09.2015)

Anonymus (2015d): Resistenzmonitoring ALS-resistenter dikotyle Unkräuter und Hirsearten in Deutschland 2014. http://dpg.phytomedizin.org/uploads/media/026_Rosenhauer_ALS_Resistenzmonitoring.pdf (16.09.2015)

Anonymus (2015e): Vegetationsperiode. <http://www.deutscher-wetterdienst.de/lexikon/index.htm?ID=V&DAT=Vegetationsperiode> (14.09.2015)

Anonymus (2015f): http://www.lksh.de/fileadmin/dokumente/Bauernblatt/PDF_Toepfer_2015/BB_35_29.08/35-37_Sauermann.pdf (17.02.2016)

Anonymus (2016): Aktuelle Herbizid-Empfehlungen der LfL Bayern. <http://www.lfl.bayern.de/ips/unkraut/019524/> (19.02.2016)

Ashton, F. M. & Monaco, T.J. (1991): Weed science, principles and practices. Wiley, New York

Augustin, B. (2014): Entwicklung von Herbizidresistenzen bei Windhalm *Apera spica-venti* in Rheinland-Pfalz. Tagungsband 59. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kühn-Archiv, 447: 135

Beckie, H. J. (2009): Herbicide Resistance in Weeds: Influence of Farm Practices. In: *Prairie soils and crop*, 2: 17–23

- Behrendt, S.** (1973): Die wichtigsten Unkrautarten in Winterrapsbeständen in der Bundesrepublik Deutschland. In: Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz, 7: 385–394
- Benker, M. & Röhling, D.** (2013): Ratgeber: Pflanzenbau und Pflanzenschutz, Landwirtschaftskammer Nordrhein-Westfalen, 18. Auflage: 309–318, 355–370, 425
- Benvenuti, S.; Macchia, M. & Miele, S.** (2001): Quantitative analysis of emergence of seedlings from buried weeds with increasing soil depth. In: Weed Science, 49: 528–535
- Benvenuti, S. & Macchia, M.** (1993): Calculation of threshold temperature for the development of various weeds. In: Agricultura Mediterranea, 123 (3): 252–256
- Beschreibende Sortenliste** (2015): Getreide, Mais, Öl- und Faserpflanzen, Leguminosen, Rüben und Zwischenfrüchte. Bundessortenamt, Hannover. www.bundessortenamt.de
- Bessai, J.; Bremer, H.; Schläfer, S.; Schönhammer, A. & Vantieghem, H.** (2016): Tanaris[®], das neue Bodenherbizid im Winterraps für den Vor und Nachauflauf. 27th German Conference on Weed Biology and Weed Control, February 23–25, 2016. In: Julius-Kühn-Archiv, 452: 318–326
- Bode, M.** (1998): Einflüsse verschiedener Bewirtschaftungsmaßnahmen auf Bodenorganismen typischer Ackerböden einer norddeutschen Jungmoränenlandschaft. Dissertation. Christian-Albrechts-Universität zu Kiel
- Böhm, C.** (2005): Dynamik des Stickstoffhaushaltes einer Sand-Braunerde nach vierjähriger Brache in Abhängigkeit von der landwirtschaftlichen Nutzungsintensität. Dissertation. Technische Universität Dresden
- Bothe, C. H.** (2006): Fruchtfolgegestaltung im Winterraps. Raps – Anbau und Verwertung einer Kultur mit Perspektive: 126–133
- Börner, H.** (1995): Unkrautbekämpfung. Gustav-Fischer-Verlag, Jena
- Böttcher, U.** (2004): Räumlich explizite Modellierung der Dynamik und Genetik mehrfach herbizidresistenter Unkrautpopulationen. Dissertation. Technische Universität Braunschweig
- Bradley, K. W. & Hagood, E.S.** (2001): Identification of a Johnsongrass (*Sorghum halepense*) biotype resistant to aryloxyphenoxypropionate and cyclohexanedione herbicides in Virginia. In: Weed Technology, 15: 623–627

- Brauer, D. & Röbbelen, G.** (1989): Entwicklung und Zukunft der Raps-erzeugung in der Bundesrepublik Deutschland. In: *European Journal of Lipid Science and Technology*, 91 (4): 158–164
- Breslow, N. E. & Clayton, D. G.** (1993): Approximate inference in generalized linear mixed models. In: *Journal of the American Statistical Association*, 88: 9–25
- Bretz, F. T.; Hothorn, T. & Westfall, P.** (2011): *Multiple Comparisons Using R*. Chapman & Hall, CRC, London, ISBN: 9781584885740
- Bretz, F.; Posch, M.; Glimm, E.; Klingmueller, F.; Maurer, W. & Rohmeyer, K.** (2011): Graphical approaches for multiple comparison procedures using weighted Bonferroni, Simes, or parametric tests. In: *Biometric Journal*, 53 (6): 894–913
- Brown, H. M.** (1990): Mode of action, crop selectivity and soil relations of the sulfonylurea herbicides. In: *Pesticide Science*, 29: 263–281
- Bruniard, J. M.** (2001): Inheritance of Imidazolinone Resistance, Characterization of Cross-resistance Pattern, and Identification of Molecular Markers in Sunflower (*Helianthus Annuus* L.). Dissertation. North Dakota State University
- Burke, I. C.; Burton, J. D.; York, A. C.; Cranmer, J. & Wilcut, J. W.** (2006): Mechanism of resistance to clethodim in a Johnsongrass (*Sorghum halepense*) biotype. In: *Weed Science*, 54: 401–406
- Busi, R.; Vila-Aiub, M. M.; Beckie, H. J.; Gaines, T. A.; Goggin, D. E.; Kaundun, S. S. & Powles, S. B.** (2013): Herbicide-resistant weeds: from research and knowledge to future needs. In: *Evolutionary Applications*, 6: 1218–1221
- Carroll, R. J. & Ruppert, D.** (1988): *Transformation and Weighting in Regression*. Chapman & Hall, London
- Christen, O.** (2001): Ertrag, Ertragsstruktur und Ertragsstabilität von Weizen, Gerste und Raps in unterschiedlichen Fruchtfolgen. In: *Pflanzenbauwissenschaften*, 5 (1): 33–39
- Christen, O.** (2007): Nutzungssysteme und Fruchtfolgen. Winterraps – Das Handbuch für Profis: 63–75
- Christensen, S. & Heisel, T.** (1998): Patch spraying using historical, manual and real time monitoring of weeds in cereals. In: *Journal of Plant Diseases and Protection; Special Issue XVI*: 257–263

- Colbach, N.; Dürr, C.; Roger-Estrade, J. & Chauvel, B.** (2005): How to model the effects of farming practices on weed emergence. In: *Weed Research*, 45: 2–17
- Comberg, C.** (2014): Einfluss der Bestandesarchitektur auf die Ertragsbildung im Winterraps (*Brassica napus* L.). Dissertation. Georg-August-Universität zu Göttingen
- Cousens, R. & Mortimer, M.** (1995): Dynamics of weed populations. In: Cambridge University Press
- Dekalb®** (2015): Sorteninformation DK® Imminent® CL. <http://www.dekalb.de/raps/sorteninformationen/dk-imminent-cl> (16.08.2015)
- Délye, C.** (2005): Weed resistance to acetyl coenzyme A carboxylase inhibitors: an update. In: *Weed Science*, 53: 728–746
- Délye, C.** (2013): Unravelling the genetic bases of non-target-site-based resistance (NTSR) to herbicides: a major challenge for weed science in the forthcoming decade. In: *Pest Management Science*, 69 (2): 176–187
- Délye, C.; Zhang, X. Z.; Michel, S.; Matejcek, A. & Powles, S. B.** (2005): Molecular Bases for Sensitivity to Acetyl-Coenzyme A Carboxylase Inhibitors in Black-Grass. In: *Plant Physiology*, 137: 176–187
- Délye, C.; Menchari, Y.; Guillemain, J. P.; Metějcek, A.; Michel, A.; Camilleri, C. & Chauvel, B.** (2007): Status of black-grass (*Alopecurus myosuroides*) resistance to acetyl-coenzyme A carboxylase inhibitors in France. In: *Weed Research*, 47: 95–105
- Délye, C.; Michel, S.; Bérard, A.; Chauvel, B.; Brunel, D.; Guillemain, J. P.; Dessaint, F. & Le Corre, V.** (2010): Geographical variation in resistance to acetyl-coenzyme A carboxylase-inhibiting herbicides across the range of the arable weed *Alopecurus myosuroides* (black-grass). In: *New Phytologist*, 186 (4): 1005–1017
- Délye, C.; Gardin, J. A. C.; Boucansaud, K.; Chauvel, B. & Petit, C.** (2011): Non-target-site-based resistance should be the centre of attention for herbicide resistance research: *Alopecurus myosuroides* as an illustration. In: *Weed Research*, 51: 433–437
- Délye, C.; Jasieniuk, M. & Le Corre, V.** (2013): Deciphering the evolution of herbicide resistance in weeds. In: *Trends in Genetics*, 29: 649–658
- Dessaint, F.; Chadoef, R. & Barralis, G.** (1991): Spatial pattern analysis of weed seeds in cultivated soil seed bank. In: *Journal of Applied Ecology*, 28: 721–730

- Dicke, D.; Cramer, E. & Kirchner, K.** (2012): Hessische Versuchsergebnisse zum Resistenzverdacht bei Tauber Trespe (*Bromus sterilis*). Kurzfassung DPG-AK Herbologie 13./14.02.2012
- Dicke, D.; Wagner, J.; Cramer, D. & Kirchner, M.** (2014): Erstnachweis einer Wirkortresistenz von Tauber Trespe (*Bromus sterilis*) gegenüber ACCase Hemmern. Tagungsband 59. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kühn-Archiv, 447: 304
- Diepenbrock, W.** (2007): Biologische Grundlagen und Ertragsbildung. Winterraps – Das Handbuch für Profis: 53–62
- Dietrich, G. E.** (1998): Imidazolinon resistant AHAS mutants. US Patent 5767361. <http://www.uspto.gov/patft/index.html>. (03.09.2015)
- Dobson, A. J.** (1990): An Introduction to Generalized Linear Models. Chapman and Hall, London
- Doyle, C. J.** (1991): Mathematical models in weed management. In: Crop Protection, 10: 432–444
- Drobny, H. G.; Perez, J.; Feierler, M.; Felsenstein, F. G.; Gertz, J. R.; Schleich-Saidfar, C. & Balgheim, N.** (2008): Auftreten und Charakterisierung von einzelnen Kamille-Populationen (*Matricaria recutita* L.) mit Resistenz gegen ALS-Hemmer in Schleswig-Holstein. In: Journal of Plant Diseases and Protection; Special Issue XXI: 11–20
- Drobny, H. G.; Schulte, M. & Streck, H.J.** (2012): 25 Jahre Sulfonylharnstoff-Herbizide – ein paar Gramm veränderten die Welt der chemischen Unkrautbekämpfung. 25th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 13–15, 2012. In: Julius-Kühn-Archiv, 434: 21–33
- Dunker, M. & Nordmeyer, H.** (1998): Bodeneigenschaften als Ursache der Unkrautverteilung auf Ackerflächen. Tagungsband 51. Deutsche Pflanzenschutztagung. Mitteilungen der BBA, 357: 233
- Eggebrecht, H.** (1964): Unkräuter im feldbestand – Ein Bestimmungsbuch. Neumann-Verlag, Radebeul
- EPPO-Guidelines** (2015): PP1/049(3): Weeds in brassica oil crops; PP1/093(3): Weeds in cereals; PP 1/135 (4): Phytotoxicity assessment; PP1/213(3): Resistance risk analysis (<http://pp1.eppo.int/list.php>) (11.20.2015)

FAO (2015): Herbicide-resistance management in developing countries. <http://www.fao.org/docrep/006/y5031e/y5031e0h.htm> (08.07.2015)

Fell, M. (2012): Gezielte und flexible Bekämpfung von Problemunkräutern im Winterraps mit dem Nachauflaufherbizid FOX[®] im neu zugelassenen Splitting-Verfahren. 25th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 15–15, 2012. In: Julius-Kühn-Archiv, 434: 536-539

Förster, K.; Schuster, C.; Belter, A. & Diepenbrock, W. (1998): Agrarökologische Auswirkungen des Anbaus von transgenem herbizidtolerantem Raps (*Brassica napus* L.). Bundesgesundheitsblatt: 547–552

Freier, B.; Sellmann, J.; Strassemeyer, J.; Schwarz, J.; Klocke, B.; Kehlenbeck, H. & Zornbach, W. (2015): Netz Vergleichsbetriebe Pflanzenschutz Jahresbericht 2013. Analyse der Ergebnisse der Jahre 2007–2013. In: Berichte aus dem Julius-Kühn-Institut, 178

Gasquez, J. (1997): Genetics of herbicide resistance within weeds. Factors of evolution, inheritance and fitness. In: De Prado *et al.* 1997: 181–189

Gehring, K.; Thyssen, S. & Fester, T. (2006): Anpassung der Unkrautflora an eine unterschiedliche Intensität der Herbizidbehandlung. In: Gesunde Pflanzen, 58: 52–56

Gehring, K. (2011): CLEARFIELD[®]-Winterraps / eine Nutzen- Risiko-Analyse. DPG Arbeitskreis. 16.-17.02.2011. Braunschweig. <http://p11631.typo3server.info/uploads/media/Gehring1.pdf>

Gehring, K.; Festner, T.; Thyssen, S.; Bergmann, E.; Klingenhagen, G.; Meinschmidt, E. & Wolber, D. (2012a): Effizienz der Unkrautkontrolle in Imazamox-resistenten Winterraps (Clearfield-Technologie). Tagungsband 59. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kühn-Archiv, 447: 553–554

Gehring, K; Festner, T. & Thyssen, S (2012b): Entwicklung der Herbizidresistenz bei Acker-Fuchsschwanz (*Alopecurus myosuroides*) in Bayern. Tagungsband 59. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kuhn-Archiv, 447: 550–551

Gehring, K; Festner, T. & Thyssen, S (2012c): Entwicklung der Herbizidresistenz bei Acker-Fuchsschwanz (*Alopecurus myosuroides*) in Bayern. Tagungsband 59. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kuhn-Archiv, 447: 550–551

- Gehring, K.** (2012d): Prinzipien einer Anti-Resistenzstrategie bei der Bekämpfung von *Alopecurus myosuroides* und *Apera spica-venti* aus Sicht des Pflanzenschutzdienstes. 25th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 13–15, 2012. In: Julius-Kühn-Archiv, 434: 89–101
- Gehring, K.; Festner, T. & Thyssen, S.** (2014): Herbizidresistenz bei Vogelmiere (*Stellaria media*) gegen Herbizide aus der Gruppe der Acetolactate-Synthase-Hemmer. Tagungsband 59. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kühn-Archiv, 447: 134
- Goerke, K.; Richter, U.; Schulte, M. & Gerowitt, B.** (2008): Regionale Unterschiede in der Rapsunkrautflora Deutschlands. In: Gesunde Pflanzen, 60: 151–158
- Günther, A. & Pallutt, B.** (2008): Investigations of intensity of herbicide treatment in winter wheat in six arable farms and considerations about needed minimum. In: Journal of Diseases and Plant Protection; Suppl. Issue, 21: 547–554
- Haase, A.** (2006): Raps – eine Kultur mit Perspektive! Raps – Anbau und Verwertung einer Kultur mit Perspektive: 10–13
- Hall, L.M.; Holtum, J. A. M. & Powles, S. B.:** (1994): Mechanisms Responsible for Cross Resistance. In: Powles & Holtum 1994: 243–261
- Hamouz, P.; Soukup, J.; Holec, J. & Nováková, K.** (2004): Field-scale variability of weed distribution on arable land. In: Journal of Plant Diseases and Protection; Special Issue XIX: 445–452
- Hanf, M.** (1982): Ackerunkräuter Europas mit ihren Keimlingen und Samen. BLV-Verlagsgesellschaft, München
- Hanzlik, K. & Gerowitt, B.** (2010): Verändern pfluglose Bodenbearbeitung und Frühsaaten die Unkrautvegetation im Winterraps?. In: Gesunde Pflanzen, 62: 1–9
- Heap, I.** (1997): The occurrence of herbicide-resistant weeds worldwide. In: Pesticide Science; Special Issue: Resistance '97: Integrated Approach to Combating Resistance, 51. Issue 3: 235–243
- Heap, I.** (2011): International Survey of Herbicide Resistant Weeds. <http://www.weedscience.org> (31.08.2015)
- Heap, I.** (2015): The International Survey of Herbicide Resistant Weeds. <http://weedscience.org/summary/country.aspx?CountryID=18> (10.09.2015)

- Heitefuss, R.** (2000): Grundlagen der praktischen Phytomedizin. 3. Auflage. Ulmer-Verlag, Stuttgart
- Herrmann, J.; Hess, M.; Schubel, M. T.; Streck, H.; Richter, O. & Beffa, R.** (2014): Spatial and temporal development of ACCase and ALS resistant black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) populations in neighboring fields in Germany. In: Julius-Kuhn-Archiv, 443: 273–279
- Herrmann, J.; Hess, M.; Streck, H.; Richter, O. & Beffa, R.** (2016): Linkage of the current ALS-resistance status with field history information of multiple fields infested with blackgrass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in southern Germany. 27th German Conference on Weed Biology and Weed Control, February 23–25, 2016. In: Julius-Kühn-Archiv, 452: 42–49
- Hesler, L.; Riedell, W.; Langham M. A. & Osborne S. L.** (2005): Insect infestations, incidence of viral plant diseases, and yield of winter wheat in relation to planting date in northern Great Plains. In: Journal Economic Entomology, 98: 2020–2027
- Hess, M.** (1997): Use of extended BBCH scale- General for the descriptions of the grown stage of Mono- and Dicotyledonous weed species. In: Weed Research, 37: 433–441
- Hirai, K.; Wakabayashi, K. & Böger, P.** (2002): Imidazolinon Acetolactat Synthase Inhibitors. Herbicide Classes in Development: 210 ff.
- Hock, B.; Fetke, C. & Schmidt, R. R.** (1995): „Herbizide, Entwicklung, Anwendung, Wirkungen, Nebenwirkungen“. Themen Verlag, Stuttgart
- Höfer, M. U.; Felsenstein, F. G.; Rosenhauer, M. & Petersen, J.** (2014): Molekulare Analyse der metabolischen Resistenz in Acker-Fuchsschwanz. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 73–80
- Hoffmann, W.; Mudra, A.; Plarre, W.** (1986): Raps. In: Lehrbuch der Züchtung landwirtschaftlicher Kulturpflanzen. Band 2. Paul Parey-Verlag, Berlin & Hamburg
- HRAC** (2015a): Classification of Herbicides According to Site of Action. <http://www.hracglobal.com/pages/classificationofherbicidesiteofaction.aspx> (19.08.2015)
- HRAC** (2015b): Herbicide Resistance Action Committee. <http://www.hracglobal.com> (31.08.2015)
- HRAC** (2015c): <http://www.hracglobal.com/pages/detectingherbicideresistance.aspx> (11.10.2015)

- Huang, S.; Gruber, S. & Claupein, W.** (2015): Field history of imidazolinon-tolerant oilseed raps (*Brassica napus*) volunteers in following crops under six long-term tillage systems. In: *Field Crop Research*, 185: 51–58
- Hüwing, H.** (2008): Vergleich der Winterweizenproduktion ökologisch und konventionell wirtschaftender Betriebe in Schleswig-Holstein – COMPASS (Comparative Assessment of Land Use System). Dissertation. Christian-Albrechts-Universität zu Kiel
- Johnson, P. C. D.** (2014): Extension of Nakagawa and Schielzeth's R^2 GLMM to Random Slopes Models. Edited by Robert B. O'Hara. *Methods in Ecology and Evolution* 5; No. 9: 944–946
- Jönnsen, R.** (1977): Breeding for improved quality in Rape and Turnip Rape. In: *Hereditas*, 87: 205–218
- Kamrath, K.; Freier, B. & Beyer, N.** (2012): Analyse der Kosten für die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln in Winterweizen und Winterraps auf der Grundlage des Netzes Vergleichsbetriebe Pflanzenschutz 2007 bis 2010. In: *Journal für Kulturpflanzen*, 64: 416–420
- Kästner, A.; Jäger, E. J.; Schubert, E. (Autor); Braun, U.; Feyerabend, G.; Karrer, G.; Seidel, D.; Tietze, F. & Werner, K.** (2001): *Handbuch der Segetalpflanzen Mitteleuropas*. 3. neubearb. Auflage, Springer-Verlag, Wien & New York
- Kaundun, S.** (2014): Resistance to acetyl-CoA carboxylase-inhibiting herbicides. In: *Pest Management Science* (2014). DOI 10.1002/ps.3790 [Wileyonlinelibrary] (11.02.2016)
- Kees, H.; Beer, E.; Bötger, H.; Garburg, W.; Meinert, G.; Meyer, E.** (1993): „Unkrautbekämpfung im integrierten Pflanzenschutz“, 5. Auflage. Agrar Union / Deutscher Landwirtschaftsverlag, Frankfurt / BLV, München
- Kerkhoff, F.** (1996): Betriebswirtschaftliche Beurteilung unterschiedlich umweltverträglicher Systeme des Ackerbaus. Dissertation. Georg-August-Universität zu Göttingen
- King, S. R.** (2007): Effect of mesosulfuron rate and formulation on wild oat (*Avena fatua*) control and malt barley tolerance. In: *Weed Technology*, 21: 771–776
- Klaaßen, H. & Freitag, J.** (2002): *Ackerunkräuter- und Ackerungräser – rechtzeitig erkennen*. Landwirtschaftsverlag, Münster
- Kleiber, E.** (2000): Untersuchungen über die Reaktion von Winterweizensorten auf extensive und intensive Anbaubedingungen. Dissertation. Justus-Liebig-Universität zu Gießen

- Knippers, R.** (1997): Molekulare Genetik. Mutationen sind vererbare Veränderungen der genetischen Information. Thieme-Verlag, Stuttgart
- Koch, W. & Hurle, K.** (1978): Grundlagen der Unkrautbekämpfung. Ulmer-Verlag, Stuttgart
- Krato, C.** (2012): Consequences for weed management in crop rotations by introducing imidazolinon-tolerant oilseed rape varieties. Dissertation, Universität Hohenheim
- Krato, C. & Petersen, J.** (2012): Schadwirkung von Ausfallraps in Weizen in Abhängigkeit der Unkrautdichte. 25th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 13–15, 2012. In: Julius-Kühn-Archiv, 434: 451–458
- Krato, C.; Hartung, K. & Petersen, J.** (2012): Response of imidazolinon-tolerant and –susceptible volunteer oilseed raps (*Brassica napus* L.) to ALS inhibitors and alternative herbicides. In: Pest Management Science, 68 (10): 1385–1392
- Kreuz, K.; Tommasini, R. & Martinoia, E.** (1996): Old Enzymes for a New Job. In: Plant Physiology, 111: 349–353
- Kudsk, P.** (2014): Reduced herbicide rates: present and future. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 37–44
- Laird, N. M. & Ware, J. H.** (1982): “Random-Effects Models for Longitudinal Data”, Biometrics, 38 (4): 963–974
- Lamberth, C. & Dinges, J.** (2012): Bioactive Heterocyclic Compound Classes: Agrochemicals. <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/9783527664412.fmatter/pdf> (13.10.2015)
- Landschreiber, M.** (2014): Untersuchungen zum Auflaufverhalten von Ackerfuchsschwanz (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in Abhängigkeit des Aussattermins und der Winterweizensorte in Norddeutschland. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 324–333
- Langelüddeke, P.** (1990): Modellversuche zum Einfluss von Klimafaktoren und Wachstumsstadien auf die Wirkung von getreideselektiven Formulierungen des Fenoxaprop-ethyl. In: Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz 1990; Sonderheft 12: 473–480

- Laufer, C.; Siebachmeyer, M.; Gruber, S.; Huang, S.; Weber, E. A. & Claupein, W.** (2014): Against the current - Clearfield® oilseed rape in Germany. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 720–727
- Lorentz, L.** (2012): Molecular and Physiological Characterization of the Glyphosate Resistant weeds *Amaranthus* ssp. and *Sorghum* ssp.. Dissertation. Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität zu Bonn
- Lüders, W.; Abel, S.; Friedt, W.; Kopahnke, D. & Ordon, F.** (2011): Auftreten von *Plasmodiophora brassicae* als Erreger der Kohlhernie im Winterrapsanbau in Europa sowie Identifizierung, Charakterisierung und molekulare Kartierung neuer Kohlhernieresistenzgene aus genetischen Ressourcen. In: Julius-Kühn-Archiv, 430: 40–43
- Manalil, S.; Busi, R.; Renton, M. & Powles, S. B.** (2011): Rapid Evolution of Herbicide Resistance by Low Herbicide Dosages. In: Weed Science, 59: 210–217
- Manalil, S.; Busi, R.; Renton, M. & Powles, S. B.** (2011): Rapid evolution of herbicide resistance by low herbicide dosage. In: Weed Science, 59: 210–217
- Marechal, P. Y.; Henriët, F. & Bosdon, B.** (2009): Treatment influence on herbicide resistance level of Belgian *Alopecurus myosuroides* populations (black-grass): In: Communications in Agricultural and Applied Biological Science, 74: 505–514
- Marshall, R.; Hanley, S. J.; Hull, R. & Moss, S. R.** (2013): The presence of two different target-site resistance mechanisms in individual plants of *Alopecurus myosuroides* Huds., identified using quick molecular test for the characterisation of six ALS and seven ACCase SNPs. In: Pest Management Science, 69: 727–737
- Massa, D. & Gerhards, R.** (2011): Investigations on herbicide resistance in European silky bent grass (*Apera spica-venti*) populations. In: Journal of Plant Diseases and Protection, 118: 31–39
- Massa, D.; Krenz, B. & Gerhards, R.** (2011): Target-site resistance to ALS-inhibiting herbicides in *Apera spica-venti* populations is conferred by documented and previously unknown mutations. In: Weed Research, 51: 294–303
- Meier, U.** (2001): Entwicklungsstadien mono- und dikotyle Pflanzen: BBCH-Monografie
- Meiners, I.** (2014): Management of black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in winter wheat and taking into account the soil activity of post-emergence herbicides. Dissertation. Justus-Liebig-Universität zu Gießen

- Meinlschmidt, E.** (1997): Untersuchungen zur sukzessiven Bekämpfung des Unkrautbesatzes in Getreidebeständen durch eine gezielte Applikation reduzierter Herbizidaufwandmengen. Dissertation. Martin-Luther-Universität zu Halle-Wittenberg
- Menchari, Y.; Camilleri, C.; Michel, S.; Brunel, D.; Bressaint, F.; Le Corre, V.; Délye, C.** (2006): Weed response to herbicides: regional-scale distribution of herbicide resistance alleles in the grass weed *Alopecurus myosuroides*. In: *New Phytologist*, 171: 861-874
- Menck, B.H.** (1968): Biologie des Ackerfuchsschwanzes (*Alopecurus myosuroides* Huds.) und seine Verbreitung in Schleswig -Holstein. Dissertation. Christian-Albrechts-Universität zu Kiel
- Menne, H. J. & Hogrefe, C.** (2012): Impact of multiple resistance mechanisms in black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) populations on the activity of cereal herbicides. 25th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 13–15, 2012. In: *Julius-Kühn-Archiv*, 434: 65–74
- Merker, C. & Schäfer, B.** (2015): Abschlussbericht UFOP-Modellanbau Clearfield®-Raps. UFOP-Schriftenreihe. <http://www.ufop.de/presse/aktuellepressemittelungen/abschlussbericht-zum-ufop-modellanbau-clearfield-raps-vorgelegt/> (19.10.2015)
- Milner, L. J.; Reade, J. P. H. & Cobb, A. H.** (2001): The effect of temperature on glutathione S-transferase activity and glutathione content in *Alopecurus myosuroides* Huds. (black-grass). The BCPC Conference: Weeds, 2001, Volume 1 and Volume 2. Proceedings of an international conference held at the Brighton Hilton Metropole Hotel, Brighton, UK, November 12–15, 2001: 345–348
- Milner, L. J. P. & Cobb A. H.** (2002): Developmental changes in Glutathion-S-Transferase activity in herbicide resistant populations of *Alopecurus myosuroides* Huds. in the field. In: *Pest Management Science*, 57: 1100–1106
- Mitnacht, A.** (2008): Moderne Anbausysteme, Neue Pflanzenschutzprobleme – Lösungsansätze Herbizidresistenz bei Ungräsern – Ursachen und Resistenzvorsorge, 55. Baden-Württembergischer Pflanzenschutztag, 13. Februar 2008 in Ilshofen. Regierungspräsidium Stuttgart
- Mortimer, A. M.** (1997): Phenological adaptation in weeds – an evolutionary response to the use of herbicides? In: *Pesticide Science*, 51: 299–304.
- Moss, S. R.** (1985): The survival of *Alopecurus myosuroides* Huds. seeds in soil. In: *Weed Research*, 25: 201–211

Moss, S. R.; Clarke, J. H.; Blair, A. M.; Culley, T. N.; Read, M. A.; Ryan, P. J. & Turner, M. (1999): The occurrence of herbicide resistant grass-weeds in the United Kingdom and a new system for designating resistance in screening assays. Proceedings 1999 Brighton Conference – Weeds: 179–184

Müllverstedt, R. (1963): Untersuchungen über die Keimung von Unkrautsamen in Abhängigkeit vom Sauerstoffpartialdruck. In: Weed Research, 3: 154–163

Nakagawa, S. & Schielzeth, H. (2013): A General and Simple Method for Obtaining R^2 from Generalized Linear Mixed-Effects Models. Edited by Robert B. O'Hara. Methods in Ecology and Evolution 4; No. 2: 133–142

Naylor, R. E. L. (1970): The Prediction of Blackgrass Infestations. In: Weed Research, 10: 296–299

Naylor, R. E. L. & Lutman, P. L. (2002): What is a weed? In: Naylor, R.E.L. (ed.), 2002: Weed Management Handbook. Blackwell Publishing, Oxford

Neve, P. & Powles, S. (2005): High survival frequencies at low herbicide use rates in populations of *Lolium rigidum* result in rapid evolution of herbicide resistance. In: Heredity, 95: 485–492

Neve, P. & Powles, S. (2005a): Recurrent selection with reduced herbicide rates results in the rapid evolution of herbicide resistance in *Lolium rigidum*. In: Theoretical of Applied Genetics, 110: 1154–1166

Neve, P.; Vila-Aiub, M. & Roux, F. (2009): Evolutionary-thinking in agricultural weed management. In: New Phytologist, 18: 783–793

Nordmeyer, H. & Dunker, M. (1999): Variable weed densities and soil properties in a weed mapping concept for patchy weed control, In: Proceedings of the 2nd European Conference on Precision Agriculture. In: Sheffield Academic Press: 435–462

Nordmeyer, H.; Behme, A.; Kracht, M.; Behrens, J.-M. & Löhr, W. (2015): Bestimmung des Samenpotenzials von Ungräsern und Unkräutern im Boden. Julius-Kühn-Institut, Institut für Pflanzenschutz in Ackerbau und Grünland. Mündliche Überlieferung.

Nordmeyer, H. & Zwerger, P. (2010): Erfassung von Herbizidresistenzen bei Ungräsern im Biotest. In: Journal für Kulturpflanzen, 62 (10): 376–382

Orson, J. H. (1994): Arable Crops as weeds. In: The Agronomist, 1: 11–13

- O'Sullivan, J.; Zandstra, J. & Sikkema, P.** (2002): Sweet corn (*Zea mays*) cultivar sensitivity to mesotrione. In: *Weed Technology*, 16: 412–425
- Pallut, B. & Grübner, P.** (2004): Langzeitwirkung ausgewählter Bewirtschaftungsmaßnahmen auf die Verunkrautung am Beispiel des Getreides. In: *Journal of Plant Diseases and Protection*; Special Issue XIX: 969 – 979
- Pallut, B. & Moll, E.** (2008): Langzeitwirkung reduzierter Herbizidaufwandmengen auf Verunkrautung und Kornertrag von Wintergetreide in einem 12-jährigen Dauerversuch. In: *Journal of Plant Diseases and Plant Protection*; Special Issue XXI: 501–508
- Pareja, M. R. & Staniforth, D. W.** (1985): Seed-soil characteristics in relation to weed seed germination. In: *Weed Science*, 33: 190–195
- Parlar, H. & Angerhöfer, D.** (1995): *Chemische Ökotoxikologie*. Springer Verlag, Berlin
- Petersen, J.** (2012): Selektionsdruck beim Herbizideinsatz zur Ungrasbekämpfung – Was ist für Beratung und Anwendung von Bedeutung? Tagungsband 58. Deutsche Pflanzenschutztagung. Julius-Kühn-Archiv, 438: 317
- Petersen, J.** (2013): Selektionsdruck beim Herbizideinsatz zur Ungrasbekämpfung. *Getreidemagazin* 04/2013: 8–11
- Petersen, J.** (2014): Nicht einfach mehr Herbizide! In: *DLG-Mitteilungen* 1/2014; Sonderheft Pflanzenschutz Praxis: 45–46
- Petersen, J.** (2014a): Aktueller Stand der Herbizidresistenz im Getreideanbau. *Getreidemagazin* 4/2014: 8–12
- Petersen, J.** (2015): Ein Schritt vor dem Abgrund. In: *DLG-Mitteilungen* 1/2015, Sonderheft Pflanzenschutz Praxis
- Petersen, J. & Krato, C.** (2012): Clearfield®-Ausfallrapsbekämpfung im Winterweizen. In: *Ausfallraps – Biologie, Bedeutung und Bekämpfung*. BASF SE, Limburgerhof: 10–11
- Petersen, J. & Krato, C.** (2012a): Clearfield®-Ausfallrapsbekämpfung im Winterweizen. In: *Ausfallraps – Biologie, Bedeutung und Bekämpfung*. BASF SE, Limburgerhof: 112–119
- Petersen, J. & Olf, F.** (2014): Interaktionen von Vor- und Nachauflaufapplikationen auf die Kontrolle von metabolisch resistenten Ackerfuchsschwanzherkünften. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: *Julius-Kühn-Archiv*, 443: 297–303

- Pekrun, C. & Hubert, S.** (2012): Einfluss der Stoppelbearbeitung auf Samenüberdauerung und den Aufgang von Rapsdurchwuchs. In: Ausfallraps – Biologie, Bedeutung und Bekämpfung. BASF SE, Limburgerhof: 90–103
- Petit, C.; Bay, G. & Délye, C.** (2010): Prevalence of cross- or multiple resistance to the acetyl-coenzyme A carboxylase inhibitors fenoxaprop, clodinafop and pinoxaden in black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in France. In: Pest Management Science, 66 (2): 168–177
- Petit, C.; Guillaume, B.; Pernin, F. & Délye, C.** (2010): Prevalence of cross- or multiple resistances to the acetyl-coenzyme A carboxylase inhibitors fenoxaprop, clodinafop and pinoxaden in black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in France. In: Pest Management Science, 66: 168–177
- Pfenning, M.; Kehler, R. & Bremer, H.** (2012): Neue Perspektiven bei der Unkrautbekämpfung im Winterraps durch die Einführung des Clearfield®-Systems. 25th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 13–15. 2012. In: Julius-Kühn-Archiv, 434: 435–442
- Poehling, H. M. & Verreet, J.-A.** (2013): Lehrbuch der Phytomedizin. Ulmer Verlag, Stuttgart
- Powles, S. B.** (2008): Evolved Glyphosate-Resistant Weeds Around The World: Lessons To Be Learnt. In: Pest Management Science, 64: 360–365
- Powles, S. B.; Lorraine-Colwill, D.; Dellow, J. & Preston, C.** (1998): Evolved resistance to glyphosate in rigid ryegrass (*Lolium rigidum*) in Australia. In: Weed Science, 46: 604–607
- Powles, S. B. & Yu, Q.** (2010): Evolution in action: plants resistant to herbicides. In: Annual Review of Plant Biology, 61: 317–347
- Prather, T. S.; Ditomaso, J. M. & Holt, J. S.** (2000): Herbicide Resistance: Definition and Management Strategies. University of California. ISBN: 978-1-60107-192-7
- Pratley, J.; Urwin, N.; Stanton, R.; Baines, P.; Broster, J.; Cullis, K.; Schafer, D.; Bohn, J. & Krueger, R.** (1999): Resistance to glyphosate in *Lolium rigidum*. I. Bioevaluation. In: Weed Science, 47: 405–411
- Price, J. S.; Hobson, R. N.; Neale, M. A. & Bruce, D. M.** (1996): Seed losses in commercial harvesting of oilseed rape. In: Journal of Agricultural Engineering Research, 65: 183–191

Quant-Hallmann, A.; Hallmann, J. & Von Tiedemann, A. (2007): „Phytomedizin – Grundwissen Bachelor“. Ulmer-Verlag, Stuttgart

Röbbelen, G. (1983): Fortschritte in der Welterzeugung von Rapssamen. In: *European Journal of Lipid Science and Technology*; Vol. 85, Issue 10: 395–398

Rosenhauer, M.; Jaser, B.; Felsenstein, F. G. & Petersen, J. (2012): Entwicklung von Zielortresistenz (TSR) bei Ackerfuchsschwanz (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in Deutschland seit 2004. Tagungsband 58. Deutsche Pflanzenschutztagung. Julius-Kühn-Archiv, 438: 158–159

Rosenhauer, M.; Jaser, B.; Felsenstein, F. G. & Petersen, J. (2013): Development of target-site resistance (TSR) in *Alopecurus myosuroides* in Germany between 2004 and 2012. In: *Journal of Plant Diseases and Protection*, 120 (4): 179–187

Rosenhauer, M.; Sievernich, B. & Petersen, J. (2014): Impact of imazamox containing herbicides on the development of resistance in black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.). 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: *Julius-Kühn-Archiv*, 443: 252–260

Rosenhauer, M.; Sievernich, B. & Petersen, J. (2016): Einfluss von Imazamox-haltigen Herbiziden auf die Resistenzentwicklung bei Acker-Fuchsschwanz (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in einer Raps-Getreidefruchtfolge. 27th German Conference on Weed Biology and Weed Control, February 23–25, 2016. In: *Julius-Kühn-Archiv*, 452: 403–411

Rygulla, W. (2008): Verbesserung der Resistenz von Winterraps (*Brassica napus* L.) gegen *Verticillium longisporum*. Dissertation. Justus-Liebig-Universität zu Gießen

Schaarschmidt, F. & Vaas, L. (2009): Analysis of Trials with Complex Treatment Structure Using Multiple Contrast Tests. In: *HortScience*, 44 (1): 188–195

Schall, R. (1991): Estimation in generalized linear models with random effects. In: *Biometrika* 78: 719–727

Schenke, H. (1993): Anbautechnik von Winterweizen im Organischen Landbau: Unkrautaufkommen und Ertragsbildung in Abhängigkeit von mechanischer Unkrautregulierung, Saatgutqualität, Standraumzumessung und organischer Düngung. Dissertation. Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität zu Bonn

Schlaich-Saidfar, C.; Drobny, H. G.; Perez, J.; Feierler, M.; Felsenstein, F. G.; Gertz, J.-R. & Balgheim, N. (2011): Observations, field trials and analysis of a special population of mayweed (*Matricaria recutita*) with resistance against ALS-inhibitors in Schleswig-Holstein (Germany). In: Journal Plant Diseases and Protection, 118 (2): 87

Schlink, S. (1998): 10 years survival of rape seed (*Brassica napus* L.) in soil. In: Journal of Plant Disease and Protection; Special Issue XVI: 169–172

Schönhammer, A. & Freitag, J. (2014): Clearfield®-Clentiga und Clearfield® Kombi-Pack erweitern die Herbizidpalette zur gezielten Unkrautbekämpfung in Winter- und Sommerraps. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 543–551

Schröder, G.; Meinlschmidt, E.; Krüger, B.; Bergmann, E. & Balgheim, R. (2008): Neue Möglichkeiten bei der Unkrautbekämpfung in Winterraps – ein Beitrag zur Umsetzung des integrierten Pflanzenschutzes in der landwirtschaftlichen Praxis. Journal for Plant Diseases and Plant Protection; Special Issue XXI: 483–492

Schröder, G. & Meinlschmidt, E. (2011): Restverunkrautung im Nachauflauf kontrollieren. Raps, 4: 14–21

Schröder, G. & Meinlschmidt, E. (2012): Verbreitung, wirtschaftliche Bedeutung und effektive Kontrolle des Ackerfuchsschwanzes (*Alopecurus myosuroides*) durch die Nutzung von Herbizidvarianten mit hohen Wirkungsgraden – Auswertung der Ringversuche der Bundesländer Brandenburg, Hessen, Sachsen, Sachsen-Anhalt und Thüringen von 2000 - 2011. Tagungsband 58. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kühn-Archiv, 438: 319–320

Schulz, A. (2015): Untersuchungen zur Populationsdynamik und Resistenzentwicklung gegenüber Herbiziden von *Apera spica-venti* (L.) P. Beauv. . Dissertation. Universität Rostock

Schulz, R.-R. & Steinbach, P. (2006): Wie hoch darf die Anbaukonzentration von Raps in der Fruchtfolge sein? Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei Mecklenburg-Vorpommern. <http://www.agrarnet.mv.de/content/lfa/pflanzen/oelfruechte/anbaukonzentration.html?PHPSESSID=8cce9680c205578c7a4dd4fa315919bd> (21.08.2015)

Schwabe, S.; Gruber, S.; Weber, E. A. & Claupein, W. (2016): Vorzüglichkeit des Clearfield-Systems bei Raps unter verschiedenen Bewirtschaftungsintensitäten. 27th German Conference on Weed Biology and Weed Control, February 23–25, 2016. In: Julius-Kühn-Archiv, 452: 206–209

- Schwarz, J. & Moll, E.** (2010): Entwicklung der Verunkrautung in Anhängigkeit von Fruchtfolge und Herbizidintensität. In: Journal für Kulturpflanzen, 62: 317–325
- Shaner, D. L.; Bascomb, N. F. & Smith, W.** (1996): Imidazolinonresistant crops: selection, characterization and management. In: Herbicide resistant crops: agricultural, environmental, economic, regulatory, and technical aspects. CRC Lewis New York: 143–157
- Si, P.; Buirchell, B. J. & Sweetingham, M. W.** (2009): Improved metribuzin tolerance in narrow-leafed lupin (*Lupinus angustifolius* L.) by induced mutation and field selection. In: Field Crop Research, 113: 282–286
- Stidham, M. A. & Shaner, D. L.** (1990): Imidazolinone inhibition of acetohydroxyacid synthase in vitro and in vivo. In: Pesticide Science, 29: 335
- Strek, H. J.; Hess, M. & Kaiser, J.** (2012): Glyphosat-Resistenz in amerikanischen Reihenkulturen und Lehren für die Unkrautbekämpfung in Europa. 25th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 13–15, 2012. Julius-Kühn-Archiv, 434: 171–176
- Swanton, C. J.; Weaver, S.; Cowan, P.; Van Acker, R.; Deen, W. & Sherestha, A.** (1999): Weed thresholds: theory and applicability. In: Journal of Crop Production 2: 9–29
- Tan, S.; Evans, R. E., Dahmer, M. L.; Singh, B. K. & Shaner, S. L.** (2005): Imidazolinontolerant crops: history, current status and future. In: Pest Management Science, 61: 246–257
- Taran, B.; Warkentin, T. D.; Vandenberg, A. & Holm, F. A.** (2010): Variation in chickpea germplasm for tolerance to imazethapyr and imazamox herbicides. In: Canadian Journal of Plant Science, 90: 139–142
- Tebrügge, F.** (2003): Konservierende Bodenbearbeitung gestern, heute, morgen – von wendender über nicht-wendende Bodenbearbeitung zur Direktsaat. In: Artmann, R. & Bockisch, F.-J. (Hrsg.): Nachhaltige Bodennutzung – aus technischer, pflanzenbaulicher, ökologischer und ökonomischer Sicht. Tagungsband zum Symposium am 16. Oktober 2003 im Forum der FAL, Braunschweig. Bundesforschungsanstalt für Landwirtschaft: 49–60
- Thiede, A.; Dzikowski, M.; Becker, J. & Wittrock, A.** (2014): Results from two years of *Matricaria inodora* L. and *Matricaria chamomilla* L. monitoring (2012 + 2013) – Greenhouse efficacy trials with Tribenuron and Florasulam and ALS target site resistance test at Pro 197 and Thr 574. In: 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 393–396

- Thompson, K.; Bakker, J. & Bekker, R.** (1997): The soil seed banks of North West Europe: methodology, density and longevity. Univ. Press Cambridge
- Timmons, F. L.** (1970): A history of weed control in the United States and Canada. In: *Weed Science*, 18: 294–307
- Tomlin, C. D. S.** (2000): The Pesticide Manual; fifteenth edition. British Crop Protection Council. ISBN 1901396185
- Tranel, P. J. & Wright, T. R.** (2002): Resistance to weeds to ALS-inhibiting herbicides: What we have learned? In: *Weed Science*, 50: 700–712
- Tuesca, D. & Puricelli, E.** (2007): Effect of tillage systems and herbicide treatments on weed abundance and diversity in a glyphosate resistant crop rotation. In: *Crop Protection* 26: 1765–1770
- Trognitz, F.; Dur, S.; Widhalm, S.; Samad, A.; Brader, G.; Compant, S. & Sessitsch, A.** (2014): Nutzung von Rhizobakterien und Endophyten zur biologischen Bekämpfung von Unkräutern und Ungräsern. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. *Julius-Kühn-Archiv*, 443: 511–515
- UFOP e.V.** (2010/11): Bericht 2010/2011. UFOP-Fachkommission Produktionsmanagement Öl- und Proteinpflanzen. Sektion Ölpflanzen. http://www.ufop.de/files/4713/3935/6979/GB_2011_Web.pdf (07.07.2015)
- UFOP e.V.** (2012): Erzeugung und Verwendung von Raps in Deutschland. <http://www.ufop.de/rapsoel-and-ernaehrung/aktuelle-meldungen?hit=2012> (07.07.2015)
- Ulber, L.** (2007): Reaktionsvariabilität auf unterschiedliche Herbiziddosierungen und Herbizidresistenz innerhalb der Unkrautarten *Chenopodium album* L. und *Amaranthus retroflexus* L. . In: *Nachrichtenblatt Deutscher Pflanzenschutzdienst*, 59 (7): 149–154
- Ulber, L.; Svoboda, E.; Jaser, B.; Felsenstein, F. G. & Zwerger, P.** (2012): Deutschlandweites Monitoring zur ALS-Resistenz bei Kamille-Arten. Tagungsband 58. Deutsche Pflanzenschutztagung. *Julius-Kühn-Archiv*, 438: 318–319
- Van Erd, L.; Hoagland R. E.; Zablutowicz, R. M. & Hall, C.** (2003): Pesticide metabolism in plants and microorganisms. In: *Weed Science*, 51: 472–495
- Vassios, J. D.; Nissen, S. J. & Brunk, G. R.** (2010): Imazamox absorption, desorption and metabolism by Eurasian watermilfoil. In: *Journal of Aquatic Plant Management*, 49: 44–49

- Verbeke, G. & Molenberghs, G.** (2000): Linear Mixed Models for Longitudinal Data. Springer-Verlag, New York
- Vila-Aiub, M. M.; Neve, P. & Powles, S. B.** (2005): Resistance cost of a cytochrome P450 herbicide metabolism mechanism but not an ACCase target site mutation in a multiple resistant *Lolium rigidum* population. In: New Phytologist, 167: 787–796
- Wagner, J. & Belz, R. G.** (2014): Resistenzausprägung von hetero- und homozygot resistenten Genotypen eines Acker-Fuchsschwanz-Biotypen mit Target-Site Resistenz (Haplotyp Leu1781) in Dosis-Wirkungsversuchen. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 106–113
- Wagner, J. & Wolber, D.** (2012): Ergebnisse zum Vorkommen von Herbizidresistenz gegen ALS-Inhibitoren und den mittels Pyrosequencing identifizierten Resistenz-Allelen in *Alopecurus myosuroides* Huds. (Ackerfuchsschwanz) und *Apera spica-venti* (L.) Beauv. (Gemeiner Windhalm) in Praxisflächen Niedersachsen. Tagungsband 58. Deutsche Pflanzenschutztagung. In: Julius-Kuhn-Archiv, 438: 319
- Wahl, S. & Plescher, A.** (2014): Einfluss der Temperatur auf die Keimrate von Kamille (*Matricaria recutita* L.), Melisse (*Melissa officinalis* L.) und Baldrian (*Valeriana officinalis* L.). 7. Tagung Arznei- und Gewürzpflanzenforschung, 14. bis 17. September 2014, Wien. In: Julius-Kühn-Archiv, 446: 35
- Werner, B.** (1999): Vier Jahre bundesweite Gemeinschaftsversuche zur gezielten Unkrautbekämpfung im Winterraps mit dem Göttinger Schadensschwellenmodell. In: Journal of Plant Diseases and Protection, 106 (1): 33–45
- Werner, B.** (2014): Möglichkeiten der gezielten Nachauflaufbekämpfung von Unkräutern im Winterraps. 26th German Conference on Weed Biology and Weed Control, March 11–13, 2014. In: Julius-Kühn-Archiv, 443: 662–670
- Wilson, B. J. & Brain, P.** (1991): Long-term stability of distribution of *Alopecurus myosuroides* Huds. within cereal fields. In: Weed Research, 31: 367–373
- Yu, Q.; Cairns, A. & Powles, S. B.** (2007): Glyphosate, paraquat and ACCase multiple herbicide resistance evolved in a *Lolium rigidum* biotype. In: Planta, 225: 499–513
- Yuan, J. S.; Tranel, P. J. & Stewart Jr., C. N.** (2007): Non-target-site herbicide resistance: a family business. In: Trends Plant Science, 12 (1): 6–13
- Zanin, G.; Berti, A. & Riello, L.** (1998): Incorporation of weed spatial variability into the weed control decision-making process. In: Weed Research, 28: 107–118

Zhu, Y. M.; Li, Y. D.; Colbach, N.; Ma, K. P.; Wei, W. & Mi, X. C. (2012): Seed losses at harvest and seed persistence of oilseed rape (*Brassica napus*) in different cultural conditions in Chinese farming systems. In: *Weed Research*, 52 (4): 317–326

Zwenger, P. & Ammon, U. (2002): „Unkraut, Ökologie und Biologie“. Ulmer Verlag, Stuttgart

Zwenger, P. & Walter, H. (1994): Modelle zum Herbizidmanagement herbizidresistenter Unkrautpopulationen. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz*; Sonderheft XIV: 409–420

9 Anhang

Anbauparameter und Ackerschlagkarteien

Tab.1: Liste der Herbizidpräparate, die an den Standorten in den Winterraps im Winterraps angewandt wurden

Herbizid	AWM (l ha ⁻¹)	Wirkstoffe (g a.i. l ⁻¹) / (g l ⁻¹)	Applikation	Jahr
Butisan [®] Gold (VA)	2,5	Metazachlor 200 Quinmerac 100 Dimethenamid-P 200	Variante 1; alle Standorte	2012/13 2013/14 2014/15
Butisan [®] Kombi (VA) /	2,5	Metazachlor 200 Dimethenamid-P 200	Variante 2; alle Standorte	2012/13 2013/14 2014/15
BAS 83101H (in Komb. mit Dash [®] E.C.)	1,0 (+ 1,0)	Quinmerac 250 Imazamox 12,5	Variante 2; alle Standorte	2012/13 2013/14 2014/15
Clearfield [®] -Vantiga [®] (in Komb. mit Dash [®] E.C.)	2,0 (+ 1,0)	Metazachlor 375 Quinmerac 125 Imazamox 6,25	Variante 3; alle Standorte	2012/13 2013/14 2014/15
Colzor [®] Trio	4,0	Napropamid 187,5 Dimethachlor 187,5 Clomazone 30	Variante 4; SNK	202/13
Fuego [®]	0,2	Metazachlor 500	Variante 4; ELS2	2013/14
Fuego [®] Top	1,5	Metazachlor 375 Quinmerac 125	Variante 4; ELS2	2013/14
Fox [®]	1,0	Bifenox 480	Variante 1; FEH3	2014/15
Focus [®] Ultra (in Komb. mit Dash [®] E.C.)	1,5 (+ 1,5)	Cycloxydim 100	siehe Kap. 3.1.5.2	2012/13 2012/14 2014/15
Agil [®] S	1,0	Propaquizafop 100	siehe Kap. 3.1.5.2	2014/15
Kerb [™] Flo	1,5 – 1,875	Propyzamid 400	siehe Kap. 3.1.5.2	2012/13 2013/14 2014/15
Dash [®] E. C.	1,0 / 1,5	Fettalkoholalkoxylat 205 Fettsäuremethylester 345 Ölsäure 46	siehe Kap. 3.1.5.2	2012/13 2013/14 2014/15

Tab. 2: Düngemittleinsätze 2012/13 des ersten Versuchsjahres im Winterraps an den Versuchsstandorten Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop, Fehmarn 1 und Wetterade

Standort	N-Düngung (kg/ha)
SNK	275
OST	254
ELS1	268
FEH1	280
WET	275

Tab. 3: Düngemittleinsätze 2013/14 des zweiten Versuchsjahres im Wintergetreide an den Versuchsstandorten Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop, Fehmarn 1 und Wetterade

Standort	N-Düngung (kg/ha)
SNK	250
OST	257
ELS1	245
FEH1	225
WET	230

Tab. 4: Düngemittleinsätze 2014/15 des dritten Versuchsjahres im Wintergetreide an den Versuchsstandorten Sönke-Nissen-Koog, Osterhof, Elskop, Fehmarn 1 und Wetterade

Standort	N-Düngung (kg/ha)
SNK	270
OST	227
ELS1	245
FEH1	230
WET	261

Tab. 5: Düngemittleinsätze 2013/14 des zweiten Versuchsjahres im Winterraps an den Versuchsstandorten Elskop 2, Fehmarn 2 und Neuharmhorst

Standort	N-Düngung (kg/ha)
ELS2	241
FEH2	249
NHH2	210

Tab. 6: Düngemittleinsätze 2014/15 des zweiten Versuchsjahres im Wintergetreide an den Versuchsstandorten Elskop 2, Fehmarn 2 und Neuharmhorst 2

Standort	N-Düngung (kg/ha)
ELS2	168
FEH2	238
NHH2	221

Tab. 7: Düngemittleinsätze 2014/15 des dritten Versuchsjahres im Winterraps an den Versuchsstandorten Elskop 3, Fehmarn 3 und Neuharmhorst 3

Standort	N-Düngung (kg/ha)
ELS2	294
FEH2	255
NHH2	207

Standortkoordinaten

Tab. 8: UTM-Koordinaten der Bonitur- und Probenahmeparzellen der Versuchsjahre 2012– 2015 an den 11 Standorten (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade sowie NHH2, 3 = Neuhamhorst 2 und 3 über die Varianten 1–3 (4). (Var. = Variante; Var. 1 = konventionelles Winterrapsanbausystem, Var. 2 = Clearfield®-Produktionssystem 1, Var. 3 = Clearfield®-Produktionssystem 2, (Var. 4 sofern vorhanden = konventionelles Winterrapsanbausystem des Praxisbetriebes)

Jahr	Standort	Var.	UTM-Koordinaten Parzelle 1		UTM-Koordinaten Parzelle 2		UTM-Koordinaten Parzelle 3		UTM-Koordinaten Parzelle 4	
			Nordwert	Ostwert	Nordwert	Ostwert	Nordwert	Ostwert	Nordwert	Ostwert
2012/2013	SNK	1	54°63'52.82"	8°85'66.75"	54°63'52.91"	8°85'70.44"	54°63'55.70"	8°85'70.56"	54°63'56.38"	8°85'74.38"
		2	54°63'55.10"	8°85'62.05"	54°63'57.23"	8°85'64.82"	54°63'58.59"	8°85'65.38"	54°63'59.18"	8°85'69.44"
		3	54°63'57.40"	8°85'58.92"	54°63'58.13"	8°85'63.30"	54°63'60.37"	8°85'62.99"	54°63'60.75"	8°85'66.41"
	OST	1	54°15'28.87"	8°90'63.92"	54°15'31.04"	8°90'60.79"	54°15'30.99"	8°90'55.02"	54°15'32.58"	8°90'53.02"
		2	54°15'31.34"	8°90'64.21"	54°15'33.12"	8°90'62.50"	54°15'32.92"	8°90'55.72"	54°15'34.77"	8°90'53.95"
		3	54°15'37.99"	8°90'31.82"	54°15'40.00"	8°90'28.84"	54°15'38.76"	8°90'25.13"	54°15'41.60"	8°90'20.15"
	ELS	1	53°81'95.24"	9°51'28.10"	53°81'63.02"	9°51'26.78"	53°81'60.28"	9°51'31.18"	53°81'58.33"	9°51'30.56"
		2	53°81'63.71"	9°51'22.56"	53°81'61.34"	9°51'21.70"	53°81'59.21"	9°51'25.61"	53°81'57.25"	9°51'25.22"
		3	53°81'62.90"	9°51'19.06"	53°81'60.78"	9°51'18.38"	53°81'58.29"	9°51'22.74"	53°81'56.24"	9°51'22.02"
	FEH1	1	54°44'88.78"	11°11'36.33"	54°44'87.58"	11°11'38.85"	54°44'87.83"	11°11'43.43"	54°44'86.60"	11°11'46.70"
		2	54°44'86.15"	11°11'35.41"	54°44'84.84"	11°11'37.89"	54°44'85.26"	11°11'43.04"	54°44'84.14"	11°11'45.28"
		3	54°44'83.51"	11°11'34.39"	54°44'82.40"	11°11'37.02"	54°44'82.59"	11°11'41.65"	54°44'81.86"	11°11'44.07"
WET	1	54°25'44.18"	10°60'31.25"	54°25'45.27"	10°60'34.59"	54°25'48.72"	10°60'34.03"	54°25'49.42"	10°60'37.58"	
	2	54°25'43.98"	10°60'36.64"	54°25'45.38"	10°60'39.86"	54°25'47.76"	10°60'39.07"	54°25'48.95"	10°60'43.45"	
	3	54°25'43.14"	10°60'42.71"	54°25'44.28"	10°60'45.63"	54°25'47.60"	10°60'45.88"	54°25'48.75"	10°60'49.10"	
2013/2014	ELS2	1	53°80'39.15"	9°51'12.94"	53°80'37.71"	9°51'13.92"	53°80'35.96"	9°51'15.23"	53°80'34.05"	9°51'16.45"
		2	53°80'38.65"	9°51'10.89"	53°80'36.80"	9°51'10.41"	53°80'35.31"	9°51'13.80"	53°80'33.23"	9°51'13.20"
		3	53°80'38.37"	9°51'07.60"	53°80'35.76"	9°51'07.56"	53°80'34.69"	9°51'10.19"	53°80'32.85"	9°51'09.61"
		4	53°80'25.92"	9°51'15.60"	53°80'24.13"	9°51'16.14"	53°80'22.67"	9°51'18.49"	53°80'2052"	9°51'18.12"
	FEH2	1	54°44'42.61"	11°10'88.27"	54°44'43.93"	11°10'85.65"	54°44'43.08"	11°10'82.69"	54°44'44.96"	11°10'80.03"
		2	54°44'45.40"	11°10'88.69"	54°44'46.66"	11°10'85.89"	54°44'46.30"	11°10'82.50"	54°44'47.62"	11°10'86.19"
		3	54°44'47.82"	11°10'88.37"	54°44'48.91"	11°10'86.27"	54°44'49.15"	11°10'83.43"	54°44'50.15"	11°10'80.93"
	NHH2	1	54°21'99.99"	10°66'95.58"	54°21'98.54"	10°66'98.31"	54°21'98.61"	10°67'01.93"	54°21'97.53"	10°67'04.21"
		2	54°21'97.84"	10°66'94.48"	54°21'96.77"	10°66'97.09"	54°21'96.88"	10°66'99.94"	54°21'95.60"	10°67'02.77"
		3	54°21'95.66"	10°66'93.87"	54°21'94.36"	10°66'95.65"	54°21'94.65"	10°66'99.30"	54°21'9352"	10°67'01.88"
2014/2015	ELS3	1	53°80'5185"	9°50'95.67"	53°80'53.70"	9°50'96.03"	53°80'54.66"	9°50'93.53"	53°80'55.99"	9°50'93.78"
		2	53°80'5299"	9°50'99.31"	53°80'54.97"	9°50'99.60"	53°80'55.62"	9°50'97.37"	53°80'57.28"	9°50'97.88"
		3	53°80'5827"	9°50'91.48"	53°80'60.34"	9°50'91.59"	53°80'61.34"	9°50'89.19"	53°80'63.04"	9°50'89.18"
	FEH3	1	54°45'3086"	11°11'27.08"	54°45'91.93"	11°11'24.76"	54°45'31.68"	11°11'21.73"	54°45'32.79"	11°11'18.95"
		2	54°45'2807"	11°11'25.64"	54°45'29.22"	11°11'23.51"	54°45'29.11"	11°11'19.85"	54°45'30.35"	11°11'17.47"
		3	54°45'2581"	11°11'24.20"	54°45'26.66"	11°11'21.93"	54°45'26.41"	11°11'18.76"	54°45'27.70"	11°11'16.05"
	NHH3	1	54°21'7609"	10°65'81.54"	54°21'76.43"	10°65'78.85"	54°21'74.90"	10°65'77.11"	54°21'74.69"	10°65'73.50"
		2	54°21'7502"	10°65'83.65"	54°21'75.08"	10°65'81.36"	54°21'73.33"	10°65'78.79"	54°21'72.91"	10°65'76.14"
		3	54°21'7390"	10°65'85.22"	54°21'74.84"	10°65'83.71"	54°21'72.42"	10°65'80.15"	54°21'71.96"	10°65'76.93"

Witterungsdaten

Tab. 9: Witterungsdaten am Standort SNK (Sönke-Nissen-Koog) in den Jahren 2012–2015

Standort: SNK	2012		2013		2014		2015	
Monat	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)
Januar	2,3	40	-0,1	52	1,4	46,5	2,6	75,9
Februar	-1,8	12,4	-0,6	17,7	4,2	64,7	1,4	29,5
März	5,2	13,1	-0,8	0,6	5,6	23	4,6	73,4
April	6,2	49,5	5,3	20,3	9	49,9	6,8	19,3
Mai	12	32,5	11,2	55	11,4	61,1	9,9	49,8
Juni	12,8	115,9	13,5	111,4	14,7	33,8	13	30,6
Juli	16,1	113,6	16,9	25	19,7	58,9	16,3	119,7
August	17,6	10,2	17,4	59,2	16,1	182,8		
September	13,6	113	13,3	131	15,4	47,9		
Oktober	9,1	97,9	10,8	64,6	12,4	90,9		
November	5,4	57,2	5,6	24,1	6,6	23,4		
Dezember	-0,1	71,3	4,6	66,6	3	154,9		

Tab. 10: Witterungsdaten am Standort OST (Osterhof) in den Jahren 2012–2015

Standort: OST	2012		2013		2014		2015	
Monat	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)
Januar	2,3	85,4	-0,1	44,2	1,1	39	2,5	85,3
Februar	-1,6	18,7	-0,7	30,9	4,5	66,6	1,8	26,6
März	5,3	14,1	-1	0,6	5,8	21,2	5,2	23,2
April	6,5	37,8	5,7	16,5	9,6	24,5	7,1	20,3
Mai	12,1	76	11	77,5	11,9	69	10,2	79,1
Juni	13,3	80,3	13,7	103,7	14,8	40,8	13,6	58,4
Juli	16,3	122,4	17,3	45,3	19,8	123,7	16,5	147,6
August	17,2	60	17,6	55,2	16,3	153,5		
September	13,7	96,3	13,3	69,3	15,6	36,5		
Oktober	9,2	83,6	10,9	78,4	12,4	58,1		
November	5,3	38,8	5,6	61,1	6,7	24,4		
Dezember	0,3	102,1	4,3	41,2	2,9	119,2		

Tab. 11: Witterungsdaten an den Standorten ELS1–3 (Elskop 1 bis 3) in den Jahren 2012–2015

Standort: ELS1, 2, 3	2012		2013		2014		2015	
Monat	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)	MW Monats T (°C)	Σ Monat NS (mm)
Januar	1,3	101,1	-0,1	44,6	0,8	64,5	1,8	108,5
Februar	-1,4	30,2	-0,9	20,4	4,3	67,1	0,9	25,4
März	5,8	9	-1,6	1	5,8	17,8	4,4	78,2
April	6,3	39,9	6,2	19,9	9,6	48,4	7	20,1
Mai	11,5	46,3	11,1	145,4	12,7	114,3	9,9	62,5
Juni	12,5	66,7	13,3	110,7	15	45,1	13	32,9
Juli	15,3	142,3	16,7	48,1	19,7	68,7	16,3	147,7
August	16,6	78,6	16,6	33,6	15,8	71,3		
September	12,6	65,2	12,5	79,7	15,3	32		
Oktober	8,2	53,2	10	65	11,8	1,2		
November	4,5	26,8	4,3	71,4	5,9	23,44		
Dezember	-0,4	76,7	4,2	57,7	1,9	135,1		

Tab. 12: Witterungsdaten an den Standorten FEH1–3 (Fehmarn 1 bis 3) in den Jahren 2012–2015

Standorte: FEH1, 2, 3	2012		2013		2014		2015	
	MW	Σ	MW	Σ	MW	Σ	MW	Σ
	Monats T (°C)	Monat NS (mm)	Monats T (°C)	Monat NS (mm)	Monats T (°C)	Monat NS (mm)	Monats T (°C)	Monat NS (mm)
Januar	2	52,3	0,6	58,3	0,9	42	2,4	62,3
Februar	-0,9	15,1	-0,6	25,2	3,9	39,3	1,2	17,3
März	5,3	6,4	-0,9	2,4	5,6	22,1	4,6	52,4
April	6,2	23,6	5,9	29,9	9	39,9	7,2	24
Mai	11,4	40,3	11,6	78,1	12,2	29,9	10,2	43,4
Juni	13,5	59,6	14,7	90,3	15,3	40,5	13,9	32,4
Juli	16,3	95,2	18,5	25,3	19,7	51,7	16,9	56,3
August	17,6	37,2	18,3	20	16,9	49,1		
September	14	33,4	13,5	78,9	15,7	80		
Oktober	9,4	45,4	11,2	59,7	12,6	49		
November	5,8	35,4	5,8	47,7	6,8	28,5		
Dezember	0,9	45,7	4,2	35,6	2,9	81,1		

Tab. 13: Witterungsdaten an den Standorten WET (Wetterade) und NHH2,3 (Neuharmhorst 2 und 3) in den Jahren 2012–2015

Standorte: WET, NHH2, 3	2012		2013		2014		2015	
	MW	Σ	MW	Σ	MW	Σ	MW	Σ
	Monats T (°C)	Monat NS (mm)	Monats T (°C)	Monat NS (mm)	Monats T (°C)	Monat NS (mm)	Monats T (°C)	Monat NS (mm)
Januar	1,9	79,4	0,2	73,5	0,4	48,3	2,5	96,7
Februar	-1	19,7	-0,8	35,9	4,6	53,2	1,91	22,3
März	6	8,95	-1,8	2,2	5,6	20,9	4,6	69,2
April	6,3	51	6,1	14,5	8,6	79,8	7	26,1
Mai	12,2	22,3	11,6	132,4	11,5	61,4	10,2	69,6
Juni	13,3	80	14,4	94,9	14,6	30,8	13,7	25,2
Juli	16,1	101,9	17,9	31,5	19,7	62,2	16,5	99,2
August	16,9	48,1	17,3	38,8	15,9	55		
September	12,9	61,3	12,7	62,1	15,1	28,4		
Oktober	8,5	51	10,3	73,1	12,2	43,6		
November	5,1	39,2	4,7	60,3	6,9	25,8		
Dezember	-0,9	75,5	4	52,6	3	152,6		

Wirkungsbonituren

Tab. 14: Ergebnisse der Wirkungsbonituren 28 Tage nach der Applikation von Butisan® Gold (2,5 l ha⁻¹) an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmarn 1 bis 3, WET = Wetterade sowie NHH2, 3 = Neuhamhorst 2 und 3 im Winterraps

Wirkungsbonitur		28 Tage nach Applikation														
Applikation		Butisan® Gold (2,5 l ha ⁻¹)														
Standort		SNK	OST	ELS	FEH	WET	ELS2	FEH2	NHH2	ELS3	FEH3	NHH3	MW alle Jahre	MW 1.Jahr	MW 2.Jahr	MW 3.Jahr
Schadpflanzenspezies		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11				
EPPO-Kennzeichnung	Deutscher Name															
NNNGA	Ausfallgetreide	90%	96%	85%	96%	40%	80%	85%	70%	40%	90%	95%	78%	81%	78%	75%
ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	90%	92%	80%	94%	90%	65%	85%	100%	50%	80%	100%	83%	89%	83%	77%
POAAN	Einj. Rispe	90%	45%	65%	65%	60%	90%	85%	85%	50%	90%	99%	77%	65%	87%	80%
BRSSN	Ausfallraps/Raps	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%
CAPBP	Hirtentäschel	85%	70%	75%	70%	80%	70%	70%	85%	90%	94%	90%	81%	76%	75%	91%
CIRAR	Ackerkratzdistel	95%	91%	95%	85%	100%	85%	100%	100%	96%	99%	99%	95%	93%	95%	98%
CHEAL	Weißer Gänsefuß	95%	70%	60%	80%	90%	90%	85%	95%	92%	99%	98%	88%	79%	90%	96%
GALAP	Klettenlabkraut	95%	60%	90%	85%	85%	85%	85%	85%	96%	99%	97%	88%	83%	85%	97%
GERSS	Storchnabel-Arten	95%	98%	80%	95%	85%	80%	85%	90%	60%	96%	99%	87%	91%	85%	85%
LAMSS	Taubnessel-Arten	95%	80%	75%	85%	100%	90%	100%	100%	99%	100%	100%	94%	87%	97%	100%
MATSS	Kamille-Arten	90%	80%	85%	80%	85%	85%	85%	90%	90%	95%	95%	88%	84%	87%	93%
MERAN	Einj. Bingelkraut	100%	70%	95%	95%	95%	95%	90%	95%	96%	99%	99%	94%	91%	93%	98%
PAPRH	Klatschmohn	90%	80%	85%	80%	100%	85%	90%	100%	98%	95%	100%	92%	87%	92%	98%
POLSS	Knöterich-Arten	95%	60%	85%	80%	95%	80%	80%	85%	98%	85%	99%	86%	83%	82%	94%
SSYSS	Rauke-Arten	45%	40%	85%	45%	80%	85%	55%	70%	80%	50%	91%	68%	59%	70%	74%
STEME	Vogelmiere	90%	45%	75%	80%	90%	70%	90%	85%	98%	98%	98%	85%	76%	82%	98%
VERSS	Ehrenpreis-Arten	95%	40%	70%	70%	90%	85%	85%	90%	95%	98%	97%	85%	73%	87%	97%
VIOAR	Ackerstiefmütterchen	85%	90%	80%	85%	90%	85%	85%	80%	96%	96%	96%	86%	86%	83%	87%

Tab. 15: Ergebnisse der Wirkungsbonituren 28 Tage nach der Applikation von Butisan® Kombi (2,5 l ha⁻¹) im VA und BAS 83101H + Dash® E.C. (1,0 + 1,0 l ha⁻¹) im NA im Winterraps in BBCH 14–16 an den Standorten SNK, OST, ELS1–3, FEH1–3, WET und NHH2, 3 im Winterraps

Wirkungsbonitur		28 Tage nach Applikation														
Applikation		Butisan® Kombi (2,5 l ha ⁻¹) / BAS 83101H + Dash® E.C. (1,0 + 1,0 l ha ⁻¹)														
Standort		SNK	OST	ELS	FEH	WET	ELS2	FEH2	NHH2	ELS3	FEH3	NHH3	MW alle Jahre	MW 1.Jahr	MW 2.Jahr	MW 3.Jahr
Schadpflanzenspezies		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11				
EPPO-Kennzeichnung	Deutscher Name															
NNNGA	Ausfallgetreide	99%	98%	98%	90%	99%	97%	95%	85%	95%	100%	98%	96%	97%	92%	98%
ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	98%	92%	99%	99%	99%	95%	92%	100%	96%	100%	98%	97%	97%	96%	98%
POAAN	Einj. Rispe	100%	95%	99%	99%	100%	97%	98%	96%	94%	100%	99%	98%	99%	97%	98%
BRSSN	Ausfallraps/Raps	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%
CAPBP	Hirtentäschel	98%	85%	98%	98%	98%	99%	99%	99%	99%	99%	94%	97%	95%	99%	97%
CIRAR	Ackerkratzdistel	99%	99%	100%	100%	99%	99%	100%	100%	99%	100%	98%	99%	99%	100%	99%
CHEAL	Weißer Gänsefuß	99%	93%	99%	100%	99%	100%	99%	100%	99%	100%	100%	99%	98%	100%	100%
GALAP	Klettenlabkraut	97%	96%	99%	96%	98%	99%	98%	98%	98%	100%	99%	98%	97%	98%	99%
GERSS	Storchnabel-Arten	90%	85%	90%	80%	90%	85%	90%	90%	94%	98%	99%	91%	87%	88%	97%
LAMSS	Taubnessel-Arten	100%	100%	100%	100%	100%	99%	100%	100%	100%	100%	99%	100%	100%	100%	100%
MATSS	Kamille-Arten	98%	85%	97%	98%	98%	97%	98%	99%	92%	96%	80%	94%	95%	98%	89%
MERAN	Einj. Bingelkraut	98%	90%	100%	98%	100%	100%	100%	99%	100%	96%	99%	99%	97%	100%	98%
PAPRH	Klatschmohn	99%	90%	100%	100%	100%	98%	100%	100%	99%	100%	100%	99%	98%	99%	100%
POLSS	Knöterich-Arten	97%	90%	100%	99%	97%	95%	100%	99%	99%	100%	99%	98%	97%	98%	99%
SSYSS	Rauke-Arten	100%	97%	100%	100%	100%	98%	100%	100%	99%	100%	99%	99%	99%	99%	99%
STEME	Vogelmiere	99%	96%	99%	99%	99%	97%	98%	96%	99%	100%	97%	98%	98%	97%	99%
VERSS	Ehrenpreis-Arten	98%	95%	99%	98%	98%	97%	97%	98%	99%	100%	96%	98%	98%	97%	98%
VIOAR	Ackerstiefmütterchen	90%	50%	92%	90%	85%	80%	85%	80%	90%	100%	96%	86%	81%	82%	95%

Tab. 16: Ergebnisse der Wirkungsbonituren 28 Tage nach der Applikation von Clearfield®-Vantiga® + Dash® E.C. (2,0 + 1,0 l ha⁻¹) im NA im Winterraps in BBCH 12–14 an den Standorten SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1–3 = Elskop 1 bis 3, FEH1–3 = Fehmann 1 bis 3, WET = Wetterade sowie NHH2, 3 = Neuharmhorst 2 und 3 im Winterraps

Wirkungsbonitur		28 Tage nach Applikation														
Applikation		Clearfield®-Vantiga® + Dash® E.C. (2,0 + 1,0 l ha ⁻¹)														
Standort		SNK	OST	ELS	FEH	WET	ELS2	FEH2	NHH2	ELS3	FEH3	NHH3	MW alle Jahre	MW 1.Jahr	MW 2.Jahr	MW 3.Jahr
Schadpflanzenspezies		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11				
EPPO-Kennzeichnung	Deutscher Name															
NNNGA	Ausfallgetreide	85%	90%	90%	85%	92%	90%	85%	80%	85%	98%	98%	89%	88%	85%	94%
ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	95%	90%	90%	95%	95%	95%	85%	100%	70%	100%	98%	92%	93%	93%	89%
POAAN	Einj. Rispe	100%	90%	95%	99%	100%	95%	96%	85%	85%	100%	99%	94%	97%	92%	95%
BRSNN	Ausfallraps/Raps	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%
CAPBP	Hirtentäschel	95%	80%	95%	90%	90%	95%	95%	90%	90%	97%	94%	92%	90%	93%	94%
CIRAR	Ackerkratzdistel	100%	99%	100%	100%	99%	100%	100%	100%	97%	99%	98%	99%	100%	100%	98%
CHEAL	Weißer Gänsefuß	100%	85%	99%	100%	99%	100%	99%	100%	92%	100%	100%	98%	97%	100%	97%
GALAP	Klettenlabkraut	100%	95%	95%	95%	98%	99%	98%	98%	96%	99%	99%	98%	97%	98%	98%
GERSS	Storchnabel-Arten	85%	90%	90%	95%	90%	91%	90%	90%	60%	90%	45%	82%	90%	90%	65%
LAMSS	Taubnessel-Arten	100%	100%	100%	100%	100%	100%	100%	99%	99%	99%	99%	100%	100%	100%	99%
MATSS	Kamille-Arten	97%	90%	95%	97%	95%	94%	98%	99%	90%	90%	80%	93%	95%	97%	87%
MERAN	Einj. Bingelkraut	98%	90%	100%	98%	100%	98%	100%	98%	99%	99%	96%	98%	97%	99%	98%
PAPRH	Klatschmohn	99%	95%	99%	100%	100%	96%	99%	100%	98%	99%	100%	99%	99%	98%	99%
POLSS	Knöterich-Arten	97%	85%	100%	99%	97%	90%	99%	98%	98%	99%	99%	97%	96%	96%	99%
SSYSS	Rauke-Arten	99%	96%	99%	100%	100%	98%	100%	99%	99%	99%	99%	99%	99%	99%	99%
STEME	Vogelmiere	99%	92%	99%	98%	98%	95%	97%	95%	98%	97%	97%	97%	97%	96%	97%
VERSS	Ehrenpreis-Arten	97%	90%	98%	96%	98%	97%	97%	98%	97%	98%	96%	97%	96%	97%	97%
VIOAR	Ackerstiefmütterchen	65%	40%	75%	70%	90%	70%	55%	50%	70%	85%	80%	68%	68%	58%	78%

Tab. 17: Ergebnisse der Wirkungsbonituren 28 Tage nach den zusätzlichen Graminizidapplikationen 1 (von Cycloxydim; 150 g a.i. ha⁻¹) und/oder 2 (Propyzamid; 600 g a.i. ha⁻¹) nach einer Voraufbau-Applikation von Butisan® Gold (2,5 l ha⁻¹) an den jeweiligen Standorten

Wirkungsbonitur		28 Tage nach Applikation											
Applikation		Butisan® Gold (2,5 l ha ⁻¹)				zzgl. Graminizid 1				zzgl. Graminizid 2			
Standort		alle Standorte				alle Standorte				alle Standorte			
Schadpflanzenspezies		MW alle Jahre	MW 1.Jahr	MW 2.Jahr	MW 3.Jahr	MW alle Jahre	MW 1.Jahr	MW 2.Jahr	MW 3.Jahr	MW alle Jahre	MW 1.Jahr	MW 2.Jahr	MW 3.Jahr
EPPO-Kennzeichnung	Deutscher Name												
NNNGA	Ausfallgetreide	78%	81%	78%	75%	97%	99%	97%	96%	98%	96%	99%	98%
ALOMY	Acker-Fuchsschwanz	83%	89%	83%	77%	98%	97%	100%	98%	97%	97%	95%	98%
POAAN	Einj. Rispe	77%	65%	87%	80%	98%	97%	99%	100%	97%	97%	99%	94%
BRSNN	Ausfallraps/Raps	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%	5%
CAPBP	Hirtentäschel	81%	76%	75%	91%	80%	90%	78%	93%	80%	80%	70%	90%
CIRAR	Ackerkratzdistel	95%	93%	95%	98%	96%	88%	100%	99%	93%	97%	85%	96%
CHEAL	Weißer Gänsefuß	88%	79%	90%	96%	88%	89%	90%	99%	88%	82%	90%	92%
GALAP	Klettenlabkraut	88%	83%	85%	97%	85%	87%	85%	98%	90%	90%	85%	96%
GERSS	Storchnabel-Arten	87%	91%	85%	85%	94%	97%	88%	98%	76%	87%	80%	60%
LAMSS	Taubnessel-Arten	94%	87%	97%	100%	90%	91%	100%	100%	93%	90%	90%	99%
MATSS	Kamille-Arten	88%	84%	87%	93%	88%	85%	88%	96%	88%	87%	85%	92%
MERAN	Einj. Bingelkraut	94%	91%	93%	98%	91%	88%	93%	99%	96%	97%	95%	96%
PAPRH	Klatschmohn	92%	87%	92%	98%	91%	87%	95%	98%	92%	92%	85%	98%
POLSS	Knöterich-Arten	86%	83%	82%	94%	82%	80%	83%	92%	90%	92%	80%	98%
SSYSS	Rauke-Arten	68%	59%	70%	74%	60%	75%	63%	76%	78%	70%	85%	80%
STEME	Vogelmiere	85%	76%	82%	98%	83%	83%	88%	98%	91%	94%	80%	98%
VERSS	Ehrenpreis-Arten	85%	73%	87%	97%	80%	90%	88%	98%	88%	85%	85%	95%
VIOAR	Ackerstiefmütterchen	86%	86%	83%	87%	89%	91%	83%	96%	87%	93%	92%	75%

Tab. 20: Ergebnisse der Resistenzanalysen ALOMY (Position 574 im ALS-Enzym) der fünf (SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1 und WET = Wetterade) mit Versuchsbeginn im Herbst 2012 und einer Dauer von drei Jahren und somit einer gesamten Fruchtfolgerotation

Standort	Kultur	Var.	(2012 - vor Versuchsbeginn)					(2013 - nach WR / nach CL-WR)					(2014 - nach 1. Folgefrucht)					(2015 - nach 2. Folgefrucht)							
			Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)			
SNK	WW	V1	0	12	0	12	0	0	10	0	10	0	1	3	0	3	0	1	5	0	5	0			
			2	2	0	2	0	2	2	2	0	2	0	2	4	0	4	0	2	4	0	4	0		
SNK	WW	V2	0	12	0	12	0	0	9	1	10	10	1	3	0	3	0	1	4	0	4	0			
			2	4	0	4	0	2	4	0	4	0	2	5	0	5	0	2	5	0	5	0			
SNK	WW	V3	0	11	0	11	0	0	10	0	10	0	1	3	0	3	0	1	4	0	4	0			
			2	3	0	3	0	2	3	0	3	0	2	2	0	2	0	2	2	0	2	0			
SNK	WW	V4	0	11	0	11	0	0	10	0	10	0	1	10	0	10	0	1	Spezies nicht auffindbar						
			2	10	0	10	0	2	3	0	3	0	2	3	0	3	0	2	3	0	3	0			
OST	WW	V1	0	15	0	15	0	0	10	0	10	0	1	10	0	10	0	1	10	0	10	0			
			2	10	0	10	0	2	10	0	10	0	2	10	0	10	0	2	10	0	10	0			
OST	WW	V2	0	13	0	13	0	0	10	0	10	0	1	10	0	10	0	1	10	0	10	0			
			2	10	0	10	0	2	9	0	9	0	2	9	0	9	0	2	9	0	9	0			
OST	WW	V3	0	8	0	8	0	0	10	0	10	0	1	8	0	8	0	1	9	0	9	0			
			2	6	0	6	0	2	10	0	10	0	2	10	0	10	0	2	10	0	10	0			
ELS1	WW	V1	0	12	0	12	0	0	10	0	10	0	1	3	1	4	25	1	7	3	10	30			
			2	7	3	10	30	2	8	2	10	20	2	8	2	10	30	2	8	2	10	20			
ELS1	WW	V2	0	11	0	11	0	0	9	1	10	10	1	6	0	6	0	1	10	0	10	0			
			2	6	2	8	25	2	9	1	10	10	2	6	2	8	25	2	9	1	10	10			
ELS1	WW	V3	0	13	0	13	0	0	10	0	10	0	1	8	2	10	20	1	3	7	10	70			
			2	10	0	10	0	2	9	1	10	10	2	9	1	10	10	2	9	1	10	10			
FEH1	WG	V1	0	5	0	5	0	0	Spezies nicht auffindbar					1	7	0	7	0	1	6	0	6	0		
			2	10	0	10	0	2						10	0	10	0	2	10	0	10	0	2	10	0
FEH1	WG	V2	0	1	0	1	0	0	Spezies nicht auffindbar					1	6	0	6	0	1	6	0	6	0		
			2	5	0	5	0	2						5	0	5	0	2	5	0	5	0	2	5	0
FEH1	WG	V3	0	9	0	9	0	0	Spezies nicht auffindbar					1	10	0	10	0	1	8	0	8	0		
			2	10	0	10	0	2						10	0	10	0	2	10	0	10	0	2	10	0
WET	WW	V1	0	6	0	6	0	0	Spezies nicht auffindbar					1	Spezies nicht auffindbar					1	Spezies nicht auffindbar				
			2	3	0	3	0	2						Spezies nicht auffindbar					2						
WET	WW	V2	0	7	0	7	0	0	Spezies nicht auffindbar					1	Spezies nicht auffindbar					1	Spezies nicht auffindbar				
			2	4	0	4	0	2						Spezies nicht auffindbar					2						
WET	WW	V3	0	5	0	5	0	0	Spezies nicht auffindbar					1	Spezies nicht auffindbar					1	Spezies nicht auffindbar				
			2	3	0	3	0	2						Spezies nicht auffindbar					2						
Gesamt:	-	-	-	151	0	151	0	-	98	2	100	2	-	190	8	198	3,4	-	176	14	190	5,6			

Tab. 21: Ergebnisse der Resistenzanalysen ALOMY (Position 1781 im ACCase-Enzym) der zwei Standorte (ELS2 = Elskop 2 und FEH2 = Fehmarn 2) mit Versuchsbeginn im Herbst 2013 und einer Dauer von zwei Jahren

Standort	Kultur	Var.	(2013 - vor Versuchsbeginn)					(2014 - nach WR / nach CL-WR)					(2015 - nach 1. Folgefrucht)				
			Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)
ELS2	WW	V1	0	5	4	9	44	0	9	9	9	100	1	7	3	10	30
			2	7	3	10	30										
ELS2	WW	V2	0	6	1	7	14	0	6	1	7	16,7	1	5	5	10	50
			2	5	5	10	50										
ELS2	WW	V3	0	3	1	4	25	0	3	1	4	25	1	6	4	10	40
			2	6	4	10	40										
ELS2	WW	V4	0	5	1	6	16,7	0	8	2	10	20	1	7	1	8	12,5
			2	7	1	8	12,5										
FEH2	WW	V1	0	6	0	6	0	0	6	0	0	1	Spezies nicht auffindbar				
FEH2	WW	V2	0	3	0	3	0	0	3	0	2						
FEH2	WW	V3	0	5	0	5	0	0	5	0	1						
Gesamt:	-	-	-	33	7	40	14,2	-	40	13	44	23,1					

Tab. 22: Ergebnisse der Resistenzanalysen ALOMY (Position 197-1 im ALS-Enzym) der zwei Standorte (ELS2 = Elskop 2 und FEH2 = Fehmarn 2) mit Versuchsbeginn im Herbst 2013 und einer Dauer von zwei Jahren

Standort	Kultur	Var.	(2013 - vor Versuchsbeginn)					(2014 - nach WR / nach CL-WR)					(2015 - nach 1. Folgefrucht)				
			Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)
ELS2	WW	V1	0	9	0	9	0	0	9	0	9	0	1	10	0	10	0
			2	10	0	10	0										
ELS2	WW	V2	0	7	0	7	0	0	7	0	7	0	1	10	0	10	0
			2	10	0	10	0										
ELS2	WW	V3	0	4	0	4	0	0	4	0	4	0	1	10	0	10	0
			2	10	0	10	0										
ELS2	WW	V4	0	6	0	6	0	0	10	0	10	0	1	8	0	8	0
			2	8	0	8	0										
FEH2	WW	V1	0	6	0	6	0	0	6	0	0	1	Spezies nicht auffindbar				
FEH2	WW	V2	0	3	0	3	0	0	3	0	2						
FEH2	WW	V3	0	5	0	5	0	0	5	0	1						
Gesamt:	-	-	-	40	0	40	0	-	44	0	44	0					

Tab. 23: Ergebnisse der Resistenzanalysen ALOMY (Position 574 im ALS-Enzym) der zwei Standorte (ELS2 = Elskop 2 und FEH2 = Fehmarn 2) mit Versuchsbeginn im Herbst 2013 und einer Dauer von zwei Jahren

Standort	Kultur	Var.	(2013 - vor Versuchsbeginn)					(2014 - nach WR / nach CL-WR)					(2015 - nach 1. Folgefrucht)				
			Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)
ELS2	WW	V1	0	9	0	9	0	0	9	0	9	0	1	10	1	10	10
			2	10	1	10	10										
ELS2	WW	V2	0	7	0	7	0	0	7	0	7	0	1	10	1	10	10
			2	10	1	10	10										
ELS2	WW	V3	0	4	0	4	0	0	4	0	4	0	1	10	0	10	0
			2	10	0	10	0										
ELS2	WW	V4	0	6	0	6	0	0	6	0	6	0	1	8	0	8	0
			2	8	0	8	0										
FEH2	WW	V1	0	6	0	6	0	0	6	0	0	1	Spezies nicht auffindbar				
FEH2	WW	V2	0	3	0	3	0	0	3	0	2						
FEH2	WW	V3	0	5	0	5	0	0	2	0	0	1					
Gesamt:	-	-	-	40	0	40	0	-	37	0	0	0					

Tab. 24: Ergebnisse der Resistenzanalysen ALOMY (Position 1781 im ACCase-Enzym) der zwei Standorte (ELS3 = Elskop 3 und FEH3= Fehmarn 3) mit Versuchsbeginn im Herbst 2014 und einer Dauer von einem Jahr

Standort	Kultur	Var.	(2013 - vor Versuchsbeginn)					(2014 - nach WR / nach CL-WR)				
			Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)
ELS2	WW	V1	0	8	2	10	20	0	7	3	10	30
ELS2	WW	V2	0	8	2	10	20	0	0	10	10	100
ELS2	WW	V3	0	8	2	10	20	0	0	10	10	100
FEH2	WW	V1	0	6	4	10	40	0	Spezies nicht auffindbar			
FEH2	WW	V2	0	6	4	10	40	0				
FEH2	WW	V3	0	6	4	10	40	0				
Gesamt:	-	-	-	42	18	60	30	-	7	23	30	76,667

Tab. 25: Ergebnisse der Resistenzanalysen ALOMY (Position 197-1 im ALS-Enzym) der zwei Standorte (ELS3 = Elskop 3 und FEH3 = Fehmarn 3) mit Versuchsbeginn im Herbst 2014 und einer Dauer von einem Jahr

Standort	Kultur	Var.	(2013 - vor Versuchsbeginn)					(2014 - nach WR / nach CL-WR)				
			Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)
ELS2	WW	V1	0	10	0	10	0	0	10	0	10	0
ELS2	WW	V2	0	10	0	10	0	0	10	0	10	0
ELS2	WW	V3	0	10	0	10	0	0	10	0	10	0
FEH2	WW	V1	0	10	0	10	0	0	Spezies nicht auffindbar			
FEH2	WW	V2	0	10	0	10	0	0				
FEH2	WW	V3	0	10	0	10	0	0				
Gesamt:	-	-	-	60	0	60	0	-	30	0	30	0

Tab. 26: Ergebnisse der Resistenzanalysen ALOMY (Position 574 im ALS-Enzym) der zwei Standorte (ELS3 = Elskop 3 und FEH3 = Fehmarn 3) mit Versuchsbeginn im Herbst 2014 und einer Dauer von einem Jahr

Standort	Kultur	Var.	(2013 - vor Versuchsbeginn)					(2014 - nach WR / nach CL-WR)				
			Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)	Zusatz-Var.	Wildtyp	Mutation	Summe	MW Mutationsfrequenz (%)
ELS2	WW	V1	0	10	0	10	0	0	10	0	10	0
ELS2	WW	V2	0	10	0	10	0	0	10	0	10	0
ELS2	WW	V3	0	10	0	10	0	0	10	0	10	0
FEH2	WW	V1	0	10	0	10	0	0	Spezies nicht auffindbar			
FEH2	WW	V2	0	10	0	10	0	0				
FEH2	WW	V3	0	10	0	10	0	0				
Gesamt:	-	-	-	60	0	60	0	0	30	0	30	0

Resistenzanalysen ALOMY / Stat. Datenauswertung

Auswertung ALOMY: Position 1781

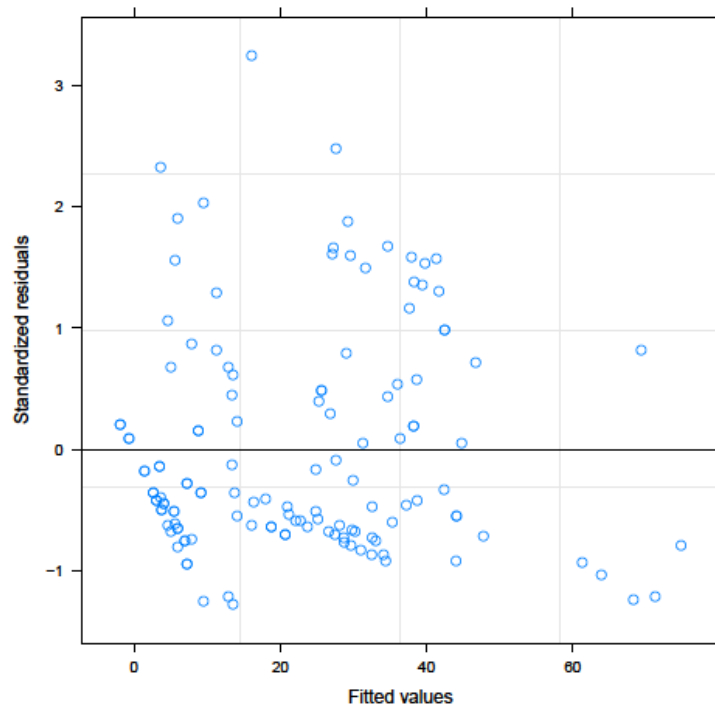


Abb. 1: Residuenplot der Mutationsfrequenz-Daten an der Position 1781 im ACCase-Enzym

Tab. 27: Kenngrößen der Mittelwerte der diagnostizierten Mutationsfrequenzen bei den ALOMY-Populationen an Position 1781 im ACCase-Enzym bzgl. der Gruppen innerhalb der Varianten über die entsprechenden Standorte und Versuchsjahre 2012–2015

Gruppe	Messgröße ACCCase 1781	Standard- fehler	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
Gruppe1FF:VarianteV1		12.84550	0.1485
Gruppe2FF:VarianteV1		24.86413	0.0261
GruppeVj:VarianteV1		38.00000	0.0042
GruppevVb:VarianteV1		43.40000	0.0014
Gruppe1FF:VarianteV2		7.84550	0.1621
Gruppe2FF:VarianteV2		11.56413	0.0670
GruppeVj:VarianteV2		36.67000	0.0159
GruppevVb:VarianteV2		33.70000	0.0204
Gruppe1FF:VarianteV3		6.41693	0.2683
Gruppe2FF:VarianteV3		5.61413	0.3289
GruppeVj:VarianteV3		29.50000	0.0260
GruppevVb:VarianteV3		32.10000	0.0142

Tab. 28: Ergebnis der ANOVA (analysis of variance) bzgl. der Auswertung der Resistenzdaten der ALOMY-Populationen (Position 1781; ACCase)

Einflussgrößen	Freiheits- grade (Zähler)	Freiheits- grade (Nenner)	Test- statistik (F-Wert)	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
(Intercept)	1	93	2.1460157	0.1463
Gruppe	3	93	2.0866323	0.1073
Variante	2	18	0.3526794	0.7076
Gruppe:Variante	6	93	0.2994301	0.9357

Tab. 29: Darstellung der Mittelwertvergleiche der diagnostizierten Mutationsfrequenzen bei den ALOMY-Populationen an Position 1781 im ACCase-Enzym bzgl. der Varianten über die Fruchtfolge über die entsprechenden Standorte und Versuchsjahre 2012–2015

Vergleich	Mittelwert- Differenz	Standard- fehler	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
V2 - V1:1FF	-5.000	7.466	0.996
V2 - V1:2FF	-13.300	10.281	0.848
V2 - V1:Vj	-1.330	18.709	1.000
V2 - V1:vVb	-9.700	18.390	0.999
V3 - V1:1FF	-6.429	7.611	0.984
V3 - V1:2FF	-19.250	9.970	0.451
V3 - V1:Vj	-8.500	17.229	1.000
V3 - V1:vVb	-11.300	17.291	0.997
V3 - V2:1FF	-1.429	3.326	1.000
V3 - V2:2FF	-5.950	4.100	0.761
V3 - V2:Vj	-7.170	18.766	1.000
V3 - V2:vVb	-1.600	18.113	1.000

Auswertung ALOMY: Position 197

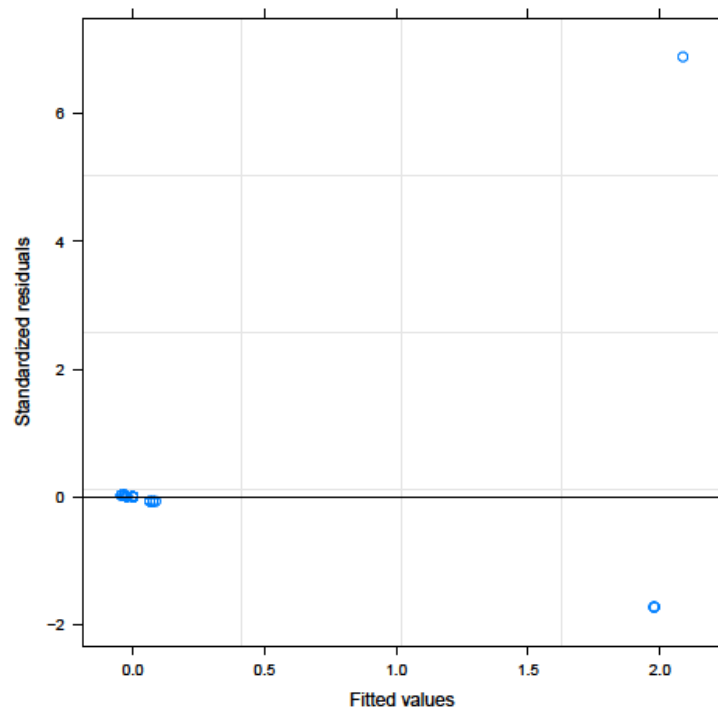


Abb. 2: Residuenplot der Mutationsfrequenz-Daten an der Position 197 im ALS-Enzym

Tab. 30: Kenngrößen der Mittelwerte der diagnostizierten Mutationsfrequenzen bei den ALOMY-Populationen an Position 197 im ALS-Enzym bzgl. der Gruppen innerhalb der Varianten über die entsprechenden Standorte und Versuchsjahre 2012–2015

Gruppe	Messgröße ALS 197	Standard- fehler	Irrtumswahr- scheinlichkeit (<i>P</i> -Wert)
Gruppe1FF:VarianteV1		0.3091373	0.9928
Gruppe2FF:VarianteV1		0.3657649	0.9859
GruppeVj:VarianteV1		0.3651769	1.0000
GruppevVb:VarianteV1		0.3651769	1.0000
Gruppe1FF:VarianteV2		0.3091373	0.9928
Gruppe2FF:VarianteV2		0.3657649	0.9859
GruppeVj:VarianteV2		0.3651769	0.0000
GruppevVb:VarianteV2		0.3651769	1.0000
Gruppe1FF:VarianteV3		0.3091373	0.9928
Gruppe2FF:VarianteV3		0.3657649	0.9859
GruppeVj:VarianteV3		0.3651769	1.0000
GruppevVb:VarianteV3		0.3651769	1.0000

Tab. 31: Ergebnis der ANOVA (analysis of variance) bzgl. der Wechselwirkungen (Gruppe (innerhalb eines Jahres) sowie Herbizidvariante (Variante) zur Auswertung der Resistenzdaten der ALOMY-Populationen (Position 197; ALS)

	Freiheits- grade (Zähler)	Freiheits- grade (Nenner)	Test- statistik (F-Wert)	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
(Intercept)	1	93	0.0000000	1.0000
Gruppe	3	93	0.0000000	1.0000
Variante	2	18	0.0003193	0.9997
Gruppe:Variante	6	93	2.6253931	0.0214

Tab. 32: Darstellung der Mittelwertvergleiche der diagnostizierten Mutationsfrequenzen bei den ALOMY-Populationen an Position 197 im ACCase-Enzym bzgl. der Varianten über die Fruchtfolge über die entsprechenden Standorte und Versuchsjahre 2012–2015

Vergleich	Mittelwert- Differenz	Standard- fehler	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
V2 - V1:1FF	5.855e-17	4.357e-01	1.0000
V2 - V1:2FF	3.018e-16	5.156e-01	1.0000
V2 - V1:Vj	2.000e+00	5.156e-01	0.0115
V2 - V1:vVb	1.546e-15	5.156e-01	1.0000
V3 - V1:1FF	-2.090e-16	4.357e-01	1.0000
V3 - V1:2FF	-2.541e-16	5.156e-01	1.0000
V3 - V1:Vj	-9.971e-16	5.156e-01	1.0000
V3 - V1:vVb	5.417e-15	5.156e-01	1.0000
V3 - V2:1FF	-2.676e-16	4.357e-01	1.0000
V3 - V2:2FF	-5.560e-16	5.156e-01	1.0000
V3 - V2:Vj	-2.000e+00	5.156e-01	0.0115
V3 - V2:vVb	3.871e-15	5.156e-01	1.0000

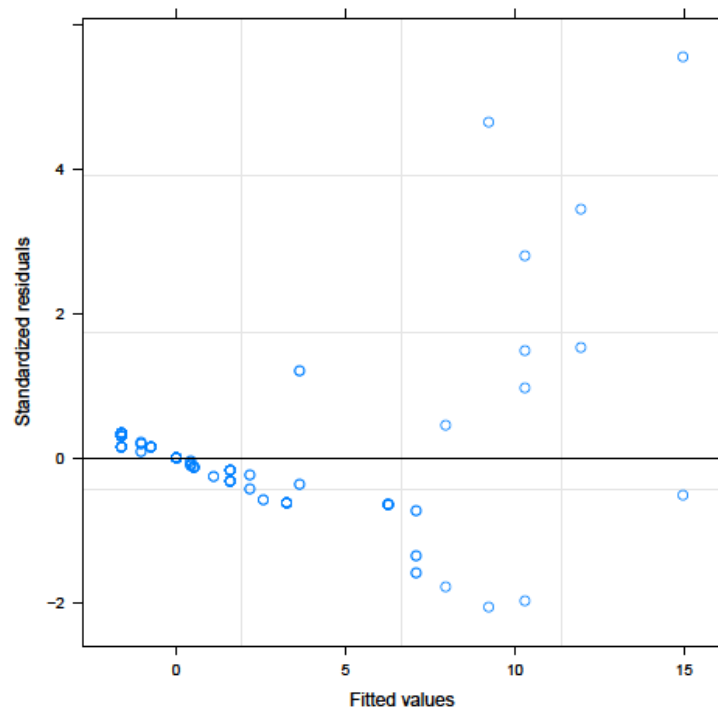
Auswertung ALOMY: Position 574

Abb. 3: Residuenplot der Mutationsfrequenz-Daten an der Position 574 im ALS-Enzym

Tab. 33: Kenngrößen der Mittelwerte der diagnostizierten Mutationsfrequenzen bei den ALOMY-Populationen an Position 574 im ALS-Enzym bzgl. der Gruppen innerhalb der Varianten über die entsprechenden Standorte und Versuchsjahre 2012–2015

Gruppe	Messgröße ALS 574	Standard- fehler	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
Gruppe1FF:VarianteV1		1.736974	0.0669
Gruppe2FF:VarianteV1		1.979863	0.0153
GruppeVj:VarianteV1		1.913949	1.0000
GruppeVb:VarianteV1		1.913949	1.0000
Gruppe1FF:VarianteV2		1.574387	0.1762
Gruppe2FF:VarianteV2		1.779358	0.6222
GruppeVj:VarianteV2		1.705714	1.0000
GruppeVb:VarianteV2		1.705714	1.0000
Gruppe1FF:VarianteV3		2.839747	0.2601
Gruppe2FF:VarianteV3		3.314479	0.0192
GruppeVj:VarianteV3		3.275533	1.0000
GruppeVb:VarianteV3		3.275533	1.0000

Tab. 34: Ergebnis der ANOVA (analysis of variance) bzgl. der Wechselwirkungen (Gruppe (innerhalb eines Jahres) sowie Herbizidvariante (Variante) zur Auswertung der Resistenzdaten der ALOMY-Populationen (Position 574, ALS)

Einflussgrößen	Freiheits- grade (Zähler)	Freiheits- grade- (Nenner)	Test- statistik (F-Wert)	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
(Intercept)	1	93	3.424382	0.0674
Gruppe	3	93	2.069017	0.1096
Variante	2	18	0.193399	0.8258
Gruppe:Variante	6	93	0.681066	0.6653

Tab. 35: Darstellung der Mittelwertsvergleiche der diagnostizierten Mutationsfrequenzen bei den ALOMY-Populationen an Position 574 im ACCase-Enzym bzgl. der Varianten über die Fruchtfolge über die entsprechenden Standorte und Versuchsjahre 2012–2015

Vergleich	Mittelwert- Differenz	Standard- fehler	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
V2 - V1:1FF	-1.071e+00	1.844e+00	0.999
V2 - V1:2FF	-4.000e+00	2.182e+00	0.514
V2 - V1:Vj	8.457e-15	2.182e+00	1.000
V2 - V1:vVb	-1.508e-14	2.182e+00	1.000
V3 - V1:1FF	-7.105e-15	2.997e+00	1.000
V3 - V1:2FF	3.000e+00	3.547e+00	0.983
V3 - V1:Vj	-1.910e-15	3.547e+00	1.000
V3 - V1:vVb	7.683e-15	3.547e+00	1.000
V3 - V2:1FF	1.071e+00	2.906e+00	1.000
V3 - V2:2FF	7.000e+00	3.439e+00	0.390
V3 - V2:Vj	-1.037e-14	3.439e+00	1.000
V3 - V2:vVb	2.276e-14	3.439e+00	1.000

Ausfallrapsonituren nach Winterraps

Tab. 36: Ergebnis der ANOVA bzgl. der Wechselwirkungen (Jahr nach WR) sowie den Herbizid-/Winterrapsvarianten (Variante) zur Auswertung des Ausfallrapspotenzials in der Fruchtfolge nach Winterraps

Einflussgrößen	Test- statistik (χ^2-Wert)	Freiheits- grade	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
JahrNachWR	0.5460	1	0.4600
Variante	436.5149	4	<2e-16
JahrNachWR:Variante	5.0506	4	0.2821

Tab. 37: Darstellung der Mittelwertsvergleiche der diagnostizierten Gesamtpflanzenanzahlen innerhalb der jeweiligen Bodenschichten (TIEFE1: 0–5 cm; TIEFE2: 5–10 cm; TIEFE3: 10–30 cm)

Vergleich	Mittelwert- Differenz	Standard- fehler	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
1 - 0:	-2.97967	0.14692	<1e-04
2 - 0:	-2.80169	0.13753	<1e-04
3 - 0:	-2.73168	0.13247	<1e-04
4 - 0:	-2.83806	0.24952	<1e-04
2 - 1:	0.17798	0.18031	0.851
3 - 1:	0.24799	0.17649	0.605
4 - 1:	0.14160	0.27547	0.985
3 - 2:	0.07001	0.16875	0.993
4 - 2:	-0.03637	0.27057	1.000
4 - 3:	-0.10638	0.26806	0.994

Bodensamenpotenzial

Tab. 38: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm (Tab. 38a), 5–10 cm (Tab. 38b), 10–30 cm (Tab. 38c)) der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1 und WET = Wetterade

Tab. 38a: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in der Bodenschicht 0–5 cm der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1 und WET = Wetterade

Standort	Variante	Spezies (Ungras/Unkraut) 0 bis 5 cm														Summe		
		ALOMY	MATSS	STEME	VIOLA	POLCO	CAPBP	MYOAR	VERSS	DESSO	LAMSS	GASPA	LOLPE	POAAN	POLAV		BRNN	
SNK	V1	0	1	0	0	0	12	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	15
	V2	0	0	0	0	0	0	1	3	0	0	0	0	0	0	0	4	
	V3	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	
	V4	0	0	3	0	0	1	58	0	0	0	0	0	0	0	0	63	
OST	V1	55	11	268	148	0	6	0	0	0	11	1	2	0	2	504		
	V2	8	31	267	121	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	434		
	V3	9	34	296	67	1	2	0	0	0	0	0	0	0	4	413		
ELS1	V1	16	33	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	0	53		
	V2	4	20	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	31	56		
FEH1	V3	11	15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	28		
	V1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	3	4		
	V2	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1		
WET	V3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	V1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	5		
	V2	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2		
V3	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	2			
Summe Spezies		103	145	837	338	1	23	60	3	1	0	12	1	2	1	59	1586	

Tab. 38b: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in der Bodenschicht 5–10 cm der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1 und WET = Wetterade

Standort	Variante	Spezies (Ungras/Unkraut) 5 bis 10 cm														Summe	
		ALOMY	MATSS	STEME	VIOLA	POLCO	CAPBP	MYOAR	VERSS	DESSO	LAMSS	GASPA	LOLPE	POAAN	POLAV		BRNN
SNK	V1	0	3	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	1	9	
	V2	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	
	V3	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	1	4	
	V4	0	0	0	0	0	3	14	0	0	0	0	0	0	0	17	
OST	V1	16	27	210	131	0	2	0	0	0	1	0	0	0	387		
	V2	7	47	204	95	0	2	0	1	0	1	0	4	0	369		
	V3	12	8	117	34	0	0	0	0	0	0	0	1	0	180		
ELS1	V1	9	46	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	58		
	V2	13	10	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	25		
	V3	9	4	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	14		
FEH1	V1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3		
	V2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
	V3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
WET	V1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1		
	V2	0	2	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	3		
	V3	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6		
Summe Spezies		67	147	533	262	3	13	18	1	0	2	2	0	5	0	29	1082

Tab. 38c: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in der Bodenschicht 10–30 cm der Standorte SNK = Sönke-Nissen-Koog, OST = Osterhof, ELS1 = Elskop 1, FEH1 = Fehmarn 1 und WET = Wetterade

Standort	Variante	Spezies (Ungras/Unkraut) 10 bis 30 cm														Summe
		ALOMY	MATSS	STEME	VIOLA	POLCO	CAPBP	MYOAR	VERSS	DESSO	LAMSS	GASPA	LOLPE	POAAN	POLAV	
SNK	V1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	4
	V2	1	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
	V3	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	8
	V4	0	1	6	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	8
OST	V1	9	21	142	57	0	0	0	0	0	1	0	0	0	232	
	V2	1	28	303	51	0	0	0	0	0	1	0	0	0	390	
	V3	1	14	34	40	0	0	0	0	0	0	0	0	0	91	
ELS1	V1	12	60	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	75	
	V2	10	21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	32	
	V3	7	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	
FEH1	V1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
	V2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	V3	0	1	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	
WET	V1	0	1	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0	7	
	V2	0	0	1	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	
	V3	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	
Summe Spezies		41	155	496	157	0	9	0	0	0	3	1	0	0	32	894

Tab. 39: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in den unterschiedlichen Bodenschichten (0–5 cm, 5–10 cm, 10–30 cm) der Standorte ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2

Tab. 39a: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in der Bodenschicht 0–5 cm der Standorte ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2

Standort	Variante	Spezies (Ungras/Unkraut) 0 bis 5 cm														Summe	
		ALOMY	MATSS	STEME	VIOLA	POLCO	CAPBP	MYOAR	VERSS	DESSO	LAMSS	GASPA	LOLPE	POAAN	POLAV		BRSN
ELS2	V1	21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	21
	V2	16	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2	0	0	20	
	V3	33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	33	
	V4	23	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	24	
FEH2	V1	14	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	15	
	V2	12	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	14	
	V3	17	0	1	0	0	2	0	0	0	2	0	0	0	0	22	
	V4	0	9	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	10	
NHH2	V1	0	5	0	0	0	2	0	0	0	2	1	0	0	0	10	
	V2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	V3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Summe Spezies		136	15	1	0	0	6	0	0	0	2	6	1	2	0	0	169

Tab. 39b: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in der Bodenschicht 5–10 cm der Standorte ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2

Standort	Variante	Spezies (Ungras/Unkraut) 5 bis 10 cm														Summe	
		ALOMY	MATSS	STEME	VIOLA	POLCO	CAPBP	MYOAR	VERSS	DESSO	LAMSS	GASPA	LOLPE	POAAN	POLAV		BRSN
ELS2	V1	16	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	19
	V2	22	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	23
	V3	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	5
	V4	25	0	0	2	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	32
FEH2	V1	18	0	0	0	0	1	0	0	0	3	0	0	0	0	0	22
	V2	13	0	1	1	0	3	0	0	0	4	0	0	0	0	0	22
	V3	1	0	2	0	0	1	0	0	0	4	0	0	0	0	0	8
NHH2	V1	0	9	2	0	0	11	0	0	0	1	0	0	0	0	0	23
	V2	0	17	0	0	0	1	0	0	0	1	2	0	0	0	0	21
	V3	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	6	0	0	0	0	8
Summe Spezies		99	26	5	6	0	24	0	0	0	1	13	8	0	0	1	183

Tab. 39c: Aufgelaufene und bonitierte Schadpflanzenspezies in der Bodenschicht 10–30 cm der Standorte ELS2 = Elskop 2, FEH2 = Fehmarn 2 und NHH2 = Neuharmhorst 2

Standort	Variante	Spezies (Ungras/Unkraut) 10 bis 30 cm														Summe	
		ALOMY	MATSS	STEME	VIOLA	POLCO	CAPBP	MYOAR	VERSS	DESSO	LAMSS	GASPA	LOLPE	POAAN	POLAV		BRSN
ELS2	V1	0	2	0	0	0	2	0	0	0	0	0	4	2	0	10	
	V2	0	0	0	3	0	7	0	0	1	1	0	5	2	3	22	
	V3	0	0	1	0	0	5	0	0	0	1	0	0	0	0	7	
	V4	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2
FEH2	V1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	4	
	V2	0	0	1	0	0	5	0	0	0	2	0	0	0	0	8	
	V3	8	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	9	
NHH2	V1	0	16	0	0	0	13	0	0	0	0	4	0	0	0	33	
	V2	0	6	0	0	0	2	0	0	0	4	0	0	0	0	12	
	V3	0	0	0	0	0	4	0	0	0	1	1	0	0	0	6	
Summe Spezies		9	24	2	4	0	38	0	0	0	2	12	1	13	4	4	113

Tab. 40: Ergebnis der ANOVA (analysis of variance) bzgl. Auswertung der Bodentiefe (TIEFE) und Herbizidvariante (Variante)

Einflussgrößen	Test-statistik (χ^2-Wert)	Freiheitsgrade	Irrtumswahrscheinlichkeit (P-Wert)
TIEFE	211.87	2	2.2e-16 ***
Variante	335.13	3	2.2e-16 ***
TIEFE:Variante	155.40	6	2.2e-16 ***

Tab. 41: Darstellung der Mittelwertsvergleiche der diagnostizierten Gesamtpflanzenanzahlen aus den Bodenschichten (TIEFE1: 0–5 cm; TIEFE2: 5–10 cm; TIEFE3: 10–30 cm)

Vergleich	Mittelwert-Differenz	Standardfehler	Irrtumswahrscheinlichkeit (P-Wert)
2 - 1:1	-0.14753	0.05868	0.14545
2 - 1:2	-0.11111	0.06363	0.62447
2 - 1:3	0.23906	0.06913	0.00800
3 - 1:1	-0.22634	0.05996	0.00237
3 - 1:2	-0.84348	0.07973	< 0.001
3 - 1:3	-0.92704	0.09711	< 0.001
4 - 1:1	-0.58874	0.11441	< 0.001
4 - 1:2	-0.98147	0.14940	< 0.001
4 - 1:3	-2.23538	0.32043	< 0.001
3 - 2:1	-0.07881	0.06203	0.91450
3 - 2:2	-0.73237	0.08112	< 0.001
3 - 2:3	-1.16610	0.09414	< 0.001
4 - 2:1	-0.44122	0.11551	0.00203
4 - 2:2	-0.87035	0.15015	< 0.001
4 - 2:3	-2.47444	0.31954	< 0.001
4 - 3:1	-0.36241	0.11616	0.02517
4 - 3:2	-0.13799	0.15765	0.99251
4 - 3:3	-1.30833	0.32674	< 0.001

Versuch zur Resistenzvermeidung (Klimakammer)

Tab. 42: Pflanzenschädigung (%) 57 Tage nach Applikation der Graminizide mit den Wirkstoffen Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop in halber max. zugel. (50 %) und max. zugel. (100 %) AWM in BBCH 12/13.

Spezies	Temp.- Regime (°C)	BBCH 12/13 100 %			BBCH 12/13 50 %		
		Cletho- dim	Cycloxy- dim	Propaqui- zafop	Cletho- dim	Cycloxy- dim	Propaqui- zafop
ALOMY sens.	5	80,0	80,0	66,7	30,0	40,0	10,0
ALOMY FOP res.	5	83,3	76,7	50,0	50,0	40,0	43,3
ALOMY DIM/FOP res.	5	70,0	0	0	20,0	3,3	16,7
BROST	5	90,0	90,0	86,7	50,0	30,0	40,0
TRIAE	5	73,3	80,0	53,3	70,0	60,0	60,0
ALOMY sens.	10	90,0	91,7	91,7	90,0	90,0	90,0
ALOMY FOP res.	10	90,0	80,0	40,0	80,0	80,0	83,3
ALOMY DIM/FOP res.	10	86,7	20,0	6,7	80,0	22,0	16,7
BROST	10	91,7	90,0	90,0	98,0	98,0	80,0
TRIAE	10	90,0	90,0	90,0	96,0	98,0	95,0
ALOMY sens.	15	100,0	100,0	98,7	100,0	99,3	100,0
ALOMY FOP res.	15	100,0	100,0	90,0	100,0	100,0	100,0
ALOMY DIM/FOP res.	15	100,0	0	0	100,0	6,7	0
BROST	15	100,0	100,0	95,0	100,0	100,0	100,0
TRIAE	15	98,3	98,3	100,0	100,0	100,0	100,0
ALOMY sens.	20	98,3	100,0	98,3	100,0	100,0	100,0
ALOMY FOP res.	20	100,0	100,0	70,0	100,0	100,0	100,0
ALOMY DIM/FOP res.	20	100,0	0	0	100,0	6,7	0
BROST	20	100,0	99,3	100,0	100,0	100,0	100,0
TRIAE	20	99,3	98,3	100,0	100,0	100,0	100,0

Tab. 43: Pflanzenschädigung (%) 57 Tage nach Applikation der Graminizide mit den Wirkstoffen Clethodim, Cycloxydim und Propaquizafop in halber max. zugel. (50 %) und max. zugel. (100 %) AWM in BBCH 20

Spezies	Temp.- Regime (°C)	BBCH >20 100 %			BBCH >20 50 %		
		Cletho- dim	Cycloxy- dim	Propaqui- zafop	Cletho- dim	Cycloxy- dim	Propaqui- zafop
ALOMY sens.	5	30,0	40,0	10,0	30,0	10,0	30,0
ALOMY FOP res.	5	50,0	40,0	43,3	30,0	10,0	30,0
ALOMY DIM/FOP res.	5	20,0	3,3	16,7	20,0	0	10,0
BROST	5	50,0	30,0	40,0	30,0	10,0	30,0
TRIAE	5	70,0	60,0	60,0	60,0	40,0	60,0
ALOMY sens.	10	90,0	90,0	90,0	90,0	91,7	80,0
ALOMY FOP res.	10	80,0	80,0	83,3	90,0	80,0	60,0
ALOMY DIM/FOP res.	10	80,0	22,0	16,7	75,0	10,0	0
BROST	10	98,0	98,0	80,0	85,0	85,0	65,0
TRIAE	10	96,0	98,0	95,0	95,0	95,0	96,0
ALOMY sens.	15	100,0	99,3	100,0	100,0	99,3	100,0
ALOMY FOP res.	15	100,0	100,0	100,0	98,0	100,0	81,7
ALOMY DIM/FOP res.	15	100,0	6,7	0	95,0	0	0
BROST	15	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
TRIAE	15	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
ALOMY sens.	20	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
ALOMY FOP res.	20	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	40,0
ALOMY DIM/FOP res.	20	100,0	6,7	0	100,0	10,0	10,0
BROST	20	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
TRIAE	20	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0

Tab. 44: Ergebnis der ANOVA des Klimakammerversuches zur Resistenzvermeidung

Einflussgrößen	Freiheits- grade (Zähler)	Test- statistik (F-Wert)	Irrtumswahr- scheinlichkeit (P-Wert)
(Intercept)	1	8.19492	<0.0001
Herbizid	3	0.56368	0.6391
Temperaturen	3	3.52324	0.0148
Dosis	1	3.37344	0.0667
Wuchsstadium	1	1.67666	<0.0001
Pflanzenart	4	6.24207	0.0001
Herbizid:Temperaturen	9	7.41932	<0.0001
Herbizid:Dosis	3	1.22938	0.2981
Temperaturen:Dosis	3	0.68876	0.5591
Herbizid:Wuchsstadium	3	5.70695	0.0007
Temperaturen:Wuchsstadium	3	1.50658	0.2116
Dosis:Wuchsstadium	1	9.27396	0.0024
Herbizid:Pflanzenart	12	3.41186	0.0001
Temperaturen:Pflanzenart	12	8.64388	<0.0001
Dosis:Pflanzenart	4	1.34446	0.2520
Wuchsstadium:Pflanzenart	4	7.23806	<0.0001
Herbizid:Temperaturen:Dosis	9	0.30579	0.9730
Herbizid:Temperaturen:Wuchsstadium	9	3.71863	0.0001
Herbizid:Dosis:Wuchsstadium	3	3.34609	0.0188
Temperaturen:Dosis:Wuchsstadium	3	0.27032	0.8468
Herbizid:Temperaturen:Pflanzenart	36	4.84889	<0.0001
Herbizid:Dosis:Pflanzenart	12	0.84114	0.6078
Temperaturen:Dosis:Pflanzenart	12	1.58354	0.0917
Herbizid:Wuchsstadium:Pflanzenart	12	6.89883	<0.0001
Temperaturen:Wuchsstadium:Pflanzenart	12	4.77143	<0.0001
Dosis:Wuchsstadium:Pflanzenart	4	8.62414	<0.0001
Herbizid:Temperaturen:Dosis:Wuchsstadium	9	0.56338	0.8275
Herbizid:Temperaturen:Dosis:Pflanzenart	36	0.73669	0.8711
Herbizid:Temperaturen:Wuchsstadium:Pflanzenart	36	3.31106	<0.0001
Herbizid:Dosis:Wuchsstadium:Pflanzenart	12	4.63381	<0.0001
Temperaturen:Dosis:Wuchsstadium:Pflanzenart	12	3.82883	<0.0001
Herbizid:Temperaturen:Dosis:Wuchsstadium:Pflanzenart	36	1.75814	0.0046

Tab. 45: Darstellung der simultanen Mittelwertsvergleiche der geernteten Trockenmassen (g) des Klimakammerversuches zur Resistenzvermeidung (Kap. 4.5) über die Spezies die Applikationsstadien sowie die Herbizide. Varianten: ALOMY sensitiv, ALOMY FOP resistent, ALOMY DIM/FOP resistent, BROST und TRIAE mit den jeweiligen Graminizidapplikationen

Variante	Messgröße	Mittelwert-Differenz	Standardfehler	Irrtumswahrscheinlichkeit (P-Wert)
ALOMYsensitiv:EC12:50:5:Kontrolle – AgilS		-1.467e-01	1.212e-01	11.0000
ALOMYsensitiv:EC12:50:5:Kontrolle – Focus		-1.400e-01	1.374e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC12:50:5>Select – Kontrolle		1.200e-01	1.094e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC12:50:10:Kontrolle – AgilS		2.800e-01	9.281e-02	0.6453
ALOMYsensitiv:EC12:50:10:Kontrolle – Focus		2.833e-01	1.013e-01	0.8633
ALOMYsensitiv:EC12:50:10>Select – Kontrolle		-3.067e-01	1.048e-01	0.7467
ALOMYsensitiv:EC12:50:15:Kontrolle – AgilS		2.723e+00	4.682e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:50:15:Kontrolle – Focus		2.747e+00	4.581e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:50:15>Select – Kontrolle		-2.653e+00	4.596e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:50:20:Kontrolle – AgilS		1.903e+00	4.170e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:50:20:Kontrolle – Focus		1.937e+00	3.841e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:50:20>Select – Kontrolle		-1.950e+00	3.826e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:100:5:Kontrolle – AgilS		4.667e-02	1.212e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC12:100:5:Kontrolle – Focus		1.967e-01	1.374e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC12:100:5>Select – Kontrolle		-1.400e-01	1.094e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC12:100:10:Kontrolle – AgilS		2.867e-01	9.281e-02	0.5640
ALOMYsensitiv:EC12:100:10:Kontrolle – Focus		2.933e-01	1.013e-01	0.7763
ALOMYsensitiv:EC12:100:10>Select – Kontrolle		-2.867e-01	1.048e-01	0.9070
ALOMYsensitiv:EC12:100:15:Kontrolle – AgilS		2.700e+00	4.682e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:100:15:Kontrolle – Focus		2.647e+00	4.581e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:100:15>Select – Kontrolle		-2.690e+00	4.596e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:100:20:Kontrolle – AgilS		1.943e+00	4.170e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:100:20:Kontrolle – Focus		1.880e+00	3.841e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC12:100:20>Select – Kontrolle		-1.950e+00	3.826e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:5:Kontrolle – AgilS		-4.733e-01	1.212e-01	0.0445
ALOMYsensitiv:EC20:50:5:Kontrolle – Focus		-3.900e-01	1.374e-01	0.8297
ALOMYsensitiv:EC20:50:5>Select – Kontrolle		-4.333e-02	1.094e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC20:50:10:Kontrolle – AgilS		5.767e-01	9.281e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:10:Kontrolle – Focus		8.700e-01	1.013e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:10>Select - Kontrolle		-9.133e-01	1.048e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:15:Kontrolle – AgilS		2.153e+00	4.682e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:15:Kontrolle – Focus		2.813e+00	4.581e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:15>Select - Kontrolle		-1.680e+00	4.596e-01	0.1122
ALOMYsensitiv:EC20:50:20:Kontrolle – AgilS		2.303e+00	4.170e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:20:Kontrolle – Focus		2.103e+00	3.841e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:50:20>Select – Kontrolle		-1.740e+00	3.826e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:5:Kontrolle – AgilS		1.733e-01	1.212e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC20:100:5:Kontrolle – Focus		-1.800e-01	1.374e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC20:100:5>Select – Kontrolle		-2.100e-01	1.094e-01	1.0000
ALOMYsensitiv:EC20:100:10:Kontrolle – AgilS		1.093e+00	9.281e-02	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:10:Kontrolle – Focus		7.733e-01	1.013e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:10>Select – Kontrolle		-8.567e-01	1.048e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:15:Kontrolle – AgilS		2.793e+00	4.682e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:15:Kontrolle – Focus		2.337e+00	4.581e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:15>Select – Kontrolle		-2.410e+00	4.596e-01	<0.01

ALOMYsensitiv:EC20:100:20:Kontrolle – AgilS	2.530e+00	4.170e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:20:Kontrolle – Focus	2.130e+00	3.841e-01	<0.01
ALOMYsensitiv:EC20:100:20:Select – Kontrolle	-2.020e+00	3.826e-01	<0.01
BROST:EC12:50:5:Kontrolle – AgilS	4.000e-02	1.212e-01	1.0000
BROST:EC12:50:5:Kontrolle – Focus	3.667e-02	1.374e-01	1.0000
BROST:EC12:50:5:Select – Kontrolle	-1.933e-01	1.094e-01	1.0000
BROST:EC12:50:10:Kontrolle – AgilS	4.733e-01	9.281e-02	<0.01
BROST:EC12:50:10:Kontrolle – Focus	4.967e-01	1.013e-01	<0.01
BROST:EC12:50:10:Select – Kontrolle	-5.333e-01	1.048e-01	<0.01
BROST:EC12:50:15:Kontrolle – AgilS	3.370e+00	4.682e-01	<0.01
BROST:EC12:50:15:Kontrolle – Focus	3.363e+00	4.581e-01	<0.01
BROST:EC12:50:15:Select – Kontrolle	-3.317e+00	4.596e-01	<0.01
BROST:EC12:50:20:Kontrolle – AgilS	2.963e+00	4.170e-01	<0.01
BROST:EC12:50:20:Kontrolle – Focus	2.887e+00	3.841e-01	<0.01
BROST:EC12:50:20:Select – Kontrolle	-2.930e+00	3.826e-01	<0.01
BROST:EC12:100:5:Kontrolle – AgilS	4.700e-01	1.212e-01	0.0494
BROST:EC12:100:5:Kontrolle – Focus	4.667e-01	1.374e-01	0.2606
BROST:EC12:100:5:Select – Kontrolle	-4.567e-01	1.094e-01	0.0152
BROST:EC12:100:10:Kontrolle – AgilS	4.967e-01	9.281e-02	<0.01
BROST:EC12:100:10:Kontrolle – Focus	5.133e-01	1.013e-01	<0.01
BROST:EC12:100:10:Select – Kontrolle	-5.633e-01	1.048e-01	<0.01
BROST:EC12:100:15:Kontrolle – AgilS	3.383e+00	4.682e-01	<0.01
BROST:EC12:100:15:Kontrolle – Focus	3.360e+00	4.581e-01	<0.01
BROST:EC12:100:15:Select – Kontrolle	-3.357e+00	4.596e-01	<0.01
BROST:EC12:100:20:Kontrolle – AgilS	2.947e+00	4.170e-01	<0.01
BROST:EC12:100:20:Kontrolle – Focus	2.937e+00	3.841e-01	<0.01
BROST:EC12:100:20:Select – Kontrolle	-2.960e+00	3.826e-01	<0.01
BROST:EC20:50:5:Kontrolle – AgilS	8.567e-01	1.212e-01	<0.01
BROST:EC20:50:5:Kontrolle – Focus	2.567e-01	1.374e-01	1.0000
BROST:EC20:50:5:Select – Kontrolle	-5.600e-01	1.094e-01	<0.01
BROST:EC20:50:10:Kontrolle – AgilS	1.097e+00	9.281e-02	<0.01
BROST:EC20:50:10:Kontrolle – Focus	1.290e+00	1.013e-01	<0.01
BROST:EC20:50:10:Select – Kontrolle	-1.640e+00	1.048e-01	<0.01
BROST:EC20:50:15:Kontrolle – AgilS	2.403e+00	4.682e-01	<0.01
BROST:EC20:50:15:Kontrolle – Focus	2.330e+00	4.581e-01	<0.01
BROST:EC20:50:15:Select – Kontrolle	-2.580e+00	4.596e-01	<0.01
BROST:EC20:50:20:Kontrolle – AgilS	3.063e+00	4.170e-01	<0.01
BROST:EC20:50:20:Kontrolle – Focus	2.800e+00	3.841e-01	<0.01
BROST:EC20:50:20:Select – Kontrolle	-2.737e+00	3.826e-01	<0.01
BROST:EC20:100:5:Kontrolle – AgilS	7.100e-01	1.212e-01	<0.01
BROST:EC20:100:5:Kontrolle - Focus	6.367e-01	1.374e-01	<0.01
BROST:EC20:100:5:Select – Kontrolle	-8.600e-01	1.094e-01	<0.01
BROST:EC20:100:10:Kontrolle – AgilS	1.337e+00	9.281e-02	<0.01
BROST:EC20:100:10:Kontrolle – Focus	1.123e+00	1.013e-01	<0.01
BROST:EC20:100:10:Select – Kontrolle	-1.490e+00	1.048e-01	<0.01
BROST:EC20:100:15:Kontrolle – AgilS	2.770e+00	4.682e-01	<0.01
BROST:EC20:100:15:Kontrolle – Focus	2.237e+00	4.581e-01	<0.01
BROST:EC20:100:15:Select – Kontrolle	-2.370e+00	4.596e-01	<0.01
BROST:EC20:100:20:Kontrolle – AgilS	3.323e+00	4.170e-01	<0.01
BROST:EC20:100:20:Kontrolle – Focus	2.573e+00	3.841e-01	<0.01
BROST:EC20:100:20:Select – Kontrolle	-2.627e+00	3.826e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC12:50:5:Kontrolle – AgilS	-2.700e-01	1.212e-01	0.9998
DIMFOPersistent:EC12:50:5:Kontrolle – Focus	-3.700e-01	1.374e-01	0.9303
DIMFOPersistent:EC12:50:5:Select – Kontrolle	-2.033e-01	1.094e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:50:10:Kontrolle – AgilS	2.367e-01	9.281e-02	0.9797
DIMFOPersistent:EC12:50:10:Kontrolle – Focus	3.567e-01	1.013e-01	0.1771

DIMFOPersistent:EC12:50:10:Select – Kontrolle	-5.300e-01	1.048e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC12:50:15:Kontrolle – AgilS	1.007e+00	4.682e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:50:15:Kontrolle – Focus	1.073e+00	4.581e-01	0.9986
DIMFOPersistent:EC12:50:15:Select – Kontrolle	-2.730e+00	4.596e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC12:50:20:Kontrolle – AgilS	-8.133e-01	4.170e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:50:20:Kontrolle – Focus	-8.333e-01	3.841e-01	0.9999
DIMFOPersistent:EC12:50:20:Select – Kontrolle	-1.343e+00	3.826e-01	0.1823
DIMFOPersistent:EC12:100:5:Kontrolle – AgilS	1.200e-01	1.212e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:100:5:Kontrolle – Focus	1.900e-01	1.374e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:100:5:Select – Kontrolle	-3.967e-01	1.094e-01	0.1243
DIMFOPersistent:EC12:100:10:Kontrolle – AgilS	4.500e-01	9.281e-02	<0.01
DIMFOPersistent:EC12:100:10:Kontrolle – Focus	3.900e-01	1.013e-01	0.0558
DIMFOPersistent:EC12:100:10:Select – Kontrolle	-5.167e-01	1.048e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC12:100:15:Kontrolle – AgilS	3.867e-01	4.682e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:100:15:Kontrolle – Focus	-1.900e-01	4.581e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:100:15:Select – Kontrolle	-2.827e+00	4.596e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC12:100:20:Kontrolle – AgilS	-1.300e-01	4.170e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:100:20:Kontrolle – Focus	-5.667e-01	3.841e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC12:100:20:Select – Kontrolle	-1.270e+00	3.826e-01	0.3237
DIMFOPersistent:EC20:50:5:Kontrolle – AgilS	-3.500e-01	1.212e-01	0.7833
DIMFOPersistent:EC20:50:5:Kontrolle – Focus	9.000e-02	1.374e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:50:5:Select – Kontrolle	-4.667e-02	1.094e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:50:10:Kontrolle – AgilS	4.067e-01	9.281e-02	<0.01
DIMFOPersistent:EC20:50:10:Kontrolle – Focus	6.667e-01	1.013e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC20:50:10:Select – Kontrolle	-1.250e+00	1.048e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC20:50:15:Kontrolle – AgilS	-3.000e-01	4.682e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:50:15:Kontrolle – Focus	3.600e-01	4.581e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:50:15:Select – Kontrolle	-1.317e+00	4.596e-01	0.8060
DIMFOPersistent:EC20:50:20:Kontrolle – AgilS	-1.733e-01	4.170e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:50:20:Kontrolle – Focus	7.300e-01	3.841e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:50:20:Select – Kontrolle	-1.610e+00	3.826e-01	0.0131
DIMFOPersistent:EC20:100:5:Kontrolle – AgilS	-2.333e-01	1.212e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:100:5:Kontrolle – Focus	-1.467e-01	1.374e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:100:5:Select – Kontrolle	-2.100e-01	1.094e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:100:10:Kontrolle – AgilS	4.667e-01	9.281e-02	<0.01
DIMFOPersistent:EC20:100:10:Kontrolle – Focus	5.067e-01	1.013e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC20:100:10:Select – Kontrolle	-1.103e+00	1.048e-01	<0.01
DIMFOPersistent:EC20:100:15:Kontrolle – AgilS	-1.033e-01	4.682e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:100:15:Kontrolle – Focus	5.767e-01	4.581e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:100:15:Select – Kontrolle	-1.733e+00	4.596e-01	0.0734
DIMFOPersistent:EC20:100:20:Kontrolle – AgilS	8.067e-01	4.170e-01	1.0000
DIMFOPersistent:EC20:100:20:Kontrolle – Focus	8.833e-01	3.841e-01	0.9993
DIMFOPersistent:EC20:100:20:Select – Kontrolle	-1.470e+00	3.826e-01	0.0569
FOPersistent:EC12:50:5:Kontrolle – AgilS	-3.400e-01	1.212e-01	0.8561
FOPersistent:EC12:50:5:Kontrolle – Focus	1.367e-01	1.374e-01	1.0000
FOPersistent:EC12:50:5:Select – Kontrolle	1.000e-02	1.094e-01	1.0000
FOPersistent:EC12:50:10:Kontrolle – AgilS	3.333e-01	9.281e-02	0.1398
FOPersistent:EC12:50:10:Kontrolle – Focus	4.967e-01	1.013e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:50:10:Select – Kontrolle	-4.900e-01	1.048e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:50:15:Kontrolle – AgilS	2.423e+00	4.682e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:50:15:Kontrolle – Focus	2.953e+00	4.581e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:50:15:Select – Kontrolle	-2.247e+00	4.596e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:50:20:Kontrolle – AgilS	6.767e-01	4.170e-01	1.0000
FOPersistent:EC12:50:20:Kontrolle – Focus	1.827e+00	3.841e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:50:20:Select – Kontrolle	-1.673e+00	3.826e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:100:5:Kontrolle – AgilS	8.333e-02	1.212e-01	1.0000

FOPersistent:EC12:100:5:Kontrolle – Focus	2.300e-01	1.374e-01	1.0000
FOPersistent:EC12:100:5>Select – Kontrolle	-1.833e-01	1.094e-01	1.0000
FOPersistent:EC12:100:10:Kontrolle – AgilS	3.467e-01	9.281e-02	0.0842
FOPersistent:EC12:100:10:Kontrolle – Focus	4.567e-01	1.013e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:100:10>Select – Kontrolle	-4.533e-01	1.048e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:100:15:Kontrolle – AgilS	2.890e+00	4.682e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:100:15:Kontrolle - Focus	2.980e+00	4.581e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:100:15>Select – Kontrolle	-2.973e+00	4.596e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:100:20:Kontrolle – AgilS	1.673e+00	4.170e-01	0.0291
FOPersistent:EC12:100:20:Kontrolle – Focus	1.800e+00	3.841e-01	<0.01
FOPersistent:EC12:100:20>Select – Kontrolle	-1.780e+00	3.826e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:5:Kontrolle – AgilS	4.333e-02	1.212e-01	1.0000
FOPersistent:EC20:50:5:Kontrolle – Focus	-1.600e-01	1.374e-01	1.0000
FOPersistent:EC20:50:5>Select – Kontrolle	1.800e-01	1.094e-01	1.0000
FOPersistent:EC20:50:10:Kontrolle – AgilS	3.467e-01	9.281e-02	0.0839
FOPersistent:EC20:50:10:Kontrolle – Focus	5.833e-01	1.013e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:10>Select – Kontrolle	-7.900e-01	1.048e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:15:Kontrolle – AgilS	2.250e+00	4.682e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:15:Kontrolle – Focus	2.260e+00	4.581e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:15>Select – Kontrolle	-2.427e+00	4.596e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:20:Kontrolle – AgilS	2.143e+00	4.170e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:20:Kontrolle – Focus	3.153e+00	3.841e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:50:20>Select – Kontrolle	-3.003e+00	3.826e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:5:Kontrolle – AgilS	-3.333e-02	1.212e-01	1.0000
FOPersistent:EC20:100:5:Kontrolle – Focus	1.867e-01	1.374e-01	1.0000
FOPersistent:EC20:100:5>Select – Kontrolle	-2.733e-01	1.094e-01	0.9883
FOPersistent:EC20:100:10:Kontrolle – AgilS	7.900e-01	9.281e-02	<0.01
FOPersistent:EC20:100:10:Kontrolle – Focus	1.110e+00	1.013e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:10>Select – Kontrolle	-1.057e+00	1.048e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:15:Kontrolle – AgilS	2.487e+00	4.682e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:15:Kontrolle – Focus	2.523e+00	4.581e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:15>Select – Kontrolle	-2.693e+00	4.596e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:20:Kontrolle – AgilS	2.897e+00	4.170e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:20:Kontrolle – Focus	2.650e+00	3.841e-01	<0.01
FOPersistent:EC20:100:20>Select – Kontrolle	-2.693e+00	3.826e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:5:Kontrolle – AgilS	6.667e-03	1.212e-01	1.0000
TRIAE:EC12:50:5:Kontrolle – Focus	1.767e-01	1.374e-01	1.0000
TRIAE:EC12:50:5>Select – Kontrolle	-1.533e-01	1.094e-01	1.0000
TRIAE:EC12:50:10:Kontrolle – AgilS	6.400e-01	9.281e-02	<0.01
TRIAE:EC12:50:10:Kontrolle – Focus	6.800e-01	1.013e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:10>Select – Kontrolle	-6.700e-01	1.048e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:15:Kontrolle – AgilS	2.547e+00	4.682e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:15:Kontrolle – Focus	2.433e+00	4.581e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:15>Select – Kontrolle	-2.640e+00	4.596e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:20:Kontrolle – AgilS	2.543e+00	4.170e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:20:Kontrolle – Focus	2.443e+00	3.841e-01	<0.01
TRIAE:EC12:50:20>Select – Kontrolle	-2.540e+00	3.826e-01	<0.01
TRIAE:EC12:100:5:Kontrolle – Focus	3.133e-01	1.374e-01	0.9995
TRIAE:EC12:100:5>Select – Kontrolle	-3.200e-01	1.094e-01	0.7451
TRIAE:EC12:100:10:Kontrolle – AgilS	6.300e-01	9.281e-02	<0.01
TRIAE:EC12:100:10:Kontrolle – Focus	6.733e-01	1.013e-01	<0.01
TRIAE:EC12:100:10>Select – Kontrolle	-6.900e-01	1.048e-01	<0.01
TRIAE:EC12:100:15:Kontrolle – AgilS	2.503e+00	4.682e-01	<0.01
TRIAE:EC12:100:15:Kontrolle – Focus	2.653e+00	4.581e-01	<0.01
TRIAE:EC12:100:15>Select – Kontrolle	-2.623e+00	4.596e-01	<0.01
TRIAE:EC12:100:20:Kontrolle – AgilS	2.610e+00	4.170e-01	<0.01

TRIAE:EC12:100:20:Kontrolle – Focus	2.480e+00	3.841e-01	<0.01
TRIAE:EC12:100:20:Select – Kontrolle	-2.600e+00	3.826e-01	<0.01
TRIAE:EC20:50:5:Kontrolle – AgilS	-1.600e-01	1.212e-01	1.0000
TRIAE:EC20:50:5:Kontrolle – Focus	-2.733e-01	1.374e-01	1.0000
TRIAE:EC20:50:5:Select – Kontrolle	-1.167e-01	1.094e-01	1.0000
TRIAE:EC20:50:10:Kontrolle – AgilS	1.103e+00	9.281e-02	<0.01
TRIAE:EC20:50:10:Kontrolle – Focus	1.170e+00	1.013e-01	<0.01
TRIAE:EC20:50:10:Select – Kontrolle	-9.600e-01	1.048e-01	<0.01
TRIAE:EC20:50:15:Kontrolle – AgilS	2.450e+00	4.682e-01	<0.01
TRIAE:EC20:50:15:Kontrolle – Focus	2.103e+00	4.581e-01	<0.01
TRIAE:EC20:50:15:Select – Kontrolle	-1.657e+00	4.596e-01	0.1344
TRIAE:EC20:50:20:Kontrolle – AgilS	1.753e+00	4.170e-01	0.0133
TRIAE:EC20:50:20:Kontrolle – Focus	1.253e+00	3.841e-01	0.3788
TRIAE:EC20:50:20:Select – Kontrolle	-1.207e+00	3.826e-01	0.4911
TRIAE:EC20:100:5:Kontrolle – AgilS	1.800e-01	1.212e-01	1.0000
TRIAE:EC20:100:5:Kontrolle – Focus	8.000e-02	1.374e-01	1.0000
TRIAE:EC20:100:5:Select – Kontrolle	-8.333e-02	1.094e-01	1.0000
TRIAE:EC20:100:10:Kontrolle – AgilS	8.133e-01	9.281e-02	<0.01
TRIAE:EC20:100:10:Kontrolle – Focus	1.007e+00	1.013e-01	<0.01
TRIAE:EC20:100:10:Select – Kontrolle	-1.030e+00	1.048e-01	<0.01
TRIAE:EC20:100:15:Kontrolle – AgilS	2.093e+00	4.682e-01	<0.01
TRIAE:EC20:100:15:Kontrolle – Focus	2.360e+00	4.581e-01	<0.01
TRIAE:EC20:100:15:Select – Kontrolle	-1.867e+00	4.596e-01	0.0244
TRIAE:EC20:100:20:Kontrolle – AgilS	1.337e+00	4.170e-01	0.4356
TRIAE:EC20:100:20:Kontrolle – Focus	1.803e+00	3.841e-01	<0.01
TRIAE:EC20:100:20:Select – Kontrolle	-1.600e+00	3.826e-01	0.0144

Danksagung

Bis zum Abschluss meiner Promotion ist eine sehr lehrreiche, spannende und schöne Zeit vergangen, in der ich vielen interessanten Personen begegnet bin. Einige haben dabei maßgeblich zur Fertigstellung dieser Arbeit beigetragen. Dafür möchte ich mich auf diesem Weg bedanken.

Der größte Dank gilt meinem Doktorvater Herrn Prof. Dr. Joseph-Alexander Verreet, der mir die Möglichkeit gegeben hat, ein neues und interessantes aber auch anspruchsvolles Themengebiet der Herbiologie zu erforschen. Die Arbeit im Institut hat mir große Freude bereitet. Besonders vermissen werde ich die gewährten Forschungsfreiräume, gemeinsamen Tagungen und phytopathologischen Exkursionen.

Darüber hinaus sind die am Forschungsprojekt beteiligten Versuchslandwirte, die Herren Hansen (Elskop), Kock (Wetterade), Schröder (Osterhof), Volquardsen (Reußenköge), Dr. Marquardt (Neujellingsdorf) und Dr. Schwark (Neuharmhorst) zu nennen. Ihnen gilt ein ganz besonderer Dank für die Möglichkeit zur Durchführung der Versuche auf Ihren Ackerflächen. Ebenso gilt den Projektbeteiligten der BASF SE, Dr. Hagen Bremer, Johannes Bessai und Dr. Alexander Menegat ein aufrichtiger Dank für die Projektunterstützung.

Ferner danke ich Dr. Holger Klink für die hervorragende Betreuung mit vielen kritischen Anmerkungen und Diskussionen, die dazu beigetragen haben die Promotion zielstrebig abzuschließen. Bei Dr. Mario Hasler möchte ich mich ebenfalls für seine stetige und ideenreiche Diskussionsbereitschaft in allen statistischen Belangen bedanken. Des Weiteren möchte ich mich bei den beiden Masterstudenten Nils und Ivo bedanken, die mir tatkräftig bei der Durchführung der Gewächshausversuche zur Seite gestanden haben.

Bei meinen Condoktoranden Julian, Andreas, Gesine, Christiane, Christoph, Christian und Tim möchte ich mich für die gemeinsame Zeit am Institut bedanken. Lieber Georg, Dich werde ich aus dem Institut wahrscheinlich am meisten vermissen – vielen Dank für die gemeinsamen Stunden und Abende mit wissenschaftlichem Geist und Deiner Hilfe vor der Abgabe!

Ein ganz besonderer Dank gilt schlussendlich meinen Eltern und meiner Schwester, die mir nie vorgeschrieben haben, welchen schulischen oder beruflichen Verpflichtungen ich nachzukommen habe und mich mental bei meinen Entscheidungen bestärkt haben.

Zum Schluss möchte ich mich bei Dir, liebe Anne, für Deine Geduld, Unterstützung und vor allem Liebe in den letzten Wochen der Promotion bedanken.

Curriculum Vitae

Persönliche Daten

Name Wanja Konstantin Rüstner
Geburtsdatum 23.04.1982
Familienstand ledig
Staatsangehörigkeit deutsch

Schulabschluss

1988–1992 Grundschule Nordstemmen
1992–2001 Gymnasium CJD Christophorusschule Elze/Leine
2001 Abschluss: Allgemeine Hochschulreife / Abitur

Grundwehrdienst

08/2001–04/2002 1. SanRgt. in Hildesheim

Hochschulbildung / Promotion

09/2012–heute Wissenschaftlicher Mitarbeiter und Doktorand am Institut für Phytopathologie der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel bei Herrn Prof. Dr. J.-A. Verreet

01/2011–08/2012 Aufbaustudium der Agrarwissenschaften
Christian-Albrechts-Universität zu Kiel
Fachrichtung: Nutzpflanzenwissenschaften Master of Science
09/2012 Abschluss Master of Science

10/2006–01/2011 Studium der Agrarwissenschaften
Christian-Albrechts-Universität zu Kiel
Fachrichtung: Nutzpflanzenwissenschaften Bachelor of Science
01/2011 Abschluss Bachelor of Science

04/2002–08/2006 Studium der Rechtswissenschaften an der Georg-August-Universität zu Göttingen und der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität zu Bonn