

Universität Hohenheim

Institut für Phytomedizin Fachgebiet Herbologie

Masterarbeit

UNTERSUCHUNGEN ZUM HERBIZIDSTRESS IN ZUCKERRÜBEN MIT DREI FELDTAUGLICHEN OPTISCHEN SENSOREN UND METHODEN DER BILDANALYSE

Johannes Roeb Matrikelnummer: 573294 Agrarwissenschaften

Erstgutachter: Prof. Dr. Roland Gerhards Zweitgutachter: Prof. Dr. Hans W. Griepentrog Hohenheim, den 30.12.2014

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis
Tabellenverzeichnis
Abkürzungsverzeichnis IX
1 Einleitung 1
2 Zielsetzung
3 Stand des Wissens 4
3.1 Herbizidstress in Zuckerrüben 4
3.1.1 Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben 4
3.1.2 Bedeutung von Herbizidstress in Zuckerrüben 6
3.1.3 Herbizide und Herbizidselektivität
3.1.4 Beeinflussung von Herbizidstress11
3.2 Methoden zur Stressbestimmung13
3.2.1 Klassische Methoden 13
3.2.2 Untersuchungen zur Reflexion14
3.2.3 Untersuchungen zur Blattfluoreszenz16
3.2.4 Untersuchungen zur Chlorophyllfluoreszenzkinetik18
3.2.5 Kombination von Methoden 22
4 Material und Methoden23
4.1 Versuchsanordnung 23
4.2 Allgemeine Bestandsführung24
4.3 Durchführung der Herbizidapplikationen 25
4.4 Bestimmung der Blattdeckungsfläche, -form und -farbe (Canon EOS 1000D) 28
4.5 Bestimmung der Blattfluoreszenz (FORCE-A MULTIPLEX [®])
4.6 Bestimmung der Chlorophyllfluoreszenzkinetik (WALZ IMAGING-PAM)
4.7 Bestimmung der Gesamttrockenmasse
4.8 Erhebung von Witterungsdaten
4.9 Statistische Auswertung
5 Ergebnisse
5.1 Hinweise zur Darstellung 40

5.2 Allgemeine Bestandsentwicklung	40
5.3 Beobachtungen zum Herbizidstress	41
5.4 Blattdeckungsfläche, -form und -farbe	42
5.4.1 Entwicklung der Blattdeckungsfläche	42
5.4.2 Entwicklung der Blattform	47
5.4.3 Entwicklung der Blattfarbe	48
5.5 Blattfluoreszenz	51
5.5.1 Rot-, Dunkelrotfluoreszenz und Simple Fluorescence Ratios	51
5.5.2 Flavonol- und Anthocyanindex (Fluorescence Excitation Ratios)	53
5.5.3 Blaugrünfluoreszenz und Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio	54
5.6 Chlorophyllfluoreszenzkinetik	55
5.6.1 Allgemeine zeitliche Entwicklung	55
5.6.2 Entwicklung der maximalen Quanteneffizienz	55
5.6.3 Entwicklung der Grund- und Maximalfluoreszenz	60
5.6.4 Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz	61
3.6.5 Ergebnisse der Bildanalyse	63
5.7 Beeinflussung der Gesamttrockenmasse	69
5.8 Beschreibung des Witterungsverlaufs	71
5.9 Zusammenhang zur Bestandsentwicklung	74
6 Diskussion	79
6.1 Versuchsdurchführung	79
6.2 Sensoren zur Stressbestimmung	80
6.2.1 Einsatz der Digitalkamera (Canon EOS 1000D)	80
6.2.2 Einsatz des multispektralen Fluorometers (FORCE-A MULTIPLEX [®])	83
6.2.3 Einsatz der Chlorophyllfluoreszenzkamera (WALZ IMAGING-PAM)	88
6.2.4 Vergleich zu klassischen Methoden	
6.2.5 Kombination von Methoden	
6.3 Herbizidstress in Zuckerrüben	
6.3.1 Stressreaktionen	94
6.3.2 Goltix (Metamitron)	
6.3.3 Betanal (Phenmedipham + Desmedipham + Ethofumesat + Lenacil)	95

6.3.4 Rebell (Chloridazon + Quinmerac)	98
6.3.5 Debut (Triflusulfuron-methyl)	98
6.3.6 Spectrum (Dimethenamid-P)	99
6.3.7 Herbizidmischungen	99
6.3.8 Entwicklungsstadium der Zuckerrüben	103
6.3.9 Beeinflussung durch die Witterung	104
6.4 Konsequenzen für die Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben	106
7 Schlussfolgerungen	109
8 Zusammenfassung	110
9 Summary	112
Literaturverzeichnis	114
Anhang	128
Selbstständigkeitserklärung	146
Danksagung	147

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1:	Chlorophyllfluoreszenzkurve der schnellen und langsamen Fluoreszenzkinetik eines nicht gestressten Blattes nach Dunkeladaption
Abb. 2:	Versuchsanordnung im Freiland mit Mitscherlichgefäßen auf drei Wägen 23
Abb. 3:	Zuckerrübenpflanzen im Keimblatt-, 2-Blatt- und 4- bis 6-Blatt-Stadium
Abb. 4:	Messanordnung für Bildaufnahmen mit der Canon EOS 1000D Digitalkamera 30
Abb. 5:	Bildaufnahme mit Selektionen für die Blattdeckungsfläche der Versuchspflanzen 30
Abb. 6:	Messanordnung für Bildaufnahmen mit der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera
Abb. 7:	Falschfarbenbild der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) einer durch Betanal gestressten Zuckerrübe
Abb. 8:	Blattschäden nach Applikation von Herbizidvarianten mit Betanal 41
Abb. 9:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben
Abb. 10:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben
Abb. 11:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zucker- rüben
Abb. 12:	Blattformwerte von Zuckerrüben in drei Entwicklungsstadien 47
Abb. 13:	Bestimmung der geschädigten Blattfläche über definierte Schwellenwerte 50
Abb. 14:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben
Abb. 15:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben
Abb. 16:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben 59
Abb. 17:	Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz (1 - Fv/Fm _{ges}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben 62
Abb. 18:	Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zucker- rüben
Abb. 19:	Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation
	verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben 66

Abb. 20:	Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4 bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben
Abb. 21:	Anwendung von Transekten und Histogrammen zur weiteren bildanalytischen Auswertung der Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) 68
Abb. 22:	Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen vier oder zwei Wochen nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben
Abb. 23:	Witterungsverlauf während des Versuchszeitraums (Kalenderwoche 15 bis 17) 72
Abb. 24:	Witterungsverlauf während des Versuchszeitraums (Kalenderwoche 18 bis 20) 73
Abb. 25:	Zusammenhang zwischen Gesamttrockenmasse, Gesamtwachstumsindex und ausgewählten Fluoreszenzwerten nach Applikation verschiedener Herbizid- varianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben
Abb. 26:	Zusammenhang zwischen Gesamttrockenmasse, Gesamtwachstumsindex und ausgewählten Fluoreszenzwerten nach Applikation verschiedener Herbizid- varianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben
Abb. 27:	Zusammenhang zwischen Gesamttrockenmasse, Gesamtwachstumsindex und ausgewählten Fluoreszenzwerten nach Applikation verschiedener Herbizid- varianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben
Abb. A1:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben
Abb. A2:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben
Abb. A3:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zucker- rüben
Abb. A4:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben
Abb. A5:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben
Abb. A6:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben 140
Abb. A7:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) an Keim- und Laubblättern nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben

Tabellenverzeichnis

Tab. 1:	Beschreibung und Berechnung verschiedener Indizes der Chlorophyll- fluoreszenzkinetik	20
Tab. 2:	Herbizidvarianten mit Produkt- und Wirkstoffmengen	27
Tab. 3:	Fluoreszenzmesswerte des FORCE-A MULTIPLEX® Fluorometers	31
Tab. 4:	Beschreibung und Berechnung verschiedener Fluoreszenzindizes	32
Tab. 5:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben	44
Tab. 6:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben	45
Tab. 7:	Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI _{BDF}) nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zucker- rüben	46
Tab. 8:	Blattformwerte für Hauptachse, Nebenachse und Seitenverhältnis nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben	49
Tab. 9:	Rotfluoreszenz (RF _R), Dunkelrotfluoreszenz (FRF _R) und Simple Fluorescence Ratio (SFR _R) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben	52
Tab. 10:	Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (BFRR _{uv}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben	54
Tab. 11:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben	57
Tab. 12:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben	58
Tab. 13:	Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm _{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben	59
Tab. 14:	Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz (1 - Fv/Fm _{ges}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben	6 2
Tab. 15:	Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen vier oder zwei Wochen nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben	70

Tab. A1:	Herstellerangaben zu den verwendeten Herbiziden	129
Tab. A2:	Blattdeckungsfläche (BDF) der Versuchspflanzen nach Applikation verschie- dener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben	130
Tab. A3:	Rot-, Grün- und Blauanteil der Blattfarbe nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben	134
Tab. A4:	Rot-, Grün- und Blauanteil der Blattfarbe nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben	135
Tab. A5:	Rot-, Grün- und Blauanteil der Blattfarbe nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben	136
Tab. A6	Fluoreszenzmesswerte und Fluoreszenzindizes der Versuchspflanzen einen Tag vor Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungs- stadien der Zuckerrüben	137
Tab. A7:	Grund- (Fo), Maximalfluoreszenz (Fm) und maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben	141
Tab. A8:	Grund- (Fo), Maximalfluoreszenz (Fm) und maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben	142
Tab. A9:	Grund- (Fo), Maximalfluoreszenz (Fm) und maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben	143
Tab. A10	Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen vier oder zwei Wochen nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben (Werte vor linearer Anpassung an die Blattdeckungsfläche)	145

Abkürzungsverzeichnis

<u>Herbizidvarianten</u>

G	Herbizidvariante mit Goltix
В	Herbizidvariante mit Betanal
R	Herbizidvariante mit Rebell
D	Herbizidvariante mit Debut
S	Herbizidvariante mit Spectrum
GB	Herbizidvariante mit Goltix und Betanal
GP	Herbizidvariante mit Goltix, Powertwin und Öl
GBD	Herbizidvariante mit Gotix, Betanal und Debut
GBR	Herbizidvariante mit Goltix, Betanal und Rebell
GBRDS	Herbizidvariante mit Goltix, Betanal, Rebell, Debut und Spectrum

Indizes und sonstige Abkürzungen

1 - Fv/Fm _{rel}	Effizienzverlust der maximalen Quanteneffizienz relativ zur Kontrolle				
1 - Fv/Fm _{ges}	Gesamteffizienzverlust der maximalen Quanteneffizienz relativ zur Kontrolle				
ANTH	Anthocyanindex				
BDF	Blattdeckungsfläche				
BGF _{UV}	Blaugrünfluoreszenz nach Anregung mit UV-Licht				
BFRR _{UV}	Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio nach Anregung mit UV-Licht				
FLAV	Flavonolindex				
Fo	Grundfluoreszenz,				
Fo _{rel}	Grundfluoreszenz relativ zur Kontrolle				
Fm	Maximalfluoreszenz				
Fm _{rel}	Maximalfluoreszenz relativ zur Kontrolle				
FRF _{UV}	Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung mit UV-Licht				
FRF _G	Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung mit Grünlicht				
FRF _R	Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung mit Rotlicht				
Fv	Variable Fluoreszenz				
Fv/Fm	Maximale Quanteneffizienz				
Fv/Fm _{rel}	Maximale Quanteneffizienz relativ zur Kontrolle				
<i>GWI</i> _{BDF}	Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche				
RF _{UV}	Rotfluoreszenz nach Anregung mit UV-Licht				
RF _G	Rotfluoreszenz nach Anregung mit Grünlicht				
RF _R	Rotfluoreszenz nach Anregung mit Rotlicht				
SFR _{UV}	Simple Fluorescence Ratio nach Anregung mit UV-Licht				
SFR _G	Simple Fluorescence Ratio nach Anregung mit Grünlicht				
SFR _R	Simple Fluorescence Ratio nach Anregung mit Rotlicht				
TnA	Tage nach Applikation relativ zum Applikationstermin				
WI BDF	Wachstumsindex der Blattdeckungsfläche				

1 Einleitung

Mit einer Anbaufläche von etwa 360 000 ha (STATISTISCHES BUNDESAMT, 2014) zählt die Zuckerrübe zu den wichtigsten in Deutschland angebauten Ackerkulturen. In den Hauptanbauregionen beträgt der Anteil an der Fruchtfolge oft mehr als 20%. Innerhalb der Europäischen Union werden Zuckerrüben auch in Frankreich, Polen, Großbritannien sowie den Beneluxstaaten im größeren Maßstab angebaut. Global zählen die USA, Russland, die Ukraine und die Türkei zu den wichtigsten Anbaustaaten. Zuckerrüben werden nicht mehr nur zur Zuckererzeugung sondern auch zur Gewinnung von Biogas und Bioethanol genutzt. Aufgrund der besonderen Ansprüche an Boden, Klima und landwirtschaftliche Pflege sowie der vergleichsweise hohen Deckungsbeiträge wird die Zuckerrübe auch als "Königin der Feldfrüchte" bezeichnet.

Bedingt durch die langsame Jugendentwicklung der Zuckerrübe zählt die Unkrautbekämpfung zu den wichtigsten Maßnahmen für einen erfolgreichen Anbau. Bei einer unzureichenden Ausschaltung der Unkrautkonkurrenz im frühen Entwicklungsstadium können Ertragsverluste von bis zu 100% auftreten (van HEEMST, 1985; MEYER ET AL., 1986). Erst ab dem Bestandesschluss kann die Zuckerrübe neu auflaufende Unkräuter wirksam unterdrücken (DAWSON, 1977; BRÄUTIGAM, 1998). Die in Mitteleuropa übliche Methode zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben basiert auf der wiederholten Applikation von selektiven Herbiziden im Nachauflauf der Zuckerrübe und im Keimblattstadium der Unkräuter. Diese Strategie ermöglicht es, die Kultur bis zum Bestandesschluss weitestgehend unkrautfrei zu halten. Abhängig von der Zusammensetzung der Verunkrautung und dem Witterungsverlauf werden verschiedene Herbizidmischungen eingesetzt, die auf den Wirkstoffen Metamitron, Phenmedipham, Desmedipham und Ethofumesat basieren. Bei der Bekämpfung von Problemunkräutern sind oft mehr Applikationen erforderlich und müssen zusätzliche Wirkstoffe eingesetzt werden (VASEL ET AL., 2012). Da sich die meisten Unkräuter nur in den ersten Entwicklungsstadien mit den angestrebten geringen Dosierungen bekämpfen lassen, erfolgt die Herbizidapplikation im Verlauf der Jugendentwicklung der Zuckerrübe von der Aussaat bis einige Wochen vor Bestandesschluss (MITTLER ET AL., 2002).

Besonders im frühen Entwicklungsstadium verhält sich die Zuckerrübe aber wie eine "Prinzessin auf der Erbse", die gegenüber jeder Art von Stress empfindlich ist. Dazu zählen nicht nur ungünstige Boden- und Witterungsbedingungen, Krankheiten und Schädlinge, sondern auch der Einfluss der Herbizide auf die Zuckerrübe (WINNER, 1981). Ursache für diesen sogenannten Herbizidstress ist die eingeschränkte Selektivität der meisten Wirkstoffe, die zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben eingesetzt werden. Die Ausschaltung der Unkrautkonkurrenz führt daher stets auch zu einer Beeinträchtigung des Wachstums und der Entwicklung der Kulturpflanze. Herbizidstress in Zuckerrüben äußert sich in einer geringeren Blattflächenzunahme (WILSON, 1999) und sichtbaren Blattschäden (MAY UND WILSON, 2006) bis hin zum Ausfall ganzer Pflanzen (WINTER UND WIESE, 1978). Dabei können signifikante Ertragsverluste entstehen (WILSON, 1999; BEIßNER UND BÜTTNER, 2000; DALE UND RENNER, 2005). Schätzungen gehen davon aus, dass Herbizidstress in Zuckerrüben zu durchschnittlichen Ertragsminderungen von 5-15% führt (MAY, 2000; KNISS ET AL., 2003). Damit wäre der Ertragsverlust durch Herbizide sogar größer als die durch eine normale Restverunkrautung verursache Reduzierung der Erträge (OERKE UND DEHNE, 2004). Die optimale Abstimmung der einzelnen Herbizidapplikation und der gesamten Herbizidstrategie auf eine möglichst vollständige Unkrautbekämpfung bei gleichzeitig geringer Beeinträchtigung der Zuckerrübe wird in der Wissenschaft (BEIßNER UND BÜTTNER, 2000; WILSON ET AL., 2005), insbesondere aber in der landwirtschaftlichen Praxis diskutiert. Auch aus den letzten Anbaujahren liegen verschiedene Berichte zum Herbizidstress in Zuckerrüben vor, bei denen von Ertragsverlusten von über 10% berichtet wird. Als mögliche Ursachen für erhöhte Herbizidschäden wurde unter anderem die Zusammensetzung, Formulierung und Mischung der eingesetzten Produkte, das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben und die Beeinflussung der Stressreaktion durch den Witterungsverlauf vor und nach der Applikation angegeben (SANDER, 2013; SIMETH, 2014).

Bei landwirtschaftlichen Beratungsversuchen zum Herbizideinsatz in Zuckerrüben erfolgt die Erfassung der Stressreaktion oft durch eine visuelle Bewertung der Blattfläche und der sichtbaren Schäden. Diese Methode ist stark von der subjektiven Einschätzung des Prüfers abhängig, sodass ein Vergleich von Ergebnissen von unterschiedlichen Standorten oder aus verschiedenen Zeiträumen nur begrenzt möglich ist (HORST ET AL., 1984; ANDÚJAR ET AL., 2010). Insbesondere bei der üblichen geringen Dosierung der Herbizide ist die sichtbare Stressreaktion oft nur vergleichsweise schwach ausgeprägt (BREEZE, 1988). Methoden, bei denen Blattfläche oder Trockenmasse analytisch bestimmt werden, können dieses Problem zwar umgehen, bedingen aber eine Zerstörung der einzelnen Versuchspflanze (DALE ET AL., 2005), sodass sich der zeitliche Verlauf einer Stressreaktion auf Herbizide nur eingeschränkt oder mit sehr hohem Aufwand verfolgen lässt.

Durch den ständigen Fortschritt im Bereich der Sensortechnologie ergeben sich auch innerhalb der Kulturpflanzenforschung neue Möglichkeiten. Beispielsweise wurden verschiedene Sensoren entwickelt, um die Unkrautdichte und -zusammensetzung im Feld zu ermitteln (PETEINATOS ET AL., 2014). Auch bei Untersuchungen zum Herbizidstress werden zunehmend nichtdestruktive optische Sensoren eingesetzt. DONALD (1998a) konnte anhand von Aufnahmen mit einer handelsüblichen Digitalkamera den Einfluss von Herbizidstress auf den Ertrag zu prognostizieren. Blattschäden (ALI ET AL., 2013) und andere Stressreaktionen (CARTER, 1993) lassen sich ebenfalls durch Unterschiede im Reflexionsspektrum nachweisen. Messungen der Chlorophyllfluoreszenz (AHRENS, 1989; HUNSCHE ET AL., 2011) oder der Chlorophyllfluoreszenzkinetik (Voss et AL., 1984; ABBASPOOR ET AL., 2006) ermöglichen eine nichtdestruktive Erfassung von stressbedingten Unterschieden in der photosynthetischen Effizienz. Besonders die Stressreaktion auf PSII-Inhibitoren (HRAC-Gruppe: C) kann auf diese Weise bestimmt werden. Durch den Einsatz von bildgebenden Sensoren ist es weiterhin möglich, die Absorption, Translokation und Wirkung von Herbiziden in verschiedenen Bereichen der Pflanze beziehungsweise der Blätter zu verfolgen (LICHTENTHALER ET AL., 1997; NEDBAL ET AL., 2000). Chlorophyllfluoreszenzkameras für den Feldeinsatz erforderten bisher einen großen technischen Aufwand (SOWINSKA ET AL., 1999; BAURIEGEL UND HERPPICH, 2014). Erst in den letzten Jahren wurde ein Prototyp eines bildgebenden Sensors zur Erfassung der Chlorophyllfluoreszenzkinetik entwickelt, der auch für den Einsatz im Feld geeignet ist (PETEINA-TOS ET AL., 2014). Die ersten Untersuchungen mit diesen Sensoren weisen auf ein hohes Potential zur Bestimmung von Herbizidstress in Zuckerrüben hin (HAMOUZOVA ET AL., 2013; JANSEN, 2014).

2 Zielsetzung

Mit den "Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben mit drei feldtauglichen optischen Sensoren und Methoden der Bildanalyse" wurden zwei Ziele verfolgt: An erster Stelle sollte die Eignung von verschiedenen nichtdestruktiven optischen Sensoren zur Bestimmung und Quantifizierung der durch Herbizide verursachten Stressreaktion in Zuckerrüben untersucht werden. Dabei sollten auch einfachere Methoden der bildanalytischen Auswertung eingesetzt werden. An zweiter Stelle sollten weitere pflanzenbauliche Erkenntnisse zur Wirkung von Herbiziden und Herbizidmischungen in drei verschiedenen Entwicklungsstadien der Zuckerrüben und bei unterschiedlichen Witterungsbedingungen gewonnen werden. Die Ergebnisse sollten möglichst auf die landwirtschaftlichen Bedingungen im Feld übertragbar sein.

Mit den drei verschiedenen Sensoren wurden bewusst unterschiedliche Ansätze verfolgt. Die Aufnahme der Pflanzen mit einer handelsüblichen Digitalkamera sollte insbesondere dazu dienen, die bei der sonst üblichen visuellen Schätzung auftretenden Probleme bei der Stressbewertung zu vermeiden. Mit der digitalen Bildanalyse sollte eine Möglichkeit gefunden werden, die Blattdeckungsfläche der Kulturpflanzen objektiv zu bestimmen. Auch der Einfluss der Herbizide auf die Entwicklung der Pflanzen und sichtbare Blattschäden sollten technisch erfasst werden. Durch Einsatz des multispektralen Fluorometers (*FORCE-A MULTIPLEX®*) sollten visuell nicht wahrnehmbare Veränderungen im Chlorophyll-, Flavonol- oder Betalaingehalt und andere durch Stress bedingte Unterschiede im Fluoreszenzspektrum auf einfache Weise bestimmt werden. Mit dem Prototyp eines bildgebenden Sensors für die schnelle Chlorophyllfluoreszenzkinetik (*WALZ IMAGING-PAM*) sollte die ebenfalls nicht sichtbare Beeinträchtigung der photosynthetischen Effizienz untersucht werden. Die Möglichkeiten der Bildanalyse sollten eingesetzt werden, um räumliche Heterogenitäten zwischen und innerhalb der einzelnen Blätter zu erfassen. Alle drei Sensoren sind feldtauglich, sodass die hier durchgeführten Gefäßversuche im Freiland auch als Voruntersuchungen für eine Anwendung unter Feldbedingungen gelten sollten.

Basierend auf den Ergebnissen der Sensoren sollte beispielhaft der Einfluss von verschiedenen Herbiziden und Herbizidmischungen auf die Stressreaktion der Kulturpflanze untersucht werden. Dazu wurden in Zuckerrüben häufig eingesetzte Herbizide einzeln und in praxisüblichen Mischungen aus bis zu fünf Produkten mit unterschiedlicher Wirkung eingesetzt. Die Applikation zu drei Terminen sollte zusätzliche Erkenntnisse zum Einfluss des Entwicklungsstadiums und der Witterung auf die Intensität und Dauer der Stressreaktion liefern. Daher wurden alle Messungen in einem vergleichsweise engen zeitlichen Abstand wiederholt durchgeführt. Insgesamt sollten die Untersuchungen dazu beitragen, die Erfahrungen aus der Landwirtschaft und die früheren wissenschaftlichen Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben zu ergänzen.

Die Untersuchungen behandelten sowohl Aspekte der klassischen Agrarwissenschaft als auch der modernen Sensortechnologie. Daher wurde der Arbeit eine Zusammenfassung zur Unkrautbekämpfung und zur Bedeutung von Herbizidstress in Zuckerrüben sowie zu den verschiedenen Methoden der Stressbestimmung vorangestellt.

3 Stand des Wissens

Der erfolgreiche Anbau von Zuckerrüben setzt eine möglichst weitgehende Ausschaltung der Unkrautkonkurrenz voraus. Die in Deutschland am weitesten verbreitete Strategie zur Unkrautbekämpfung basiert auf der wiederholten Applikation von Herbizidmischungen innerhalb der Jugendentwicklung der Zuckerrübe. Aufgrund der begrenzten Selektivität der Wirkstoffe wird dabei auch die Kulturpflanze geschädigt. Dieser Herbizidstress kann mit klassischen Methoden oder durch optische Sensoren auf Grundlage der Reflexion oder Fluoreszenz untersucht werden.

3.1 Herbizidstress in Zuckerrüben

Die chemische Unkrautbekämpfung ist einerseits eine der wichtigsten Grundlagen für den wirtschaftlichen Zuckerrübenanbau, andererseits ein zusätzlicher Stressfaktor, der das Wachstum der Kulturpflanze beeinträchtigen und zu signifikanten Ertragsverlusten führen kann. Die durch Herbizide verursachte Stressreaktion der Zuckerrübe wird von den eingesetzten Wirkstoffen, der Formulierung und Mischung, dem Einsatz von Additiven, dem Entwicklungsstadium und den Witterungsbedingungen vor und nach der Applikation beeinflusst.

3.1.1 Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben

Zuckerrüben zeichnen sich durch eine vergleichsweise langsame Jugendentwicklung aus. Unter mitteleuropäischen Bedingungen erfolgt die Aussaat meist im Zeitraum von März bis April. Mit dem Bestandesschluss (BBCH 39) ist, abhängig vom Witterungsverlauf, oft nicht vor Juni zu rechnen. Unkräuter, die innerhalb dieser Zeit auflaufen treten mit der Zuckerrübe in Konkurrenz. Erst ab dem Bestandesschluss kann ein gut entwickelter Bestand neu auflaufende Unkräuter wirksam unterdrücken. Eine unzureichende Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben kann Ertragsverluste von bis zu 100% bewirken. Ursache dafür ist meist die Konkurrenz um Licht (VAN HEEMST, 1985; MEYER ET AL., 1986; BRÄUTIGAM, 1998). Darüber hinaus führt die Restverunkrautung auch zu einer Beeinträchtigung der Pflege- und Erntearbeiten, Problemen bei der Lagerung und Verarbeitung sowie zu einer Anreicherung des Bodensamenvorrats (HABERLAND, 1994).

Die in Deutschland vorherrschende Strategie zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben basiert auf der wiederholten Applikation von Herbizidmischungen mit geringer Dosierung im Nachauflauf der Zuckerrüben und im Keimblattstadium der Unkräuter (NAK). Durchschnittlich erfolgen 3,5 NAKs, von denen die erste im Abstand von etwa 15 Tagen zur Aussaat und die nachfolgenden je 8-14 Tage später durchgeführt werden. Auf etwa 50% der Anbaufläche findet eine vierte und auf fast 20% auch eine fünfte NAK statt (VASEL ET AL., 2012). Die Anzahl der Applikationen und der jeweilige Applikationstermin werden durch die bestehende Verunkrautungssituation und den Witterungsverlauf bestimmt. Das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben ist dabei meist von untergeordneter Bedeutung. Allgemein gilt, dass eine NAK möglichst viele Unkräuter im empfindlichen Keimblattstadium erfassen sollte. Unkräuter in einem späteren Entwicklungsstadium sind mit normalen Aufwandmengen nur schwer bekämpfbar. Unterschiede im Artenspektrum

der Verunkrautung und im regionalen Witterungsverlauf führen dazu, dass sich in den verschiedenen Anbauregionen unterschiedliche Strategien entwickelt haben, die aber keinesfalls auf den einzelnen Betrieb oder Schlag übertragen werden können. Unter optimalen Bedingungen ist eine ausreichende Unkrautbekämpfung bereits mit drei NAKs möglich (BRUNS ET AL., 2008). Durch das Auftreten von Problemunkräutern oder bei schwierigen Witterungsbedingungen sind eine höhere Anzahl an Applikationen und stärkere Herbizidmischungen zur Unkrautbekämpfung erforderlich. Dies verdeutlichen auch die großen Schwankungen im Behandlungsindex von 1,5 bis 2,5. Der Behandlungsindex ist ein Indikator für die Intensität des Herbizideinsatzes, der sich aus der Anzahl der Applikationen und der Aufwandmenge der Herbizide im Vergleich zur zugelassenen Aufwandmenge berechnet. Dabei ist insgesamt aber zu erkennen, dass die tatsächliche Aufwandmenge deutlich unterhalb der zugelassenen Aufwandmenge liegt. Dies ist sowohl auf die hohen Kosten der Unkrautbekämpfung von teilweise über 250 €/ha in der Saison (VASEL ET AL., 2012), als auch auf die angestrebte Vermeidung von Herbizidstress (BEIBNER UND BÜTTNER, 2000) zurückzuführen. Letzteres zeigt sich besonders am geringeren Behandlungsindex der ersten NAK, die meist im empfindlichen Keimblattstadium der Zuckerrübe erfolgt. Durchschnittlich werden bei jeder NAK 2,6 Herbizidprodukte und 4,1 verschiedene Wirkstoffe ausgebracht. Mit jeweils etwa 20% an der Gesamtaufwandmenge zählen Metamitron (Goltix), Phenmedipham und Ethofumesat (Betanal, Powertwin) zu den wichtigsten Wirkstoffen bei der Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben. Diese werden auf 99,8% der Anbaufläche und dabei meist als Herbizidmischung ausgebracht. Desmedipham (Betanal) hat einen Anteil von 13% an der Gesamtaufwandmenge und etwa das gleiche Wirkungsspektrum wie Phenmedipham. Herbizidmischungen mit diesen Wirkstoffen sind zur Bekämpfung einer Standardverunkrautung oft ausreichend. Die typische Verunkrautung in Zuckerrüben wird von Chenopodium album und Polygonum spp. dominiert. Darüber hinaus treten häufig verschiedene Matricaria spp. und Galium aparine auf. Die am weitesten verbreiteten Problemunkräuter sind mehrere Polygonum spp., Mercurialis annua und Aethusa cynapium sowie Durchwuchsraps und Unkrautrüben. Insgesamt konnte in den letzten Jahrzehnten eine deutliche Zunahme der Unkrautstetigkeit sowohl bei den Standard- als auch bei verschiedenen Problemunkräutern festgestellt werden. Die Bekämpfung von Problemunkräutern erfordert eine höhere Anzahl an Applikationen und den Einsatz von zusätzlichen Wirkstoffen. Dazu gehören Chloridazon und Quinmerac (Rebell), Triflusulfuron-methyl (Debut), Dimethenamid-P (Spectrum) und Clopyralid (Lontrel). Die Bekämpfung von Ungräsern erfolgt mit ACCase-Inhibitoren (VASEL ET AL., 2012). Abhängig von der Verunkrautungssituation werden Herbizidmischungen mit bis zu acht verschiedenen Wirkstoffen ausgebracht. Der Anteil der boden- und blattaktiven Herbizide wird entsprechend den Witterungsbedingungen und der Ver-

unkrautungssituation angepasst. Insbesondere bei trockener Witterungsbedingen und der Ver-Additive eingesetzt um die Bekämpfungsleistung einer Herbizidmischung zu erhöhen. Die Applikationsentscheidung wird letztlich vom Landwirt getroffen, der einen hohen Bekämpfungserfolg bei möglichst geringen Kosten und wenig Herbizidstress anstrebt. Zur Beratung stehen inzwischen auch Expertenprogramme zur Verfügung (PRILLWITZ ET AL., 2000), die abhängig von der Verunkrautungssituation, dem bestehenden und zu erwartenden Witterungsverlauf und dem Entwicklungsstadium der Zuckerrüben eine Applikationsempfehlung ausgeben, die eine ausreichende Bekämpfung bei möglichst geringer Beeinflussung der Zuckerrüben erwarten lässt.

3.1.2 Bedeutung von Herbizidstress in Zuckerrüben

Die meisten in Zuckerrüben eingesetzten Herbizide besitzen eine eingeschränkte Selektivität, die von der Absorption, Translokation und Metabolisierung der Wirkstoffe in der Kulturpflanze abhängig ist. Die chemische Bekämpfung der Unkräuter führt daher zwangsläufig auch zu einer Beeinträchtigung des Wachstums und der Entwicklung der Zuckerrüben. Die durch Herbizide verursachte Wachstumsreduktion konnte im Labor und Gewächshaus, der daraus resultierende Ertragsverlust auch in Feldversuchen nachgewiesen werden.

Sowohl für *Metamitron* (SCHMIDT UND FEDTKE, 1977), als auch *Chloridazon* (FRANK, 1967b), *Phenmedipham* (PRODOEHL ET AL., 1992), *Desmedipham*, *Ethofumesat* (ESHEL ET AL., 1976a), *Triflusulfuron-methyl* (WITTENBACH ET AL., 1994) und *Dimethenamid-P* (BOLLMAN ET AL., 2008) konnte unter kontrollierten Bedingungen ein negativer Einfluss auf das Wachstum der Zuckerrüben ermittelt werden. Dieser reichte von einer nur kurzfristigen Hemmung der CO₂-Assimilation (SCHMIDT UND FEDTKE, 1977) über signifikant reduzierte Wachstumsraten der Blattfläche und der Trockenmasse (ESHEL ET AL., 1976a; PRODOEHL ET AL., 1992), bis hin zum vollständigen Ausfall einzelner Pflanzen (FRANK, 1967b). Auch in Feldversuchen konnte bei entsprechenden Aufwandmengen und Umweltbedingungen eine signifikante Stressreaktion auf die genannten Wirkstoffe nachgewiesen werden (DAWSON, 1975; ESHEL ET AL., 1976a; STEEN UND AL-WINDI, 1984; PRODOEHL ET AL., 1992; STARKE UND RENNER, 1996; BOLLMAN UND SPRAGUE, 2008). Sowohl bei diesen Untersuchungen, als auch bei den nachfolgend genannten Studien muss allerdings berücksichtigt werden, dass diese in verschiedenen Anbausystemen und bei unterschiedlichen Witterungsbedingungen erfolgten. Oft lassen sich die verwendeten Herbizidmischungen und Applikationsstrategien nur begrenzt mit der aktuellen Situation der Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben in Deutschland vergleichen.

Bei den frühen Untersuchungen zur chemischen Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben (DAWSON, 1975; Eshel et al., 1976a; Winter und Wiese, 1978; Giannopolitis und Strouthopoulos, 1979) war die eingeschränkte Selektivität der Wirkstoffe in Verbindung mit hohen Aufwandmengen ein Grund dafür, den Einsatz von blattaktiven Herbiziden erst ab dem 2-Blatt-Stadium der Zuckerrüben zu empfehlen. Applikationen im Keimblattstadium führten zu starken Wachstumsdepressionen und teilweise auch Pflanzenverlusten. Diese konnten bis zur Ernte nur teilweise kompensiert werden, sodass Ertragsminderungen von durchschnittlich 5% (WINTER UND WIESE, 1978), teilweise auch von über 20% (DAWSON, 1975; ESHEL ET AL., 1976a) hingenommen werden mussten. Auch bei den heute üblichen Aufwandmengen und der wiederholten Applikation im Nachauflauf der Zuckerrüben wird oft ein Wachstumsrückstand gegenüber der unkrautfreien Kontrolle festgestellt. Zwar wird von Pflanzenverlusten nur noch selten berichtet wird (STARKE UND RENNER, 1996), das geringere Wachstum der Blattfläche kann aber bis mehrere Wochen nach der letzten Applikation (WILSON, 1999) und teilweise sogar bis zur Ernte (KOBUSCH, 2003) verfolgt werden. Allgemein nimmt der Herbizidstress mit der Gesamtaufwandmenge, der Anzahl der Wirkstoffe in einer Mischung sowie bei Einsatz von Additiven zu. Daher können auch bei den heute üblichen Bekämpfungsstrategien oft 5-10% geringere Erträge ermittelt werden. Ertragsverluste wurden überwiegend durch den geringeren Rübenertrag und nicht durch eine Abnahme im Zuckergehalt verursacht (Wilson, 1994; Starke und Renner, 1996; Wilson, 1999; Abdollahi und Ghadiri, 2004). Bei einer der wenigen publizierten Untersuchungen aus Deutschland, in denen auch der Ertrag ermittelt wurde, konnten Beißner und Büttner (2000) einen teilweise linearen Zusammenhang zur Aufwandmenge feststellen. Bereits die einmalige Applikation einer Formulierung aus Phenmedipham, Desmedipham und Ethofumesat in hoher Dosierung führte zu einem 20% geringeren Ertrag, während der 3-malige Einsatz einer normal dosierten Mischung mit zusätzlichen Wirkstoffen vergleichsweise geringe Verluste verursachte. Auch bei landwirtschaftlichen Feldversuchen wurde von Ertragsverlusten im Bereich von 3-10% abhängig von den eingesetzten Herbizidmischungen berichtet (SIMETH, 2014). Der Ansatz durch wiederholte Applikation von vergleichsweise geringen Aufwandmengen nicht nur die Kosten der Unkrautbekämpfung sondern auch den Herbizidstress zu verringern, wird bereits seit den 80er Jahren erfolgreich verfolgt (WILSON, 1992) und hat sowohl zur Entwicklung der aktuellen Unkrautbekämpfungsstrategie in Deutschland (VASEL ET AL., 2012) als auch zur Anwendung von sogenannten Microrate-Strategien geführt. Bei den Microrate-Strategien werden geringste Aufwandmengen bei kurzem Abstand zwischen den Applikationen ausgebracht. Um eine ausreichende Wirkung zu erzielen, wird den Herbizidmischungen eine höhere Menge an Öl zugesetzt, sodass auch bei dieser Herbizidstrategie eine starke Stressreaktion der Zuckerrübe auftreten kann (DALE ET AL., 2005). Ertragsverluste treten besonders dann auf, wenn zusätzlich auch Vorauflaufherbizide eingesetzt werden oder der zeitliche Abstand zwischen den Applikationen gering ist (RICE ET AL., 2002; DALE UND RENNER, 2005). Der vermutlich größte Feldversuch zum Herbizidstress begann mit der Einführung der gegenüber Glyphosat herbizidtoleranten Zuckerrüben. Schätzungen gehen davon aus, dass der daraus resultierende Verzicht auf den Einsatz von klassischen Herbiziden zur Unkrautbekämpfung zu einem Ertragsanstieg von 5-15% geführt hat (MAY, 2000; KNISS ET AL., 2003). Dies bestätigen auch die Untersuchungen von WILSON ET AL. (2002), der bei konventionellen Herbizidstrategien einen Ertragsverlust von 15% gegenüber dem Einsatz von Glyphosat ermittelte.

Die durch Herbizidstress verursachten Ertragsverluste sind auf einen späteren Bestandesschluss (WILSON, 1999) und die daraus resultierende insgesamt geringere Lichtabsorption innerhalb der Vegetationsperiode (JAGGARD UND QI, 2006) zurückzuführen. Darüber hinaus verringert sich auch die Konkurrenzkraft der Zuckerrüben, sodass der Zeitraum der kritischen Periode zur Unkrautbekämpfung möglicherweise verlängert werden kann (MEYER ET AL., 1986; KOBUSCH, 2003; DALE ET AL., 2005). Bei einem späten Bestandesschluss sind oft zusätzliche Applikationen erforderlich, um eine Spätverunkrautung zu vermeiden (DALE UND RENNER, 2005; WILSON UND SBATELLA, 2011).

Bei der Bewertung von Herbizidstress ist zu berücksichtigen, dass eine nicht erfolgreiche Unkrautbekämpfung zu deutlich höheren Ertragsverlusten führen kann, als die Stressreaktion der Kulturpflanzen. Auch in Feldversuchen wurden die höchsten Erträge meist dann erzielt, wenn die höchste Wirkung gegen Unkräuter erreicht wurde. Herbizidstress in Zuckerrüben kann daher nur in dem Maße vermieden werden, in dem eine ausreichende Unkrautbekämpfung sichergestellt werden kann. Damit müssen bei einer Applikationsentscheidung sowohl der zu erwartende Einfluss der Verunkrautung, als auch die finanziellen und stressbedingten Kosten, die durch die chemische Unkrautbekämpfung entstehen berücksichtigt werden (WILSON ET AL., 2005).

3.1.3 Herbizide und Herbizidselektivität

Die meisten in Zuckerrüben eingesetzten herbiziden Wirkstoffe zählen zu den Hemmstoffen des Photosystems II (HRAC-Gruppe: C1). Zusätzlich werden der Lipidsynthese-Inhibitor *Ethofumesat* (HRAC-Gruppe: N), der Wuchsstoff *Quinmerac* (HRAC-Gruppe: O), mit *Triflusulfuron-methyl* ein Inhibitor der Acetolactat-Synthase (HRAC-Gruppe: B) und mit *Dimethenamid-P* ein VLCFA-Inhibitor (HRAC-Gruppe: K3) eingesetzt. Die Bekämpfung von Ungräsern erfolgt überwiegend mit ACCase-Inhibitoren (HRAC-Gruppe: A). Die meisten dieser Wirkstoffe verfügen über eine eingeschränkte Selektivität und können bei ausreichend hoher Konzentration am Wirkort zu einer Schädigung der Kulturpflanze führen. Die für den Einsatz erforderliche Selektivität für Unkräuter ist meist eine schnellere Metabolisierung des Wirkstoffs durch die Zuckerrübe zurückzuführen. Abhängig von der Geschwindigkeit der Absorption und der metabolischen Aktivität, ist dieser Mechanismus nicht immer ausreichend, um Herbizidschäden zu vermeiden. Die Selektivität ist insbesondere abhängig vom Entwicklungsstand der Zuckerrüben und der Witterung.

PSII-Inhibitoren

Metamitron, Phenmedipham, Desmedipham, Chloridazon und Lenacil zählen alle zu den Hemmstoffen des Photosystems II (HRAC-Gruppe: C1). Diese Wirkstoffe beeinflussen unmittelbar den photosynthetischen Elektronentransport in den Chloroplasten. Bei einer gesunden und photosynthetisch aktiven Pflanze wird die Sonnenstrahlung von verschiedenen Pigmenten im Lichtsammelkomplex absorbiert und als Energie an das Reaktionszentrum des Photosystems II weitergeleitet. Dadurch kommt es innerhalb des Reaktionszentrums zu einer Ladungstrennung zwischen zwei "special pair" Chlorophyllmolekülen. Das positiv geladene Chlorophyllmolekül wird durch ein Elektron aus der Wasserspaltungsreaktion in den ursprünglichen Zustand zurückversetzt, während das negativ geladene Chlorophyllmolekül ein Elektron an den primären Akzeptor, das Phaeophytin abgibt. Von diesem werden die Elektronen schrittweise über die Quinone A und B auf das mobile Plastoquinon übertragen, das für den Transport zum Photosystem I verantwortlich ist. Das Quinon B ist Bestandteil des D1-Proteins im Photosystem II und besitzt eine Bindenische für Plastoquinon. Die als PSII-Hemmstoffe bezeichneten Herbizide konkurrieren um diese Bindenische und blockieren somit die Elektronenübertragung von Quinon B auf das mobile Platoquinon. Daraus folgt, dass die im Lichtsammelkomplex absorbierte Energie nicht photochemisch genutzt werden kann. Die überschüssige Energie im Photosystem II wird zu einem gewissen Anteil als sogenannte Chlorophyllfluoreszenz und als Wärme abgeleitet. Die restliche Anregungsenergie wird auf Sauerstoffmoleküle übertragen und führt zur Entstehung von reaktiven Sauerstoffspezies, insbesondere dem schädlichen Singulett-Sauerstoff $({}^{1}O_{2})$. Da die natürlichen Schutzmechanismen der Pflanze die erhöhte Menge an reaktiven Sauerstoffspezies nicht schnell genug abbauen können, kommt es zu innerhalb der Pflanze zu einer Kettenreaktion zwischen freien Radikalen und ungesättigten Fettsäuren. Durch diese Reaktion werden unter anderem die Thylakoidmembranen der Chloroplasten und andere Membranen, die überwiegend aus ungesättigten Fettsäuren bestehen, zerstört. Dieser Prozess ist entscheidend für die herbizide Wirkung der Hemmstoffe des Photosystems II (FUERST UND NORMAN, 1991; COBB UND READE, 2010).

Metamitron (4-Amino-3-methyl-6-phenyl-1,2,4-triazin-5-on) wird bereits seit den 1970er Jahren zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben eingesetzt und ist seitdem der Hauptbestandteil der Goltix[®]-Produktreihe. Als klassischer PSII-Inhibitor wird *Metamitron* sowohl über das Blatt als auch über die Wurzel aufgenommen. Die Translokation innerhalb der Pflanze erfolgt pseudoapoplastisch (SCHMIDT UND FEDTKE, 1977; APER ET AL., 2012). Grundlage für die Selektivität in Zuckerrüben ist die schnelle Metabolisierung des Wirkstoffes durch Deamination (SCHMIDT UND FEDTKE, 1977) und Glucosidation (APER ET AL., 2012). Die Chloroplasten selbst sind aber ebenso empfindlich gegenüber *Metamitron*, wie die von sensitiven Pflanze und den gegenwärtigen Umweltbedingungen (SCHMIDT UND FEDTKE, 1977). Verglichen mit anderen PSII-Inhibitoren ist die Selektivität von *Metamitron* als hoch einzuschätzen. Wachstumsdepressionen treten erst bei hoher Dosierung auf (STEEN UND AL-WINDI, 1984; ABBASPOOR ET AL., 2006; APER ET AL., 2012) und sind auf die Abnahme der CO₂-Assimilation zurückführen (SCHMIDT UND FEDTKE, 1977).

Phenmedipham (Methyl-3-(3-methylcarbaniloyloxy)carbanilat)) und *Desmedipham* (Ethyl-3phenyl-carbamoyloxyphenylcarbamat) werden seit den 1960er Jahren in Zuckerrüben eingesetzt. In der Betanal®-Produktreihe werden sie gemeinsam mit dem Wirkstoff *Ethofumesat* formuliert. Die beiden PSII-Inhibitoren zählen zu den Biscarbamaten und werden fast ausschließlich über das Blatt aufgenommen (ARNDT UND KÖTTER, 1968). Die Translokation erfolgt akropetal (HEN-DRICK ET AL., 1974). Isolierte Chloroplasten von Zuckerrüben sind gegenüber *Phenmedipham* sensitiv (ARNDT UND KÖTTER, 1968). Grundlage für die Selektivität von *Phenmedipham* in Zuckerrüben ist die Metabolisierung des Wirkstoffes durch Hydroxylierung und anschließende Glykosylation (DAVIES ET AL., 1990). Abhängig von den Umweltbedingungen können beide Wirkstoffe starke Wachstumsdepressionen hervorrufen, die aus der Reduktion der CO₂-Assimilation resultieren. Bei normalen Aufwandmengen ist oft bereits nach wenigen Stunden eine Wiederzunahme der Assimilationsleistung zu beobachten (ARNDT UND KÖTTER, 1968; HENDRICK ET AL., 1974; BETHLENFAL-VAY UND NORRIS, 1977). Insgesamt wirkt *Phenmedipham* bei gleicher Dosierung deutlich schwächer auf Zuckerrüben als *Desmedipham* (HENDRICK ET AL., 1974; ABBASPOOR UND STREIBIG, 2007).

Chloridazon (5-Amino-4-chlor-2-phenyl-2H-pyridazin-3-on), auch als *Pyrazon* bezeichnet, zählt ebenfalls zu den ersten selektiven Herbiziden im Zuckerrübenanbau. In den Rebell[®]-Produkten wird es gemeinsam mit *Quinmerac* vertrieben. Der Wirkstoff wird über das Blatt und die Wurzel aufgenommen und akropetal transportiert. Grundlage für die Selektivität in Zuckerrüben ist die Metabolisierung des Wirkstoffs in der Pflanze (STEPHENSON UND RIES, 1967; FRANK UND SWITZER, 1969b). Abhängig von den Umweltbedingungen können bei hohen Aufwandmengen deutliche Schäden an den Zuckerrüben auftreten (DAWSON, 1971). Insgesamt ist die Selektivität geringer als die von *Metamitron* aber höher als die von Biscarbamaten einzuschätzen (VOSS ET AL., 1984).

Lenacil (3-Cyclohexyl-1,5,6,7-tetrathydrocyclopentapyrimidin-2,4(3H)-dion) wurde lange Zeit als Bodenwirkstoff in Zuckerrüben eingesetzt und wird nur in geringer Menge in Betanal maxxPro[®] beigegeben. Grundlage für die Selektivität in Zuckerrüben ist eine metabolische Glucosidation, die aber vergleichsweise langsam erfolgt (VAN OORSCHOT, 1970; ZHANG ET AL., 1999).

Ethofumesat

Ethofumesat ((2-Ethoxy-3,3-dimethyl-2,3-dihydro-1-benzofuran-5-yl)methansulfonat) zählt zu den Lipidsynthese-Inhibitoren (HRAC-Gruppe: N) und wird seit den 1970er Jahren zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben eingesetzt. Der Wirkstoff wird in der heutigen Zeit meist zusammen mit *Phenmedipham* oder *Desmedipham* formuliert, beispielsweise in der Betanal®-Produktreihe und in dem Produkt Powertwin®. Die herbizide Wirkung von *Ethofumesat* basiert auf einer Hemmung der Fettsäure-Elongasen. Diese sind für die Ausbildung von verschiedenen Membranen und die Auflagerung von epicuticulären Wachsen von entscheidender Bedeutung. Durch den resultierenden Verlust an Wasser und Solvaten wird der Stoffwechsel der Pflanze beeinträchtigt (COBB UND READE, 2010). Besonders im frühen Entwicklungsstadium der Zuckerrüben wird *Ethofumesat* sehr schnell über die Blätter aufgenommen (DUNCAN ET AL., 1981). Auch eine Aufnahme über die Wurzel ist möglich (DUNCAN ET AL., 1982b). Die Translokation erfolgt überwiegend apoplastisch (DUNCAN ET AL., 1981). Die Selektivität basiert auf einer metabolischen Konjugation des Wirkstoffes (DUNCAN ET AL., 1982b). Die Applikation von hohen Aufwandmengen im Keimblattstadium der Zuckerrüben kann zu Wachstumsdepressionen führen (ESHEL ET AL., 1976a).

<u>Quinmerac</u>

Quinmerac (7-Chlor-3-methyl-8-chinolincarbonsäure) ist ein vergleichsweise neuer Wirkstoff aus der Gruppe der Wuchsstoffe (HRAC-Gruppe: O) und neben *Chloridazon* der zweite aktive Bestandteil in den Rebell[®]-Produkten. Die Wirkung in sensitiven Pflanzen basiert auf einer übermäßigen Steigerung der Auxinaktivität mit nachfolgender Überproduktion von Abscisinsäure. Dies führt zunächst zu typischen Blatt- und Wurzeldeformationen und langfristig zum Absterben der Pflanze. In Zuckerrüben konnten auch bei hohen Aufwandmengen keine Symptome beobachtet werden, obwohl der Wirkstoff schnell aufgenommen und systemisch transportiert wird. Ursache für diese hohe Selektivität ist die Unempfindlichkeit der ACC-Synthase der Zuckerrüben gegenüber dem Wirkstoff (GROSSMANN UND SCHELTRUP, 1998).

Triflusulfuron-methyl

Triflusulfuron-methyl ((Methyl-2-[[[[4-(dimethylamino)-6-(2,2,2-trifluorethoxy)-1,3,5-triazin-2yl]-amino]carbonyl]amino]sulfonyl]-3-methylbenzoat) wird erst seit den frühen 1990er Jahren in Zuckerrüben eingesetzt und aktuell unter anderem als Debut[®] vertrieben. ALS-Inhibitoren (HRAC-Gruppe: B) hemmen die Acetolactatsynthase und die Bildung von verzweigtkettigen Aminosäuren und beeinträchtigen damit den gesamten Stoffwechsel. Bei sensitiven Pflanzen führt dies zu einem Stillstand des Wachstums und zu einem langsamen Absterben (COBB UND READE, 2010). Der Wirkstoff wird meist über das Blatt aufgenommen und in der Pflanze systemisch transportiert. Die Selektivität in Zuckerrüben basiert auf der Metabolisierung des Wirkstoffs. Die Acetolactatsynthase selbst ist aber sensitiv (WITTENBACH ET AL., 1994). Daher wurden auch nach Soloapplikation von *Triflusulfuron-methyl* wiederholt leichte Wachstumsdepressionen beobachtet, die aber keinen Einfluss auf den Ertrag hatten (FISHER ET AL., 1995; STARKE UND RENNER, 1996).

Dimethenamid-P

Dimethenamid-P (2-Chlor-N-(2,4-dimethyl-3-thienyl)-N-(2-methoxy-1-1methylethyl)acetamid) wird ebenfalls erst seit den 1990er Jahren in Zuckerrüben eingesetzt und unter anderem als Spectrum[®] vermarktet. Die Wirkung der VLCFA-Inhibitoren (HRAC-Gruppe: K3) basiert auf der Hemmung der Synthese von langkettigen Fettsäuren und der daraus folgenden Hemmung der Zellteilung und Schädigung von pflanzlichen Membranen (COBB UND READE, 2010). Der Wirkstoff wird überwiegend über die Wurzel und zu einem geringeren Anteil über Hypokotyl und Blätter aufgenommen. Der Transport erfolgt akropetal. Grundlage für die Selektivität in Zuckerrüben ist die schnelle Metabolisierung (BOLLMAN ET AL., 2008) und die Positionierung des Herbizids oberhalb der Wurzelzone (RICE ET AL., 2002). Besonders an kleinen Zuckerrüben können nach der Applikation signifikante Wachstumsdepressionen auftreten (RICE ET AL., 2002; BOLLMAN ET AL., 2008).

3.1.4 Beeinflussung von Herbizidstress

Herbizidstress ist nicht allein von den eingesetzten Wirkstoffen und deren Dosierung, sondern auch von der Formulierung der Herbizidmischung, dem Entwicklungsstadium der Zuckerrüben und in besonderem Maße vom Witterungsverlauf vor und nach der Applikation abhängig.

Formulierungen, Mischungen und Additive

Herbizide werden in einer Formulierung mit verschiedenen Hilfsstoffen ausgebracht. Diese können zur Stabilisierung erforderlich sein, die applikationstechnischen Eigenschaften verbessern oder die Retention und anschließende Penetration in die Pflanze beeinflussen. Damit haben sie einen unmittelbaren Einfluss auf die Wirkung und die Stressreaktion. Darüber hinaus bestehen die in Zuckerrüben eingesetzten Herbizidmischungen meist aus mehreren Produkten mit verschiedenen Wirkstoffen (VASEL ET AL., 2012). Beispielhaft für den Einfluss der Formulierung und Mischung von Wirkstoffen auf den Herbizidstress in Zuckerrüben können die Untersuchungen von ESHEL ET AL. (1976b) genannt werden: Die Mischung von Desmedipham und Ethofumesat und die Formulierung als Emulsionskonzentrat (EC) führten sowohl einzeln als auch in Kombination zu stärkeren Wachstumsdepressionen als die Wirkstoffe allein. Als eine Konsequenz wurde bei Fertigmischungen aus Phenmedipham und Ethofumesat die Formulierung abgeschwächt (MARS-HALL ET AL., 1987). Fertigmischungen aus Phenmedipham oder Desmedipham und Ethofumesat werden heute als Suspensionskonzentrat (SC) (DONATI UND FELL, 2014), Emulsionskonzentrat (EC) (JOHANN ET AL., 2002) und Öldispersion (OD) (WEGENER UND JOHNEN, 2012) vermarktet. Auch bei Mischung von Phenmedipham und Desmedipham mit Triflusulfuron-methyl, Dimethenamid-P sowie Clopyralid wurde eine Zunahme der Stressreaktion beobachtet (WILSON, 1999; RICE ET AL., 2002). Die Formulierung der ausgebrachten Mischung kann auch durch verschiedenste Additive beeinflusst werden. STARKE ET AL. (1996) konnten bei der Applikation von Phenmedipham und Desmedipham nach Zusatz von Additiven einen Anstieg der Herbizidschäden von 3% auf 21-66% ermitteln. Bei der Zugabe von Öl zu einer Standardmischung oder bei reduzierten Aufwandmengen wurden signifikant höhere Ertragsverluste beobachtet (WILSON ET AL., 2005).

Entwicklungsstadium der Zuckerrüben

Auch das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben kann die Stressreaktion nach einer Herbizidapplikation beeinflussen. Bei den meisten Untersuchungen wurde sowohl unter kontrollierten Bedingungen, als auch im Feld eine Abnahme der Herbizidsensitivität in späteren Entwicklungsstadien beobachtet. Dies gilt sowohl für *Metamitron* (HACK, 1975; ABBASPOOR ET AL., 2006), *Phenmedipham* und *Desmedipham* (DAWSON, 1975; SCHWEIZER, 1975b), *Chloridazon* (FRANK, 1967b), *Ethofumesat* (ESHEL ET AL., 1976a; DUNCAN ET AL., 1981) als auch für *Dimethenamid-P* (BOLLMAN UND SPRAGUE, 2008; WILSON UND SBATELLA, 2011). Auch bei *Triflusulfuron-methyl* wurden bisher nur im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben signifikante Herbizidschäden beobachtet (FISHER ET AL., 1995). Herbizidmischungen verhielten sich grundsätzlich ähnlich (SCHWEIZER, 1975b; ESHEL ET AL., 1976a). Bei Feldversuchen wurde gelegentlich eine stärkere Stressreaktion in einem späteren Entwicklungsstadium festgestellt. Diese konnten überwiegend durch Unterschiede im Witterungsverlauf begründet werden (WINTER UND WIESE, 1978; ENTZ, 1983).

Beeinflussung durch die Witterung

Der Witterungsverlauf vor und nach der Herbizidapplikation kann die Absorption, Translokation und Metabolisierung der Wirkstoffe und somit auch die Stressreaktion beeinflussen. Die meisten Angaben zum Einfluss der Witterung auf den Herbizidstress in Zuckerrüben stammen allerdings aus Beobachtungen, die in Feldversuchen gemacht wurden. Allgemein wurde bei vielen Pflanzenschutzmitteln eine höhere Absorption nach Niederschlägen und nach Phasen mit geringer Strahlungs- und hoher Windintensität festgestellt. Applikationen bei hoher Luftfeuchtigkeit beschleunigten die Aufnahme der Wirkstoffe ins Blatt (HAMMERTON, 1967; KUDSK UND KRISTENSEN, 1992). In Zuckerrüben führte der Einsatz einer Standardmischung bei Tau auch im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium zu einer stärkeren Stressreaktion (RICE ET AL., 2002). Kurz nach einer Blattapplikation auftretende Niederschläge hingegen können zu einem Wirkstoffverlust von der Blattoberfläche und zu einer Abnahme der Wirkung führen (ESHEL ET AL., 1976b). Ansteigende Temperaturen und eine zunehmende Strahlungsintensität nach der Applikation von Phenmedipham, Desmedipham (ARNDT ET AL., 1970; BETHLENFALVAY UND NORRIS, 1977; WINTER UND WIESE, 1978) und Chloridazon (KOREN UND ASHTON, 1973) erhöhten den Herbizidstress. Ausreichend hohe Niederschläge und geringe Bodentemperaturen hingegen verstärkten die Stressreaktion auf Dimethenamid-P (RICE ET AL., 2002). STARKE UND RENNER (1996) und DALE UND RENNER (2005) führten das stressbedingt geringere Wachstum der Zuckerrüben bei kalter und nasser Witterung nach der Applikation auf eine langsamere Metabolisierung der Wirkstoffe zurück.

Sonstige Faktoren

Auch die Sortenwahl bei Zuckerrüben (WILSON, 1999; DALE ET AL., 2005; BOLLMAN ET AL., 2008), der Bodentyp und die aktuellen Bodeneigenschaften (SCHWEIZER, 1975a; BOLLMAN UND SPRAGUE, 2009) sowie Unterschiede in der verwendeten Applikationstechnik (ESHEL ET AL., 1976b) können die Stressreaktion auf den Einsatz von Herbiziden beeinflussen.

3.2 Methoden zur Stressbestimmung

Aufgrund der hohen Bedeutung von Stress für das Wachstum, die Entwicklung und somit den Ertrag von Kulturpflanzen, wurden in der Kulturpflanzenforschung verschiedene Methoden entwickelt, um Stress qualitativ und quantitativ zu erfassen. Die klassischen Methoden zur Untersuchung von Herbizidstress in Zuckerrüben umfassen die vergleichende Schätzung der Blattfläche, die Bewertung von sichtbaren Schäden und die Bestimmung der Biomasse. Durch den ständigen Fortschritt im Bereich der Sensortechnologie wird es zunehmend möglich, diese teils subjektiven, nicht ausreichend präzisen oder sehr arbeitsintensiven Methoden durch andere Messverfahren zu ersetzen. Besonders optische Sensoren besitzen das Potential für eine schnelle, objektive und nichtdestruktive Bestimmung von Herbizidstress. Grundlage dafür sind stressbedingte Unterschiede der Reflexion, der Blattfluoreszenz oder der Chlorophyllfluoreszenzkinetik. Durch wiederholte Messungen und den Einsatz von bildgebenden Methoden ist es inzwischen möglich neben den zeitlichen auch räumliche Unterschiede in der Stresswirkung zu erfassen.

3.2.1 Klassische Methoden

Untersuchungen zur Kulturpflanzenverträglichkeit von Herbiziden und anderen Pflanzenschutzmitteln können nach den Richtlinien der European Plant Protection Organisation zur Bewertung der Phytotoxizität erfolgen (EPPO, 2007). Diese geben als wichtigste Symptome von Herbizidstress unter anderem Veränderungen im Wachstum und Entwicklung der Pflanzen, sichtbare Farb- und Formveränderungen, Nekrosen und Auswirkungen auf den Ertrag an. Die Bestimmung von Herbizidstress in Zuckerrüben basiert in der aktuellen Praxis meist auf einer oder mehreren Schätzungen der prozentualen Schädigung gegenüber einer unbehandelten Kontrollgruppe. Diese visuellen Erhebungen erfolgen im Abstand von ein bis zwei Wochen nach der Applikation und beziehen sich auf die Blattflächenentwicklung und sichtbare Schäden am Blattapparat. Die typischen Symptome von Herbizidstress in Zuckerrüben umfassen neben der Hemmung des Wachstums besonders häufig Chlorosen und Nekrosen an den Blatträndern sowie Blattspitzen. Ursächlich für diese Stressreaktion ist meist die Applikation von Phenmedipham oder Desmedipham. Ähnliche Symptome wurden auch im Zusammenhang mit Chloridazon beobachtet. Unter ungünstigen Bedingungen kann Herbizidstress bis zu einem Absterben der Pflanze führen (WINTER UND WIESE, 1978). Bei hohen Aufwandmengen von Metamitron wurden Aufhellungen im Bereich der Blattadern festgestellt (HACK, 1975). Herbizidmischungen mit Triflusulfuron-methyl bewirken eine Gelbfärbung der Blätter (STARKE UND RENNER, 1996). Dimethenamid-P kann die Blattstruktur der Zuckerrüben beeinflussen (RICE ET AL., 2002; BOLLMAN ET AL., 2008). Bei hohen Aufwandmengen an Cycloat oder Ethofumesat wurden eine dunkelgrüne, glänzende Verfärbung und Missbildungen an den Blättern beobachtet (DAWSON, 1971; DUNCAN ET AL., 1982a). Quinmerac kann in empfindlichen Pflanzen Anthocyanverfärbungen und Wachstumsveränderungen hervorrufen. An Zuckerrüben wurden bisher keine Symptome beobachtet (GROSSMANN UND SCHELTRUP, 1998). Auch zahlreiche andere Herbizide bewirken sichtbare Schäden an Zuckerrüben (MAY UND WILSON, 2006). Allgemein gilt die Abwesenheit von visuellen Symptomen aber nicht als sicherer Indikator für eine fehlende Wirkung der Herbizide auf die Pflanze (BREEZE, 1988).

Aufgrund dessen werden zur Untersuchung von Herbizidstress auch Methoden eingesetzt, die auf einer analytischen Bestimmung der Blattfläche (DALE ET AL., 2005; KADOGLIDOU ET AL., 2008) oder der Gesamtbiomasse (BETHLENFALVAY UND NORRIS, 1977; DALE ET AL., 2005; BOLLMAN ET AL., 2008) basieren. Da der zeitliche Abstand zwischen der Applikation der Herbizide und der Untersuchung der Pflanze für die Stressbewertung von entscheidender Bedeutung ist, liefern wiederholte Messungen deutlich mehr Informationen als Einzelmessungen zu einem definierten Zeitpunkt (AHRENS, 1989). Bei allen Methoden, die eine Zerstörung der Versuchspflanze bedingen, sind dafür eine größere Anzahl möglichst gleichförmiger Pflanzen erforderlich (NORRIS, 1991). Derartig uniforme Bestände sind unter landwirtschaftlichen Anbaubedingungen allgemein nicht zu erwarten (DÜRR UND BOIFFIN, 1995; CLARK ET AL., 2004), sodass bei Feldversuchen entsprechend große Stichproben erforderlich sind. Bei den meisten Untersuchungen im Freiland werden daher höchstens zwei bis drei Messungen durchgeführt. Diese erfolgen mehrere Tage bis Wochen nach der Applikation oder zu einem deutlich späteren Zeitpunkt. Untersuchungen zum Herbizidstress, bei denen die Entwicklung der Blattfläche oder Biomasse über einen längeren Zeitraum erfasst wurde, sind vergleichsweise selten (SMITH UND SCHWEIZER, 1983; KADOGLIDOU ET AL., 2008).

Beide hier dargestellten klassischen Ansätze zur Untersuchung von Herbizidstress haben Nachteile: Bei visuellen Schätzungen sind dies insbesondere die subjektive Einschätzung des Blattdeckungsgrads und der sichtbaren Blattschäden (HORST ET AL., 1984; ANDÚJAR ET AL., 2010) sowie die oft schwache Ausprägung von Stresssymptomen bei geringer Herbiziddosierung (BREEZE, 1988). Bei destruktiven Messungen der Blattfläche oder Biomasse ist ein gleichförmiger Bestand oder eine sehr hohe Stichprobenzahl erforderlich. Da in der Jugendentwicklung der Zuckerrüben große Unterschiede zwischen Einzelpflanzen auftreten können, erhöhen wiederholte Messungen der Bestandsentwicklung den Arbeits- und Flächenbedarf (KADOGLIDOU ET AL., 2008).

3.2.2 Untersuchungen zur Reflexion

Licht, das auf eine Oberfläche trifft, wird von dieser transmittiert, absorbiert oder reflektiert. Die unterschiedliche Reflexion des Lichtes von verschiedenen Oberflächen ist Grundlage für die visuelle Wahrnehmung des Menschen und Voraussetzung für den Einsatz von zahlreichen optischen Sensoren einschließlich der handelsüblichen Digitalkameras. Bildaufnahmen von einzelnen Pflanzen oder Pflanzenbeständen können in Verbindung mit Methoden der Bildanalyse sowohl zur Bestimmung der Blattdeckungsfläche als auch zur Untersuchung von stressbedingten Unterschieden in der Blattform oder der -farbe eingesetzt werden.

Aufgrund der großen Unterschiede zwischen dem Reflexionsspektrum von grünen Pflanzen und der Bodenoberfläche ist die Bestimmung der Blattdeckungsfläche mit optischen Sensoren vergleichsweise einfach. Die kostengünstigste Möglichkeit basiert auf der Aufnahme des Bestandes mit einer Digitalkamera mit CCD- oder CMOS-Bildsensor. Der Bildsensor wandelt die im roten, grünen und blauen Wellenlängenbereich reflektierte Strahlung in eine Datei im RGB-Farbraum um. Aus den drei einzelnen Farbkanälen kann über entsprechende Vegetationsindizes ein Graustufenbild berechnet werden, in dem die Pixelwerte der Pixelkoordinaten, die der Blattfläche zugeordnet werden und derer, die zum Hintergrund gehören, möglichst weit auseinanderliegen. Durch einen entsprechenden Schwellenwert wird dieses Bild in ein Schwarzweißbild umgewandelt, das zur Bestimmung des Blattdeckungsgrads beziehungsweise der Blattdeckungsfläche genutzt werden kann. Um auch bei wechselnden Lichtbedingungen und bei unterschiedlicher Zu-

delt, das zur Bestimmung des Blattdeckungsgrads beziehungsweise der Blattdeckungsfläche genutzt werden kann. Um auch bei wechselnden Lichtbedingungen und bei unterschiedlicher Zusammensetzung des Hintergrunds eine sichere Unterscheidung zwischen der Blattfläche und dem Hintergrund zu erreichen, wurden zahlreiche Vegetationsindizes entwickelt, die entweder auf dem RGB-Farbraum (PEREZ ET AL., 2000) oder dem davon abgeleiteten HSB-Farbraum mit Farbwert, Sättigung und Helligkeit (ALI ET AL., 2013) basieren. Der erstmals von WOEBBECKE ET AL. (1995a) verwendete Excess Green Index ($ExG = 2 \times g - r - b$) berechnet sich aus den chromatischen Koordinaten des RGB-Farbraumes (r, g, b) und ist damit vergleichsweise unabhängig von den aktuellen Lichtbedingungen. Die Aufteilung in Blattfläche und Hintergrund erfordert letztlich die Festlegung eines Schwellenwertes, der für das Ergebnis von entscheidender Bedeutung ist (MEYER UND NETO, 2008). Die Unterscheidung zwischen Pflanzen und Bodenoberfläche anhand des Excess Green Index wurde auch in Zuckerrüben erfolgreich durchgeführt (JAFARI ET AL., 2006). Bezogen auf die Untersuchung von Herbizidstress wurde die Kombination von digitalfotografischen Aufnahmen und manueller Bildanalyse in Sojabohnen (DONALD, 1998a) und Mais (DONALD, 1998b) zur Ertragsprognose angewandt. Auch in anderen Untersuchungen waren die Ergebnisse der Bildanalyse genauer als die einer visuellen Schätzung (ANDÚJAR ET AL., 2010). Anhand der aus den Originalaufnahmen berechneten Binärbilder lassen sich zusätzlich verschiedene Formfaktoren für den Blattapparat der einzelnen Pflanzen ermitteln. Diese Methode wird häufig zur Unkrauterkennung angewandt, kann aber grundsätzlich auch zur Untersuchung des Entwicklungsstands von Kulturpflanzen eingesetzt werden (DICKSON ET AL., 1995; WOEBBECKE ET AL., 1995b).

Auch die visuell sichtbaren Blattschäden lassen sich mit Digitalkameras erfassen. ALI ET AL. (2013) ermittelten anhand von Unterschieden im Farbton die geschädigte Blattfläche nach Applikation von verschiedenen Herbiziden an Gräsern und stellten eine hohe Korrelation zu den Ergebnissen der visuellen Schätzung fest. Bei bildanalytischen Untersuchungen an Zuckerrüben konnten unter anderem die durch Cercospora beticola verursachten Nekrosen bildanalytisch quantifiziert werden (DE CONINCK ET AL., 2012). Veränderungen in der Blattfärbung, die durch Unterschiede im Chlorophyllgehalt hervorgerufen wurden, ließen sich ebenfalls mit einfachen Digitalkameras ermitteln (MOGHADDAM ET AL., 2011). Da mit handelsüblichen RGB-Farbfiltern nur drei Wellenlängenbereiche in einem begrenzten Spektrum erfasst werden können, werden zunehmend multispektrale oder hyperspektrale Sensoren eingesetzt. CARTER (1993) ermittelte nach Applikation von Diuron an Sämlingen von Diospyros virginiana eine Zunahme der Reflexion im grünen und im roten bis dunkelroten Wellenlängenbereich. Diese Unterschiede traten auch bei anderen Stressfaktoren auf und wurden insgesamt auf eine Abnahme des Chlorophyllgehalts der Blätter zurückgeführt. Auch Veränderungen im Carotenoid- oder Anthocyangehalt können die Reflexion beeinflussen (SIMS UND GAMON, 2002). Mit hyperspektralen Sensoren wurde das fast vollständige Reflexionspektrum von Zuckerrüben im gesunden Zustand und unter dem Einfluss verschiedener Blattkrankheiten bestimmt (MAHLEIN ET AL., 2010). Auch aufgrund der teilweise hohen Kosten von bildgebenden multispektralen oder hyperspektralen Sensoren werden diese bisher nur vergleichsweise selten zur Naherkundung bei Feldversuchen eingesetzt (SLAUGHTER ET AL., 2008).

3.2.3 Untersuchungen zur Blattfluoreszenz

Durch die Absorption von Licht in einem bestimmten Wellenbereich werden unterschiedliche pflanzliche Moleküle angeregt und auf ein höheres Energieniveau gebracht. Die aufgenommene Energie wird bei der Absorption durch Chlorophyll entweder photosynthetisch genutzt oder als Wärme beziehungsweise Fluoreszenz mit höherer Wellenlänge abgegeben. Durch Unterschiede im Anregungs- und Fluoreszenzspektrum der verschiedenen Blattinhaltsstoffe ist es möglich, stressbedingte Veränderungen im Gehalt an Pigmenten oder Flavonoiden sowie Abweichungen in der photosynthetischen Aktivität der Pflanze mit optischen Sensoren zu erfassen.

Das typische Fluoreszenzspektrum von grünen Blättern, die mit UV-Licht (340 nm) angeregt wurden, weist insgesamt vier Maxima im blauen (440 nm), grünen (520 nm), roten (690 nm) und dunkelroten (740 nm) Wellenlängenbereich auf (BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998). Diese vier Maxima lassen sich auf verschiedene Blattinhaltsstoffe zurückführen. Bei Zuckerrüben stammt die blaugrüne Fluoreszenz (400-600 nm) größtenteils aus der Ferulasäure in der Epidermis (Mo-RALES ET AL., 1996). Die rote und dunkelrote Fluoreszenz werden bei allen Pflanzen fast ausschließlich durch das im Mesophyll befindliche Chlorophyll abgegeben (GITELSON ET AL., 1998). Die Intensität der Fluoreszenz in den verschiedenen Wellenlängenbereichen wird durch die optischen Eigenschaften des Blattes, den Gehalt der verschiedenen Fluorophore und die Verteilung der Inhaltsstoffe in den unterschiedlichen Blattschichten beeinflusst. Beispielsweise führt die Absorption von UV-Licht durch nicht fluoreszierende Flavonoide in der Epidermis zu einer starken Abnahme der gemessenen Rot- und Dunkelrotfluoreszenz. Der Gehalt an Chlorophyll und Carotinoiden seinerseits reduziert die Blaugrünfluoreszenz im Mesophyll durch Reabsorption der emittierten Strahlung (BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998). Da sich die Absorptions- und Fluoreszenzspektren von Chlorophyll überlagern, führt ein höherer Chlorophyllgehalt zu einer teilweisen Reabsorption der Rotfluoreszenz (GITELSON ET AL., 1998). Anregungslicht im roten (630 nm) oder im grünen (530 nm) Wellenlängenbereich wird nicht durch Phenole oder Flavonoide absorbiert und kann daher deutlich tiefer in das Blatt eindringen als UV-Licht. Dies gilt insbesondere für grünes Anregungslicht, das durch Chlorophyll nur schwach (BUSCHMANN UND LICHTENTHA-LER, 1998), dafür aber von Anthocyanen (PFÜNDEL ET AL., 2007) beziehungsweise den in Betarüben enthaltenen Betalainen (HARMER, 1980) absorbiert wird. Auf Grundlage der verschiedenen Absorptions- und Fluoreszenzspektren der Blattinhaltsstoffe wurden zahlreiche Indizes entwickelt, um deren Gehalt auf nichtdestruktive Weise zu bestimmen. Dazu zählen für den Chlorophyllgehalt das Verhältnis zwischen der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (GITELSON ET AL., 1999) und für den Flavonol- und Anthocyangehalt das Verhältnis zwischen der roten und dunkelroten Chlorophyllfluoreszenz nach Anregung mit Rot- und UV-Licht (CEROVIC ET AL., 2002) beziehungsweise Rot- und Grünlicht (PFÜNDEL ET AL., 2007). Während die Blaugrünfluoreszenz überwiegend langfristigen Veränderungen folgt, unterliegt die Chlorophyllfluoreszenz auch kurzfristigen Schwankungen, die durch die Funktionalität des photosynthetischen Apparates der Pflanze hervorgerufen werden. Bei zahlreichen Stressfaktoren, einschließlich Herbizidstress, wurde ein Anstieg der roten und dunkelroten Fluoreszenz beobachtet. Bei Photoinhibition hingegen konnte eine Abnahme der Chlorophyllfluoreszenz festgestellt werden (BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998).

Multispektrale Sensoren zur Fluoreszenzmessung lassen sich grob in punktuell messende Geräte (GITELSON ET AL., 1998), Sensoren zur Messung auf Distanz (CEROVIC ET AL., 2008) und Fluoreszenzkameras (LICHTENTHALER ET AL., 2005) einteilen. Auch kann unterschieden werden, ob nur UV-Licht zur Anregung genutzt wird (HUNSCHE ET AL., 2011) oder Anregungslicht in verschiedenen Wellenlängenbereichen (GITELSON ET AL., 1998; CEROVIC ET AL., 2008). Selbst bei den aktiven Sensoren ist die Belichtungsintensität oft unterschiedlich. Den meisten heutigen Fluoreszenzsensoren gemeinsam ist, dass sie ein schnell gepulstes Anregungslicht aussenden und die von der Pflanze abgegebene Fluoreszenz über mit Photodioden besetzte Detektoren erfassen. Diese sind mit Bandpassfiltern für die blaue, grüne, rote und dunkelrote Fluoreszenz versehen, sodass die Bestimmung der Fluoreszenz in mehreren Wellenlängenbereichen nacheinander oder zeitgleich möglich ist. Durch Synchronisation des gepulsten Anregungslichts mit der Fluoreszenzmessung können Messungen auch unter Tageslichtbedingungen durchgeführt werden. Bei den meisten Fluoreszenzkameras besteht der Detektor aus einem CCD-Bildsensor, dem eine automatische Bildverarbeitung nachgeschaltet ist. Anhand von Falschfarbenbildern der Fluoreszenzmesswerte oder -indizes eines Blattes ist eine weitere Bildanalyse und -interpretation, beispielsweise anhand von individuellen Transekten und Histogrammen möglich (LICHTENTHALER ET AL., 2005). Der Einsatz dieser Fluoreszenzkameras im Feld ist oft mit einem hohen technischen Aufwand verbunden (SOWINSKA ET AL., 1999). Bereits heute stehen aber nichtbildgebende multispektrale Fluorometer mit Anregungslicht in unterschiedlichen Wellenlängenbereichen zur Verfügung, die für Feldmessungen auf kurze Distanz geeignet sind (CEROVIC ET AL., 2008).

AHRENS (1989) beobachtete, dass die Applikation von Metribuzin an Sojabohnen innerhalb weniger Stunden zu einem deutlichen Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz führte. Anschließend fand eine kontinuierliche Wiederabnahme statt. Auch bei anderen PSII-Hemmstoffen wurde nach der Applikation ein Anstieg der roten und dunkelroten Fluoreszenz beobachtet. YANASE UND ANDOH (1992), LICHTENTHALER ET AL. (1997), HULSEN ET AL. (2002) UND CHAERLE ET AL. (2003) NUTZTEN diese Unterschiede in der Chlorophyllfluoreszenz, um mit Fluoreszenzkameras den Transport von PSII-Hemmstoffen in der Pflanze zu untersuchen. Diese Wirkstoffe werden von der Wurzel ins Blatt aufgenommen und über die Blattadern zu den Interkostalfeldern transportiert, bevor sie am Blattrand akkumulieren. HUNSCHE ET AL. (2011) untersuchten die Wirkung von Bromoxynil, Mesotrione, Glyphosat und Amitrol auf das Fluoreszenzspektrum verschiedener Unkräuter. Bei den meisten Wirkstoffen konnten sie eine Zunahme der Chlorophyllfluoreszenz und teilweise des Rot-Dunkelrot-Verhältnisses innerhalb von neun Tagen nach der Applikation nachweisen. Auch LICHTENTHALER ET AL. (1997) konnten nach Applikation von PSII-Hemmstoffen eine Zunahme der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz sowie des Rot-Dunkelrot-Verhältnisses bei weitestgehend konstanter Blaugrünfluoreszenz feststellen. Zahlreiche andere Stressfaktoren beeinflussen ebenfalls das Fluoreszenzspektrum: Beispielsweise erhöht Trockenstress in Zuckerüben die Chlorophyllfluoreszenz und das Rot-Dunkelrot-Verhältnis (LEUFEN ET AL., 2013), während Stickstoffmangel bei Zunahme des Rot-Dunkelrot-Verhältnisses zu einer Abnahme der Chlorophyllfluoreszenz führt (Langsdorf et al., 2001). Auch im Zusammenhang zum Entwicklungsstand (Hak ET AL., 1990; MEYER ET AL., 2003) oder unter dem Einfluss anderer Stressfaktoren können Unterschiede im Fluoreszenzspektrum auftreten (BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998).

3.2.4 Untersuchungen zur Chlorophyllfluoreszenzkinetik

Die Chlorophyllfluoreszenz wird durch den aktuellen Zustand des photosynthetischen Apparates beeinflusst. Abhängig von den photochemischen Reaktionen im Photosystem II folgt die Chlorophyllfluoreszenz daher einer bestimmten Kinetik. Unterschiede im Verlauf der daraus resultierenden Chlorophyllfluoreszenzkurve können über aktive optische Sensoren erfasst und zur Bestimmung von Stress, insbesondere Herbizidstress am Photosystem II, eingesetzt werden.

KAUTSKY UND HIRSCH (1931) beschrieben 1931 erstmals den Verlauf der Chlorophyllfluoreszenz von dunkeladaptierten Pflanzen nach Beginn der Belichtung. Abbildung 1 stellt eine typische Chlorophyllfluoreszenzkurve eines nicht gestressten Blattes dar. Innerhalb dieser wird zwischen der "schnellen Kinetik" vom Punkt der minimalen Fluoreszenz (Abb. 1, O) bis zum Punkt der maximalen Fluoreszenz (Abb. 1, P) und der "langsamen Kinetik" bis zur Einstellung eines konstanten Niveaus (Abb. 1, S) unterschieden. Der Verlauf der Chlorophyllfluoreszenzkurve lässt sich durch die Aufteilung der absorbierten Lichtenergie auf die photochemische Nutzung, die Abgabe von Wärme und die Chlorophyllfluoreszenz erklären: Nach einer ausreichenden langen Dunkeladaption befinden sich alle Reaktionszentren des Photosystem II im "offenen Zustand". Der primäre Akzeptor der Elektronentransportkette, das Phaeophytin, die beiden Quinone A und B sowie das mobile Plastochinon, das für die Energieübertragung zum Photosystem I verantwortlich ist, liegen oxidiert vor. Die zu Beginn der Belichtung absorbierte Energie wird zunächst auf die Elektronentransportkette übertragen, sodass die Chlorophyllfluoreszenz minimal ist (Abb. 1, O). Bei zunehmender Belichtungsintensität wird die Elektronentransportkette schrittweise bis zur Akzeptorseite des Photosystems I reduziert. Da verschiedene Enzyme, die den weiteren Elektronentransport katalysieren, durch die vorherige Dunkeladaption inaktiviert wurden, wird der photochemische Elektronenfluss blockiert. Das Photosystem II befindet sich damit im "geschlossenen Zustand" und die absorbierte Lichtenergie wird als Chlorophyllfluoreszenz oder Wärme abgegeben. Dies äußert sich in der Chlorophyllfluoreszenzkurve in einem Anstieg der Fluoreszenz bis zu einem maximalen Wert (Abb. 1, P) in etwa einer halben Sekunde (STRASSER ET AL., 2004). Anschließend nimmt die Chlorophyllfluoreszenz bei weiterer Belichtung über einen Zeitraum von Minuten ab, bis ein stabiles Niveau (Abb. 1, S) erreicht wird. Dieser Prozess wird durch die Aktivierung der während der Dunkeladaption inaktivierten Enzyme verursacht, durch die eine kontinuierliche Abgabe von Elektronen an den Calvin-Zyklus eingeleitet wird. Dadurch werden die Akzeptoren der Elektronentransportkette reoxidiert und das Photosystem II geht wieder in einen überwiegend "offenen Zustand" mit geringerer Fluoreszenz über. Die bei langfristiger Belichtung auftretende Abgabe von Energie als Wärme hat eine energieabhängige, eine sogenannte "state transition" und eine dritte photoinhibitorische Komponente. Die Wiederaufnahme der photochemischen Nutzung und die Abgabe von Wärme verursachen zusammen eine Abnahme der Chlorophyllfluoreszenz, die als photochemische (qP) beziehungsweise nichtphotochemische Fluoreszenzlöschung (qN) bezeichnet wird (KRAUSE UND JAHNS, 2004). Der Verlauf der Chlorophyllfluoreszenzkurve steht im engen Zusammenhang zum funktionalen Zustand des Photosystems II und wird indirekt durch die gesamte Elektronentransportkette beeinflusst (BOLHÀR-NORDENKAMPF ET AL., 1989; KRAUSE UND WEIS, 1991; SCHREIBER, 2004; BAKER, 2008).

Bei den zur Messung der Chlorophyllfluoreszenzkinetik eingesetzten Sensoren kann zwischen punktuell messenden Geräten, die besonders zur Messung der "schnellen Fluoreszenzkinetik" eingesetzt werden (ABBASPOOR ET AL., 2006; SØBYE ET AL., 2011), Sensoren zur Messung auf Distanz (CEROVIC ET AL., 1996) und bildgebenden Sensoren (KIM ET AL., 2002; BARBAGALLO ET AL., 2003) unterschieden werden. Die letzteren werden nachfolgend als Chlorophyllfluoreszenzkameras bezeichnet. Chlorophyllfluoreszenzkameras, die ausschließlich die "langsame Fluoreszenzkinetik" erfassen, basieren oft auf der gleichen Technik, die auch bei multispektralen Messungen der Blattfluoreszenz verwendet wird (LICHTENTHALER ET AL., 2005). Die meisten heutigen Sensoren zur Untersuchung der Chlorophyllfluoreszenzkinetik nutzen das Prinzip der Pulsamplitudenmodulation (PAM) und senden ein gepulstes blaugrünes Anregungslicht aus. Die entsprechenden Detektoren sind mit synchronisierten Filtern für den roten bis dunkelroten Wellenlängenbereich ausgestattet und ermöglichen eine selektive Erfassung der induzierten Chlorophyllfluoreszenz. Bei Chlorophyllfluoreszenzkameras besteht der Photodetektor aus einem CCD-Bildsensor. Zur Messung der "schnellen Fluoreszenzkinetik" nach Dunkeladaption wird mit einem schwachen Messlicht die Grundfluoreszenz (Fo = Abb. 1, O) der dunkeladaptierten Pflanze bestimmt, bevor durch einen Sättigungspuls die Maximalfluoreszenz (Fm = Abb. 1, P) angeregt wird. Bei nichtsättigender Intensität der Belichtung wird die Maximalfluoreszenz mit Fp angegeben. Innerhalb der sogenannten OJIP-Kurve können mit hochauflösenden Sensoren weitere Zwischenmesspunkte definiert werden, die einzelne Phasen der Energieübertragung auf die Elektronentransportkette beschreiben (z.B. Fj = Abb. 1, J und Fi = Abb. 1, I). Die Bestimmung der "schnellen Fluoreszenzkinetik" ohne vorherige Dunkeladaption erfolgt nach einem veränderten Messprotokoll, in dem die Grundfluoreszenz als Fo' und die Maximalfluoreszenz als Fm' definiert werden. Durch den Anteil der nichtphotochemischen Fluoreszenzlöschung bei anhaltender Belichtung liegt Fm' stets unterhalb von Fm. Bei dauerhafter Belichtung kann nach mehreren Minuten eine Konstantfluoreszenz (Fs = Abb. 1, S) bestimmt werden (SCHREIBER, 2004; STRASSER ET AL., 2004; BAKER, 2008). Punktuell messende Geräte werden seit Jahrzehnten im Freiland eingesetzt, während Untersuchungen mit Chlorophyllfluoreszenzkameras bisher überwiegend unter Labor- (KIM ET AL., 2002; BARBAGALLO ET AL., 2003) statt unter Feldbedingungen (BAURIEGEL UND HERPPICH, 2014) erfolgten.



Abb. 1: Chlorophyllfluoreszenzkurve der schnellen und langsamen Fluoreszenzkinetik eines nicht gestressten Blattes nach Dunkeladaption (nach BOLHAR-NORDENKAMPF ET AL., 1989).

Da die einzelnen innerhalb der Chlorophyllfluoreszenzkurve erfassten Fluoreszenzmesswerte auch durch die optischen Eigenschaften des Blattes beeinflusst werden, wurden verschiedene Fluoreszenzindizes zur Beschreibung des photochemischen Zustands der Pflanze entwickelt (BA-KER, 2008). Der wahrscheinlich bekannteste Fluoreszenzindex, die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm), wird als Verhältnis zwischen der variablen Fluoreszenz (Fv = Fm - Fo) und der Maximalfluoreszenz (Fm) nach Dunkeladaption berechnet. Die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) beschreibt den maximalen Anteil der absorbierten Quantenenergie, der bei sättigender Belichtung und in Abwesenheit vom größten Anteil der nichtphotochemischen Fluoreszenzlöschung (qN) photochemisch genutzt werden kann. Bei gesunden Pflanzen liegt Fv/Fm im Bereich von 0,75 bis 0,85. Bei einer Schädigung oder Inaktivierung des Photosystems II oder bei Zunahme der Photoinhibition wird die maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) reduziert. Daher gilt ein geringer Fv/Fm-Wert als Indikator für den Einfluss von verschiedensten Stressfaktoren (BAKER, 2008). Die effektive Quanteneffizienz ohne vorherige Dunkeladaption (Fq'/Fm') ist bedingt durch den höheren Anteil der nichtphotochemischen Fluoreszenzlöschung (qN) stets geringer als die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm). Sowohl für die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) als auch für die effektive Quanteneffizienz (Fq'/Fm') wurde ein enger Zusammenhang zur CO₂-Assimilationsleistung nachgewiesen (GENTY ET AL., 1989; HARBINSON ET AL., 1990). Die sogenannte "Fluorescence Decrease Ratio" (Fd/Fs) beschreibt das Verhältnis zwischen Fluoreszenzabnahme (Fd = Fm - Fs) und Konstantfluoreszenz (Fs) und wird durch Messungen innerhalb der "langsamen Fluoreszenzkinetik" unter sättigender Belichtungsintensität bestimmt. Auch für diesen Index konnte ein direkter Zusammenhang zur CO₂-Assimilationsleistung ermittelt werden (CEROVIC ET AL., 1996; LICH-TENTHALER ET AL., 2005). Tabelle 1 fasst die wichtigsten Fluoreszenzwerte und -indizes zusammen.

Index	Bezeichnung (Adaptionszustand)	Berechnung
Fo	Grundfluoreszenz (dunkeladaptiert)	(O)
Fj, Fi	Zwischenfluoreszenzwerte (dunkeladaptiert)	(J, I)
Fm	Maximalfluoreszenz (dunkeladaptiert)	(P)
Fv	Variable Fluoreszenz (dunkeladaptiert)	Fm - Fo
Fv/Fm	Maximale Quanteneffizienz	(Fm - Fo)/Fm
F'	Aktuelle Fluoreszenz (lichtadaptiert)	
Foʻ	Grundfluoreszenz (lichtadaptiert)	(O)
Fm'	Maximalfluoreszenz (lichtadaptiert)	(P)
Fv'	Variable Fluoreszenz (lichtadaptiert)	Fm'-Fo'
Fq'/Fm'	Effektive Quanteneffizienz	(Fm' - F')/Fm'
qР	Photochemische Fluoreszenzlöschung	(Fm'-F')/Fv'
qN	Nichtphotochemische Fluoreszenzlöschung	1- Fv'/Fv
Fs	Konstantfluoreszenz (dauerbelichtet)	(S)
Fd	Fluoreszenzabnahme (dauerbelichtet)	Fm - Fs
Fd/Fs	Fluorescence Decrease Ratio	(Fm - Fs)/Fs

Tab. 1: Beschreibung und Berechnung verschiedener Indizes der Chlorophyllfluoreszenzkinetik (nach Krause und Jahns, 2004; Schreiber, 2004; Lichtenthaler et al., 2005).

Bereits vor über dreißig Jahren untersuchten VOSS ET AL. (1984) den Einfluss von Metamitron, Chloridazon und Phenmedipham auf die "schnelle Fluoreszenzkinetik" in Zuckerrüben. Schon wenige Stunden nach der Applikation von PSII-Hemmstoffen stellten sie eine Veränderung der Chlorophyllfluoreszenz innerhalb der OJIP-Kurve fest. Als Index nutzen sie die variable Fluoreszenz am Messpunkt I der OJIP-Kurve ($Fv_i = Fp - Fi$). Während der Wert bei herbizidsensitiven Pflanzen kontinuierlich bis auf 0 fiel, konnte in Zuckerrüben nach einer kurzfristigen Abnahme eine Wiederzunahme auf den ursprünglichen Wert innerhalb von 2-14 Tagen ermittelt werden. Untersuchungen von ABBASPOOR ET AL. (2006) und ABBASPOOR UND STREIBIG (2007) bestätigen, dass der schnellere Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz bei einsetzender Belichtung typisch für die Reaktion von Zuckerrüben auf Metamitron, Phenmedipham und Desmedipham ist. Statt mit der variablen Fluoreszenz am Messpunkt J ($Fv_{J} = Fj - Fm$), konnten sie die Stressreaktion auch anhand der maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) beschreiben. BEIßNER UND BÜTTNER (2000) ermittelten bei Messungen der effektiven Quanteneffizienz (Fq'/Fm') nach Applikation einer Mischung aus PSII-Inhibitoren einen ähnlichen Stressverlauf. Die Veränderung in den Fluoreszenzindizes konnte stets auf die Wirkung der PSII-Hemmstoffe zurückgeführt werden, die den Elektronentransport am Photosystem II blockieren (COBB UND READE, 2010). Auch die Applikation von Glufosinat führte in herbizidtoleranten Zuckerrüben zu einer kurzen Abnahme der effektiven Quanteneffizienz (Fq'/Fm') (BEIBNER UND BÜTTNER, 2000). Hingegen konnte die Wirkung nichtselektiver Herbizide auf die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) in Zuckerrüben erst beim Auftreten von sichtbaren Blattschäden erfasst werden (SøBYE ET AL., 2011). DAYAN UND ZACCARO (2012) führten an Gurken systematische Blattscheibchentests zum Einfluss von 32 Herbiziden aus 21 Wirkstoffgruppen auf die Elektronentransportrate (abhängig von Fq'/Fm') durch. Sowohl bei den PSII-Hemmstoffen (HRAC-Gruppen: C1, C2, C3), als auch bei 13 anderen Wirkstoffgruppen konnten sie eine Abnahme der Elektronentransportrate nachweisen. Diese lag bei Imazapyr (HRAC-Gruppe: B) und Alachlor (HRAC-Gruppe: K3) bei jeweils etwa 10-20%. EPTC (HRAC-Gruppe: N) sowie 2,4-D und Quinclorac (HRAC-Gruppe: O) beeinflussten die Elektronentransportrate allerdings nicht. BARBA-GALLO ET AL. (2003) ermittelten bei bildanalytischen Untersuchungen an Arabidopsis thaliana nach Applikation von Imazapyr oder 2,4-D auch eine Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) um 12-38% innerhalb von 48 h. Mit entsprechenden Chlorophyllfluoreszenzkameras zur Messung der "schnellen Kinetik" (NEDBAL ET AL., 2000; KIM ET AL., 2002; OXBOROUGH, 2004; DE RUI-TER ET AL., 2005) oder der "langsamen Kinetik" (NEDBAL ET AL., 2000; LICHTENTHALER ET AL., 2013) konnte die Absorption und Translokation von PSII-Hemmstoffen innerhalb der Pflanze erfasst werden. Dieser Prozess und die dabei beobachteten Heterogenitäten wurden bereits für Messungen der roten bis dunkelroten Fluoreszenz beschrieben. In den genannten Untersuchungen wurde in den vom Wirkstoff beeinflussten Bereichen eine Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) und bei Zunahme der Konstantfluoreszenz (Fs) eine Abnahme der Fluorescence Decrease Ratio (Fd/Fs) festgestellt. Auch bei Untersuchungen zu vielen anderen Stressfaktoren konnten Unterschiede in der zeitlichen Entwicklung oder der räumlichen Verteilung über Messungen der Chlorophyllfluoreszenzkinetik beobachtet werden (BAKER, 2008). Der Einfluss von Herbiziden auf landwirtschaftliche Kulturpflanzen wurde bisher nur selten mit bildgebenden Chlorophyllfluoreszenzsensoren erfasst. Bildanalytische Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben wurden bisher nur in Ansätzen verfolgt (HAMOUZOVA ET AL., 2013; JANSEN, 2014).

3.2.5 Kombination von Methoden

Bei den Methoden zu Stressuntersuchung werden letztlich morphologische oder physiologische Unterschiede zwischen gesunden und gestressten Pflanzen direkt oder indirekt ermittelt. Diese Veränderungen können sowohl durch die Wirkung von Herbiziden, aber auch durch andere Stressfaktoren hervorgerufen werden. Bei der Untersuchung von einzelnen Merkmalen ist eine eindeutige Bestimmung der Stressursache daher oft nicht möglich. Dies gilt für die klassischen Methoden ebenso, wie für Messungen der Reflexion (CARTER, 1993), der Blattfluoreszenz (BUSCH-MANN UND LICHTENTHALER, 1998) und der Chlorophyllfluoreszenzkinetik (BAKER, 2008). Daher ist es sowohl zur Kalibrierung der Sensoren als auch zur Differenzierung zwischen verschiedenen Stressursachen und Stressreaktionen erforderlich, klassische Methoden und Messungen mit verschiedenen Sensoren zu kombinieren. Dieser sogenannte Multi-Sensor-Ansatz wurde insbesondere von CHAERLE ET AL. (2009) verfolgt und steht auch im Zusammenhang zur Entwicklung eines Stresskatalogs für die Ergebnisse aus verschiedenen Untersuchungen.

Bereits in früheren Untersuchungen zur Bestimmung von Herbizidstress in Zuckerrüben wurden klassische Methoden mit optischen Sensoren kombiniert (WILSON, 1999; ABBASPOOR ET AL., 2006; HAMOUZOVA ET AL., 2013). Dabei wurde eine Korrelation zwischen den Messwerten der Chlorophyllfluoreszenzkinetik und der Bestandsentwicklung ermittelt, die in anderen Untersuchungen bestätigt wurde (BARBAGALLO ET AL., 2003; SØBYE ET AL., 2011). Der Zusammenhang zwischen den Messwerten der konstanten Chlorophyllfluoreszenz und den verschiedenen Fluoreszenzindizes der Chlorophyllfluoreszenzkinetik ergibt sich oft aus dem Messprotokoll. Untersuchungen mit unterschiedlichen Chlorophyllfluoreszenzsensoren dienten insbesondere dazu, die Aussagekraft von verschiedenen Indizes zu vergleichen (LICHTENTHALER ET AL., 2005). PSII-Hemmstoffe bewirkten kurz nach der Zunahme der Chlorophyllfluoreszenz auch einen Anstieg der Blatttemperatur in den betroffenen Bereichen, beides mehrere Tage vor der Ausprägung von visuellen Symptomen (CHAERLE ET AL., 2003). Hingegen führte die Infektion mit Cercospora beticola in den betroffenen Bereichen des Blattes zwar zu einer Zunahme der Chlorophyllfluoreszenz, allerdings bei gleichzeitiger Abnahme der Blatttemperatur (CHAERLE ET AL., 2004). Sowohl bei der Applikation von PSI-Hemmstoffen (DAYAN UND ZACCARO, 2012) als auch bei Trockenstress (CEROVIC ET AL., 1996) wurde ein ausgeprägter Tagesgang beobachtet. Stickstoffmangel führte zwar zu einer Zunahme des Rot-Dunkelrot-Verhältnisses der Chlorophyllfluoreszenz, gleichzeitig aber zu einer Abnahme der absoluten Fluoreszenzwerte. Die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) wurde durch Stickstoffmangel nur geringfügig beeinflusst (LANGSDORF ET AL., 2001). Zahlreiche weitere Beispiele zur Untersuchung von verschiedenen Stressfaktoren mit bildgebenden Sensoren zur Chlorophyllfluoreszenz wurden unter anderem von CHAERLE ET AL. (2009) zusammengefasst.

Bildgebende optische Sensoren liefern zusätzliche Informationen zur räumlichen Verteilung der Stressreaktion in verschiedenen Bereichen der Pflanze und tragen damit zur Unterscheidung von Stressfaktoren bei. Dies gilt insbesondere bei zeitlich wiederholten Messungen und sowohl für Untersuchungen auf Grundlage der Reflexion als auch für Messungen der Blattfluoreszenz oder der Chlorophyllfluoreszenzkinetik (CHAERLE ET AL., 2009; BAURIEGEL UND HERPPICH, 2014).

4 Material und Methoden

Entsprechend der Zielsetzung wurde am Institut für Phytomedizin der Universität Hohenheim ein Gefäßversuch mit Zuckerrüben (*Beta vulgaris* L. subsp. *vulgaris* var. *altissima* Döll) angelegt, bei dem die Versuchspflanzen den natürlichen Witterungsbedingungen ausgesetzt waren. Mit drei verschiedenen optischen Sensoren wurde die Stresswirkung von zehn Herbizidvarianten aus praxisüblichen Herbiziden und Herbizidmischungen zu drei Applikationsterminen untersucht. Die Messgeräte umfassten eine Digitalkamera (*Canon EOS 1000D*), ein multispektrales Fluorometer (*FORCE-A MULTIPLEX*) sowie eine tragbare Chlorophyllfluoreszenzkamera (*WALZ IMA-GING-PAM*). Die Bildaufnahmen der verschiedenen Kamerasysteme wurden mit der Software *ImageJ* bildanalytisch ausgewertet. Die statistische Verarbeitung erfolgte mit der Software *R*.

4.1 Versuchsanordnung

Ausgehend von drei Applikationsterminen und zehn Herbizidvarianten zuzüglich einer doppelt so großen Kontrollgruppe ergab sich für die Kombination beider Faktoren und bei fünffacher Wiederholung eine Versuchsanordnung mit insgesamt 180 Mitscherlichgefäßen (Größe I). Diese wurden auf drei nebeneinander stehenden Wägen aufgebaut, die jeweils einem Applikationstermin zugeordnet waren. Jeder Wagen bot Platz für 60 Mitscherlichgefäße und wurde in fünf Blöcke mit jeweils zwölf Gefäßen eingeteilt. Die einzelnen Versuchsgefäße wurden mit einem Identifikationscode gekennzeichnet. Zum Zeitpunkt der Herbizidapplikationen enthielt jedes Mitscherlichgefäß durchschnittlich vier normal entwickelte Zuckerrübenpflanzen. Die beiden Abbildungen 2 und 5 zeigen die Versuchsanordnung im Freiland sowie ein Mitscherlichgefäß mit fünf Versuchspflanzen. Die verschiedenen Herbizidvarianten und zwei Kontrollgruppen wurden jeweils vollständig randomisiert auf die fünf Blöcke eines Wagens verteilt. Die gesamte Versuchsanlage stand grundsätzlich im Freiland und wurde nur für den Zeitraum der Messungen in die Vegetationshalle geschoben. Sofern erforderlich wurde der Bestand vor der Durchführung der ersten Herbizidapplikation aus einer Reserve von insgesamt 20 Mitscherlichgefäßen ergänzt.



Abb. 2: Versuchsanordnung im Freiland mit Mitscherlichgefäßen auf drei Wägen.

4.2 Allgemeine Bestandsführung

Die Bestandsführung wurde so ausgelegt, dass sich die Versuchspflanzen nach Möglichkeit unter Boden- und Witterungsbedingungen entwickeln konnten, die für die landwirtschaftliche Praxis typisch sind. Bei möglichst geringer Beeinflussung der Stressreaktion durch die Versuchsdurchführung können die Ergebnisse als repräsentativ für landwirtschaftliche Feldversuche gelten.

Bodenvorbereitung

Das im Gefäßversuch verwendete Substrat bestand aus einer Bodenmischung aus 50% schluffigem Filderlehm, 25% humusreichem Lehm und 25% Sand. Der Filderlehm wurde vor der Beigabe maschinell auf 8 mm und anschließend von Hand auf 5 mm gesiebt, um eine feinkrümelige Bodenstruktur zu erhalten. Der eigentliche Mischvorgang erfolgte in einem handelsüblichen Betonmischer. Der Humusgehalt lag nach Untersuchung der Landesanstalt für Landwirtschaftliche Chemie bei 2,4%. Die einzelnen Gefäße wurden 2 Wochen vor Aussaat der Zuckerrüben mit jeweils 5,2 l Substrat bis 4 cm unter den Rand befüllt. Durch mehrfaches Fallenlassen wurde der Boden rückverdichtet. Anschließend wurden die Mitscherlichgefäße in der Vegetationshalle aufgestellt und durch wiederholte Beregnung ein Bodenwassergehalt von etwa 60-80% der Feldkapazität eingestellt. Die anhand von Bodenproben bestimmte Lagerungsdichte betrug 1,2 g/cm³.

Aussaat und Sortenwahl

Die Aussaat der Zuckerrüben erfolgte am 1. April 2014. Dazu wurde das in den Mitscherlichgefäßen befindliche Substrat mit einer Rundscheibe eingeebnet, erneut rückverdichtet und leicht beregnet. In jedes Gefäß wurden über eine Lochscheibe fünf Saatpillen mittig und kreuzförmig im Abstand von 4 cm abgelegt und leicht angedrückt. Anschließend wurde das Saatgut mit 2 cm lockerem Substrat aus der oben genannten Mischung abgedeckt. Dies entspricht in etwa der üblichen Saattiefe. Das verwendete Saatgut wurde bereits beim Hersteller geprimt, also vorgekeimt und dann rückgetrocknet. Die Zuckerrübensorte *Kristallina KWS* ist eine rizomania- und nematodentolerante Sorte mit hohem Zuckergehalt. Der sortentypische Blattapparat zeichnet sich durch mitteldunkle Färbung, mittellange Stiele und große Einzelblätter aus. Bisher liegen keine Daten zur Herbizidempfindlichkeit vor. Die allgemeine Sortenleistung ist durchschnittlich.

Pflanzenschutzmaßnahmen

Der Schutz der Zuckerrübe vor Krankheiten und Schädlingen erfolgte über die Pillierung des Saatgutes mit *Poncho Beta* (400 g/l *Clothianidin*, 32,3 g/l *Beta-Cyfluthrin*). Auflaufende Unkräuter in den Mitscherlichgefäßen wurden während des Messzeitraums täglich, später im Abstand von zwei bis drei Tagen von Hand entfernt. Dadurch wurden bei den sensorischen Messungen nur die Blätter der Zuckerrüben erfasst und eine Beeinflussung der Ergebnisse durch die Blattfläche der Unkräuter und deren spektrale Charakteristik konnte weitestgehend ausgeschlossen werden. Auch die bildanalytische Auswertung wurde durch diese Maßnahme vereinfacht.

Bewässerung und Düngung

Aufgrund der ungleichmäßigen Niederschläge wurden die Zuckerrüben über den gesamten Versuchszeitraum bei Bedarf täglich mit etwa 1-2 l/m² beregnet. An den Applikationsterminen sowie an Tagen mit ausreichendem Niederschlag erfolgte keine Beregnung. Die Gesamtmenge der Bewässerung betrug etwa 30 l/m². Die Bodenuntersuchung der Landesanstalt für Landwirtschaftliche Chemie ergab für das verwendete Substrat einen pH-Wert von 6,7 und einen mittleren bis hohen Nährstoffgehalt. Da die Ergebnisse erst nach Versuchsbeginn vorlagen, erfolgte nach der Aussaat eine Grunddüngung mit 2,0 g *COMPO Blaukorn classic* je Gefäß. Dies entspricht einer Gabe von 80 kg/ha N, 53 kg/ha P₂O₅, 106 kg/ha K₂O, 20 kg/ha MgO und 66 kg/ha S.

4.3 Durchführung der Herbizidapplikationen

Entsprechend der Zielsetzung, aber entgegen der landwirtschaftlichen Praxis bei der Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben orientierten sich die drei Applikationstermine ausschließlich am aktuellen Entwicklungsstand der Kulturpflanzen. Die untersuchten Herbizidvarianten umfassten fünf häufig eingesetzte Produkte sowie fünf überwiegend praxisübliche Herbizidmischungen. Durchgeführt wurden alle Applikationen in einem automatisierten Applikationsstand.

Applikationstermine

Die drei Applikationen erfolgten am 16.04.2014, 29.04.2014 und 09.05.2014 entsprechend dem Keimblattstadium (BBCH 10), 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) sowie dem 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben. Die Versuchspflanzen wurden jeweils nur an einem der drei Applikationstermine behandelt. Aufgrund der ungleichmäßigen Keimung und Entwicklung befanden sich zum Zeitpunkt der Behandlung nur jeweils etwa 80% der aufgelaufenen Versuchspflanzen im entsprechenden Entwicklungsstadium. Abbildung 3 zeigt beispielhaft den Entwicklungsstand der Zuckerrüben an den drei Applikationsterminen im BBCH 10, BBCH 12 und BBCH 14/16. Für die jeweilige Applikation wurde der Zeitraum zwischen 10:00 und 12:00 angesetzt, um bereits am gleichen Tag erste Sensormessungen durchzuführen. Da es in der Nacht vor dem dritten Spritztermin geregnet hatte und die Blätter der Versuchspflanzen um 10:00 noch deutlich nass waren, wurde die Applikation zum 4- bis 6-Blattstadium um zwei Stunden nach hinten verlegt.



Abb. 3: Zuckerrübenpflanzen im Keimblatt-, 2-Blatt- und 4- bis 6-Blatt-Stadium.

Applikationstechnik

Die verschiedenen Herbizidvarianten wurden nach praxisüblichen Bestimmungen etwa eine Stunde vor der Applikation in umgerechnet 200 l/ha demineralisiertem Wasser angesetzt und bis zur Ausbringung wiederholt durchmischt. Die Applikation erfolgte in einem automatisierten Spritzstand und unter klimatisierten Bedingungen. Dazu wurden die jeweils fünf Gefäße einer Herbizidvariante des jeweiligen Applikationstermins in einem etwa 40×80 cm großen Bereich aufgestellt und in einem einzigen Spritzvorgang behandelt. Die Überfahrtgeschwindigkeit des Spritzgestänges lag bei 6 km/h. Mit dem Ziel einer möglichst gleichmäßigen und feintropfigen Benetzung aller Zuckerrübenpflanzen wurde eine Banddüse vom Typ *TeeJet 8002 EVS* (TeeJet Technologies GmbH, Ludwigsburg, Deutschland) eingesetzt. Die Durchflussmenge der Düse lag bei 1,00 l/min bei einem berechneten Spritzdruck von 4,83 bar. Der Abstand zwischen der Düse und dem oberen Rand der Mitscherlichgefäße wurde auf 30 cm eingestellt und entsprach weitestgehend dem Zielflächenabstand zu den Blättern der Kulturpflanze. Die Zuckerrüben wurden bis kurz vor der Applikation im Freiland belassen und auch direkt nach der Behandlung wieder den natürlichen Witterungsbedingungen ausgesetzt.

<u>Herbizidvarianten</u>

Die untersuchten Herbizidvarianten umfassten fünf der am häufigsten eingesetzten Produkte zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben sowie fünf verschiedene Herbizidmischungen, die überwiegend auch in der Praxis eingesetzt werden. Die innerhalb der zehn Herbizidvarianten ausgebrachten Produkt- und Wirkstoffmengen sind in Tabelle 2 zusammen mit den nachfolgend verwendeten Abkürzungen dargestellt. Weitere Angaben der Hersteller zur Produktbeschreibung befinden sich in der Tabelle A1 im Anhang. Bei den Einzelapplikationen mit Goltix Gold[®] (G), Betanal maxxPro® (B), Rebell Ultra® (R), Debut® (D) und Spectrum® (S) sollte an erster Stelle die alleinige Wirkung dieser Produkte auf die Zuckerrübe überprüft werden. Die Auswahl der fünf Herbizidmischungen orientierte sich an den Ringversuchen der Pflanzenschutzmittelhersteller und Zuckerrübenanbauerverbände sowie den von Landwirtschaftskammern, Landesanstalten und Fachzeitschriften veröffentlichten Empfehlungen zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben. Mischungen aus Goltix Gold[®] und Betanal maxxPro[®] (GB) oder Goltix Gold[®], Powertwin Plus[®] und Öl (GP) gelten als Standardempfehlungen bei einer allgemeinen Mischverunkrautung. Bei stärkerem Besatz mit Polygonum spp., Galium aparine oder Aethusa cynapium wird der Zusatz von Rebell Ultra® (GBR) empfohlen. Standardmischungen in Kombination mit Debut® (GBD) dienen zur Bekämpfung von Matricaria spp., Mercurialis annua oder Ausfallraps. Spectrum® wird zugegeben, um eine Spätverunkrautung mit Hirse zu vermeiden oder die Bekämpfungsleistung gegen Problemunkräuter zu erhöhen. In der landwirtschaftlichen Praxis wird die verwendete Kombination der Standardmischung aus Goltix Gold[®] und Betanal maxxPro[®] mit Rebell Ultra[®], Debut® und Spectrum® (GBRDS) vermutlich nur bei schwierigen Verunkrautungssituationen und unter Verzicht auf weitere Additive eingesetzt werden. Bei allen verwendeten Herbiziden und Herbizidmischungen wurde die Aufwandmengen der einzelnen Produkte und Additive konstant gehalten und nicht an die bestehenden Boden- und Witterungsbedingungen angepasst.

Herbizid-	Produkt und	-menge nach	Wirkstoff un	d -menge nach ISO/TC 81
variante	Herstellerbe	zeichnung	(Wirkmecha	nismus nach HRAC)
Goltix	1,00 l/ha	Goltix Gold®	700 g/ha	Metamitron (C1)
Betanal	1,25 l/ha	Betanal maxxPro [®]	59 g/ha	Desmedipham (C1)
			75 g/ha	Phenmedipham (C1)
			94 g/ha	Ethofumesat (N)
			34 g/ha	Lenacil (C1)
Rebell	1,00 l/ha	Rebell Ultra®	325 g/ha	Chloridazon (C1)
			100 g/ha	Quinmerac (O)
Debut	25 g/ha	Debut [®] (+ 0,25 l/ha FHS)	11,7 g/ha	Triflusulfuron-methyl (B)
Spectrum	0,30 l/ha	Spectrum [®]	216 g/ha	Dimethenamid-P (K3)
GB	1,00 l/ha	Goltix Gold®	700 g/ha	Metamitron (C1)
	1,25 l/ha	Betanal maxxPro [®]	59 g/ha	Desmedipham (C1)
			75 g/ha	Phenmedipham (C1)
			94 g/ha	Ethofumesat (N)
			34 g/ha	Lenacil (C1)
GP	1,00 l/ha	Goltix Gold®	700 g/ha	Metamitron (C1)
	1,00 l/ha	Powertwin Plus [®]	200 g/ha	Phenmedipham (C1)
			200 g/ha	Ethofumesat (N)
	0,75 l/ha	Oleo FC [®]	0,75 l/ha	Paraffinöl, Emulgatoren
GBR	1,00 l/ha	Goltix Gold [®]	700 g/ha	Metamitron (C1)
	1,25 l/ha	Betanal maxxPro [®]	59 g/ha	Desmedipham (C1)
			75 g/ha	Phenmedipham (C1)
			94 g/ha	Ethofumesat (N)
			34 g/ha	Lenacil (C1)
	1,00 l/ha	Rebell Ultra®	325 g/ha	Chloridazon (C1)
			100 g/ha	Quinmerac (O)
GBD	1,00 l/ha	Goltix Gold®	700 g/ha	Metamitron (C1)
	1,25 l/ha	Betanal maxxPro [®]	59 g/ha	Desmedipham (C1)
			75 g/ha	Phenmedipham (C1)
			94 g/ha	Ethofumesat (N)
			34 g/ha	Lenacil (C1)
	25 g/ha	Debut [®] (+ 0,25 l/ha FHS)	11,7 g/ha	Triflusulfuron-methyl (B)
GBRDS	1,00 l/ha	Goltix Gold®	700 g/ha	Metamitron (C1)
	1,25 l/ha	Betanal maxxPro [®]	59 g/ha	Desmedipham (C1)
			75 g/ha	Phenmedipham (C1)
			94 g/ha	Ethofumesat (N)
			34 g/ha	Lenacil (C1)
	1,00 l/ha	Rebell Ultra®	325 g/ha	Chloridazon (C1)
	o- "		100 g/ha	Quinmerac (O)
	25 g/ha	Debut [™]	11,7 g/ha	I riflusulfuron-methyl (B)
	0,30 l/ha	Spectrum®	216 g/ha	Dimethenamid-P (K3)

Tab. 2: Herbizidvarianten mit Produkt- und Wirkstoffmengen.
4.4 Bestimmung der Blattdeckungsfläche, -form und -farbe (Canon EOS 1000D)

Die senkrecht projizierte Blattfläche der Zuckerrüben, die fortan als Blattdeckungsfläche (*BDF*) bezeichnet wird, sowie verschiedene Werte der Blattform und -farbe wurden anhand von Bildaufnahmen mit einer *Canon EOS 1000D* Digitalkamera bestimmt. Diese erfolgten im Abstand von zwei bis drei Tagen, beginnend einen Tag vor der Applikation. Für die anschließende Bildanalyse wurde die frei verfügbare Bildverarbeitungssoftware *ImageJ* verwendet.

Technische Ausstattung

Die digitale Spiegelreflexkamera *Canon EOS 1000D* (Canon Inc., Tokio, Japan) arbeitet mit einem 22,2×14,8 mm großen CMOS-Bildsensor mit RGB-Grundfarbenfilter und 10,1 Megapixeln. Das verwendete Zoomobjektiv war das *Canon EF-S 18-55mm f/3.5-5.6 IS II*. Die Führung der Kamera über den Versuchsgefäßen erfolgte über ein Gerüst mit einer provisorischen Kameraschiene. Dieses ermöglichte eine Höheneinstellung und handgeführte Bewegungen der Kamera quer zum Wagen mit den Versuchsgefäßen. Längsgerichtete Veränderungen der Aufnahmeposition erfolgten über eine Verschiebung des Wagens entlang der Schienen in der Vegetationshalle. Die Konstruktion ist in Abbildung 4 dargestellt. Die Kamerasteuerung erfolgte im Remote Live View Modus der Kamerasoftware *EOS Utility 2.11.4* mit einem über USB-Kabel verbundenem Notebook. Die technisch bedingte Verzeichnung von unter 1% und die schwache perspektivische Verzerrung wurden bei der Berechnung der Blattdeckungsfläche vernachlässigt. Angaben zur spektralen Empfindlichkeit der Kamera können von LEBOURGEOIS ET AL. (2008) hergeleitet werden.

Durchführung der Messungen

Die Aufnahmen des Versuchspflanzenbestands erfolgten im Abstand von zwei bis drei Tagen über einen Zeitraum von einem Tag vor bis maximal drei Wochen nach dem jeweiligen Applikationstermin. Die Messungen wurden stets zwischen 12:00 und 14:00 durchgeführt, da in diesem Zeitraum eine Beschattung der Versuchspflanzen durch die Bedachung der Vegetationshalle weitestgehend ausgeschlossen werden konnte. Für die Aufnahmen wurde die Kamera an dem beschriebenen Gerüst in einem Abstand von 60 cm über den Versuchsgefäßen positioniert und senkrecht zur Zielfläche ausgerichtet. Die Aufnahmen der Versuchsgefäße erfolgten in der Reihenfolge erst quer und dann längs zum Wagen. Die Kameraposition wurde über den Remote Live View Modus kontrolliert. Das Objektiv wurde auf 38 mm Brennweite eingestellt und automatisch fokussiert. Damit wurde bei jeder Aufnahme ein Bereich von etwa 36×24 cm erfasst. Als Bildstil wurde "Neutral" gewählt und die Belichtung über die Programmautomatik geregelt. Die Aufnahmen erfolgten im sRGB-Farbraum und wurden als JPEG-Dateien in höchstmöglicher Qualität auf der Speicherkarte und dem Notebook gesichert. Die Bildauflösung lag bei 3888 x 2592 Pixeln bei einer Farbtiefe von 24 Bit. Um Fehlaufnahmen zu kompensieren, wurden bei jeder Messung zwei Aufnahmen je Mitscherlichgefäß durchgeführt. Die einzeln abgesicherten Bilddateien wurden manuell anhand der Identifikationskennzeichnung kontrolliert und mit der Software Rename Master 3.11 (ANONYM, 2014a) entsprechend umbenannt.

Bildanalytische Auswertung

Die Bildverarbeitung erfolgte mit der Software *ImageJ 1.48* (RASBAND, 2014) und einem für diese Untersuchungen entwickelten Makro. Zunächst wurden die Originalaufnahmen der Versuchsgefäße über RGB Stack in die drei Kanäle des RGB-Farbraums (Rot, Grün, Blau) zerlegt. Das gleiche erfolgte über HSB Stack für den HSB-Farbraum (Farbwert, Sättigung, Helligkeit), sodass für die weitere Analyse bereits sechs Ebenen zur Verfügung standen. Diese hatten jeweils eine Farbtiefe von 8 bit mit entsprechenden Pixelwerten in Stufen von 0 bis 255. Die anschließende Segmentierung zwischen der Blattdeckungsfläche (*BDF*) der Zuckerrüben und dem Hintergrund erfolgte auf Grundlage des von WOEBBECKE ET AL. (1995a) entwickelten Excess Green Index (*ExG* = 2g-*r*-*b*) und einem empirisch ermittelten Schwellenwert. Dazu wurden aus den aktuellen Pixelwerten der drei RGB-Bildebenen (*R*, *G*, *B*) mit dem Image Calculator die chromatischen Koordinaten (*r*, *g*, *b*) berechnet, die auch als Farbwertanteile bezeichnet werden.

$$r = \frac{R}{R+G+B}$$
 $g = \frac{G}{R+G+B}$ $b = \frac{B}{R+G+B}$

Die drei Bildebenen der Farbwertanteile (*r*, *g*, *b*) hatten eine Farbtiefe von 32 bit und enthielten jeweils Pixelwerte von 0 bis 1. Mit dem Image Calculator wurde aus diesen drei Bildebenen (*r*, *g*, *b*) der Excess Green Index (*ExG*) berechnet und als eine neue Bildebene dargestellt.

$$ExG = 2 \times g - r - b$$

Das entstandene Graustufenbild wurde über setThreshhold und einen für jeden einzelnen Messtermin empirisch ermittelten Schwellenwert in ein Schwarzweißbild umgewandelt. Dieser wurde so gewählt, dass eine Fehlklassifikation der Blattdeckungsfläche (BDF) als Hintergrund weitestgehend ausgeschlossen werden konnte. Da besonders im Schattenbereich auch Bodenund Gefäßbestandteile zunächst als Blattdeckungsfläche (BDF) selektiert wurden, erfolgte eine Nachbearbeitung der aus dem Schwarzweißbild abgeleiteten Maske. Dazu wurde diese zunächst über Enlarge um 5 Pixel verkleinert, sodass die kleinsten Partikel entfernt und Fehlklassifikationen, die mit der angestrebten Selektion der Blattdeckungsfläche (BDF) verbunden waren, von dieser getrennt wurden. Anschließend wurden mit Analyze Particles alle Partikel mit einer Pixelfläche von unter 500 Pixeln entfernt und durch Auswahl von include holes die Fehlstellen in der Selektion gefüllt. Da es ab dem 4-Blatt-Stadium der Zuckerrüben zu Überlappungen zwischen den Blättern und Pflanzen kam, wurde bei späteren Aufnahmen auf letztere Funktion verzichtet. Auch wurde der Schwellenwert für die Partikel auf 1000 Pixel erhöht, um die durch zunehmende Beschattung hervorgerufenen Fehlklassifikationen zu verringern. Abschließend wurden die erneut selektierten Bereiche um 10 Pixel vergrößert und anschließend wieder um 5 Pixel verkleinert um Fehlstellen, die durch include holes nicht erfasst werden konnten, entsprechend zuzuordnen. Die erzeugte Maske ermöglichte für Aufnahmen bis zum späten 4-Blatt-Stadium eine zufriedenstellende Segmentierung der Blattdeckungsfläche (BDF). Bei späteren Aufnahmen waren stärkere manuelle Korrekturen erforderlich.

Mit dem ROI Manager wurde für die einzelnen Versuchspflanzen in einem Mitscherlichgefäßjeweils eine Region of Interest (ROI) festgelegt. Da die Kameraaufnahmen stets aus der gleichen Perspektive und mit den gleichen Einstellungen durchgeführt wurden, konnte die Position und Größe der fünf möglichen ROIs vordefiniert werden. Bei Bedarf wurden die ROIs der Versuchspflanzen manuell angepasst. Wie in Abbildung 5 beispielhaft dargestellt, wurden durch die anschließende Verrechnung der ROIs der Versuchspflanzen (gelb) mit der Maske der Blattdeckungsfläche (BDF) fünf Selektionen für die Blattdeckungsfläche (BDF) der einzelnen Versuchspflanzen (rot) erstellt. Bei Bildaufnahmen ab dem 6-Blatt-Stadium, war es nicht mehr möglich, die Versuchspflanzen einzeln zu selektieren. Daher wurde stattdessen die Maske der Blattdeckungsfläche (BDF) zur Auswertung verwendet. Für die einzelnen ROIs wurden über Measure die Fläche (Area) sowie folgende Formfaktoren ermittelt: minimaler und maximaler Durchmesser (Feret's Diameter), Umfang (Perimeter), Kreisförmigkeit (Circularity), Rundheit (Roundness) sowie die Haupt- und Nebenachsenlänge (Major Axis und Minor Axis) und das Seitenverhältnis (Aspect Ratio) einer automatisch an die Selektion angepassten Ellipse (WOEBBECKE ET AL., 1995b). Die Umrechnung in reale Größeneinheiten (1 Pixel = 0,0944 mm) erfolgte erst während der statistischen Auswertung. Aus dem Quotienten der BDF zum jeweiligen Messtermin und der vor der Applikation ermittelten BDF wurde für den jeweiligen Messtermin der Wachstumsindex der Blattdeckungsfläche (*WI*_{BDF}) und für den letzten Messtermin der Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) berechnet.

$Wachstumsindex = rac{Fläche_{zum Messtermin}}{Fläche_{vor Applikation}}$	$Seitenverhältnis = \frac{Hauptachse}{Nebenachse}$
Kreisförmigkeit = $4\pi \times \frac{Fläche}{Umfang^2}$	$Rundheit = 4 \frac{Fläche}{\pi \times Hauptachse^2}$

Die verschiedenen Blattfarbwerte wurden nur für die zuvor erstellten Selektionen der Blattdeckungsfläche (*BDF*) der Versuchspflanzen bestimmt. Dazu wurden erneut mit der Funktion Measure die Mittelwerte (Mean Gray Value) aller Pixelwerte der jeweiligen Selektion in den insgesamt neun verschiedenen Bildebenen der drei Farbräume (RGB, HSB, rgb) ermittelt.



Abb. 4: Messanordnung für Bildaufnahmen mit der Canon EOS 1000D Digitalkamera.

Abb. 5: Bildaufnahme mit Selektionen für die Blattdeckungsfläche der Versuchspflanzen.

4.5 Bestimmung der Blattfluoreszenz (FORCE-A MULTIPLEX®)

Die zeitliche Entwicklung von verschiedenen Fluoreszenzwerten und Fluoreszenzindizes, die im Zusammenhang zu den Blattinhaltsstoffen und der Funktionalität der Photosynthese stehen, wurde über Messungen mit dem multispektralen Fluorometer *FORCE-A MULTIPLEX®* erfasst. Anders als die meisten bildgebenden Fluorometer ermöglicht das Gerät eine breit angelegte Messung mit Anregungslicht in drei verschiedenen Wellenlängenbereichen. Durch die tragbare Konstruktion kann das *FORCE-A MULTIPLEX®* auch im Freiland für Messungen auf kurze Distanz eingesetzt werden. Die Möglichkeit einer bildanalytischen Untersuchung war nicht gegeben.

Technische Ausstattung

Das FORCE-A MULTIPLEX® (Force-A, Orsay Cedex, France) ist ein tragbares Fluorometer zur Messung der Fluoreszenz pflanzlicher Moleküle nach Anregung in verschiedenen Wellenlängenbereichen auf kurze Distanz. Der Abstand zwischen der Belichtungs- und Sensoreinheit und dem Zielobjekt wird durch einen Abstandshalter auf 10 cm festgelegt. Die Messfläche beträgt 50 cm². Bei dem verwendeten Gerät erfolgt die Anregung über verschiedene mit 330 Hz gepulste Leuchtdioden mit Wellenlängen im Bereich von 375 nm (Ultraviolettlicht, UV), 530 nm (Grünlicht, G) oder 630 nm (Rotlicht, R). Die abgegebene Fluoreszenz wird über drei mit Photodioden besetzte Detektoren erfasst, die jeweils mit unterschiedlichen Filtern ausgestattet sind. Diese verfügen über eine Durchlässigkeit im Bereich von 417-477 nm (Blaugrünfluoreszenz, BGF), 667-689 nm (Rotfluoreszenz, RF) oder 718-782 nm (Dunkelrotfluoreszenz, FRF). Bei jeder Messung wurden somit insgesamt neun verschiedene Fluoreszenzmesswerte erfasst. Diese werden in Tabelle 3 dargestellt. Die vom Sensor ausgegebenen Fluoreszenzmesswerte entsprechen dem Mittelwert der induzierten Fluoreszenz aus jeweils 500 Lichtimpulsen mit einer Dauer von jeweils 20 µs. Die technischen Angaben zum FORCE-A MULTIPLEX® basieren auf den Herstellerangaben (FORCE-A, 2014) sowie den Angaben von CEROVIC ET AL. (2008) zu den Wellenlängenbereichen der Leuchtdioden und Photodetektoren. Die aktuellen technischen Werte unterliegen dem Patentschutz.

		Leuchtdiode	
Photodetektor (Filter)	Ultraviolettlicht (375 nm)	Grünlicht (530 nm)	Rotlicht (630 nm)
	Flu	oreszenzmesswer	te
Blaugründetektor (417-577 nm)	BGF _{UV}	BGF _G	BGF _R
Rotdetektor (667-689 nm)	<i>RF_{UV}</i>	RF _G	RF _R
Dunkelrotdetektor (718-782 nm)	FRF _{UV}	<i>FRF</i> _G	FRF _R

Tab.	3:	Fluoreszenzmesswerte	des	FORCE-A	MUI	TIPI FX®	Fluorometers
iuu.	э.	114010320112111033000100	ucs	I UNCL A	IVIOL		11001011101013

Durchführung der Messungen

Die ersten Messungen mit dem *FORCE-A MULTIPLEX®* erfolgten jeweils ein bis zwei Tage vor der Herbizidapplikation. Die weiteren Messungen wurden ein bis zwei Tage nach der Applikation und anschließend im Abstand von zwei bis vier Tagen bis etwa zehn Tage nach der Behandlung durchgeführt. An den einzelnen Messterminen wurde für die Messungen ein Zeitraum von 14:00 bis 16:00 angesetzt und blockweise erst quer und dann längs zum Versuchswagen vorgegangen. Innerhalb der Versuchsgefäße wurden an den fünf Positionen der Versuchspflanzen jeweils drei Einzelmessungen im Abstand von wenigen Sekunden durchgeführt. Die Messdaten wurden über das Bedienfeld des *FORCE-A MULTIPLEX®* direkt den Versuchsgefäßen beziehungsweise den einzelnen Versuchspflanzen zugeordnet und auf einer SD-Speicherkarte gesichert.

Fluoreszenzindizes

Mit den in Tabelle 3 aufgeführten neun Fluoreszenzmesswerten des FORCE-A MULTIPLEX® wurden sechs verschiedene Fluoreszenzindizes berechnet, die teilweise bereits in früheren Untersuchungen zur Bestimmung von Herbizidstress oder zur Untersuchung von anderen physiologischen Veränderungen der Pflanze eingesetzt wurden. Die Abkürzungen und die Berechnung der Fluoreszenzindizes werden in Tabelle 4 dargestellt. Die Fluoreszenzmesswerte der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz gelten als Indikatoren für die aktuelle Funktionalität des photosynthetischen Apparates (BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998). Für die beiden Simple Fluorescence Ratios (SFR_G und SFR_R) wurde ein linearer Zusammenhang zum Chlorophyllgehalt des Blattes nachgewiesen (GITELSON ET AL., 1999). Der aus dem Verhältnis zwischen der Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung mit Rotlicht und der Rotfluoreszenz nach Anregung mit UV-Licht berechnete Flavonolindex (FLAV) ist ein Indikator für den Flavonolgehalt der Epidermis (CEROVIC ET AL., 2002). Gleichermaßen steht der Anthocyanindex (ANTH) im engen Zusammenhang zum Anthocyangehalt (PFÜNDEL ET AL., 2007). Die in Betarüben enthaltenen Betalaine besitzen etwa das gleiche Absorptionsspektrum wie Anthocyane (HARMER, 1980). Die Blaugrünfluoreszenz nach UV-Anregung (BGF_{UV}) kann einerseits als Indikator für den Gehalt an Ferulasäure verwendet werden, wird aber wie alle einzelnen Fluoreszenzmesswerte auch durch den Gehalt an Phenolen und Pigmenten sowie die Blattstruktur beeinflusst (MORALES ET AL., 1996). Aus den Messwerten der Blaugrünund Dunkelrotfluoreszenz wurde die Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (BFRRuv) berechnet.

Index	Beschreibung (Anregungslicht)	Berechnung
SFR _{UV}	Simple Fluorescence Ratio (UV)	FRF _{UV} /RF _{UV}
SFR _G	Simple Fluorescence Ratio (Grün)	FRF _G /RF _G
SFR _R	Simple Fluorescence Ratio in (Rot)	FRF _R /RF _R
FLAV	Flavonolindex	log (FRF _R /RF _{UV})
ANTH	Anthocyanindex	log (FRF _R /RF _G)
BFRR _{UV}	Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (UV)	BGF _{UV} /FRF _{UV}

Tab. 4: Beschreibung und Berechnung verschiedener Fluoreszenzindizes.

4.6 Bestimmung der Chlorophyllfluoreszenzkinetik (WALZ IMAGING-PAM)

Unterschiede in der Grundfluoreszenz (*Fo*), Maximalfluoreszenz (*Fm*) und der aus diesen Werten berechneten maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) nach Applikation der verschiedenen Herbizidvarianten wurden mit der Chlorophyllfluoreszenzkamera *WALZ IMAGING-PAM* erfasst. Diese äußeren Grenzwerte der "schnellen Fluoreszenzkinetik" lassen sich mit nur geringem zeitlichen Aufwand bestimmen und wurden bereits in vielen Untersuchungen zur Stressbestimmung bei Pflanzen eingesetzt. Die bildanalytische Auswertung erfolgte mit der vom Hersteller beigefügten Software *ImagingWin* und der frei erhältlichen Software *ImageJ*.

Technische Ausstattung

Die verwendete Chlorophyllfluoreszenzkamera WALZ IMAGING-PAM M-Series (Heinz Walz GmbH, Effeltrich, Deutschland) besteht aus der Kontrolleinheit IMAG-CM, der Belichtungseinheit IMAG-MIN/B, der Kameraeinheit IMAG-K5 und einem angeschlossenen Notebook. Das Messgerät arbeitet nach dem Prinzip der Pulsamplitudenmodulation (PAM), bei dem zunächst ein schwaches, pulsiertes Messlicht zur Bestimmung der Grundfluoreszenz (Fo) ausgesendet wird. Das Messlicht wird, ebenso wie der Sättigungspuls zur Bestimmung der Maximalfluoreszenz (Fm), über zwölf Leuchtdioden erzeugt. Diese sind in vier Gruppen zu je drei Einheiten in der Belichtungseinheit angebracht, verfügen über ein Emissionsmaximum von 450 nm und sind mit Blaugrünfiltern versehen. Dazwischen angeordnet sind weitere Leuchtdioden, die während des Live Video Modus rotes (660 nm) beziehungsweise nahinfrarotes (780 nm) Licht aussenden. Der Live Video Modus kann unter anderem zur Positionierung der Messeinheit über dem Zielobjekt verwendet werden. Die Kameraeinheit IMAG-K5 arbeitet mit einem CCD-Bildsensor mit einer Auflösung von 640×480 Pixeln. Mit dem entsprechenden Objektiv wird bei einem Zielflächenabstand von 10 cm ein Messbereich von etwa 24×32 mm erfasst. Die Fokussierung und die Einstellung der Aperturblende erfolgen manuell. Durch den zwischen Linse und Bildsensor eingebauten Langpassfilter (>645 nm) wird eine selektive Detektion der Chlorophyllfluoreszenz im Fluorescence Measuring Modus beziehungsweise der Nahinfrarotremission im Live Video Modus ermöglicht. Steuerung und Stromversorgung der Belichtungs- und Kameraeinheit erfolgen über die Kontrolleinheit IMAG-CM, die mit dem Notebook verbunden ist. Die Übertragung der digitalen Bildaufnahmen von der Kamera erfolgt über eine Firewire-Verbindung. Für die Dunkeladaption der Versuchspflanzen unter Tageslichtbedingungen wurden Abdeckhauben mit einer Grundfläche von 19×19 cm eingesetzt. Diese sind innen und seitlich abgeschirmt und im Bereich der Messfläche mit einem transparenten Fadengitter versehen, das als zusätzlicher Abstandshalter dient. Mit dem oben angebrachten Absperrschieber lässt sich die Abdeckhaube während der Messung mit der Chlorophyllfluoreszenzkamera öffnen. Da die Mitscherlichgefäße mit den verwendeten Abdeckhauben nicht ganzflächig verdunkelt werden konnten, wurde zusätzlich ein flexibles Wachstuch angebracht. Abbildung 6 zeigt die beschriebene Messanordnung für die WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera. Die Steuerung der Kontrolleinheit und die direkte Auswertung der von der Kamera erzeugten Bilder erfolgten mit einer Entwicklungsversion der beigefügten Software ImagingWin.

Durchführung der Messungen

Die ersten Messungen mit der *WALZ IMAGING-PAM* Chlorophyllfluoreszenzkamera erfolgten nur wenige Stunden vor der Herbizidapplikation. Bereits für 18:00 bis 21:00 am jeweiligen Tag der Applikation wurde eine zweite Messung angesetzt, die aber nur bei einer Versuchsreihe durchgeführt werden konnte. Die weiteren Messungen erfolgten über einen Zeitraum von etwa zwei Wochen möglichst täglich zwischen 7:00 bis etwa 10:00, verzögerten sich teilweise aber bis etwa 12:00. Auch bei der Durchführung dieser Messungen wurde blockweise, nach einer festgelegten Reihenfolge der Versuchsgefäße und Versuchspflanzen vorgegangen.

Um eine ausreichende Dunkeladaption zur Messung der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) zu gewährleisten, wurden die jeweils einzelnen Mitscherlichgefäße vor Beginn der Messung für etwa 20 min mit den oben beschriebenen Abdeckhauben verdunkelt. Anschließend wurde die Belichtungs- und Kameraeinheit auf die Abdeckhaube gesetzt, über Gummibänder mit dieser verbunden und der obere Absperrschieber geöffnet. Noch vor Beginn der Chlorophyllfluoreszenzmessungen wurde die Chlorophyllfluoreszenzkamera im Live Video Modus über dem zur Gefäßbezeichnung verwendeten Markierungsschildchen positioniert und mit der Software *snapsaver 1.7* (ANONYM, 2014b) ein Bildschirmfoto des Programmfensters erstellt. Dieses wurde automatisch mit einer Zeitmarkierung versehen und als JPEG-Datei abgespeichert.

Bei den anschließenden Messungen wurde die Chlorophyllfluoreszenzkamera im Live Video Modus über der ersten Versuchspflanze positioniert und das Objektiv fokussiert. Während es im Keimblatt- und frühen 2-Blatt-Stadium der Zuckerrüben möglich war, die gesamte Pflanze im Messbereich zu erfassen, wurde bei späteren Messungen ein repräsentativer Bereich des Blattapparats ausgewählt. Dieser umfasste nach Möglichkeit sowohl die Keimblätter als auch verschiedene Laubblätter. Mit dem Wechsel in den Fluorescence Measuring Modus wurde das Messlicht aktiviert. Dieses bestand aus wenige 100 µs dauernden Lichtimpulsen mit einer Frequenz von 1 Hz und einer Intensität von etwa 0,5 μmol/m²s. Bei der einzelnen Messung wurde zunächst die Grundfluoreszenz (Fo) bestimmt. Die Maximalfluoreszenz (Fm) wurde nach Aussendung eines 720 ms langen Sättigungspulses mit einer Intensität von etwa 2000 µmol/m²s (Stufe 8) erfasst. Da der Fm-Wert technisch bedingt unterschätzt wurde, erfolgte für Fm eine Multiplikation mit einem Korrekturfaktor von 1,030. Unmittelbar nach der jeweiligen Messung wurde aus den beiden Fluoreszenzmesswerten Fo und Fm über die Software ImagingWin automatisch die Pixelwerte der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) berechnet und als Falschfarbenbild im Programmfenster dargestellt. Bereiche mit einem Fm-Wert von unter 0,048 wurden schwarz (Fv/Fm = 0) abgebildet, die Bereiche mit einer hohen Fv/Fm in blauer Farbe und bei abnehmender Fv/Fm erst in grüner, dann in gelber und schließlich in roter Farbe. Abbildung 7 zeigt beispielhaft das Fv/Fm-Falschfarbenbild einer durch Applikation von Betanal gestressten Zuckerrübe. Auch von diesem Programmfenster wurde mit dem snapsaver ein Bildschirmfoto erstellt. Die für die Bestimmung von Fo, Fm und Fv/Fm festgelegte Area of Interest umfasste die gesamte Messfläche. Wie nachfolgend dargestellt wurde bei der automatischen Berechnung der jeweiligen Mittelwerte der Hintergrund automatisch ausgeschlossen.

Auf die gleiche Art und Weise wurden auch die Messungen der folgenden Versuchspflanzen durchgeführt. Dabei wurden die Grundeinstellungen der Chlorophyllfluoreszenzkamera beibehalten und lediglich zwischen dem Live Video Modus zur Bestimmung der Position und dem Fluorescence Measuring Modus zur Messung von *Fv/Fm* gewechselt. Der Zeitraum zwischen zwei Messungen in einem Versuchsgefäß lag bei durchschnittlich 15 Sekunden. Da es während der zweiten Versuchsreihe zu Problemen bei der Bestimmung der Chlorophyllfluoreszenz kam, für die unter anderem eine Beeinflussung der aktuellen Messung durch eine Reflexion des Sättigungsimpuls der vorhergehenden Messung verantwortlich gemacht werden konnte, wurde die Messfrequenz bei den späteren Messterminen auf 30 Sekunden erhöht.

Die von *ImagingWin* als CSV-Datei gespeicherten Messdaten und die Bildschirmfotos wurden manuell kontrolliert und anschließend halbautomatisch sortiert. Dazu erfolgte ein Abgleich der fortlaufend nummerierten Messdaten mit dem auf dem jeweiligen Bildschirmfoto dargestellten Identifikationscode des Versuchsgefäßes und bei Bedarf ein optischer Vergleich der Gestalt des Blattapparats mit den Bildaufnahmen der Digitalkamera. Die vorsortierten Messdaten wurden anschließend mit einem Identifikationscode für die einzelne Pflanze versehen. Die Benennung der als JPEG-Datei gespeicherten Bildschirmfotos erfolgte entsprechend dem Aufnahmedatum und dem Identifikationscodes der Versuchspflanze mit der Software *Rename Master*.

Bildanalytische Auswertung

Die oben aufgeführten Fluoreszenzmesswerte für *Fo* und *Fm* sowie der daraus berechnete Wert der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) wurden bildanalytisch aus den Aufnahmen der Chlorophyllfluoreszenzkamera bestimmt. Die Auswertung erfolgte automatisch über die Software *ImagingWin*. Bestimmt wurde über Mean over AOI der Mittelwert aller Pixelwerte im Messbereich mit einem ausgegebenen *Fm*-Wert von über 0,048. Dieser Bereich entsprach weitestgehend der Blattdeckungsfläche im Messbereich. Die weiteren Auswertungsmöglichkeiten der Software des Herstellers konnten nur direkt nach jeder einzelnen Messung genutzt werden.



Abb. 6: Messanordnung für Bildaufnahmen mit der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera.



Abb. 7: Falschfarbenbild der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) einer durch Betanal gestressten Zuckerrübe.

Für die weitere bildanalytische Auswertung der Fv/Fm-Falschfarbenbilder wurde daher die Software ImageJ verwendet. Die abgespeicherten Bildschirmfotos der maximalen Quanteneffizienz hatten eine Auflösung von 893×760 Pixeln bei einer Farbtiefe von 24 bit. Mit einem für diese Untersuchung entwickelten Makro wurde zunächst der Bildbereich des Programmfensters als Region of Interest festgelegt. Anschließend erfolgte mit dem von LANDINI entwickelten Color Thresholder die Segmentierung der Blattfläche. Dazu wurden im HSB-Farbraum (Farbwert, Sättigung, Helligkeit) mit Pixelwerten von 0 bis 255 als unterer Schwellenwert für Sättigung und Helligkeit jeweils 128 verwendet. Damit konnte neben dem schwarzen Hintergrund auch ein erheblicher Anteil störender Pixel entfernt werden. Mit dieser Maske und der Auswahl des Bildbereichs wurde die Region of Interest für die Blattdeckungsfläche im Messbereich bestimmt. Mit den Funktionen in Measure und Histogramm erfolgte die bildanalytische Auswertung des Graustufenbildes des Farbwerts. Dabei wurden Mittelwert, Standardabweichung, Schiefe und Wölbung ermittelt und ein Histogramm der Pixelwerte erstellt. Die Umrechnung der Pixelwerte des Farbwerts in die entsprechenden Werte der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) erfolgte entsprechend der Farbwertskalierung des Fv/Fm-Falschfarbenbildes (Fv/Fm = 0,04 + 0,96/225 × Farbwert) erst während der statistischen Auswertung.

Bei den *Fv/Fm*-Falschfarbenbildern im 2-Blatt-Stadium der Zuckerrüben erfolgte eine zusätzliche Segmentierung der Blattfläche in Keim- und Laubblätter. Dazu wurden die entsprechenden Bereiche der Versuchspflanze innerhalb eines Makros manuell selektiert und über den ROI Manager mit der Region of Interest der Blattdeckungsfläche im Messbereich verrechnet. Die weitere Auswertung erfolgte nach der bereits beschriebenen Methode. Weiterführende Möglichkeiten der Bildanalyse wurden nur beispielhaft an einzelnen Bildern vorgenommen.

4.7 Bestimmung der Gesamttrockenmasse

Die Spross- und Wurzeltrockenmasse der Zuckerrüben wurde etwa vier Wochen nach der Applikation im Keimblattstadium, beziehungsweise zwei Wochen nach den jeweils folgenden Applikationsterminen bestimmt. Dazu wurden die Versuchspflanzen aus den zuvor bewässerten Mitscherlichgefäßen gezogen, unter fließendem Wasser vom Erdanhang befreit und anschließend etwa 3-4 mm unterhalb des Blattansatzes geteilt. Spross- und Wurzelbestandteile der Versuchspflanzen wurden einzeln in Tüten verpackt und anschließend für 96 h bei 80-100 °C getrocknet. Die Bestimmung der Spross- und Wurzeltrockenmasse erfolgte mit einer üblichen Laborwaage.

4.8 Erhebung von Witterungsdaten

Der Witterungsverlauf während der Untersuchungen wurde über die vom Institut für Physik und Meteorologie bereitgestellten Messdaten der Klima- und Wetterstation Hohenheim sowie drei an den Versuchswägen befestigte Temperatur- und Feuchtesensoren *VOLTACRAFT DL-120 TH* (Conrad Electronic AG, Wollerau, Schweiz) dokumentiert. Die Bodenfeuchte wurde alle drei bis vier Tage mit einem *Tektronix 1502C* (Tektronix Inc., Beaverton, USA) bestimmt. Die dabei verwendete Methode der Zeitbereichsreflektometrie wird von JONES ET AL. (2002) beschrieben.

4.9 Statistische Auswertung

Die Auswertung der Messdaten erfolgte mit der statistischen Software *R* (R CORE TEAM, 2014) in der grafischen Benutzeroberfläche *RStudio* (RSTUDIO INC., 2014). Neben den bereits in der Software enthaltenen Basisfunktionen wurden zusätzliche Funktionen (functions) aus den folgenden Erweiterungen (packages) verwendet: *boot* (CANTY UND RIPLEY, 2014), *car* (FOX UND WEISBERG, 2011), *doBy* (HøJSGAARD ET AL., 2013), *gridExtra* (AUGUIE, 2012), *lattice* (SARKAR, 2008), *latticeExtra* (SARKAR UND ANDREWS, 2013), *leaps* (LUMLEY UND MILLER, 2009), *lsmeans* (LENTH, 2014), *MASS* (VENABLES UND RIPLEY, 2002), *MIfuns* (KNEBEL ET AL., 2008), *mitools* (LUMLEY, 2012), *moments* (KOMSTA UND NOVOMESTKY, 2012), *mvtnorm* (GENZ ET AL., 2014), *nlme* (PINHEIRO ET AL., 2014), *relaimpo* (GROEMPING, 2006), *reshape* (WICKHAM, 2007), *sciplot* (MORALES, 2012) und *survival* (THERNEAU, 2014). Besonders hervorzuhebende Funktionen, die während der statistischen Auswertung genutzt wurden, werden nachfolgend als package::function angegeben.

Allgemeine Modellierung

Das Grundmodell für die statistische Auswertung wurde nach PINHEIRO UND BATES (2000) mit nlme::lme als lineares gemischtes Modell (LME) erstellt und über eine mehrfaktorielle Varianzanalyse (ANOVA) mit nlme::anova ausgewertet. Das Modell basierte auf dem bereits beschriebenen Versuchsdesign einer vollständigen randomisierten Blockanlage mit drei Applikationsterminen, elf Herbizidvarianten und fünf Blöcken. Die zeitlichen Messreihen wurden für die drei Applikationstermine separat ausgewertet. Als feste Effekte umfasste das Grundmodell den Einfluss der Herbizidvariante und des Messtermins sowie die Interaktion dieser beiden Faktoren. Da bei verschiedenen Messreihen ein leicht signifikanter Blockeffekt festgestellt werden konnte, wurde dieser Einfluss mit in das nachfolgende lineare gemischte Modell aufgenommen:

Messvariable = Herbizidvariante * Messtermin + Blockeffekt + Resteffekt

Wie nachfolgend dargestellt wurden die untersuchten Messvariablen bei Bedarf transformiert und das Modell um weitere Kofaktoren oder Kovariablen ergänzt. Anschließend wurde für die Messwiederholungen eine entsprechende Korrelationsstruktur festgelegt, die empirisch ermittelt wurde. Die Auswahl des jeweiligen Modells für die einzelnen Messvariablen erfolgte vorrangig über das Informationskriterium nach Akaike (AIC). Die Normalverteilung wurde mit einem Shapiro-Wilk-Test und visuell über Quantil-Quantil-Diagramm und Histogramm der Residuen überprüft. Die Kontrolle auf Homoskedastizität erfolgte optisch und über Levene-Tests zwischen den verschiedenen Faktorstufen. Da bei mehreren Messreihen keine Varianzhomogenität erreicht werden konnte, wurde bei Bedarf eine faktorabhängige Gewichtung der Varianzen vorgenommen. Bei einfachen Regressionsanalysen wurde stats::lm eingesetzt. Die Bestimmung von signifikanten Unterschieden zwischen den Faktorstufen erfolgte standardmäßig über faktorgruppierte Tukey-Tests mit lsmeans::cld sowie bedarfsweise über Dunnett-Tests mit lsmeans::contrast zwischen der Kontrollgruppe und den einzelnen Herbizidvarianten. Bei allen statistischen Tests wurde ein Signifikanzniveau von $\alpha = 0,05$ angesetzt.

Ausschluss von Messwerten

Messungen an Versuchspflanzen, die bereits zum Applikationstermin einen starken Entwicklungsrückstand oder Missbildungen aufwiesen, wurden nicht in die statistische Auswertung aufgenommen. Das gleiche gilt für Messwerte, bei denen ein Einfluss durch andere Stressfaktoren nicht ausgeschlossen werden konnte. Dazu zählten neben mechanischen Schäden, die während der Messungen auftraten, räumlich begrenzte Tropfschäden durch Niederschlag und zeitweise beobachtete Salzschäden, hervorgerufen durch die mineralische Düngung. Ausgenommen davon wurden bei der Auswertung nur solche Ausreißer entfernt, die begründet werden konnten. Demgegenüber wurden bei den Messwerten des *FORCE-A MULTIPLEX®* alle Ergebnisse ausgeschlossen, bei denen einer der neun direkt ermittelten Fluoreszenzmesswerte außerhalb des 90%-Interquantils der Normalverteilung lag. Die Ergebnisse der wiederholten Messungen einer Versuchspflanze am gleichen Messtermin mit der Digitalkamera und dem *FORCE-A MULTIPLEX®* wurden vor der statistischen Auswertung gemittelt.

Auswertung zur Blattdeckungsfläche, -form und -farbe

Die Auswertung der Blattdeckungsfläche (*BDF*) und der Form- und Farbfaktoren erfolgte nach dem beschriebenen Modell mit einer exponentiellen Korrelationsfunktion. Da die einzelnen Versuchspflanzen bereits vor der Applikation unterschiedlich weit entwickelt waren, konnten anhand der Blattdeckungsfläche (*BDF*) nur selten signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten ermittelt werden. Daher wurde der Wachstumsindex zwischen der Blattdeckungsfläche vor der Applikation und der Blattdeckungsfläche zum jeweiligen Messtermin (*Wl_{BDF}* und *GWl_{BDF}*) zur statistischen Auswertung genutzt. Die Blattdeckungsfläche (*BDF*) vor der Applikation wurde zusätzlich als Kovariable für die einzelnen Messtermine in das Modell aufgenommen. Diese Maßnahme führte aber nur zu geringfügigen Änderungen am Ergebnis. Auch bei den untersuchten Form- und Farbfaktoren bestanden bereits vor der Applikation deutliche Unterschiede zwischen den einzelnen Versuchspflanzen, sodass der Wert vor der Applikation auch hier als Kovariable am jeweiligen Messtermin berücksichtigt wurde. Beim Vergleich zwischen Messwerten der verschiedenen Sensoren wurden fehlende Messwerte für einzelne Termine über lokale lineare Regressionsanalyse (LOESS) mit locfit::locfit ermittelt.

Auswertung zur Blattfluoreszenz

Auch bei den Messungen der Blattfluoreszenz wurde ein Zusammenhang zwischen den Messwerten vor und nach der Applikation festgestellt. Daher wurden die Messwerte vor der Applikation als Kovariable für die nachfolgenden Messtermine in das Modell aufgenommen. Die Varianzanalyse erfolgte nach dem bereits beschriebenen Modell mit einer quadratischen Korrelationsstruktur für die zeitliche Differenz zwischen Applikations- und Messtermin. Die einzelnen Messwerte wurden nicht transformiert. Mit dem Flavonolindex (*FLAV*) und Anthocyanindex (*ANTH*) lagen zwei transformierte Fluoreszenzindizes vor. Bei der statistischen Auswertung der Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (*BFRRuv*) erfolgte eine logarithmische Transformation.

Auswertung zur Chlorophyllfluoreszenzkinetik

Da die Grundfluoreszenz (Fo) und Maximalfluoreszenz (Fm) nur in ImagingWin berechnet wurden und für die Messwerte der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) eine weitgehende Übereinstimmung mit den in ImageJ ermittelten Werten bestand, wurden für die statistische Auswertung vorrangig die Messergebnisse aus ImagingWin verwendet. Grundlage für die statistische Varianzanalyse bildete das beschriebene Modell mit einer quadratischen Korrelationsstruktur. Da zwischen den einzelnen Messterminen systematische Schwankungen in den Messwerten auftraten, die auf technische Ursachen zurückgeführt werden konnten, wurden statt der ursprünglichen Messwerte die relativ zur Kontrolle bestimmten Werte (Forel, Fmrel und Fv/Fmrel) untersucht. Die Varianzhomogenität wurde über eine Gewichtung der Varianzen entsprechend dem Messtermin verbessert. Da innerhalb der Untersuchung ein signifikanter Einfluss der Messreihenfolge innerhalb des jeweiligen Versuchsgefäßes ermittelt werden konnte, wurde die Messreihenfolge als fester Effekt mit Faktorstufen von eins bis fünf in das Modell aufgenommen. Bei der Varianzanalyse der relativen maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fmrei) wurde eine Box-Cox-Transformation mit $\lambda = 2$ und c = 0 durchgeführt. Zusätzlich wurde aus der Differenz zur Kontrolle ein Wert für den täglichen Effizienzverlust (1 - Fv/Fmrel) berechnet. Durch numerische Integration über MIfuns::AUC wurde daraus der über den gesamten Messzeitraum kumulierte Gesamteffizienzverlust (1 - Fv/Fm_{ges}) ermittelt. Der Tag der Applikation wurde dabei als voller Tag berechnet. Die Varianzanalyse für den kumulierten und gesamten Verlust der maximalen Quanteneffizienz erfolgte nach logarithmischer Transformation mit c = 0,5. Diese Werte wurden auch zum Vergleich der Herbizidvarianten zwischen den drei Applikationsterminen verwendet. Dabei wurden Applikationstermin, Herbizidvariante und Messreihenfolge als feste Effekte der Varianzanalyse berücksichtigt. Die Ergebnisse der bildanalytischen Auswertung, einschließlich der beschriebenen Verteilungswerte, wurden nach dem gleichen Modell ausgewertet. Bei der Bestimmung von signifikanten Unterschieden zwischen den Keim- und Laubblättern wurde im statistischen Modell ein zusätzlicher fester Effekt mit drei Faktorstufen für die Gesamtpflanze sowie die Keim- oder Laubblätter ergänzt. Abschließend wurde über leaps::regbest beziehungsweise relaimpo::boot.relimp ermittelt, welche relative Bedeutung die Grundfluoreszenz (Forei) und Maximalfluoreszenz (Fmrei) für den Wert der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) haben und an welchen Messterminen nach der Applikation die Werte von Fv/Fm_{rel} am stärksten mit dem Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz (1 - Fv/Fm_{ges}) korrelieren.

Auswertung zur Gesamttrockenmasse

Bei den Messwerten der Gesamttrockenmasse der Zuckerrüben wurde eine hohe Korrelation zur Blattdeckungsfläche (*BDF*) vor der Applikation festgestellt, die den Einfluss der einzelnen Herbizidvarianten statistisch überlagerte. Daher wurden die Werte der Blattdeckungsfläche (*BDF*) vor der Applikation als Kovariable für eine lineare Regression verwendet. Die statistische Auswertung erfolgte mit den aus den Residuen dieses Modells abgeleiteten korrigierten Messwerten. Auf diese Weise konnte der auf den verschiedenen Entwicklungsstand der Zuckerrüben zurückzuführende Unterschied in der Gesamttrockenmasse weitestgehend entfernt werden.

5 Ergebnisse

Insgesamt konnten mit den verwendeten optischen Sensoren nach allen Applikationsterminen sowohl die Bestandsentwicklung der Zuckerrüben erfasst, als auch signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Herbizidvarianten und Messterminen bestimmt werden. Bezogen auf die einzelnen Messgeräte korrelierten der Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (*Canon EOS 1000D*), die Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (*FORCE-A MULTIPLEX®*) und der Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz (*WALZ IMAGING-PAM*) am besten mit den korrigierten Werten der Gesamttrockenmasse. Während zwischen Einzelvarianten und Herbizidmischungen mit PSII-Inhibitoren signifikante Unterschiede festgestellt wurden konnten, ließen sich die Debut- und Spectrum-Variante nur ansatzweise von der Kontrolle unterschieden.

5.1 Hinweise zur Darstellung

Dargestellt werden die Ergebnisse, bei denen signifikante oder stark tendenzielle Unterschiede zwischen den verschiedenen Herbizidvarianten und der Kontrolle festgestellt werden konnten. Ergebnisse, die sich allein auf die allgemeine Bestandsentwicklung beziehen werden nur kurz beschrieben. Die einzelnen Herbizidvarianten werden nachfolgend wie in Tabelle 2 beschrieben abgekürzt. Zusätzlich werden diese durch ein entsprechendes Farbschema gekennzeichnet. Die Angabe der Entwicklungsstadien der Zuckerrüben erfolgt nach der erweiterten BBCH-Skala (MEIER ET AL., 1993). Sofern nicht anders angegeben, beschreiben nachgestellte Großbuchstaben signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten und Kleinbuchstaben signifikante Unterschiede zwischen den Messterminen. Mittelwerte von Messwerten zu einzelnen Herbizidvarianten und Messterminen werden mit dem Standardfehler angegeben.

5.2 Allgemeine Bestandsentwicklung

Der überwiegende Anteil der Zuckerrüben lief zwischen dem 8. bis 12. April auf. Drei Wochen nach der Saat lag der durchschnittliche Feldaufgang in den Mitscherlichgefäßen bei 90%. Die Versuchspflanzen zeigten in den ersten Tagen zunächst ein rasches Wachstum, das durch eine Kaltphase in der 16. Kalenderwoche unterbrochen wurde. Bereits zu diesem Zeitpunkt waren große Unterschiede im Entwicklungsstand der einzelnen Versuchspflanzen erkennbar, die hauptsächlich auf den Auflauftermin zurückzuführen waren. Etwa ab dem 24. April wurde bei den meisten Zuckerrüben das erste Laubblattpaar sichtbar (BBCH 11). Bereits drei Tage später hatte der überwiegende Anteil der Versuchspflanzen das frühe 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) erreicht. Ab dem 2. Mai entwickelte sich das zweite Laubblattpaar und zum 6. Mai befanden sich die meisten Versuchspflanzen im 4-Blatt-Stadium (BBCH 14). Die weitere Entwicklung bis zum 6-Blatt-Stadium (BBCH 16) erfolgte bei zunehmendem Wachstum der älteren Laubblätter deutlich langsamer. Nicht wenige Versuchspflanzen erreichten BBCH 16 erst in der 20. Kalenderwoche. Bereits ab dem späten 6-Blatt-Stadium (BBCH 16) trat zwischen den einzelnen Pflanzen in einem Mitscherlichgefäß eine schwache Konkurrenz auf. Durch die Abdeckhauben der *WALZ IMAGING-PAM* kam es bei größeren Pflanzen zu mechanischen Schäden im äußeren Blattbereich.

5.3 Beobachtungen zum Herbizidstress

Bedingt durch den ungleichen Entwicklungsstand der Versuchspflanzen und die sehr zerstreute Versuchsanordnung mit vergleichsweise wenigen Pflanzen konnten Unterschiede im Wachstum der Zuckerrüben zwischen den Herbizidvarianten nur selten mit bloßem Auge festgestellt werden. Ausschließlich in der GBRDS-Variante war zwei Wochen nach dem jeweiligen Applikationstermin ein deutlicher Entwicklungsrückstand gegenüber der Kontrolle sichtbar. Beim zweiten Applikationstermin ließ sich bei einigen Herbizidvarianten ein Wachstumsrückstand des ersten Laubblattpaares erkennen. Auf den Einfluss der Herbizide zurückzuführende Schäden am Blattapparat wurden nur bei der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben festgestellt und ausschließlich bei Herbizidvarianten mit Betanal. Als typische Symptome traten spätestens 2-3 Tage nach der Applikation (TnA) flecken- oder punktförmige Chlorosen und Nekrosen an der Blattspreite sowie Aufhellungen, Aufrollungen und Nekrosen am Blattrand und an den Blattspitzen auf. Bei einzelnen spät aufgelaufenen Pflanzen, die sich zum Zeitpunkt der Herbizidanwendung erst im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) befanden, wurden nach Applikation von GBRDS teils großflächige Nekrosen an den jüngeren Blättern festgestellt. Abbildung 8 stellt beispielhaft die 3-6 TnA sichtbaren Herbizidschäden an einigen Laubblättern dar. Die Ausprägung der Symptome an den einzelnen Versuchspflanzen war unterschiedlich stark. Intensität und Häufigkeit der Schäden nahmen in der Reihenfolge von Betanal < GB < GBD < GBR < GBRDS zu.



Abb. 8: Blattschäden nach Applikation von Herbizidvarianten mit Betanal

5.4 Blattdeckungsfläche, -form und -farbe

Anhand des aus der Blattdeckungsfläche (*BDG*) berechneten Wachstumsindex (*WI_{BDF}*) ließen sich oft bereits 1-2 TnA im jeweiligen Entwicklungsstadium stark tendenzielle bis signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen mit PSII-Inhibitoren behandelten Zuckerrüben und der Kontrollgruppe feststellen. Dieser bereits früh auftretende Wachstumsrückstand konnten auf eine meist kurzfristige Abnahme der Wachstumsrate direkt nach der Applikation zurückgeführt werden. Auch zum Ende der Messungen war der Gesamtwachstumsindex (*GWI_{BDF}*) vermindert. Über die Blattform war es möglich, Rückschlüsse auf eine verlangsamte Entwicklung der Zuckerrüben zu ziehen. Nach der Herbizidapplikation im 2- sowie 4- bis 6-Blatt-Stadium wurde bei meh-

5.4.1 Entwicklung der Blattdeckungsfläche

Der Wachstumsindex (*WI*_{BDF}) der Zuckerrüben gegenüber der Blattdeckungsfläche einen Tag vor der Applikation wird für die drei verschiedenen Applikationstermine und alle Herbizidvarianten in den folgenden Abbildungen 9 bis 11 sowie in den beistehenden Tabellen 5 bis 7 beschrieben. Zusätzlich wird die Entwicklung in den einzelnen Herbizidvarianten auch in den Abbildungen A1 bis A3 im Anhang dargestellt. Aufgrund des vor der Applikation unterschiedlichen Entwicklungsstands der Zuckerrüben konnten für die einzelnen Messwerte der Blattdeckungsfläche (*BDF*) nur tendenzielle Unterschiede zwischen den verschiedenen Herbizidvarianten ermittelt werden. Diese Messwerte der Blattdeckungsfläche (*BDF*) werden in Tabelle A2 dargestellt.

Einen Tag vor der Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) wurde eine durchschnittliche Blattdeckungsfläche (BDF) aller Versuchspflanzen von 0,73 cm² ermittelt. Die Standardabweichung lag bei 0,25 cm². Bereits 1 TnA konnte bei allen Herbizidvarianten ausgenommen der Goltix-Variante ein gegenüber der Kontrollgruppe 5-20% geringerer Wachstumsindex der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) ermittelt werden. Während die Wachstumsrate bei den Einzelvarianten und der GBD-Variante wieder auf das Niveau der Kontrolle anstieg, blieb sie bei den anderen Herbizidmischungen deutlich verringert. Damit stieg der relative Unterschied im WIBDF im Verlauf der Messungen weiter an. Bei der Goltix- und Spectrum-Variante konnte ab 9-12 TnA eine zusätzliche Abnahme des WIBDF festgestellt werden, die auf nicht durch die Herbizidapplikation bedingte Wachstumsstörungen zurückgeführt werden konnte. Aufgrund der unterschiedlichen Intensität und Dauer der Wachstumsdepression ließen sich signifikante Unterschiede zwischen der Kontrolle und den Herbizidvarianten häufig erst an späteren Messterminen erfassen. Während der Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) der Kontrollgruppe eine 30fache Zunahme der Blattdeckungsfläche (BDF) bis zum letzten Messtermin anzeigte, konnte bei den verschiedenen Herbizidvarianten ein 8-42% geringerer GWI_{BDF} festgestellt werden. In der GBRDS-Variante mit der höchsten Anzahl an Produkten lag der GWI_{BDF} nur bei 16,6±1,78. Besonders bei den Bildaufnahmen im frühen Keimblattstadium konnten Schwankungen in der digitalfotografisch erfassten Blattdeckungsfläche (BDF) nicht nur auf eine veränderte Blattfläche sondern auch auf eine unterschiedliche Blattstellung zurückgeführt werden.

Auch bei der nachfolgenden Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben war die Variation zwischen den Versuchspflanzen groß, sodass anhand der Blattdeckungsfläche (BDF) keine signifikanten Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten festgestellt werden konnten. Die durchschnittliche BDF aller Versuchspflanzen lag einen Tag vor der Applikation bei 5,03 cm², die Standardabweichung betrug 1,96 cm². Anhand des WI_{BDF} konnte bereits 1 TnA eine Abnahme des Wachstums in Herbizidvarianten mit Betanal festgestellt werden. Innerhalb von 1-3 TnA wurde noch bei vier der fünf Herbizidmischungen eine geringere Wachstumsrate ermittelt. Die insgesamt stärkste Reaktion trat innerhalb der GBR-Variante auf. Bei der GP-Variante mit Goltix sowie Powertwin und Öl statt Betanal, war die Intensität der Wachstumsdepression zwar vergleichsweise gering, dauerte aber bis 6 TnA an. Bei allen anderen Herbizidmischungen konnte nach 3 TnA keine weitere Abnahme des WI_{BDF} gegenüber der Kontrolle festgestellt werden. Am letzten Messtermin im BBCH 12 wurde eine Reihenfolge der verschiedenen Herbizidvarianten von Kontrolle \approx Debut \approx Goltix \approx Rebell > Spectrum > Betanal > GB \approx GP \approx GBD > GBR \approx GBRDS ermittelt, innerhalb der der Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) abnahm. Die Differenz zur Kontrollgruppe war in der GBRDS-Variante und GBR-Variante mit 3.94±0,15 und 3.89±0,17 gegenüber 5.99±0,17 am größten. Bei den anderen Herbizidmischungen lag der Unterschied zur Kontrollgruppe bei durchschnittlich 17-22%. Ab 3 TnA wurde bei einzelnen Herbizidvarianten eine leichte Abnahme des Wachstumsrückstands beobachtet.

Die dritte Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben erfolgte bei einer durchschnittlichen Blattdeckungsfläche (*BDF*) von 24,70 cm² bei einer Standardabweichung von 6,3 cm². Wie bereits nach der vorhergehenden Applikation konnten signifikante Unterschiede zwischen dem WI_{BDF} der verschiedenen Herbizidvarianten mit Betanal und der Kontrolle schon ab 1 TnA ermittelt werden. Bedingt durch eine signifikant geringere Wachstumsrate stieg die Differenz bis zum dritten TnA auf etwa 25-31% an. Anschließend nahm die Wachstumsrate in den meisten Herbizidvarianten rasch wieder zu und erreichte in etwa das Niveau der Kontrolle. In der GP- und der GBRDS-Variante hielt die Wachstumsdepression bei unterschiedlicher Intensität bis 10 TnA an. Am letzten Messtermin wurde eine Abnahme des Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (*GWI*_{BDF}) gegenüber der Kontrolle von 45±3% in der GBRDS-Variante ermittelt. Der zeitliche Verlauf des relativ zur Kontrolle dargestellten WI_{BDF} ließ eine weitere Zunahme des Wachstumsrückstandes erwarten. Bei der Betanal-Variante und den anderen Herbizidwarianten im *GWI*_{BDF} zwischen 28-35% Bei den verbleibenden Einzelvarianten betrug die Differenz stets unter 9% und war damit nicht signifikant.

Insgesamt war die Reihenfolge der Wirkung der verschiedenen Herbizidvarianten auf das Wachstum der Zuckerüben an allen drei Applikationsterminen ähnlich. Besonders die Herbizidvarianten, in denen Betanal oder Powertwin eingesetzt wurden, wiesen einen deutlich geringeren Gesamtwachstumsindex (*GWI*_{BDF}) auf. In der GP- und GBRDS-Variante hielt die Wachstumsdepression länger an als nach Applikation der anderen Herbizidmischungen. Bei diesen lag die Abnahme des *GWI*_{BDF} bei etwa 20-30%. Bei der Einzelapplikation von Goltix, Debut oder Spectrum konnten meist nur tendenzielle Unterschiede zur Kontrolle festgestellt werden. Als Bestandteil einer Herbizidmischung verringerten sie den *GWI*_{BDF} aber zusätzlich.



Abb. 9 und Tab. 5: Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben.

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen



Abb. 10 und Tab. 6: Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen



Abb. 11 und Tab. 7: Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben.

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

5.4.2 Entwicklung der Blattform

Die verschiedenen Werte der Blattform wurden maßgeblich durch das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben beeinflusst. Durch die bildanalytische Auswertung der Aufnahmen der Digitalkamera konnte festgestellt werden, dass die Applikation von mehreren Herbiziden und Herbizidmischungen nicht nur zu einer Abnahme des Wachstums der Blattdeckungsfläche sondern auch zu einem späteren Übergang in das jeweils nächste Entwicklungsstadium geführt haben.

Allgemein ließ sich die zeitliche Entwicklung der Blattform der Zuckerrüben folgendermaßen beschreiben: Innerhalb des Keimblattstadiums (BBCH 10) nahmen außer der Blattdeckungsfläche auch der Umfang, der maximale Durchmesser und die Hauptachsenlänge mit dem Streckungswachstum der Keimblätter deutlich zu. Demzufolge stieg gleichzeitig auch das Seitenverhältnis an beziehungsweise sank die Rundheit. Mit dem Übergang der Zuckerrüben in das frühe 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) verlangsamte sich die Entwicklung des maximalen Durchmessers und der Hauptachse, entsprechend den Keimblättern, während der minimale Durchmesser, die Nebenachse, entsprechend den Laubblättern, und der Umfang anstiegen. Das Seitenverhältnis wurde deutlich geringer, die Rundheit der Blattform nahm zu und die Kreisförmigkeit nahm, bedingt durch den größeren Umriss, ab. Durch das im BBCH 12 fortschreitende Streckungswachstum des ersten Laubblattpaares nahm die Nebenachsenlänge weiter zu, bis das Seitenverhältnis und die Rundheit den Wert 1 erreichten. Anschließend wechselten Haupt- und Nebenachse zwischen Keim- und Laubblättern, das Seitenverhältnis nahm bei steigendem maximalen Durchmesser wieder zu und die Rundheit ab. Dieser Prozess wiederholte sich in abgeschwächter Weise auch innerhalb des 4-Blatt-Stadiums (BBCH 14). Der Wert für die Kreisförmigkeit sank mit steigender Blattgröße und Blattanzahl von 0,370 auf unter 0,140 ab. Abbildung 12 zeigt beispielhaft die verschiedenen Blattformwerte von Versuchspflanzen in unterschiedlichen Entwicklungsstadien.



5,04 cm

2,59 cm

3,93 cm

1,69 cm

2.32

0,202

0,430

Fläche: Umrisslänge: Max. Durchmesser: Min. Durchmesser: Hauptachsenlänge: Nebenachsenlänge: Seitenverhältnis: Kreisförmigkeit: Rundheit:

2,13 cm 10,18 cm 4,72 cm 0,73 cm 4,83 cm 0,56 cm 8,59 0,258 0,116

37,73 cm Umrisslänge: 8,12 cm Max. Durchmesser: 6,47 cm Min. Durchmesser: Hauptachsenlänge: 4,98 cm Nebenachsenlänge: 3,63 cm Seitenverhältnis: 1,37 Kreisförmigkeit: 0,125 Rundheit: 0,728

Abb. 12: Blattformwerte von Zuckerrüben in drei Entwicklungsstadien.

Rundheit:

Max. Durchmesser:

Min. Durchmesser:

Hauptachsenlänge:

Nebenachsenlänge:

Seitenverhältnis:

Kreisförmigkeit:

Die Applikation von Herbizidmischungen im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben führte zu einem geringeren Streckungswachstum der Keimblätter und zu einer späteren Entwicklung des ersten Laubblattpaares. Statistisch signifikante Unterschiede gegenüber der Kontrolle traten aber nur bei der GBRDS-Variante auf. Dabei wurde zum Ende des Keimblattstadiums ein 22-37% geringerer maximaler Durchmesser festgestellt. Der weitere Entwicklungsrückstand äußerte sich zunächst in einer verkürzten Hauptachse und beim Übergang in das BBCH 12 in einer zeitweilig etwa 20% verkürzten Nebenachse. Auch die beschriebene Abnahme der Kreisförmigkeit erfolgte später als in der Kontrolle. Anhand der Zu- oder Abnahme der Blattformwerte ließ sich für die GBRDS-Variante ein Entwicklungsrückstand von 3 Tagen schätzen.

Bei der Applikation der Herbizide im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) konnten signifikante Abweichungen in der Blattform der Betanal-Variante und der Herbizidmischungen gegenüber der Kontrolle festgestellt werden. Diese traten auf unterschiedliche Weise in zwei verschiedenen Zeiträumen der Entwicklung der Zuckerrüben auf: Bis zu dem bereits beschriebenen Wechsel von Hauptund Nebenachse äußerte sich der Einfluss der genannten Herbizidvarianten in einer geringeren Zunahme des Umrisses und der Nebenachsenlänge sowie in einem größeren Seitenverhältnis. Bei zunehmender Entwicklung der ersten Laubblätter und dem Übergang ins späte BBCH 12 wurde hingegen eine relative Abnahme des maximalen Durchmessers, der Hauptachsenlänge und des Seitenverhältnisses festgestellt. Auch führte die Herbizidapplikation in diesem Zeitraum zu einem höheren Wert für die Rundheit des Blattapparates. Sowohl die im frühen BBCH 12 als auch die im späten Entwicklungsstadium ermittelten Blattformwerte wiesen auf eine deutlich verzögerte Entwicklung des ersten Laubblattpaares in den herbizidbehandelten Zuckerrüben hin. Die nach der Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) bis 9 TnA ermittelten Werte für die Länge der Haupt- und Nebenachse sowie das Seitenverhältnis werden in Tabelle 8 dargestellt.

5.4.3 Entwicklung der Blattfarbe

Unterschiede in den Blattfarbwerten zwischen den Messterminen ließen sich häufig durch die Entwicklung der Zuckerrüben sowie unterschiedliche Lichtverhältnisse während der Aufnahme begründen. Bei den Messungen zum dritten Applikationstermin ist zu bemerken, dass deutlich nekrotische Bereiche des Blattapparats bei der Bildanalyse nicht immer als Blattdeckungsfläche selektiert wurden. Bei den Messungen im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) und 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) konnte bei mehreren Herbizidvarianten ein signifikanter Anstieg des Rotwertanteils und eine Abnahme des Blauwertanteils gegenüber der Kontrollgruppe ermittelt werden.

Bei allen Versuchspflanzen konnte zwischen BBCH 10 und BBCH 14/16 eine deutliche Zunahme des Sättigungswertes sowie ein Anstieg des Grünanteils von 0,376 auf 0,436 festgestellt werden. Gleichzeitig nahm der durchschnittliche Blauanteil der Blattfarbe von etwa 0,282 auf 0,209 ab. Diese Entwicklung konnte sowohl auf Farbunterschiede zwischen den Keim- und Laubblättern als auch auf Veränderungen in der Blattfarbe mit zunehmendem Alter der Blätter zurückgeführt werden. Durch die oft große Variation der Blattfarbwerte zwischen den Messterminen waren diese zeitlichen Entwicklungen nicht immer kontinuierlich zu erfassen.

	2-Blatt-Stadium (BBCH 12) Tage nach Applikation (TnA)								
Herbizid-	-1	1	3	6	7	9			
variante	(28.04.14)	(30.04.14)	(02.05.14)	(05.05.14)	(06.05.14)	(08.05.14)			
			Hauptachsei	nlänge in cm					
Kontrolle	3,98	4,42	4,56	5,50	6,48	8,21			
Goltix	3,85	4,10	4,36	5,33	6,13	7,49			
Betanal	4,03	4,49	4,19	4,74 *	5,36***	6,90***			
Rebell	4,63	4,80	4,66	4,99 *	5,71**	7,50**			
Debut	3,59	4,17	4,54	4,92	5,71	7,06*			
Spectrum	3,79	4,67	4,35	4,82	5,33 **	6,79***			
GB	4,29	4,54	4,10	4,46***	5,01 ***	6,59***			
GP	4,58	4,74	4,60	4,61***	5,10***	6,43***			
GBR	4,39	4,92	4,41	4,76*	5,20***	6,86***			
GBD	4,02	4,48	4,10	4,50 **	5,22 ***	6,94***			
GBRDS	4,43	5,27	5,41	4,97	5,38**	6,33***			
	Nebenachsenlänge in cm								
Kontrolle	1,54	2,37	2,90	3,47	3,60	4,33			
Goltix	1,63	2,57	3,01	3,57	3,84	4,58			
Betanal	1,62	2,05(*)	2,72	3,53	3,90	4,65			
Rebell	1,36	2,24	2,67	3,57	3,95 *	4,51			
Debut	1,56	2,10	2,30**	3,17	3,36	4,38			
Spectrum	1,46	1,89	2,45	3,23	3,60	4,16			
GB	1,53	1,86**	2,47 *	3,37	3,78	4,31			
GP	1,51	2,18	2,52	3,40	3,87	4,69			
GBR	1,88	2,08***	2,33 ***	3,27 *	3,71	4,40			
GBD	1,62	1,98*	2,35 **	3,40	3,59	4,24			
GBRDS	1,63	1,89 **	1,95 * * *	2,84 ***	3,39	4,27			
		Seitenverhä	ältnis zwischer	n Haupt- und N	lebenachse				
Kontrolle	2,96	2,22	1,75	1,81	1,98	2,04			
Goltix	2,70	1,78	1,53	1,62	1,71	1,69			
Betanal	2,82	2,37	1,61	1,37(*)	1,40**	1,52*			
Rebell	3,80	2,41	1,84	1,45(*)	1,47 *	1,70			
Debut	2,80	2,43	2,25	1,68	1,79	1,64			
Spectrum	3,06	2,84(*)	1,99	1,62	1,57	1,68			
GB	3,25	2,76	1,76	1,35 *	1,33 ***	1,55*			
GP	3,46	2,35	1,95	1,40(*)	1,34 **	1,39**			
GBR	2,73	2,74 **	2,08	1,60	1,46*	1,62			
GBD	2,99	2,65	1,91	1,34(*)	1,49*	1,68			
GBRDS	3,08	3,21 **	3,19***	1,98	1,73	1,54			

Tab. 8: Blattformwerte für Hauptachse, Nebenachse und Seitenverhältnis nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.

Sterne zeigen Signifikanzen der Herbizidvarianten gegenüber der Kontrolle, Dunnett-Test (p < 0,001 [***], p < 0,01 [**], p < 0,05 [*], p < 0,1 [(*)]), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

Nach der Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) konnten für verschiedene Blattfarbwerte signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten und der Kontrollgruppe ermittelt werden. Ab 3 TnA wurden bei mehreren Herbizidmischungen 3-6% höhere Rot-, Grün- und Blauwerte, eine bis zu 9% höhere Sättigung und bis zu 5% geringere Helligkeit der Blätter festgestellt. Diese Unterschiede waren aber nur selten signifikant. Die verschiedenen Farbwertanteile vor und nach der Applikation werden für die drei Applikationstermine in den Tabellen A3 bis A5 dargestellt. An den chromatischen Koordinaten konnte innerhalb von 3-6 TnA ein zumindest zeitweise höherer Rotanteil der Blattfarbe in der Betanal- und Debut-Variante sowie bei allen Herbizidmischungen beobachtet werden. Demgegenüber war der Blauanteil in der Blattfarbe bei den oben genannten Herbizidvarianten oft signifikant reduziert. Dieser Trend zu höheren Rot- und geringeren Blauanteilen wurde auch nach der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) festgestellt. Die Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten und der Kontrolle waren aber oft nur schwach signifikant. Stichprobenartig durchgeführte Farbwertanalysen an Keimblättern und Laubblättern, ließen einen Zusammenhang zwischen den unterschiedlichen Farbwerten und der verzögerten Entwicklung der Zuckerrüben nach dem Einsatz von Herbiziden erkennen. Die beschriebene Veränderung entspricht in der optischen Wahrnehmung des Auges einer leichten Verschiebung von einer dunkelgrünen zu einer gelbgrünen Blattfarbe.

Die nach der Applikation von Herbizidmischungen mit Betanal beobachteten punktförmigen Chlorosen und Nekrosen auf der Blattspreite ließen sich über eine manuelle Selektion der Blattfläche und entsprechende Schwellenwerte für Farbwert, Sättigung und Helligkeit bildanalytisch erfassen. Stichprobenartig wurden an einzelnen Blättern bis zu 30% der Blattfläche als deutlich geschädigt klassifiziert. Abbildung 13 zeigt beispielhaft das Ergebnis einer manuellen Analyse der Herbizidschäden an einem Blatt aus der GBRDS-Variante. Auch diese nicht zur Auswertung verwendete Bildaufnahme zeigt bereits, dass eine Differenzierung zwischen Blattschäden und aufgehellten oder überbelichteten Stellen anhand der Bildaufnahmen nicht immer möglich war. Ablagerungen von Staub und Erde auf den Blättern wurden ebenfalls als geschädigte Blattfläche fehlklassifiziert. Blattrandnekrosen hingegen wurden wiederholt als Hintergrund selektiert. Die zuverlässige Bestimmung der prozentualen geschädigten Blattfläche über automatisch berechnete oder für den jeweiligen Messtermin definierte Schwellenwerte war nicht erfolgreich.



Abb. 13: Bestimmung der geschädigten Blattfläche über definierte Schwellenwerte.

5.5 Blattfluoreszenz

Mit dem *FORCE-A MULTIPLEX®* Spektrometer wurden für die meisten Fluoreszenzmesswerte und die verschiedenen Fluoreszenzindizes zeitliche Trends im Zusammenhang zur Entwicklung der Zuckerrüben ermittelt. Unterschiede zwischen den untersuchten Herbizidvarianten traten innerhalb von 1-3 TnA insbesondere bei der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz auf. Dies äußerte sich auch in den von diesen Werten abgeleiteten Fluoreszenzindizes, etwa der Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio. Die Blaugrünfluoreszenz selbst wurde durch die Herbizide nicht beeinflusst. Spätestens 6 TnA konnten nur noch tendenzielle Unterschiede zur Kontrolle bestimmt werden.

5.5.1 Rot-, Dunkelrotfluoreszenz und Simple Fluorescence Ratios

Innerhalb der normalen Pflanzenentwicklung konnte ein starker Anstieg der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz mit steigender zeitlicher Distanz zur Aussaat ($R^2 = 0,19$ bis 0,38) oder bei zunehmender Blattdeckungsfläche der Zuckerrüben (R = 0,17 bis 0,37) festgestellt werden. Dieser wird für die Rot- und Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung mit Rotlicht (RF_R und FRF_R) in Tabelle A6 zusammen mit Tabelle 9 dargestellt. Die entsprechenden Rot- und Dunkelrotfluoreszenzmesswerte nach Anregung mit Grünlicht waren mit $RF_G = 0,199 \times RF_R$ und $FRF_G = 0,264 \times FRF_R$ fast vollständig proportional ($R^2 > 0,99$) zu den Werten nach Anregung mit Rotlicht. Bei der Anregung mit UV-Licht war die Korrelation deutlich geringer ($R^2 = 0,74$ bis 0,81), auch da ein starker Anstieg der RF_{UV} und FRF_{UV} erst nach der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) ermittelt wurde. Da im Verlauf der Entwicklung der Zuckerrüben die Dunkelrotfluoreszenz stärker zunahm als die Rotfluoreszenz kam es über den Messzeitraum zu einem kontinuierlichen Anstieg der Simple Fluorescence Ratios. Der zeitliche Verlauf der Simple Fluorescence Ratio nach Anregung mit Rotlicht ($SFR_R = FRF_R/RF_R$) wird ebenfalls in Tabelle 9 dargestellt. Die entsprechenden Fluoreszenzindizes nach Anregung mit Grünlicht (SFR_G) oder UV-Licht (SFR_{UV}) waren über alle Messungen annähernd proportional zur SFR_R ($R^2 = 0,74$ und $R^2 = 0,79$).

Wie in Tabelle A6 dargestellt, bestanden vor dem jeweiligen Applikationstermin noch keine signifikanten Unterschiede in der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz zwischen den Herbizidvarianten. Bereits 1-2 TnA konnte nach allen drei Applikationsterminen ein Anstieg der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz gegenüber der Kontrolle bei mehreren Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren ermittelt werden. Die insgesamt meisten signifikanten Unterschiede wurden bei den Messwerten der *RF_R* und *FRF_R* ermittelt. Bei Anregung mit UV-Licht wurden nach den späteren Applikationsterminen signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten festgestellt. Die von 1-6 TnA ermittelten Messwerte der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz sowie der Simple Fluorescence Ratio nach Anregung mit Rotlicht werden für alle Applikationstermine und die verschiedenen Herbizidvarianten in Tabelle 9 zusammengefasst. Die Applikation von PSII-Inhibitoren führte stets zu einem kurzfristigen Anstieg der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (*RF_R* und *FRF_R*). Im Keimblattstadium (BBCH 10) lagen die Werte der *RF_R* bereits einen TnA etwa 7-19% über den Werten der Kontrollgruppe. Bei vier der eingesetzten Herbizidmischungen sowie in der Betanal- und Rebell-Variante war dieser Anstieg signifikant. Die gleichzeitig ermittelte Zunahme der *FRF_R* gegenüber

	Entwicklungsstadium Tage nach Applikation (TnA)							
								c
Herbizid-	BBC	H 10	1	BBCH 12	c	1	3BCH 14/10	
variante	Z (18 04 14)	0 (22 04 14)	L (30 04 14)	Z (18 04 14)	0 (22 04 14)	L (30 04 14)	Z (18 04 14)	0 (22 04 14)
Variance	(18.04.14)	(22.04.14)	(30.04.14)	(10.04.14)	(22.04.14)	(30.04.14)	(10.04.14)	(22.04.14)
		Ro	tfluoreszer	nz nach Ani	regung mit	Rotlicht (F	RF _R)	
Kontrolle	36,8 ^A	47,4 ^A	104 ^{AB}	112 ^A	131 ^A	231 ^A	255 ^A	287 ^A
Goltix	39,3 ABC	48,7 ^A	106 ABC	138 ^A	188 ^A	307 ABC	356 AB	321 ^A
Betanal	42,1 BCDE	49,0 ^A	124 ABCD	110 ^A	147 ^A	396 BCD	273 AB	331 ^A
Rebell	43,5 ^{BCDE}	48,2 ^A	146 ^{CD}	112 ^A	129 ^A	289 ABC	274 ^{AB}	277 ^A
Debut	35,8 ^A	44,9 [^]	78 ^{AB}	115 ^A	135 ^A	200 AB	228 ^A	271 ^A
Spectrum	37,7 ^{AB}	47,3 ^A	77 ^A	97 ^A	122 ^A	245 ^A	271 ^{AB}	261 ^A
GB	43,3 BCDE	50,0 ^A	156 ^{CD}	120 ^A	167 ^A	500 ^D	331 ^{AB}	312 ^A
GP	43,8 ^{CDE}	49,4 ^A	136 ABCD	170 ^A	182 ^A	550 ^D	390 ^в	320 ^A
GBR	43,4 ^{de}	50,4 ^A	210 ^D	146 ^A	129 ^A	469 ^{CD}	269 AB	298 ^A
GBD	37,9 ^{ABCD}	47,6 ^A	158 ^{BCD}	130 ^A	135 ^A	481 ^D	279 ^{AB}	252 ^A
GBRDS	43,3 ^E	45,7 ^	172 ^D	113 ^	129 ^A	638 ^D	292 ^A	348 ^A
		Ro	tfluoreszer	ız nach Anı	regung mit	Rotlicht (A	RF _R)	
Kontrollo	52 6 A	00 7 A	270 AB	221 A	522 A	1086 A	1110 A	1207 A
Coltix	65 7 ^{AB}	126 / ^A	2/0 2/2 ABC	207 ^A	555 601 ^A	1267 ABC	1171 AB	1652 AB
Botanal	72 2 ABC	120,4 110 1 ^A	117 ABC	407 ^A	647 ^A	175/ BCD	1380 AB	1/03 AB
Rehell	83 8 ABC	78 3 ^A	417 1/17 ^{BC}	407 407 ^A	559 A	1/00 ABC	1319 ^{AB}	1313 AB
Debut	44 6 ^A	80.2 ^A	241 AB	295 ^A	554 ^A	987 ^{AB}	958 ^A	1193 ^A
Spectrum	56.94	108.2 ^A	182 ^A	200 371 ^A	518 ^A	1173 ABC	1160 AB	1194 ^{AB}
GB	90.4 ^{BC}	120.1 ^A	548 ^C	466 ^A	614 ^A	2175 DE	1431 AB	1444 ^{AB}
GP	87.7 ^{BC}	94.7 ^A	530 ^{BC}	504 ^A	660 ^A	2495 DE	1773 ^B	1443 ^B
GBR	84.5 ^{BC}	115.3 ^A	727 ^C	475 ^A	567 ^A	2536 DE	1217 ^{AB}	1327 ^{AB}
GBD	54.1 ^{AB}	89.9 ^A	452 ABC	405 ^A	547 ^A	1965 CDE	1154 ^{AB}	1193 AB
GBRDS	90,4 ^c	79,7 [^]	562 ^c	437 ^A	489 ^A	3058 ^E	1180 ^	1278 ^A
		Bo	tfluoreszer	nz nach Δni	regung mit	Rotlicht (A	?E ₂)	
		1.00						A AO AB
Kontrolle	1,42 ⁻⁰	1,99^	2,62 ^	3,13	4,12	4,//~	4,40 ^	4,48 ^{Ab}
Goltix	1,66 ^{ABCD}	2,59^	3,24 ^	3,05 [~]	3,00 ^	4,58 ^	4,13 ^	5,40 °
Betanal	1,69 ABCD	2,24 ^	3,66 ^	3,82	4,60 ^	5,11 ^	5,34 ^	4,76 ^{AB}
Rebell	1,86	1,49^	3,49 ^	3,78	4,63 ^	5,24 ^	4,85 ^	4,98 ^b
Debut	1,24 [~]	1,69^	3,28 ^	2,65 [^]	4,05 ^	5,03 ^	4,34 ^	4,50 AB
Spectrum	1,49	2,19^	2,41 ^	3,95 °	4,37 ^	4,82 ^	4,32 ^	4,/U ^{AD}
GB	2,08 [°]	2,36	3,63 ^	3,99 ^*	3,83 ^	4,79 ^	4,45 ^	4,8/
GP	1,97	1,86	4,40 ^	3,U1 ^{AB}	3,90 ^	4,/4 ^	4,57 ^	4,55 ^{AB}
GBR	1,92	2,25	3,65 ^	3,45	4,52 ^	5,72 *	4,66 ^	4,4/
GBD	1,40 ^{ABC}	1,86^	2,/b^	3,5U AB	4,43 ^	4,59 ^	4,28 ^	4,84 °
GBKDS	2,05	1,73*	3,47 ^	4,11 ^{AD}	4,03 ^	5,14 ^	4,02 ^	3,59 ^

Tab. 9: Rotfluoreszenz (RF_R), Dunkelrotfluoreszenz (FRF_R) und Simple Fluorescence Ratio (SFR_R) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben.

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05),

Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

der Kontrolle fiel mit 23-69% deutlich höher aus. Bereits 6 TnA konnten keine signifikanten Unterschiede mehr zwischen den Herbizidvarianten und der Kontrollgruppe festgestellt werden. Nach der Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) war die RF_R in den oben aufgeführten Herbizidvarianten um 19-65% und bei der GBR-Variante um mehr als 100% erhöht. Der Anstieg der FRF_R gegenüber der Kontrolle war mit 54-169% erneut stärker ausgeprägt als der gleichzeitige Anstieg der RF_R. Auch 3 TnA konnte bei allen Herbizidmischungen noch eine tendenzielle Erhöhung der RF_R und FRF_R festgestellt werden, die bei der GP-Variante am stärksten war. Auch nach der letzten Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium der Zuckerrüben (BBCH 14/16) konnte ein Anstieg der RF_R und FRF_R bei allen Herbizidmischungen sowie bei der Betanal-Variante festgestellt werden. Dieser war erneut stärker als bei dem vorherigen Applikationstermin. Allerdings war die Intensität dieser Reaktion nach der letzten Applikation für beide Fluoreszenzmesswerte etwa gleich hoch. Der Anstieg der Fluoreszenzmesswerte gegenüber der Kontrolle war bei der GBRDS-Variante mit 176±27% für *RF_R* und 181±24% für *FRF_R* am stärksten ausgeprägt. Bei der GP-Variante war die Zunahme der beiden Fluoreszenzmesswerte auch 3 TnA noch signifikant. Die Reihenfolge der Herbizidvarianten hinsichtlich der Intensität der Reaktion war nach den Applikationsterminen ähnlich: Ausgehend von den Fluoreszenzmesswerten der Kontrollgruppe nahmen RF_R und FRF_R über Goltix < Betanal < Rebell \approx GP \approx GB \approx GBD \approx GBRDS < GBR zu.

Ein signifikanter Anstieg der Simple Fluorescence Ratio ($SFR_R = FRF_R/RF_R$) gegenüber der Kontrolle konnte nur 2 TnA im Keimblattstadium (BBCH 10) festgestellt werden. Ursächlich für diesen Anstieg war die in Tabelle 9 dargestellte und bereits beschriebene stärkere Zunahme der Rotfluoreszenz (RF_R) gegenüber der Dunkelrotfluoreszenz (FRF_R). Bei der Applikation im BBCH 12 konnte nur noch ein tendenzieller Anstieg und nach der letzten Applikation im BBCH 14/16 keine systematische Veränderung der SFR_R in den Herbizidvarianten festgestellt werden.

5.5.2 Flavonol- und Anthocyanindex (Fluorescence Excitation Ratios)

Der Flavonolindex (*FLAV*) nahm im Zeitraum vom BBCH 10 bis BBCH 18 von durchschnittlich 0,916 auf etwa 1,440 zu. Ähnlich wie bei den verschiedenen Simple Fluorescence Ratios konnte auch beim Flavonolindex (*FLAV*) eine kurzfristige Zunahme nach der Applikation von Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren im Keimblattstadium der Zuckerrüben (BBCH 10) beobachtet werden. Diese ließ sich auf den stärkeren Anstieg der Dunkelrotfluoreszenz (*FRF_R*) gegenüber der Rotfluoreszenz nach Anregung mit UV-Licht (*RF_{UV}*) zurückführen. Bei den späteren Messungen nach BBCH 12 und BBCH 14/16 waren keine signifikanten Unterschiede festzustellen.

Auch beim Anthocyanindex (*ANTH*) traten nur nach der ersten Applikation signifikante Unterschiede zwischen der Kontrollgruppe und den Herbizidvarianten auf. Diese waren insgesamt noch geringer, als die Unterschiede im Flavonolindex (*FLAV*) oder in den Simple Fluorescence Ratios. In der Kontrollgruppe stieg der Anthocyanindex (*ANTH*) innerhalb des Messzeitraums von BBCH 10 bis BBCH 14/16 von durchschnittlich 0,531 auf 0,607. Ausgenommen der letzten Messung, bei der ein vergleichsweise geringer Wert von 0,546 ermittelt wurde, lag der Anthocyanindex (*ANTH*) im weiteren Entwicklungsverlauf auf einem Niveau von 0,590 bis 0,610.

5.5.3 Blaugrünfluoreszenz und Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio

Die Blaugrünfluoreszenz nach Anregung mit UV-Licht (BGF_{UV}) war über den gesamten Messzeitraum zwischen den Herbizidvarianten nicht verschieden. Während der frühen Entwicklung der Keimblätter sank die BGF_{UV} von durchschnittlich 78 auf Werte von unter 70 ab. Bis zum Ende der Messungen schwankte der Wert dann zwischen 64 und 69. Zwischen der BGF_{UV} und den Werten der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (RF_R und FRF_R) konnte keine Korrelation festgestellt werden. Auch die Blattfläche hatte scheinbar keinen direkten Einfluss auf die BGF_{UV} . Hingegen konnte eine Abnahme der BGF_{UV} mit zunehmender zeitlicher Distanz zum Saattermin ($R^2 = 0,27$) und mit zunehmender Lufttemperatur während der Messung ($R^2 = 0,17$) festgestellt werden.

Die Werte des Fluoreszenzindex der Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio ($BFRR_{UV} = BGF_{UV}/FRF_{UV}$) nach dem jeweiligen Applikationstermin werden in Tabelle 10 dargestellt. Bei einer nur geringfügig veränderten Blaugrünfluoreszenz (BGF_{UV}) wurde die $BFRR_{UV}$ maßgeblich durch den Wert der Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung mit UV-Licht (FRF_{UV}) bestimmt. Verglichen mit den anderen Messwerten der Dunkelrotfluoreszenz ließen sich anhand der FRF_{UV} besonders bei den ersten beiden Applikationsterminen nur selten signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten ermitteln. Daher waren auch die Unterschiede in der Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio an diesen Applikationsterminen oft nur tendenziell. Hingegen entsprachen die Signifikanzen bei der letzten Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium der Zuckerrüben (BBCH 14/16) überwiegend den Ergebnissen der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (RF_R und FRF_R) mit einer leicht veränderten Reihenfolge von Kontrolle > Rebell > Goltix > Betanal ≈ GBD ≈ GB > GP > GBRDS ≈ GBR.

	Entwicklungsstadium Tage nach Applikation (TnA)										
	BBC	H 10		BBCH 12		BBCH 14/16					
Herbizid-	2	6	1	2	6	6 1		6			
variante	(18.04.14)	(22.04.14)	(30.04.14)	(18.04.14)	(22.04.14)	(30.04.14)	(18.04.14)	(22.04.14)			
	Blue	-to-Far-Rec	l Fluoresce	nce Ratio I	nach Anreg	ung mit U	/-Licht (<i>BFI</i>	RR _{UV})			
Kontrolle	16,0 ^A	10,8 ^A	7,93 ^{AB}	6,07 ^A	5,89 ^A	2,38 ^A	2,03 ^{AB}	2,15 ^A			
Goltix	16,8 ^{AB}	12,9 ^A	5,87 ABC	5,05 ^A	5,37 ^A	1,67 ABC	1,68 AB	1,56 ^A			
Betanal	14,6 ^{ABC}	11,8 ^A	5,41 ABC	6,07 ^A	4,69 ^A	1,40 ^{CD}	1,52 ABC	1,60 ^A			
Rebell	14,1 ^{ABC}	13,0 ^A	5,19 ^{BC}	5,72 ^A	5,59 ^A	1,81 ABC	1,78 ^{AB}	1,83 ^A			
Debut	16,3 ^{AB}	12,5 ^A	7,72 ABC	7,20 ^A	5,16 ^A	2,43 AB	2,47 ^A	2,03 ^A			
Spectrum	15,9 ^{AB}	11,3 ^A	8,58 ^A	4,65 ^A	4,58 ^A	1,52 ABCD	1,73 ABC	2,14 ^A			
GB	15,0 ^{ABC}	11,4 ^A	4,92 ABC	4,37 ^A	4,99 ^A	1,32 ^{CD}	1,40 ^{BC}	1,73 ^A			
GP	13,8 ^{BC}	12,6 ^A	6,07 ABC	4,75 ^A	4,14 ^A	0,96 ^{CD}	0,96 ^c	1,40 ^A			
GBR	14,6 ^{ABC}	12,3 ^A	3,99 ^c	4,46 ^A	5,62 ^A	0,75 ^D	1,27 ABC	1,38 ^A			
GBD	16,0 ^{AB}	12,5 ^A	6,88 ABC	5,23 ^A	5,92 ^A	1,42 BCD	1,69 AB	2,19 ^A			
GBRDS	13,2 ^c	11,9 ^A	5,30 ABC	5,14 ^A	5,46 ^A	0,80 ^D	1,37 ABC	1,47 ^A			

Tab. 10: Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (BFRR_{UV}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben.

Groβbuchstaben zeigen Signifikanzen zw. Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

5.6 Chlorophyllfluoreszenzkinetik

Die mit der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera ermittelten relativen Werte der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) ermöglichten eine differenzierte Unterscheidung zwischen der Kontrollgruppe und den verschiedenen Herbizidvarianten, bei denen PSII-Inhibitoren eingesetzt wurden. Nach einer mehr oder weniger starken Abnahme der Fv/Fm_{rel} innerhalb von einem Tag nach der Applikation wurde eine unterschiedlich schnelle Wiederzunahme auf den ursprünglichen Wert innerhalb von zehn Tagen beobachtet. Darüber hinaus konnte im gleichen Zeitraum ein Anstieg der Grundfluoreszenz (Fo) und zumindest teilweise auch eine Abnahme der Maximalfluoreszenz (Fm) festgestellt werden. Bei allen drei Applikationsterminen wurde anhand des Gesamteffizienzverlusts (Fv/Fm_{ges}) eine ähnliche Reihenfolge der Reaktionsintensität bei den Herbizidvarianten ermittelt. Die zusätzliche Auswertung der Fv/Fm-Falschfarbenbilder ergab für einzelne Herbizidvarianten signifikante Unterschiede in der räumlichen Verteilung der Werte von Fv/Fm innerhalb der Blattspreite sowie zwischen den Keim- und Laubblättern.

5.6.1 Allgemeine zeitliche Entwicklung

Die maximale Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) wurde allein durch den Entwicklungsstand der Zuckerrüben nicht beeinflusst. Innerhalb der Kontrollgruppe schwankte *Fv/Fm* über den gesamten Versuchszeitraum um einen Mittelwert von 0,745 bei einer Standardabweichung von etwa 0,033. Grund- und Maximalfluoreszenz (*Fo* und *Fm*) zeigten mit durchschnittlich 0,071 und 0,285 bei einer Standardabweichung von 0,021 und 0,093 deutlich größere Schwankungen zwischen den Messterminen. Die einzelnen Messwerte der Chlorophyllfluoreszenzkinetik über den gesamten Versuchszeitraum werden in den Tabellen A7 bis A9 dargestellt. Aufgrund der Unterschiede zwischen den einzelnen Messterminen, die sich in gleicher Weise auch auf die Messwerte in den verschiedenen Herbizidvarianten auswirkten, werden nachfolgend die Messwerte der relativen maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) in Prozent der Kontrolle angegeben. Bei wiederholten Messungen in einem Versuchsgefäß konnte eine Abnahme von *Fv/ Fm_{rel}* zwischen der ersten und letzten Versuchspflanze um 2-4% festgestellt werden. Dieser Unterschied war sowohl auf eine höhere Grund- (*Fo*) als auch auf eine geringere Maximalfluoreszenz (*Fm*) zurückzuführen, aber nur zwischen der jeweils ersten und letzten Messung signifikant. Eine Interaktion zwischen Messposition und Messtermin oder Messposition und Herbizidvariante war nicht zu ermitteln.

5.6.2 Entwicklung der maximalen Quanteneffizienz

Ausgehend von den Werten der Kontrollgruppe konnten nach allen drei Applikationsterminen und bei allen Herbizidvarianten ausgenommen der Einzelvarianten mit Debut und Spectrum, signifikante Unterschiede im zeitlichen Verlauf der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) festgestellt werden. Die Entwicklung der relativen maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) nach den jeweiligen Applikationsterminen wird für die verschiedenen Herbizidvarianten in den Abbildungen 14 bis 16 und A4 bis A6 sowie den beistehenden Tabellen 11 bis 13 dargestellt. Die absoluten Werte der maximalen Quanteneffizienz können den Tabellen A7 bis A9 entnommen werden. Die zeitliche Entwicklung der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) nach der ersten Herbizidapplikation im Keimblattstadium (BBCH 10) wird in den Abbildungen 14 und A4 und Tabelle 11 dargestellt. Bereits einen Tag nach der Applikation wurde bei allen Herbizidvarianten, die PSII-Inhibitoren enthielten eine signifikante Abnahme von Fv/Fmrel gegenüber der Kontrollgruppe sowie der Debut- und Spectrum-Variante festgestellt. Diese war bei den verschiedenen Herbizidmischungen und Einzelvarianten unterschiedlich stark ausgeprägt: Ausgehend von einer mit 12±7% nur geringen Abnahme bei der Rebell-Variante nahm Fv/Fm_{rel} in der Reihenfolge von Goltix > Betanal > GP > GBR > GBD ≈ GB > GBRDS kontinuierlich ab. Bei der GBRDS-Variante lag *Fv/Fm_{rel}* einen TnA nur noch bei 32±7% gegenüber der Kontrolle. Dies entspricht einer absoluten Fv/Fm von 0,220±0,050. Bereits ab 2 TnA begann bei den meisten Herbizidvarianten die Wiederzunahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}). Diese verlief bei der der GP-Variante zunächst deutlich langsamer, sodass Fv/Fm_{rel} am dritten TnA bei der GP- und GBRDS-Variante mit 72±8% beziehungsweise 73±7% auf etwa gleichem Niveau lagen. Auch bei der Rebell-Variante blieb Fv/Fm_{rel} über einen längeren Zeitraum reduziert. Bedingt durch die kontinuierliche Wiederzunahme von *Fv/Fm_{rel}* konnten ab 9 TnA keine signifikanten Unterschiede mehr zwischen der Kontrollgruppe und den Herbizidvarianten festgestellt werden. Auch bei Messungen nach 12 TnA und 15 TnA (ohne Darstellung) ließen sich keine Unterschiede in den Werten der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) zwischen den Herbizidvarianten und der Kontrollgruppe ermitteln.

Die Abbildungen 15 und A5 sowie Tabelle 12 stellen die zeitliche Entwicklung von *Fv/Fm_{rel}* nach dem Applikationstermin im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben dar. Aus den Messungen ging deutlich hervor, dass die Abnahme der maximalen Quanteneffizienz einen TnA bei den meisten Herbizidvarianten schwächer ausfiel, als nach der Applikation im Keimblattstadium. Die stärkste Abnahme von *Fv/Fm_{rel}* wurde mit etwa 33% in der GB-, GP-, GBR- und GBRDS-Variante einen TnA ermittelt. Aus der Messung nach 0,5 TnA ging hervor, dass die Abnahme von *Fv/Fm_{rel}* bis zum minimalen Wert der jeweiligen Herbizidvariante bei der Goltix-, Rebell- und GP-Variante langsamer erfolgte als bei den genannten Herbizidvarianten. Die Wiederzunahme von *Fv/Fm_{rel}* erfolgte in der Betanal-, GB- und GBD-Variante bereits ab 2 TnA und bei den meisten anderen Herbizidvarianten mit leichter Verzögerung. Hingegen lag *Fv/Fm_{rel}* bei der GP-Variante selbst nach 10 TnA (ohne Darstellung) auf einem tendenziell geringeren Niveau.

Die zeitliche Entwicklung von Fv/Fm_{rel} nach dem dritten Applikationstermin im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben wird in den Abbildungen 16 und A6 sowie in Tabelle 13 dargestellt. Bereits einen TnA war die Reaktion ähnlich stark ausgeprägt wie nach dem ersten Applikationstermin. Der geringste Wert für Fv/Fm_{rel} wurde mit $34\pm11\%$ der Kontrolle erneut bei der GBRDS-Variante gemessen. Insgesamt nahmen die Werte von Fv/Fm_{rel} in der Reihenfolge von Goltix \approx Rebell > Betanal \approx GB \approx GBD > GP > GBR > GBRDS ab. Die anschließende Wiederzunahme von Fv/Fm_{rel} erfolgte, wie bereits nach der zweiten Applikation, in der Betanal-, GB- und GBD-Variante schneller, als in den anderen fünf Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren. Durch die verlangsamte Wiedereinstellung von Fv/Fm_{rel} in der GP-Variante lag die maximale Quanteneffizienz ab 5 TnA unterhalb der Werte in der GBRDS-Variante. Spätestens ab 10 TnA waren zwischen den einzelnen Herbizidvarianten keine signifikanten Unterschiede mehr zu erkennen.



Abb. 14 und Tab. 11: Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben.

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Kleinbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Messterminen, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen



Abb. 15 und Tab. 12: Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.

nerbizia-	U		0,5		T		2		5		4		0	/	
variante	(28.04.	14)	(29.04.	14)	(30.04.)	14)	(01.05.)	14)	(02.05.:	14)	(03.05.:	14)	(05.05.14)	(06.05.1	14)
					Wachst	um	isindex de	r Rl	attdeckun	øsf	läche (<i>W</i> /				
					waense	um	isinack ac		attaccitan	551		3DF 1			
Kontrolle	100,0 ^A	а	100,0 ^A	а	100,0 ^A	а	100,0 ^A a	100,0 ^{AB}	а						
○ Goltix	100,1 ^A	а	98,8 ^A	abc	92,4 ^в	d	94,9 ^в	cd	98,5 ^{AB}	ab	99,3 ^{AB}	ab	96,3 ABCD bcd	98,1 ^B	abc
🗆 Betanal	100,3 ^A	а	68,6 ^C	d	71,4 ^{CD}	d	92,9 ^{вс}	С	95,6 ^{BC}	bc	98,9 ^{AB}	а	98,3 ABC ab	100,5 ^{AB}	а
🛇 Rebell	100,3 ^A	а	99,6 ^A	а	90,4 ^в	b	91,8 ^{BC}	b	98,5 ^A	а	99,7 ^{AB}	а	99,4 ^{AB} a	100,8 ^A	а
riangle Debut	100,2 ^A	а	101,9 ^	а	99,3 ^	ab	101,8 ^	а	100,5 [^]	а	100,0 ^{AB}	а	96,7 ABCD b	99,9 ^{AB}	а
∇ Spectrum	100,3 ^	а	101,9 ^	а	100,3 ^A	ab	100,5 ^A	ab	100,5 ^A	ab	100,1 ^{AB}	ab	93,4 ^{CDE c}	97,3 ^{вс}	bc
🖲 GB	100,2 ^A	а	67,8 ^c	d	67,6 ^D	d	88,5 ^c	С	93,9 ^c	b	98,7 ^{AB}	а	94,4 ^{CDE b}	98,6 ^{AB}	а
GP GP	100,3 ^A	а	87,3 ^B	С	66,6 ^D	ef	71,8 ^D	е	60,7 ^F	f	79,6 ^D	d	89,1 ^{E c}	94,7 ^c	b
♦ GBR	100,3 ^	а	69,4 ^c	de	66,5 ^D	е	72,4 ^D	d	89,1 ^D	с	97,0 вс	b	95,3 ABCDE b	99,4 ^{AB}	ab
🛦 GBD	99,9 ^A	а	70,4 ^c	е	74,5 ^C	е	88,3 ^c	d	95,2 ^{BC}	С	98,8 ^{AB}	ab	95,0 BCDE bc	98,7 ^{AB}	ab
▼ GBRDS	100,6 ^	а	74,3 ^c	de	69,0 ^{CD}	e	69,1 ^D	е	80,7 ^E	d	94,7 ^c	bc	91,3 DE c	98,5 ABC	: ab

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Kleinbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Messterminen, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen



Abb. 16 und Tab. 13: Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben.

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Kleinbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Messterminen, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

5.6.3 Entwicklung der Grund- und Maximalfluoreszenz

Die während der Untersuchungen bestimmten Werte der Grund- und Maximalfluoreszenz (*Fo* und *Fm*) werden in den Tabellen A7 bis A9 dargestellt. Bezogen auf die Messwerte von *Fv/Fm_{rel}* ergab sich nach Zerlegung der Varianzen (PMVD) eine mit 68±2% höhere Bedeutung der relativen Grundfluoreszenz (*Fo_{rel}*) gegenüber der relativen Maximalfluoreszenz (*Fm_{rel}*) mit nur 32±2%. Diese wurde auch durch Regressionsanalysen zwischen *Fo_{rel}* und *Fv/Fm_{rel}* ($R^2 = 0,51$) beziehungsweise *Fm_{rel}* und *Fv/Fm_{rel}* ($R^2 = 0,05$) bestätigt. Dabei war die Korrelation zwischen *Fv/Fm_{rel}* und *Fo_{rel}* hingegen zwischen 3-5 TnA am größten. Auch die Unterschiede zwischen der Kontrolle und den Herbizidvarianten waren in unterschiedlichen Zeiträumen verschieden signifikant. Insgesamt waren die Ergebnisse weniger eindeutig als bei der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*). Unterschiede zwischen der Kontrolle und der Debut- und Spectrum-Variante waren nicht zu ermitteln

Die Werte der Grundfluoreszenz (*Fo*) schwankten in der Kontrolle zwischen 0,047 und 0,101. Wie in den Tabellen A7 bis A9 dargestellt, konnte nach allen drei Applikationsterminen ein signifikanter Anstieg der Grundfluoreszenz (*Fo*) bei den Herbizidvarianten festgestellt werden, die sich auch anhand der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) statistisch unterscheiden ließen. Dieser kurzfristige Anstieg lag bei den Versuchspflanzen der GP-Variante und GBRDS-Variante teilweise bei über 100% innerhalb der ersten 2 TnA. Auch bei den anderen Herbizidvarianten traten signifikante Unterschiede von 20-90% gegenüber der Kontrolle auf. Die anschließende Wiederabnahme der Grundfluoreszenz (*Fo*) wies einen annähernd entgegengesetzten Verlauf zur beschriebenen Wiederzunahme von *Fv/Fm_{rel}* auf, erfolgte aber in einem kürzeren Zeitraum. Unterschiede in der Reihenfolge der Herbizidvarianten entsprechend der Intensität der Reaktion traten zwischen den Werten der Grundfluoreszenz (*Fo*) und den Ergebnissen der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) selten auf. Bereits 3 TnA im jeweiligen Entwicklungsstadium ließen sich keine Unterschiede mehr zwischen den behandelten und den unbehandelten Zuckerrüben feststellen. Ausgenommen davon waren erneut die Versuchspflanzen aus der GP-Variante, bei denen die Grundfluoreszenz (*Fo*) bis zu 6 TnA signifikant höher war als in der Kontrollgruppe.

Die Messwerte der Maximalfluoreszenz (*Fm*) werden ebenfalls in den Tabellen A7 bis A9 dargestellt. Mit durchschnittlichen täglichen Messwerten zwischen 0,156-0,460 in der Kontrollgruppe wurden auch bei der Maximalfluoreszenz (*Fm*) große Unterschieden zwischen den einzelnen Messterminen festgestellt. Diese Schwankungen erfolgten gleichgerichtet zu den Werten der Grundfluoreszenz (*Fo*) und maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*). Unterschiede zwischen der Kontrolle und Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren konnten nach der Applikation im BBCH 10 zwischen 3-9 TnA, nach den beiden anderen Applikationsterminen zwischen 1-4 TnA festgestellt werden. Dabei wurde eine durchschnittliche Abnahme der Maximalfluoreszenz (*Fm*) um etwa 5-20% beobachtet. Beim ersten und dritten Applikationstermin waren die Unterschiede nur bei einzelnen Herbizidmischungen und meist nur für einen kurzen Zeitraum signifikant. Hingegen konnte nach der Applikation im BBCH 12 bei der Betanal-Variante und allen Herbizidmischungen eine signifikante Abnahme der Maximalfluoreszenz (*Fm*) ermittelt werden.

5.6.4 Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz

Mit den einzelnen Messwerten der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) wurden die zwischen den Herbizidvarianten bestehenden Unterschiede nur teilweise erfasst. Daher wurde aus der täglichen Differenz der relativen maximalen Quanteneffizienz zur Kontrolle ($1 - Fv/Fm_{rel}$) der Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz ($1 - Fv/Fm_{ges}$) über den Messzeitraum berechnet. Dieser ermöglichte eine Unterscheidung der Herbizidvarianten anhand der theoretischen Dosis an photosynthetischem Stress. Der Gesamteffizienzverlust ($1 - Fv/Fm_{ges}$) der einzelnen Herbizidvarianten wird für die drei Applikationstermine in Abbildung 17 mit Tabelle 14 dargestellt.

Bereits nach der Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben wurde deutlich, dass die Wiederzunahme der maximalen Quanteneffizienz in den Herbizidvarianten unterschiedlich schnell erfolgte. Zwar konnte bereits ein TnA ein signifikanter Unterschied zwischen der Kontrolle und den drei Einzelvarianten mit PSII-Inhibitoren sowie den Herbizidmischungen festgestellt werden, dieser ermöglichte aber nur eine bedingte Unterscheidung innerhalb der verschiedenen Herbizidvarianten. Aus dem Gesamteffizienzverlust ($1 - Fv/Fm_{ges}$) hingegen ließ sich Reihenfolge der Intensität der Reaktion ermitteln, die besonders hinsichtlich der GP-Variante von der Reihenfolge am ersten Messtermin abweicht. Ausgehend von der Kontrolle nahm der Gesamteffizienzverlust von Rebell \approx Goltix > Betanal > GBR \approx GBD > GP > GBRDS zu. Dabei wurde bei der GBRDS-Variante für $1 - Fv/Fm_{ges}$ ein Wert von 1,96 berechnet, entsprechend zwei Tagen mit einer theoretischen maximalen Quanteneffizienz von 0. Bei dieser Herbizidvariante traten einzelne Versuchspflanzen mit einem deutlich höheren Gesamteffizienzverlust hervor.

Auch bei der Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 10) der Zuckerrüben waren ein TnA selten signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidmischungen festzustellen. Bedingt durch den zunehmenden Effizienzverlust der maximalen Quanteneffizienz in der GBR- und GBRDS-Variante und besonders der GP-Variante zwischen 2-4 TnA beziehungsweise 2-10 TnA stellte sich heraus, dass der Gesamteffizienzverlust ($1 - Fv/Fm_{ges}$) bei der GP-Variante mehr als doppelt so hoch lag, wie bei der vergleichbaren GB-Variante und höher als bei der GBRDS-Variante. Ausgenommen der Goltix-, Debut- und Spectrum-Variante war der Gesamteffizienzverlust bei allen untersuchten Herbizidvarianten geringer als nach dem dritten Applikationstermin in BBCH 14/16 und bei fünf der Herbizidvarianten auch geringer, als nach dem ersten Applikationstermin in BBCH 10.

Bei der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) trat bei fast allen Herbizidvarianten der höchste Gesamteffizienzverlust (*1 - Fv/Fm_{ges}*) auf. Ursache dafür war einerseits der starke Effizienzverlust innerhalb von 1-2 TnA, andererseits die langsame Wiederzunahme der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) über mehrere Tage. Anders als bei der Applikation im BBCH 12 nahmen der kumulierte Effizienzverlust bei der GP- und der GBRDS-Variante annähernd gleich stark zu, sodass der Gesamteffizienzverlust bei beiden Herbizidvarianten mit 2,33 und 2,29 auf etwa dem gleichem Niveau lag. Bei den anderen drei Herbizidmischungen sowie bei der Betanal- und Rebell-Variante war der Gesamteffizienzverlust gegenüber der Applikation im BBCH 12 etwa doppelt so hoch und zugleich meist deutlich höher als nach dem ersten Applikationstermin.

Abb. 17 und Tab. 14: Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz (1 - Fv/Fm_{aes}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben.



Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10)





^	~ ~ ~		~	 	امرما	
	ACA	rni	ωп	1171	PL	TIST
-	CJU		~ 11	112 0	~	ast

(

Kontrolle	0 ^A	а
Goltix	0,212 ^C	а
Betanal	0,522 D	а
Rebell	0,173 ^{BC}	а
Debut	-0,004 ^{AB}	а
Spectrum	0,123 ABC	а
GB	0,688 DE	а
GP	1,575 ^G	а
GBR	0,919 ^{EF}	а
GBD	0,623 DE	а
GBRDS	1,095 FG	а

а

b

b

а

а

b

b

b

b





Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0.05), Kleinbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Applikationsterminen, Tukey-Test (α = 0.05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

3.6.5 Ergebnisse der Bildanalyse

Die entweder mit *ImagingWin* oder mit *ImageJ* ermittelten Werte der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) waren über den gesamten Messzeitraum nahezu identisch ($R^2 = 0.98$), sodass auch die davon abgeleiteten Verteilungswerte als korrekt angenommen werden konnten. Aus der bildanalytischen Auswertung der Falschfarbenbilder ging hervor, dass die Abnahme von *Fv/Fm* nach der Herbizidapplikation und auch die anschließende Wiederzunahme nach bestimmten räumlichen Verteilungsmustern erfolgten. Auch konnten signifikante Unterschiede zwischen den Keim- und Laubblättern ermittelt werden. Die nachfolgenden Abbildungen 18 bis 20 stellen aus den über 9000 Falschfarbenbildern für die drei Applikationstermine jeweils eine Auswahl an Bildaufnahmen mit verschiedenen Herbizidvarianten und zu verschiedenen Messterminen dar. Abbildung 21 zeigt beispielhaft weitere Möglichkeiten der Bildanalyse auf.

Die Fv/Fm-Werte der Kontrollgruppe (Abb. 18, A) lagen an allen Applikations- und Messtermine bei durchschnittlich 0,747±0,032. Hinsichtlich der Verteilungswerte wurden eine Standardabweichung von 0,049±0,026, eine mit 13,366±8,844 meist hohe Wölbung und eine mit -2,323±0,892 ausgeprägte Rechtssteilheit ermittelt. Dies entsprach einer weitestgehend gleichmäßigen Verteilung der Fv/Fm-Werte über die gesamte Blattspreite mit nur einzelnen Bereichen geringerer maximaler Chlorophyllfluoreszenz (Fv/Fm). Abweichungen von dieser Verteilung traten auch in der Kontrolle auf, konnten aber häufig auf eine veränderte Bildaufnahmequalität zurückgeführt werden. Dies äußerte sich in einem geringeren Mittelwert und einer höheren Standardabweichung bei allen Falschfarbenbildern am jeweiligen Messtermin. Die Applikation von Herbiziden oder Herbizidmischungen mit PSII-Inhibitoren führte zu einer deutlich veränderten Verteilung der Fv/Fm-Werte auf der Blattspreite die sowohl visuell, als auch mathematisch über eine Zunahme der Standardabweichung, eine Abnahme der Wölbung und eine besonders kurz nach der Applikation ausgeprägte Linkssteilheit erfasst werden konnte. Die jeweils ermittelte Reihenfolge der Herbizidvarianten hinsichtlich der Intensität der Zu- und Wiederabnahme von Fv/Fm entsprach weitestgehend der bereits beschriebenen Reihenfolge. Debut- und Spectrum-Varianten konnten auch durch die Bildanalyse nicht von der Kontrollgruppe unterschieden werden.

Ausgehend von den Falschfarbenbildern der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) ließ sich für verschiedene Herbizidvarianten bereits im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben ein räumlich-zeitliches Verteilungsmuster bestimmen. Am ersten TnA war die Abnahme von *Fv/Fm* zunächst relativ gleichmäßig über die Blattspreite verteilt (Abb. 18, B). Bereits 2 TnA zeigte sich bei allen mit Betanal oder einer Herbizidmischung mit Betanal behandelten Versuchspflanzen eine gegenüber der Blattmitte stärkere Abnahme von *Fv/Fm* im Bereich der Blattspitzen und Blattränder (Abb. 18, C-G). Bei der GP-Variante hingegen ergab sich besonders bei den späteren Messungen das genaue Gegenteil in der räumlichen Verteilung: Die Werte von *Fv/Fm* lagen im Bereich der nach der Applikation hinzugewachsenen Blattränder höher als im Zentrum der Blattfläche (Abb. 18, H). Bei der Goltix- und Rebell-Variante konnte über den gesamten Messzeitraum nur eine leichte Abnahme von *Fv/Fm* ermittelt werden. Ab 3 TnA war bei diesen beiden Herbizid-varianten nur noch eine schwache Reaktion an den Blattspitzen zu erkennen (Abb. 18, I).
Bereits einen halben TnA im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben konnten die Pflanzen der GP-Variante (Abb. 19, J) durch die stärker punktuell auftretende Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) von anderen Herbizidvarianten (Abb. 19, K-L) unterschieden werden. Bei der bildanalytischen Auswertung wurden bei allen Herbizidvarianten wiederholt höhere Fv/Fm-Werte an den Keimblättern gegenüber den Laubblättern festgestellt. Diese Unterschiede werden im zeitlichen Verlauf in Abbildung A7 dargestellt und waren teilweise bereits vor der Applikation, spätestens aber 1-2 TnA signifikant. Selbst innerhalb der Kontrollgruppe sowie in der Debut- und Spectrum-Variante lag Fv/Fm an den Laubblättern 1-2% unter den Messwerten an den Keimblättern. Während nach der Applikation an den Laubblättern der Goltix- und Rebell-Variante eine Abnahme von Fv/Fm um bis zu 12% beobachtet werden konnte, wurden an den Keimblättern keine Reaktion festgestellt (Abb. 19, M). Bei den übrigen mit PSII-Inhibitoren behandelten Versuchspflanzen nahm Fv/Fm zwar insgesamt ab, die Reaktion an den verschiedenen Blättern war aber ebenfalls unterschiedlich stark ausgeprägt. So wurden im Zeitraum von 1-3 TnA signifikante Unterschiede zwischen beiden Blättern von 10% in der Betanal-Variante (Abb. 19, N) und 10-20% in den Herbizidmischungen (Abb. 19, O) festgestellt. Bei der GBRDS-Variante war die Abnahme von Fv/Fm an den Keimblättern bis zu 40% stärker als an den Laubblättern (Abb. 19, P). Dies belegt auch das Histogramm der Fv/Fm-Werte (Abb. 21, C), das zwei getrennte Maximalbereiche aufweist. Der kumulierte Gesamteffizienzverlust (1 - Fv/Fmaes) in der Betanal-, GB-, GBR- und GBD-Variante war an den Laubblättern 22-33% höher als an den Keimblättern. In der GBRDS-Variante war die Reaktion mit 1,509 gegenüber 0,711 sogar doppelt so hoch. Die GP-Variante bildete erneut eine Ausnahme: Bei dieser erfolgte die Wiederzunahme von Fv/Fm an den Keimblättern langsamer als an den Laubblättern (Abb. 19, Q). Auch 7 TnA (Abb. 19, R) und 10 TnA wurde an den Keimblättern ein geringerer Fv/Fm-Wert gemessen. Die in Abbildung 21 dargestellten Transekte durch die Blattspreite zeigen beispielhaft, dass auch nach der zweiten Applikation die Fv/Fm-Werte am Blattrand stärker abnahmen als in der Blattmitte (Abb. 21, A) und an den Blattspitzen deutlich stärker als am Blattgrund (Abb. 21, B).

Bei der letzten Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) konnten erneut räumliche Unterschiede in den *Fv/Fm*-Werten sowohl innerhalb als auch zwischen den Blättern festgestellt werden. Diese müssen allerdings zu einem nicht zu definierenden Anteil auf die Applikationstechnik zurückgeführt werden: Durch die Applikation mit einer einzelnen Banddüse traten im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium der Zuckerrüben deutliche Spritzschatten auf, die sowohl von der Stellung der Blätter als auch von der gegenseitigen Überlappung abhängig waren. Auch daher konnte bei einigen Versuchspflanzen keine Abnahme von *Fv/Fm* an den Keimblättern und an einzelnen Blattbereichen festgestellt werden (Abb. 20, S). An den Zuckerrüben, bei denen auch die Keimblätter behandelt wurden, war die Abnahme von *Fv/Fm* erneut an den Laubblättern stärker als in der Blattmitte (Abb. 20, W-X). Während bei den meisten Herbizidvarianten ab 3 TnA kaum noch Bereiche mit einer übermäßig starken Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) ermittelt werden konnten (Abb. 20, Y), lagen die Werte in der GBRDS-Variante noch großflächig unterhalb von 0,3 (Abb. 20, Z). In der GP-Variante wurde gelegentlich eine stärkere Abnahme von *Fv/Fm* an den Keim- als an den Laubblättern ermittelt (Abb. 20, ZZ).

Abb. 18: Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben.



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (*Fv/Fm*): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



Kontrolle Herbizidvariante: 1 Messtermin (TnA): 0,703 Mittelwert (*Fv/Fm*): 0,041 Standardabweichung: 6,824 Wölbung:

-1,763 Schiefe:



Goltix 1	Herbizidvariante: Messtermin (TnA):	Betanal 1
0,544	Mittelwert (Fv/Fm):	0,334
0,100	Standardabweichung:	0,103
0,974	Wölbung:	-0,549
-1,020	Schiefe:	0,115



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



GB	Herbizidvariante:
2	Messtermin (TnA):
0,515	Mittelwert (<i>Fv/Fm</i>):
0,122	Standardabweichung:
0,269	Wölbung:
-0,774	Schiefe:



GBR	Herbizidvariante:	GBD
2	Messtermin (TnA):	2
0 535	Mittelwert (Fv/Fm)·	0 553
0,335	Standardabweichung:	0.099
-0,337	Wölbung:	1,094
-0,685	Schiefe:	-1,040



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



GBRDS Herbizidvariante:
3 Messtermin (TnA):
0,522 Mittelwert (*Fv/Fm*):
0,096 Standardabweichung:
0,907 Wölbung:
-0,966 Schiefe:



GP	Herbizidvariante:	Rebell
3	Messtermin (ThA):	3
0,515	Mittelwert (<i>Fv/Fm</i>):	0,671
0,078	Standardabweichung:	0,078
1,035	Wölbung:	3,128
-0,694	Schiefe:	-1,516



Abb. 19: Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



0,5

0,485

0,106

-0,282

-0,344

GP Herbizidvariante: 0,5 Messtermin (TnA): 0,597 Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: 0,081 0,407 Wölbung:

-0,681 Schiefe:



GB 0,5	Herbizidvariante: Messtermin (TnA):	GBD 0,5
85	Mittelwert (Fv/Fm):	0,484
.06	Standardabweichung:	0,097
82	Wölbung:	-0,420
44	Schiefe:	0,018



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



Rebell	Herbizidvariante:	Betana
1	Messtermin (TnA):	:
0,722	Mittelwert (<i>Fv/Fm</i>):	0,564
0,058	Standardabweichung:	0,123
5,610	Wölbung:	0,131
-1,839	Schiefe:	-0,307



al	Herbizidvariante:	GBR
1	Messtermin (TnA):	2
1	Mittalwort (Eu/Em);	0 5 5 2
ŧ	witterwert (FV/FIII):	0,553
3	Standardabweichung:	0,122
1	Wölbung:	0,051
7	Schiefe:	-0,830



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



GBRDS Herbizidvariante: 2 Messtermin (TnA): 0,436 Mittelwert (*Fv/Fm*): Standardabweichung: 0,173 Wölbung: -1,174 0,073 Schiefe:



GP	Herbizidvariante:	GP
4	Messtermin (TnA):	7
0,505	Mittelwert (<i>Fv/Fm</i>):	0,677
0,137	Standardabweichung:	0,116
-0,646	Wölbung:	1,184
-0,618	Schiefe:	-1,389



Abb. 20: Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4 bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben.



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



Betanal

0,363

0,134

-0,708

-0,074

1

Goltix Herbizidvariante: 1 Messtermin (TnA): Mittelwert (Fv/Fm): 0,644 0,108 Standardabweichung: 0,318 Wölbung:

Schiefe:

-0,735

-0,867

-0,027



Herbizidvariante:	GB
Messtermin (TnA):	1
Mittelwert (<i>Fv/Fm</i>):	0,231
Standardabweichung:	0,130
Wölbung:	1,719
Schiefe:	1,452



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



GP	Herbizidvariante:
2	Messtermin (TnA):
0 202	Mittalwort (Fu/Fm)
0,392	witterwert (FV/Fm):
0,151	Standardabweichung:
-0,867	Wölbung:
-0,027	Schiefe:



GBR	Herbizidvariante:	GBRDS
2	Messtermin (TnA):	2
0,469	Mittelwert (Fv/Fm):	0,382
0,093	Standardabweichung:	0,181
0,220	Wölbung:	-0,844
-0,338	Schiefe:	0,477



Herbizidvariante: Messtermin (TnA):

Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: Wölbung: Schiefe:



GBD Herbizidvariante: 3 Messtermin (TnA): 0,549 Mittelwert (Fv/Fm): Standardabweichung: 0,073 1,862 Wölbung: -0,700 Schiefe:



GBRDS	Herbizidvariante:	GP
3	Messtermin (TnA):	6
0,351	Mittelwert (<i>Fv/Fm</i>):	0,598
0,155	Standardabweichung:	0,136
-1 133	Wölbung:	0 737
0,112	Schiefe:	-1,220





Abb. 21: Anwendung von Transekten und Histogrammen zur weiteren bildanalytischen Auswertung der Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm).

5.7 Beeinflussung der Gesamttrockenmasse

Zwischen der Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen zur Ernte vier beziehungsweise zwei Wochen nach der Applikation und der Blattdeckungsfläche (*BDF*) der Zuckerrüben zum ersten Messtermin bestand ein enger Zusammenhang. Abbildung 22 und Tabelle 15 stellen daher die Gesamttrockenmasse bei den einzelnen Herbizidvarianten nach linearer Korrektur über die *BDF* vor der Applikation dar. Anhand dieser Werte wurden signifikante Unterschiede zwischen der Kontrolle und den meisten Herbizidvarianten festgestellt. Wie in Tabelle A10 dargestellt, waren die Unterschiede bei den ursprünglichen Messwerten der Gesamttrockenmasse nicht signifikant. Das Spross-Wurzel-Verhältnis lag bei der ersten und zweiten Ernte bei etwa 10:1 und bei der dritten Ernte bei 6:1. Bei den Versuchspflanzen der GBRDS-Variante war das Spross-Wurzel-Verhältnis nach den drei Applikationsterminen etwa 15-20% höher als in der Kontrollgruppe.

Die durchschnittliche korrigierte Gesamttrockenmasse bei der Kontrollgruppe lag vier Wochen nach der Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben bei 644±26 mg und damit sogar leicht unterhalb des Wertes bei der Betanal-Variante. Diese war bereits bei der Auswertung der Blattdeckungsfläche (*BDF*) durch einen deutlich höheren Entwicklungsstand zum Zeitpunkt der Applikation aufgefallen. Bei den Herbizidmischungen mit zwei oder drei Produkten wurde, auch bedingt durch Einzelpflanzen mit einer sehr hohen korrigierten Gesamttrockenmasse von über 1000 mg, eine Abnahme der Gesamttrockenmasse gegenüber der Kontrollgruppe von nur etwa 2-14% festgestellt. Allein bei der GBRDS-Variante lag die korrigierte Gesamttrockenmasse mit 401±40 mg signifikant unterhalb des Durchschnitts der Kontrollgruppe.

Die Ernte der Versuchspflanzen nach Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) erfolgte am gleichen Termin. Dennoch war die Gesamttrockenmasse insgesamt geringer, als im vorhergehenden Versuch. Dieser Unterschied konnte auf die Selektion der Versuchspflanzen vor der Applikation zurückgeführt werden. Die korrigierte Gesamttrockenmasse bei der Kontrollgruppe lag bei durchschnittlich 511±17 mg. Bei der Betanal-Variante sowie allen fünf Herbizidmischungen wurde eine signifikante Abnahme der Gesamttrockenmasse festgestellt. Die Reihenfolge der Herbizidvarianten entsprach weitestgehend der bei der Auswertung des Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) ermittelten Reihenfolge. Die durchschnittliche Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen nahm von Goltix ≈ Rebell ≈ Debut ≈ Spectrum > Betanal ≈ GB ≈ GBD > GP ≈ GBR > GBRDS ab. In der letztgenannten GBRDS-Variante betrug der Unterschied zur Kontrolle 34±4%.

Obwohl zwischen den Versuchspflanzen bereits eine beginnende Konkurrenz zu vermuten war, konnten auch nach der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) signifikante Unterschiede zwischen der Kontrollgruppe und den meisten Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren festgestellt werden. Ausgehend von einer Gesamttrockenmasse von 1463±44 mg bei der Kontrollgruppe nahm der durchschnittliche Wert etwa in der gleichen Reihenfolge ab, die bereits nach dem zweiten Applikationstermin ermittelt wurde. Die Gesamttrockenmasse in der GBRDS-Variante lag mit 887±38 mg fast 40% unterhalb des Durchschnittswertes der Kontrolle. Bei den anderen Herbizidmischungen betrug die Differenz in der Gesamttrockenmasse etwa 28-33%. Abb. 22 und Tab. 15: Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen vier oder zwei Wochen nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben.



Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10)





Gesamttrockenmasse

Kontrolle	511 ^A
Goltix	491 ^{AB}
Betanal	427 BCDE
Rebell	478 ABC
Debut	463 ABCD
Spectrum	465 ABCD
GB	410 CDEF
GP	368 EFG
GBR	350 FG
GBD	399 DEFG
GBRDS	337 ^G





Gesamttrockenmasse						
Kontrolle	1463 ^A					
Goltix	1458 AB					
Betanal	1152 ^{CD}					
Rebell	1280 BC					
Debut	1451 ^{AB}					

Rebell	1280 ^{BC}
Debut	1451 ^{AB}
Spectrum	1334 ^{AB}
GB	1065 ^D
GP	987 DE
GBR	1003 DE
GBD	1026 DE

887 ^E

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0.05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

644 ^A

642 ^A

671 ^A

580 AB

632 ^A

564 AB

633 ^A

573 ^{AB}

558 AB

608 ^A

401 ^B

5.8 Beschreibung des Witterungsverlaufs

Basierend auf den Daten der Klima- und Wetterstation Hohenheim wird in den Abbildungen 23 und 24 der Witterungsverlauf für den Versuchszeitraum vom 7. April bis 18. Mai 2014 dargestellt. Verglichen mit den langjährigen Klimadaten am Standort war der April mit einer durchschnittlichen Lufttemperatur von 12,0 °C und einer Globalstrahlungssumme von 217 J/cm² ausgesprochen warm und sonnig. Hingegen war der Monatsniederschlag mit etwa 35 l/m² vergleichsweise gering und fiel fast ausschließlich innerhalb von wenigen Tagen am Monatsende. Auch der Mai war mit 27 l/m² bis zur Ernte der Zuckerrüben relativ trocken und strahlungsreich, bei einer mittleren Lufttemperatur von 12,2 °C aber nicht viel wärmer als im langjährigen Vergleich. Innerhalb des Zeitraums von der Saat am 1. April bis zum 20. Mai nahm die Tageslänge von 12,9 auf 15,7 Stunden zu. Signifikante Veränderungen im Bodenwassergehalt wurden nur kurzfristig nach einzelnen Niederschlagsereignissen festgestellt.

Während die Witterung bis zum Ende der 15. Kalenderwoche vergleichsweise warm und sonnig war, fand nach dem 13. April eine deutliche Abkühlung statt. Die Tagesmitteltemperatur einen Tag vor der Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben lag bei leichter Bewölkung nur bei etwa 5 °C. In der darauffolgenden Nacht fiel die Lufttemperatur in 2 m Höhe auf unter 1 °C und in Bodennähe wurden Minuswerte gemessen. Am frühen Morgen des 16. Aprils war im Feld eine leichte Bereifung festzustellen. Bis zur Applikation zwischen 10:00 und 12:00 stieg die Lufttemperatur bereits wieder auf 9 °C an. Nach der Applikation trat eine leichte Bewölkung auf, sodass die Temperatur nicht weiter anstieg und die Strahlungsintensität abnahm. Die nachfolgende Nacht war ähnlich kalt wie die vorhergehende mit Temperaturen im Bereich von 0 °C. Am ersten TnA stiegen sowohl die Lufttemperatur als auch die Strahlungsintensität stark an, sodass am frühen Nachmittag bodennahe Temperaturen von bis zu 25 °C gemessen wurden. Auch die Nachttemperaturen fielen von diesem Zeitpunkt an nicht mehr unter 5 °C. Der zweite TnA war bei starker Bewölkung und über den Tag verteilten leichten Niederschlägen wieder vergleichsweise kühl. Zwischen 3-10 TnA nahmen die Tagesmitteltemperaturen zu und die Tag-Nacht-Schwankungen stiegen auf ±10 °K. Am letzten Tag der 17. Kalenderwoche fielen innerhalb weniger Stunden insgesamt 24 l/m² Niederschlag. Dabei wurde die maximale Feldkapazität des Bodens überschritten und es fand eine abwärts gerichtete Wasserbewegung statt.

Der beschriebene Niederschlag zum Ende der 17. Kalenderwoche fiel genau zwei Tage vor der Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben am 29. April. Die hohe Intensität der Niederschläge führte dazu, dass vereinzelt Wurzeln der Zuckerrüben freigelegt und bodennahe Blätter verschüttet wurden. Am Tag vor der Applikation sowie in den ersten Tagen danach war die Bewölkung vergleichsweise stark. Die Lufttemperatur stieg auch zur Mittagszeit nur selten über 15 °C. Bedingt durch die dauerhafte Bewölkung blieb die Strahlungsintensität insgesamt gering und die Tag-Nacht-Schwankungen der Temperatur waren mit ±5 °K nur sehr schwach. Innerhalb von 1-3 TnA fielen wiederholt leichte Niederschläge von insgesamt 7 l/m². Nach einem kühlen und bewölkten 3. Mai nahmen im weiteren Verlauf die Lufttemperatur, die Strahlungsintensität und die Temperaturschwankungen zu.



Abb. 23: Witterungsverlauf während des Versuchszeitraums (Kalenderwoche 15 bis 17).



Abb. 24: Witterungsverlauf während des Versuchszeitraums (Kalenderwoche 18 bis 20).

Der dritten Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben gingen mehrere warme und sonnige Tage voraus. Nachts traten wiederholt leichte Niederschläge auf. Auch in der Nacht vor der Applikation fielen etwa 2-3 l/m² Regen. Dieser führte dazu, dass die Blätter der Versuchspflanzen am Morgen des 9. Mai zunächst noch nass waren und die Applikation um zwei Stunden nach hinten verschoben wurde. Der Tag der Applikation war bei Höchsttemperaturen von 19 °C insgesamt eher warm und sonnig. In der darauffolgenden Nacht sank die Temperatur auf 9 °C ab, es fiel aber kein weiterer Niederschlag. Bei einer leicht geringeren Strahlungsintensität und Temperaturen von bis zu 18 °C war der erste TnA nur geringfügig kühler als der Tag der Applikation. Innerhalb der darauffolgenden Woche traten immer wieder leichte Gewitterschauern auf. Die Tagesdurchschnittstemperaturen sanken von 13-15 °C auf unter 10 °C. Die Tag-Nacht-Schwankungen lagen bei durchschnittlich ±8 °K. Erst nach dem 16. Mai stiegen die Tageshöchsttemperaturen und die tägliche Globalstrahlungssumme erneut deutlich an.

Abweichungen zwischen den Messdaten der Wetterstation und dem Witterungsverlauf im Bestand ließen sich insbesondere für die bodennahe Temperatur erwarten, da sich die Versuchsanordnung nicht auf gleicher Ebene mit dem Boden befand. Bei den Niederschlägen muss die zeitweise tägliche Bewässerung mit insgesamt etwa 30 l/m² berücksichtigt werden. Während der Messungen in der Vegetationshalle war die Lufttemperatur gegenüber dem Freiland erhöht. Dieser Unterschied lag am frühen Morgen nur bei 1-2 °K, stieg bei den Messungen am frühen Nachmittag aber deutlich an. An besonders warmen und strahlungsreichen lag die Temperatur in der Vegetationshalle am frühen Nachmittag bei über 40 °C.

5.9 Zusammenhang zur Bestandsentwicklung

Die verschiedenen Zusammenhänge zwischen der Entwicklung der Zuckerrüben und ausgewählten Messergebnissen der Sensoren werden in den Abbildungen 25 bis 27 dargestellt. Ausgehend von den korrigierten Werten der Gesamttrockenmasse wurde eine Korrelation mit dem Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) ermittelt. Der Zusammenhang zu den Messwerten der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (RF_R und FRF_R), sowie der Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio ($BFRR_{UV}$) war deutlich schwächer als der Zusammenhang zur maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) am ersten Messtermin und dem Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz ($1 - Fv/Fm_{ges}$). Bei allen Fluoreszenzmesswerten war die Korrelation zur korrigierten Gesamttrockenmasse bei Applikationen im späteren Entwicklungsstadium größer. Durch die Nutzung von Messergebnissen von verschiedenen Sensoren konnte die Regression zur Gesamttrockenmasse verbessert werden.

Der Zusammenhang zwischen der bildanalytisch ermittelten Blattdeckungsfläche (*BDF*) am letzten Messtermin und der 5-10 Tage später bestimmten und nicht korrigierten Gesamttrockenmasse war bei allen Applikationsterminen sehr hoch ($R^2 = 0,82$; $R^2 = 0,88$ und $R^2 = 0,83$). Dabei ist zu berücksichtigen, dass für die Messungen nach BBCH 14/16 nicht die Einzelwerte der Blattdeckungsfläche (*BDF*) und Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen, sondern die durchschnittliche Blattdeckungsfläche (*BDF*) und Gesamttrockenmasse aller Versuchspflanzen in einem Mitscherlichgefäß zur Berechnung der Korrelation verwendet wurden (ohne Darstellung). Die Korrelation zwischen dem Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) am letzten Messtermin und den korrigierten Werten der Gesamttrockenmasse war deutlich geringer, als der beschriebene Zusammenhang zwischen der Blattdeckungsfläche (BDF) und der Gesamttrockenmasse nach linearer Korrektur. Dennoch konnte auch für diesen Wert nach allen drei Applikationsterminen eine lineare Zunahme der korrigierten Gesamttrockenmasse bei steigendem GWI_{BDF} ermittelt werden ($R^2 = 0,48$; $R^2 = 0,37$ und $R^2 = 0,41$).

Die mit dem *FORCE-A MULTIPLEX*[®] Fluorometer 1-2 TnA bestimmten Fluoreszenzwerte korrelierten zunächst nur sehr schwach mit der Bestandsentwicklung. Bei den Messungen im Keimblattstadium (BBCH 10) konnte weder für die Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (*RF_R* und *FRF_R*) noch für die Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (*BFRR_{UV}*) ein Zusammenhang zur korrigierten Gesamttrockenmasse ermittelt werden ($R^2 < 0,01$). Auch mit dem Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (*GWI_{BDF}*) korrelierten die ausgewählten Blattfluoreszenzwerte nur schwach ($R^2 < 0,10$). Bei den Messungen im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) wurde festgestellt, dass eine hohe *RF_R* und *FRF_R* oder eine geringe *BFRR_{UV}* zumindest in geringem Maße mit einer unterdurchschnittlichen korrigierten Gesamttrockenmasse ($R^2 = 0,04$ bis 0,11) und einem geringen *GWI_{BDF}* korrelieren ($R^2 = 0,10$ bis 0,18). Dieser Zusammenhang war bei der letzten Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium bereits etwas stärker ausgeprägt ($R^2 = 0,18$ bis 0,21 und $R^2 = 0,36$ bis 0,40). Die Regression zwischen der Gesamttrockenmasse und dem *GWI_{BDF}* wurde nur im BBCH 10 durch ein multilineares Modell mit den Werten der *RF_R* oder *FRF_R* verbessert ($R^2 = 0,56$ bis 0,58).

Auch der mit der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera einen TnA ermittelte Wert der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fmrel) und der über alle Messtermine kumulierte Gesamteffizienzverlust (1 - Fv/Fm_{ges}) korrelierten nach der ersten Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) nur schwach mit den Bestandswerten ($R^2 < 0, 12$). Bei der nachfolgenden Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) wurde ein Zusammenhang zwischen der Abnahme von Fv/Fmrei beziehungsweise der Zunahme von 1 - Fv/Fmges und der Abnahme der korrigierten Gesamttrockenmasse ($R^2 = 0.33$ bis 0.36) und des Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) ($R^2 = 0.23$ bis 0.27) festgestellt. Bei der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) nahm die Korrelation zwischen den beiden Messergebnissen der Chlorophyllfluoreszenzkinetik und der korrigierten Gesamttrockenmasse zu ($R^2 = 0.46$ bis 0.47). Das gleiche gilt für GWI_{BDF} ($R^2 = 0.49$ bis 0.52). Die einzelnen Messwerte der Grund- und Maximalfluoreszenz (Fo und Fm) wiesen eine signifikant geringere Korrelation zu den Bestandswerten auf. Bezogen auf die Einzelmessungen wurde bei Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) eine gleichzeitige Abnahme der Steigung des Wachstumsindex der Blattdeckungsfläche (WIBDF) ermittelt. Auch hier war die Korrelation im 4- bis 6-Blatt-Sadium höher ($R^2 = 0,38$) als bei den zwei vorhergehenden Applikationsterminen ($R^2 < 0,20$). Gegenüber dem linearen Modell zwischen der korrigierten Gesamttrockenmasse und dem Gesamtwachstumsindex konnte durch multilineare Regression der korrigierten Gesamttrockenmasse mit dem Gesamtwachstumsindex (GWIBDF) und entweder den Messwerten der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) oder dem über alle Messtermine kumulierten Gesamteffizienzverlust (1 - Fv/Fm_{ges}) eine wesentlich höhere Regression erreicht werden als nur über den *GWI*_{BDF}. Dies galt für alle drei Applikationstermine ($R^2 \approx 0,52$; $R^2 \approx 0,48$ und $R^2 \approx 0,52$).

Abb. 25: Zusammenhang zwischen Gesamttrockenmasse, Gesamtwachstumsindex und ausgewählten Fluoreszenzwerten nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben.

0	0	0	0 0	0	° •	3.0
						2.5 Gesamt- 1.5 effizienz- 1.0 verlust 0.5 0.0
					. 1.0 8 8 € 0.8 0.6 Maximale Quanten- . 0.4 effizenz	-0.88 R² = 0.78
				2.9 2.8 2.7 Blue−to− Far−Red 2.6 Fluorescence 2.5 Ratio	0.32 R² = 0.1	-0.33 R² = 0.11
			8 8 8 8 120 100 80 Dunkelrot− 60 fluoreszenz	-0.68 R² = 0.46	-0.38 R² = 0.14	0.38 R² = 0.15
		- 50 - 45 - 40 fluoreszenz - 35	0.89 R² = 0.79	-0.61 R² = 0.38	-0.39 R² = 0.15	0.4 R² = 0.16
	9 30 Gesamt− wachstums− 20 index	-0.25 R² = 0.06	-0.32 R² = 0.1	0.2 R² = 0.04	0.28 R² = 0.08	-0.34 R² = 0.12
Gesamt- trocken- masse	0.69 R² = 0.48	0.04 R² = 0	0.01 R² = 0	0.08 R² = 0.01	0.21 R² = 0.04	-0.35 R² = 0.12

Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10)

Korrigierte Gesamttrockenmasse in mg vier Wochen nach der Applikation (27 TnA), Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) zum letzten Messtermin (19 TnA), Rotfluoreszenz (RF_R) zwei Tage nach der Applikation (2 TnA), Dunkelrotfluoreszenz (FRF_R) zwei Tage nach der Applikation (2 TnA), log (Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (BGF-FRF_{UV})) zwei Tage nach der Applikation (2 TnA), Maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz über alle Messtermine (1 - Fv/Fm_{ges}), Darstellung der Herbizidvarianten im bereits verwendeten Farbschema, Darstellung einzelner Regressionslinien nach lokaler linearer Regression (LOESS), Berechnung von Korrelations- und Regressionskoeffizienten nach linearer Regression Abb. 26: Zusammenhang zwischen Gesamttrockenmasse, Gesamtwachstumsindex und ausgewählten Fluoreszenzwerten nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.

						- 1.5 - 1.0 Gesamt- effizienz- - 0.5 verlust - 0.0
					1.0 3 2 2 0.9 0.8 Maximale 0.7 Quanten- effizenz	-0.81 R² = 0.66
				2.5 2.0 1.5 Fluorescence 1.0 Ratio	0.39 R² = 0.15	-0.28 R² = 0.08
			1200 8 8 8 8 8 8 9 8 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9 9	- 0.9 R ² = 0.8	-0.45 R² = 0.2	0.35 R² = 0.12
		350 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	0.81 R² = 0.65	-0.72 R² = 0.52	-0.33 R² = 0.11	0.26 R² = 0.07
	Gesamt- wachstums- index	-0.37 R² = 0.14	-0.42 R² = 0.18	0.31 R² = 0.1	0.52 R² = 0.27	-0.48 R² = 0.23
Gesamt- trocken- masse	0.61 R² = 0.37	-0.31 R ² = 0.09	-0.33 R² = 0.11	0.2 R ² = 0.04	0.58 R² = 0.33	-0.6 R² = 0.36

Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12)

Korrigierte Gesamttrockenmasse in mg zwei Wochen nach der Applikation (15 TnA), Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) zum letzten Messtermin (9 TnA), Rotfluoreszenz (RF_R) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), Dunkelrotfluoreszenz (FRF_R) einen Tag nach der Applikation (1 TnA) log (Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (BGF-FRF_{UV})) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), Maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz über alle Messtermine (1 - Fv/Fm_{ges}), Darstellung der Herbizidvarianten im bereits verwendeten Farbschema, Darstellung einzelner Regressionslinien nach lokaler linearer Regression (LOESS), Berechnung von Korrelations- und Regressionskoeffizienten nach linearer Regression Abb. 27: Zusammenhang zwischen Gesamttrockenmasse, Gesamtwachstumsindex und ausgewählten Fluoreszenzwerten nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben.

						- 3.0 - 2.5 - 2.0 - 1.5 - 1.5 - 1.0 - 1.5 - 1.0 - 1.5 - 1.0
					1.0 8 8 9 • 0.8 • 0.6 Maximale Quanten- • 0.4 effizenz	-0.88 R² = 0.78
				1.5 8 9 9 9 1.0 0.5 Blue-to- Far-Red 0.0 Fluorescence Ratio	0.57 R² = 0.33	-0.58 R² = 0.34
			- 4000 8 8 8 9 - 3000 - 2000 Dunkelrot− fluoreszenz - 1000	-0.86 R² = 0.74	-0.63 R² = 0.4	0.64 R² = 0.41
		800 600 400 Rot- 400 fluoreszenz 200	0.91 R ² = 0.82	-0.78 R² = 0.61	−0.6 R² = 0.35	0.6 R² = 0.36
	4.5 3.5 Gesamt- 3.0 index	-0.6 R² = 0.36	-0.63 R² = 0.4	0.62 R² = 0.38	0.72 R² = 0.52	-0.7 R² = 0.49
Gesamt- trocken- masse	0.64 R ² = 0.41	−0.45 R² = 0.2	−0.46 R² = 0.21	0.42 R ² = 0.18	0.69 R² = 0.47	-0.68 R² = 0.46

Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16)

Korrigierte Gesamttrockenmasse in mg zwei Wochen nach der Applikation (14 TnA), Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) zum letzten Messtermin (10 TnA), Rotfluoreszenz (RF_R) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), Dunkelrotfluoreszenz (FRF_R) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), log (Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio (BGF-FRF_{UV})) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), Maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) einen Tag nach der Applikation (1 TnA), Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz über alle Messtermine (1 - Fv/Fm_{ges}), Darstellung der Herbizidvarianten im bereits verwendeten Farbschema, Darstellung einzelner Regressionslinien nach lokaler linearer Regression (LOESS), Berechnung von Korrelations- und Regressionskoeffizienten nach linearer Regression

6 Diskussion

Anhand der durchgeführten Untersuchungen konnte festgestellt werden, dass optische Sensoren zur nichtdestruktiven Bestimmung von Herbizidstress in Zuckerrüben geeignet sind. Bei den verschiedenen Messwerten wurden signifikante Unterschiede zur Kontrolle und zwischen den einzelnen Herbizidvarianten ermittelt. Diese ließen sich durch die in den Produkten enthaltenen Wirkstoffe, die Mischung und Formulierung begründen. Der Einfluss des Entwicklungsstadiums war gegenüber dem Witterungsverlauf von geringerer Bedeutung für die Stressreaktion.

6.1 Versuchsdurchführung

Gefäßversuche im Freiland stellen eine vergleichsweise günstige Möglichkeit zur Untersuchung von Herbizidstress unter natürlichen Temperatur- und Lichtbedingungen dar und sind deutlich besser auf die landwirtschaftliche Praxis zu übertragen als Gewächshausversuche. Die Interpretation der Ergebnisse ist aufgrund der komplexen Wechselwirkungen zwischen den verschiedenen Herbiziden und dem Einfluss der Witterung aber schwierig (KUDSK, 2001; CLARK ET AL., 2004).

Durch die begrenzte Größe der Versuchsgefäße konnte die Entwicklung der Zuckerrüben nur bis zum 8-Blatt-Stadium verfolgt werden. Unterschiede im Entwicklungsstand der Zuckerrüben vor der Applikation beeinflussten nicht nur die Signifikanzen bei den Aufnahmen der Blattdeckungsfläche, der Blattform und -farbe, sondern auch die Messungen mit dem nicht bildgebenden *FORCE-A MULTIPLEX®* Fluorometer. Begründet werden konnte die hohe Variation zwischen den einzelnen Versuchspflanzen durch vermutete Unterschiede im Saatgutgewicht, der Saatgutablage, sowie der Bodenstruktur und Bodenfeuchte nach der Aussaat (BOIFFIN ET AL., 1992; DÜRR ET AL., 1992). Die aus der ungleichen Keimung resultierenden Unterschiede in der Bestandsentwicklung erschwerten auch die Bestimmung von Herbizidstress mit klassischen Methoden.

Im Gegensatz zu destruktiven Methoden (ESHEL ET AL., 1976a; BOLLMAN ET AL., 2008) erlauben visuelle oder auf optischen Sensoren basierende Untersuchungen eine nahezu beliebige Anzahl an zeitlich wiederholten Messungen der gleichen Versuchspflanzen. Dennoch wurden bei den bisherigen Feldversuchen zur Bestimmung von Herbizidstress oft nur einzelne Messungen zu einem definierten Zeitpunkt nach der Applikation durchgeführt (DONALD, 1998a; HAMOUZOVA ET AL., 2013). Durch die in kurzen Abständen wiederholten Messungen konnten zusätzliche Informationen zum Stressverlauf gewonnen werden. Zeitlich noch höher aufgelöste Messreihen erfolgten meist automatisiert und unter kontrollierten Bedingungen (Voss ET AL., 1984; AHRENS, 1989; WALTER ET AL., 2007). Der gewählte Messabstand von 1-2 Tagen war somit ein Kompromiss zwischen zeitlichem Aufwand und den Ansprüchen an eine vollständige Beschreibung des Stressverlaufs. Dieses Messintervall scheint zur Untersuchung von Wachstumsdepressionen ausreichend (ESHEL ET AL., 1976a). Messungen der Chlorophyllfluoreszenz erfordern teilweise noch kürzere Messintervalle, da die photochemische Stressreaktion nach der Applikation von PSII-Inhibitoren meist nur wenige Tage anhält (VOSS ET AL., 1984; AHRENS, 1989).

6.2 Sensoren zur Stressbestimmung

Herbizidstress in Zuckerrüben ließ sich anhand von Unterschieden in der Bestandsreflexion beziehungsweise der Blattflächenentwicklung sowie über Messungen der roten und dunkelroten Blattfluoreszenz oder der Chlorophyllfluoreszenzkinetik bestimmen. Daher war es mit allen drei optischen Sensoren möglich, zumindest starke photochemische Stressreaktionen innerhalb von wenigen Tage nach der Applikation zu erfassen. Unterschiede in der Anwendbarkeit ergaben sich einerseits durch die Sensortechnik, andererseits durch die Entwicklung der Zuckerrüben.

6.2.1 Einsatz der Digitalkamera (Canon EOS 1000D)

Bereits mit den Aufnahmen einer handelsüblichen Digitalkamera mit CMOS-Sensor und einfachen Methoden der Bildanalyse konnten stressbedingte Unterschiede im Wachstum der Blattdeckungsfläche sowie in der Blattform und -farbe der Zuckerrüben nachgewiesen werden. Die einzelnen Messwerte wurden durch den verschiedenen Entwicklungsstand der Kulturpflanzen aber stark beeinflusst. Messungen an aufeinanderfolgenden Zeitpunkten ermöglichten es, die Stressreaktion von Versuchspflanzen in unterschiedlichem Entwicklungsstadium zu vergleichen.

Allgemeine Methodik

Anhand der im Abstand von zwei Tagen wiederholten Bildaufnahmen der gleichen Versuchspflanzen konnte nicht nur der aktuelle Zustand der Pflanze, sondern auch der Verlauf der Stressreaktion erfasst werden. Dieser Ansatz wurde bisher meist unter kontrollierten Bedingungen verfolgt (CHAERLE ET AL., 2003; WALTER ET AL., 2007), bot aber auch im Freilandversuch die Möglichkeit, bereits anhand von wenigen Versuchspflanzen signifikante Unterschiede in der Wirkung der Herbizidvarianten zu bestimmen. Der von WOEBBECKE ET AL. (1995a) entwickelte Excess Green Index war zur Differenzierung zwischen der Blattdeckungsfläche (BDF) und dem Hintergrund der Bildaufnahmen geeignet. Der Schwellenwert für die Segmentierung wurde für die einzelnen Messtermine manuell festgelegt, sodass bei Zuckerrüben im Keimblattstadium die gesamte Blattdeckungsfläche (BDF) und bei Messungen ab dem 6-Blatt-Stadium ein möglichst geringer Anteil der überschatteten Bodenoberfläche erfasst wurden. Allgemein stellt die optimale Festlegung des Schwellenwertes ein Problem bei der Bildanalyse von Pflanzenbeständen dar (MEYER UND NETO, 2008). Zuckerrüben weisen bereits im Keimblattstadium (BBCH 10) eine große und zusammenhängende Blattfläche auf. Daher konnten verstreut auftretende Fehlklassifikationen leicht entfernt werden (ÅSTRAND UND BAERVELDT, 2002). Durch mehrstufige Algorithmen zur Bildanalyse (PEREZ ET AL., 2000) oder speziell zur Erfassung von Pflanzen in Feldbeständen entwickelte Sensoren (SÖKEFELD ET AL., 2002) ließe sich die Bestimmung der Blattdeckungsfläche vereinfachen. Bei der Auswertung störende Unkräuter wurden in dieser Untersuchung von Hand entfernt. Durch eine bildanalytische Klassifizierung der Zuckerrüben gegenüber den Unkräutern könnten auch Aufnahmen aus nicht unkrautfreien Feldbeständen zur Bestimmung von Herbizidstress herangezogen werden. Die erforderliche Differenzierung ließe sich anhand der unterschiedlichen Blattform und Blattfarbe der Pflanzen durchführen (ÅSTRAND UND BAERVELDT, 2002).

Bestimmung der Blattdeckungsfläche

Bei den durchgeführten Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben wurde anhand von wiederholten Aufnahmen der Versuchspflanzen der Wachstumsindex der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) berechnet. Diese Methode ermöglichte eine vergleichende Untersuchung von Pflanzen mit unterschiedlicher absoluter Blattdeckungsfläche (WALTER ET AL., 2007). AHRENS (1989) verfolgte bei der Bestimmung von Herbizidstress in Sojabohnen einen ähnlichen Ansatz, allerdings auf Grundlage der Frischmasse der Versuchspflanzen. Bei den bisherigen Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben wurde die Blattfläche meist nur ein- bis zweimal und häufig erst 7-14 Tage nach der letzten Applikation bestimmt. Beispielhaft wurden in Feldversuchen zum Herbizidstress in Zuckerrüben Wachstumsreduktionen von bis zu 45% (SMITH UND SCHWEIZER, 1983), 29% (Rice et al., 2002), 36% (Wilson et al., 2005), 35% (Dale et al., 2005) und 33% (Starke UND RENNER, 1996) ermittelt. Dabei wurden überwiegend für die Zeit der Untersuchung praxisübliche Herbizidmischungen zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben eingesetzt. Ausgenommen der Untersuchungen von DALE ET AL. (2005) stammten alle Angaben aus visuellen Schätzungen. Wie in den Abbildungen 9 bis 11 und in den Tabellen 5 bis 7 dargestellt, konnte bei den Untersuchungen meist bereits 1-2 Tage nach der Applikation eine Beeinträchtigung der Blattflächenentwicklung durch die Herbizidapplikation festgestellt werden. Grundlage für diese frühe Erkennung war die Berechnung des Wachstumsindex (*WI_{BDF}*). Bei den letzten Messungen 9-19 Tage nach der Applikation lag die durch Herbizidmischungen verursachte Wachstumsreduktion bei etwa 18-45% gegenüber der unbehandelten Kontrolle. Auch in der Betanal-Variante ließ sich wiederholt eine Wachstumsdepression feststellen. Bei den anderen Einzelvarianten konnte eine kurzfristige aber nicht signifikante Stressreaktion beobachtet werden. Anhand des Wachstumsindex (*WI_{BDF}*) an den einzelnen Messterminen konnte ermittelt werden, dass die Wachstumsrate in den meisten Herbizidvarianten spätestens 3-5 Tage nach der Applikation wieder auf das Niveau der Kontrollgruppe zurückkehrte. Daraus ließ sich eine sinkende Wirkstoffaufnahme ableiten (VAN OORSCHOT, 1970). AHRENS (1989) ermittelte nach Applikation von Metribuzin in Sojabohnen eine langsamere Wiederaufnahme des Wachstums. Der Verlauf des relativ zur Kontrolle dargestellten Wachstumsindex (WI_{BDF}) ließ vermuten, dass bei mehreren Herbizidvarianten eine weitere Zunahme des Wachstumsrückstands nicht auszuschließen gewesen wäre. Auch die Untersuchungen von DALE ET AL. (2005) weisen auf eine bis zwei Wochen anhaltende Hemmung des Wachstums durch Herbizidstress in Zuckerrüben hin. ESHEL ET AL. (1976a) und WILSON (1999) stellten fest, dass der 1-2 Wochen nach der Herbizidapplikation ermittelte Wachstumsrückstand bis zur Ernte stark abnimmt. Diese Tendenz ließ sich bei Messungen nach der Applikation im BBCH 12 bei mehreren Herbizidvarianten erahnen. Aufgrund der Größe der Mitscherlichgefäße konnte die Entwicklung der Zuckerrüben allerdings nur bis zum 8-Blatt-Stadium verfolgt werden. Anhand des 9-19 Tage nach der Applikation bestimmten Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) ließen sich die verschiedenen Herbizidvarianten in eine Reihenfolge einordnen, die eine Zunahme der Stressreaktion innerhalb der Einzelvarianten sowie der fünf Herbizidmischungen beschreibt. Besonders bei den Messungen im Keimblattstadium wurde auch beim Wachstumsindex (WIBDF) eine hohe Variation zwischen den Versuchspflanzen ermittelt. Diese konnte auf Unterschiede in der Blattstellung (MONTEITH, 1959), den Einfluss des Blattalters auf die Herbizidwirkung (DUNCAN

82

ET AL., 1981) und den Einfluss des Auflauftermins aus die Wachstumsrate der Keimblätter (DÜRR UND BOIFFIN, 1995) zurückgeführt werden. Die Blattdeckungsfläche korreliert besonders in den ersten Entwicklungsstadien mit der tatsächlichen Blattfläche (BARBAGALLO ET AL., 2003). Da die Blätter bei der Ernte den größten Anteil an der Biomasse hatten, wurde eine hohe Korrelation zwischen der 4-8 Tage zuvor bestimmten Blattdeckungsfläche (*BDF*) und der Gesamttrockenmasse der Zuckerrüben festgestellt ($R^2 > 0,82$). Der generelle Zusammenhang zwischen Blattdeckungsfläche und Biomasse wurde in anderen Untersuchungen bestätigt (ANDÚJAR ET AL., 2010). Daraus geht insgesamt hervor, dass Digitalaufnahmen mit anschließender Bestimmung der Blattdeckungsfläche sowohl zur Erfassung des aktuellen Zustandes eines Pflanzenbestandes als auch zur differenzierten Bestimmung des Stressverlaufs eingesetzt werden können.

Bestimmung der Blattform

Das Interesse an der Blattform der Zuckerrüben galt bisher überwiegend der Klassifizierung, also der Unterscheidung zwischen Kulturpflanzen und Unkräutern (ÅSTRAND UND BAERVELDT, 2002; GERHARDS UND CHRISTENSEN, 2003). In dieser Untersuchung wurden für alle Versuchspflanzen bis zum BBCH 16 neben der Blattdeckungsfläche (BDF) der minimale und maximale Durchmesser, Umfang, Kreisförmigkeit und Rundheit sowie die Haupt- und Nebenachsenlänge und das Seitenverhältnis einer an den Blattapparat angepassten Ellipse bestimmt. Besonders die letzten drei Werte ermöglichten eine Beschreibung der Pflanzenentwicklung beim Übergang vom Keimblatt-(BBCH 10) ins 2-Blatt-Stadium sowie innerhalb des 2-Blatt-Stadiums (BBCH 12). Wie in Tabelle 8 dargestellt wird, konnte zunächst anhand der geringeren Nebenachsenlänge und anschließend anhand der geringeren Hauptachsenlänge festgestellt werden, dass die herbizidbedingte Stressreaktion der Zuckerrüben zu einer späteren Entwicklung des ersten Laubblattpaares führt. Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass Herbizidstress weniger zu einer dauerhaften Verkleinerung oder Verkürzung der einzelnen Blätter führt, sondern zu einer Verlangsamung der gesamten Pflanzenentwicklung. Damit ließe sich Herbizidstress möglicherweise auch von anderen Stressfaktoren unterscheiden. Beispielsweise reduziert Trockenstress das Längenwachstum der einzelnen Blätter stärker als die Pflanzenentwicklung (Jansen et AL., 2009; Lemaire et AL., 2009).

Bestimmung der Blattfarbe

Sowohl die Messwerte des RGB-Farbraums (Rot, Grün, Blau) als auch die Werte des transformierten HSB-Farbraums (Farbwert, Sättigung, Helligkeit) unterlagen großen täglichen und zwischentäglichen Schwankungen und waren daher nicht zur Unterscheidung der Herbizidvarianten geeignet. Die Bildaufnahmen erfolgten zwischen 12:00 und 14:00. Besonders bei hellen Lichtbedingungen kann eine starke Variation in den absoluten Farbwerten auftreten (KAWASHIMA UND NAKATANI, 1998). Die Koordinaten des rgb-Farbraums (Rot-, Grün-, Blauanteil) waren vergleichsweise unabhängig von der Belichtung (WOEBBECKE ET AL., 1995a). Durch die Bildanalyse der Blattfarbe konnten bei Aufnahmen im späten 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) und 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) deutliche Unterschiede in der Reflexion bei mehreren Herbizidvarianten abgeleitet werden. Die einzelnen Farbwertanteile nach den drei Applikationsterminen werden in den Tabellen A2 bis A4 dargestellt. Die Zunahme des Rotanteils bei gleichzeitiger Abnahme des Blauanteils weist auf einen geringeren Chlorophyllgehalt in den behandelten Pflanzen hin (Mo-GHADDAM ET AL., 2011). Diese Stressreaktion wurde bereits von CARTER (1993) nach Applikation von PSII-Inhibitoren beobachtet. Die Ursachen für den vergleichsweise geringeren Chlorophyllgehalt der behandelten Versuchspflanzen am zweiten und dritten Applikationsterminen waren vermutlich verschieden: Bei der Herbizidapplikation im BBCH 12 konnten keine sichtbaren Blattschäden festgestellt werden. Die Unterschiede in den Farbwertanteilen ließen sich aber durch die langsamere Entwicklung des ersten Laubblattpaares erklären. Der Chlorophyllgehalt von jungen Blättern ist allgemein geringer als der von älteren Blättern (HO ET AL., 1984; HAK ET AL., 1990). Bei der Applikation im BBCH 14/16 trat dieser Einfluss des Blattalters aufgrund der insgesamt höheren Blattzahl wahrscheinlich nicht auf. Die Farbunterschiede nach der dritten Applikation ließen sich durch die in Abbildung 8 dargestellten Herbizidschäden begründen. Diese erschienen bei Herbizidvarianten mit zunehmendem Gehalt an Biscarbamaten als punktförmige Nekrosen auf der Blattspreite sowie als Chlorosen und Nekrosen am Blattrand (HACK, 1975; WINTER UND WIESE, 1978). Auch die nach Applikation von Debut (Triflusulfuron-methyl) charakteristische Gelbfärbung der Blätter (STARKE UND RENNER, 1996) konnte über die Bildanalyse erfasst werden. Diese Ergebnisse sind auch insofern bemerkenswert, als dass bei der bildanalytischen Auswertung nicht alle Blattrandchlorosen und -nekrosen überhaupt als Blattdeckungsfläche (BDF) selektiert wurden. Darüber hinaus besitzt die verwendete Digitalkamera im Wellenlängenbereich von über 650 nm nur eine geringe spektrale Sensitivität. Der "Rotanteil" der Blattfarbe beschreibt eigentlich die überwiegend orange Reflexion im Bereich von 555-680 nm (LEBOURGEOIS ET AL., 2008). Angaben von CARTER (1993) nach erfolgt die stärkste Reaktion nach Herbizideinsatz im Wellenlängenbereich von 688-735 nm. Unterschiede im Chlorophyllgehalt beeinflussen aber auch den Wellenlängenbereich unter 650 nm (GITELSON ET AL., 1998). Mit multispektralen oder hyperspektralen Sensoren, die mit entsprechenden Filtern in engen Wellenlängenbereichen ausgestattet sind, ließe sich das vollständige Reflexionsspektrum von herbizidgestressten Zuckerrüben erfassen. Auf diese Weise konnten bereits Blattkrankheiten in Zuckerrüben bestimmt werden (MAHLEIN ET AL., 2010). Die Bildanalyse der geschädigten Blattdeckungsfläche war nur bei manueller Festlegung der Schwellenwerte erfolgreich. Da nur an einigen Pflanzen visuelle Schäden auftraten erfolgte die Bestimmung nur beispielhaft an einigen Zuckerrübenblättern. Grundsätzlich ließe sich aber auch diese Methode der Bildanalyse automatisieren (ALI ET AL., 2013).

6.2.2 Einsatz des multispektralen Fluorometers (FORCE-A MULTIPLEX®)

Mit dem *FORCE-A MULTIPLEX*[®] Fluorometer konnten Zuckerrüben die unter starkem Einfluss von PSII-Inhibitoren stehen, von den unbehandelten und nicht mit PSII-Inhibitoren behandelten Versuchspflanzen unterschieden werden. Dies war allerdings nur innerhalb von etwa 1-2 Tagen nach der Applikation möglich. Grundlage für die Stressbestimmung war die Zunahme der Rotund Dunkelrotfluoreszenz (*RF_R* und *FRF_R*) nach Applikation der Herbizide. Unterschiede im Flavonolindex (*FLAV*) und Anthocyanindex (*ANTH*) sowie der Blaugrünfluoreszenz (*BGF_{UV}*) konnten nicht auf herbizidbedingte Veränderungen der Blattinhaltsstoffe zurückgeführt werden. Ein gegenüber dem Entwicklungsstand der Zuckerrübe stabiler Index wurde nicht gefunden.

Allgemeine Methodik

Das FORCE-A MULTIPLEX® Fluorometer ist ein für den Einsatz im Feld entwickelter Distanzsensor, der primär zur Bestimmung des Chlorophyll-, Flavonol- und Anthocyangehalts entwickelt wurde. Durch die vergleichsweise große Messfläche von 50 cm² wurden innerhalb des Blattapparates auftretende Heterogenitäten in den Fluoreszenzeigenschaften vermutlich ausgeglichen. Anders als bei punktuellen (HUNSCHE ET AL., 2011) oder bildgebenden Sensoren (LICHTENTHALER ET AL., 2005) ergab sich aber das Problem, dass nicht die Fluoreszenzwerte je Blattflächeneinheit, sondern die Gesamtfluoreszenz im Messbereich ermittelt wurde. Bei zunehmendem Anteil der Blattfläche im Messbereich nahmen die einzelnen Fluoreszenzmesswerte daher unabhängig von der Stressreaktion zu (DENISON UND RUSSOTTI, 1997). Das FORCE-A MULTIPLEX® Fluorometer ist somit kein flächenunabhängiger Sensor. Ebenfalls problematisch war, dass die einzelnen Fluoreszenzmesswerte auch durch den Abstand des Sensors zum Messobjekt beeinflusst werden können (CEROVIC ET AL., 1996). Dieser schwankte bei den durchgeführten Messungen zwischen etwa 9-13 cm². Um dieses Problem zu umgehen werden bei den meisten Anwendungen nicht die einzelnen Fluoreszenzmesswerte zur Interpretation verwendet, sondern Fluoreszenzindizes zwischen verschiedenen Messwerten berechnet. Damit hätten die Blattfläche, der Abstand sowie Unterschiede in den optischen Eigenschaften der Blätter kaum einen Einfluss auf das Ergebnis (CEROVIC ET AL., 2008). Die Interpretation anhand von Fluoreszenzindizes setzt aber voraus, dass sich diese Indizes unter dem Einfluss des zu bestimmenden Stressfaktors ändern. Bei den Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben war keiner der sechs Fluoreszenzindizes gegenüber der Entwicklung der Zuckerrübe stabil und zugleich sensitiv für die Stressreaktion auf Herbizide. Allein auf Grundlage der einzelnen Fluoreszenzmesswerte ließen sich signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten bestimmen. Der alternative Einsatz eines punktuell messenden Sensors, bei dem die gemessene Blattfläche und der Abstand zum Objekt konstant sind, wäre insofern problematisch, als dass anhand der Falschfarbenbilder der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) eine starke Heterogenität der Chlorophyllfluoreszenz innerhalb der Blattfläche festgestellt werden konnte. Um diese auszugleichen wäre eine vergleichsweise höhere Anzahl an Messungen je Pflanze erforderlich. Mit bildgebenden Sensoren könnten die Fluoreszenzmesswerte je Blattflächeneinheit bestimmt und die Variation innerhalb und zwischen verschiedenen Blättern erfasst werden (LICHTENTHALER ET AL., 2005). Bisher sind aber nur wenige Messgeräte für den Feldeinsatz konzipiert (SOWINSKA ET AL., 1999). Untersuchungen der Chlorophyllfluoreszenz bei Herbizidstress (Ahrens, 1989; LICHTENTHALER ET AL., 1997; CHAERLE ET AL., 2003) und unter dem Einfluss von anderen Stressfaktoren (CEROVIC ET AL., 1996; LICHTENTHALER ET AL., 2005) wurden unter verschiedenen Lichtbedingungen und mit unterschiedlichem Erfolg durchgeführt. Die Messungen in dieser Untersuchung erfolgten unter Tageslichtbedingungen bei Strahlungsintensitäten von 1-1000 µmol/m²s. Insgesamt ließen sich mit dem FORCE-A MULTI-PLEX® überwiegend qualitative Unterschiede zwischen der Kontrollgruppe und den Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren ermitteln. Material und Methode haben wahrscheinlich dazu beigetragen. Bei einer höheren Anzahl oder einem gleichmäßigeren Entwicklungsstand der Versuchspflanzen wären auch zwischen den Herbizidvarianten signifikante Unterschiede zu erwarten gewesen. Dieser Ansatz ließe sich insbesondere bei Feldversuchen zum Herbizidstress verfolgen.

Rot- und Dunkelrotfluoreszenz und Simple Fluorescence Ratios

Rotfluoreszenz (*RF_{UV}*, *RF_G*, *RF_R*) und Dunkelrotfluoreszenz (*FRF_{UV}*, *FRF_G*, *FRF_R*) bilden gemeinsam die Chlorophyllfluoreszenz. Unabhängig vom Einfluss der Herbizide konnte bei fortschreitender Entwicklung der Zuckerrüben ein Anstieg der Chlorophyllfluoreszenzmesswerte beobachtet werden. Ursächlich dafür war die zunehmende Blattfläche, beziehungsweise der höhere Blattflächenanteil im Messbereich (DENISON UND RUSSOTTI, 1997). Unterschiede in der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung in den drei verschiedenen Wellenlängenbereichen ließen sich durch die verschieden starke Eindringung des Anregungslichts, die resultierenden Unterschiede in der Reabsorption der Chlorophyllfluoreszenz und den Gehalt an Flavonoiden in der Epidermis erklären (BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998). Die bis zum letzten Messtermin fortschreitende Zunahme der Simple Fluorescence Ratio (*SFR_R*) weist auf einen Anstieg des Chlorophyllgehalts vom Keimblattstadium bis zur letzten Messung hin (GITELSON ET AL., 1999), der auf das höhere durchschnittliche Blattalter zurückgeführt werden konnte (HO ET AL., 1984; HAK ET AL., 1990).

Wie in Tabelle 9 dargestellt, wurde jeweils 1-2 Tage nach dem Applikationstermin eine Zunahme der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz in bis zu sechs von acht Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren ermittelt. Die biologische Ursache der Zunahme der Chlorophyllfluoreszenz wurde bereits von LICHTENTHALER UND RINDERLE (1988) beschrieben und erschließt sich aus dem Wirkmechanismus der Herbizide (COBB UND READE, 2010): Die Wirkstoffe konkurrieren mit Plastochinon um die Bindenische am D1-Protein und blockieren damit den Elektronentransort am Photosystem II. Die absorbierte Lichtenergie kann nicht mehr photochemisch genutzt werden und wird anderweitig abgeleitet. Dies erfolgt als Chlorophyllfluoreszenz und als Wärme. Die Zunahme der Chlorophyllfluoreszenz nach Applikation von PSII-Inhibitoren wurde bereits in früheren Untersuchungen (LICHTENTHALER ET AL., 1997; HULSEN ET AL., 2002; CHAERLE ET AL., 2003; HUNSCHE ET AL., 2011) beobachtet, die allerdings mit verschiedenen Sensoren und bei unterschiedlichen Lichtbedingungen durchgeführt wurden. Die durchgeführten Untersuchungen sind am ehesten mit den Studien von AHRENS (1989) zu vergleichen, der bei künstlicher Belichtung mit 400 µmol/m²s die Chlorophyllfluoreszenz in Sojabohnen nach Applikation von Metribuzin untersucht hat. Dabei konnte innerhalb von 2-6 Stunden ein Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz um 10-120% in Abhängigkeit von der Dosis beobachtet werden. Auch bei den Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben wurde jeweils 1-2 Tage nach dem Applikationstermin ein starker Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz bei mit PSII-Inhibitoren behandelten Pflanzen festgestellt. Der Zusammenhang zur Dosierung war meist eindeutig, wenn auch statistisch nicht immer signifikant. Bereits bei den folgenden Messungen nach weiteren 2-4 Tagen konnten nur noch selten höhere Chlorophyllfluoreszenzmesswerte in den Herbizidvarianten festgestellt werden. Dies weist einerseits auf eine schnelle Metabolisierung der Wirkstoffe hin (AHRENS, 1989), andererseits auf das beschriebene Problem der flächenabhängigen Messung: Bei dem FORCE-A MULTIPLEX® setzt sich der Chlorophyllfluoreszenzmesswert letztlich aus dem Produkt der Chlorophyllfluoreszenz je Blattflächeneinheit und der Blattfläche im Messbereich zusammen. Dem Anstieg der Chlorophyllfluoreszenz je Blattflächeneinheit, der auch in den bereits genannten Untersuchungen festgestellt werden konnte, steht die relative Abnahme der Blattdeckungsfläche durch den Herbizidstress entgegen.

Diese konnte durch die Aufnahmen der Digitalkamera belegt werden. Daraus folgt, dass die photochemische Stressreaktion bei zunehmender Wachstumsreduktion stark unterschätzt wurde. Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten ließen sich nur in der Zeitspanne erfassen, in der die Zunahme der Chlorophyllfluoreszenz je Blattflächeneinheit die relative Abnahme der Blattfläche übersteigt. Dies gilt hauptsächlich für die Messungen kurz nach der Applikation. Bei den durchgeführten Untersuchungen konnte neben dem direkten Einfluss der Herbizidvarianten eine starke Wechselwirkung mit dem Applikationsterminen festgestellt werden: Nach der Applikation im BBCH 10 nahm die Rotfluoreszenz nach Anregung mit Rotlicht (*RF_R*) um bis zu 19%, bei den folgenden Applikationen um bis zu 102% beziehungsweise 138% zu. Der entsprechende Anstieg der Dunkelrotfluoreszenz (FRF_R) an den drei Applikationsterminen lag bei bis zu 69%, 169% und 188%. Die Unterschiede zwischen den Messterminen ließen sich durch Unterschiede in der Stressreaktion und im Messprotokoll begründen. Bei der Messung zwei Tage nach der Applikation im BBCH 10 war einerseits die photochemische Stressreaktion durch die Metabolisierung der Wirkstoffe bereits teilweise abgeklungen, andererseits war auch die Blattdeckungsfläche gegenüber der Kontrolle deutlich verringert. Bei den späteren Applikationsterminen erfolgten die ersten Messungen in kürzerem Abstand und ermöglichten daher eine überwiegende Bestimmung der photochemischen Stressreaktion. Die Ergebnisse der zwei anderen Sensoren weisen darauf hin, dass der Herbizidstress nach der Applikation in BBCH 12 geringer war als bei der letzten Applikation. Die Abnahme der Chlorophyllfluoreszenz durch Metabolisierung der Wirkstoffe wurde auch in anderen Untersuchungen bestätigt (AHRENS, 1989).

Die höhere Zunahme der Rot- (RF_R) gegenüber der Dunkelrotfluoreszenz (FRF_R) und der damit einhergehende Anstieg der Simple Fluorescence Ratio (SFR_R) nach der Applikation von PSII-Inhibitoren steht zunächst im Widerspruch zu den wiederholten Untersuchungen von LICHTENTHALER ET AL. (1997; 2013). Diese stellten nach Applikation von Diuron eine deutliche Abnahme der Simple Fluorescence Ratio (SFRuv) der Blätter im Zustand der Konstantfluoreszenz (Fs) fest. Auch HUNSCHE ET AL. (2011) konnten bei Messungen an sensitiven Unkräutern eine Abnahme der Simple Fluorescence Ratio (SFR_{R}) als die wahrscheinlichere Stressreaktion auf Herbizide ermitteln. Diese wurde unter anderem auf eine Abnahme des Chlorophyllgehalts zurückgeführt. Da bei den durchgeführten Untersuchungen ein Anstieg der Simple Fluorescence Ratio in allen drei Wellenlängenbereichen des Anregungslichtes auftrat, ließen sich Unterschiede innerhalb der Belichtungsfarbe als Hauptursache für die verschiedenen Beobachtungen ausschließen. Anzunehmen wäre daher ein Einfluss der Belichtungsintensität: Bei den jeweils ersten Messungen nach der Applikation lag die Strahlungsintensität des Tageslichts bei 100-500 µmol/m²s und damit unterhalb der Intensität des in den vorgenannten Untersuchungen verwendeten Anregungslichtes. Ausgehend von einer schwächeren Belichtung wäre zu vermuten, dass die im Blatt bestehende Reabsorptionskapazität für die Rotfluoreszenz nicht gesättigt war (LICHTENTHALER UND RINDERLE, 1988). Bei einem ausreichenden Anteil an Photosystemen II, die nach der Applikation von PSII-Inhibitoren nicht blockiert wurden, ließe sich annehmen, dass die zusätzlich auftretende Chlorophyllfluoreszenz im Blatt partiell reabsorbiert wurde. Da diese Reabsorption durch Chlorophyllmoleküle fast nur im roten Wellenlängenbereich erfolgt (GITELSON ET AL., 1998), würde die zusätzliche im Blatt emittierte Dunkelrotfluoreszenz weiterhin ungehindert an die Blattoberfläche gelangen. Die unterschiedliche Reabsorption bei schwacher Belichtung wäre somit eine mögliche Ursache für den beobachteten Anstieg der Simple Fluorescence Ratio (SFR_R). Voraussetzung dafür ist aber die Annahme, dass innerhalb des Blattes eine ausreichende freie Reabsorptionskapazität für die zusätzliche rote Chlorophyllfluoreszenz nach Herbizidapplikation besteht (LICHTENTHALER UND RINDERLE, 1988). Diese Theorie würde auch den geringeren herbizidbedingten Anstieg der SFR_R bei zunehmendem Chlorophyllgehalt beziehungsweise an späteren Applikationsterminen erklären. Bei hohem Gehalt an Chlorophyll werden bereits im nicht gestressten Zustand bis zu 90% der im Blatt emittierten Rotfluoreszenz vor der Abgabe an der Blattoberfläche reabsorbiert (GITELSON ET AL., 1998). Der relative Anteil der zusätzlichen Reabsorptionskapazität wäre damit nur gering und nach der Herbizidapplikation würde ein höherer Anteil der roten Fluoreszenz die Blattoberfläche erreichen. Auch ein möglicher Anstieg der SFR_R durch Photoinhibition ist nicht vollständig auszuschließen (AHRENS, 1989; BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998), scheint bei den eingesetzten Wirkstoffen und der vergleichsweise geringen Lichtintensität aber unwahrscheinlich (HART UND STEMLER, 1990; JANSEN ET AL., 1993). Insgesamt ließ sich feststellen, dass die aus Messungen mit dem FORCE-A MULTIPLEX® Fluorometer unter Tageslichtbedingungen abgeleiteten Werte der Simple Fluorescence Ratio (SFR_R) nicht als Index zur Bestimmung von Herbizidstress in Zuckerrüben geeignet waren.

Flavonol- und Anthocyanindex (Fluorescence Excitation Ratios)

Flavonol- (*FLAV*) und Anthocyanindex (*ANTH*) standen als Indizes der Chlorophyllfluoreszenz zunächst unter dem gleichen Einfluss der photochemischen Stressreaktion, wie die verschiedenen Simple Fluorescence Ratios. Bei späteren Messungen konnten keine Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten festgestellt werden. Der kontinuierliche Anstieg des Flavonolindex im Verlauf der Entwicklung ließ sich auf eine Akkumulation von Flavonoiden in der Epidermis der Blätter zurückführen (CEROVIC ET AL., 2002). Der Anthocyanindex war ab BBCH 14/16 konstant.

Blaugrünfluoreszenz und Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio

Bei Messungen ab dem 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) lagen die Werte der Blaugrünfluoreszenz (BGF_{UV}) konstant im Bereich von 64-69. Da grundsätzlich auch bei der BGF_{UV} von einem Anstieg mit zunehmender Blattfläche ausgegangen werden müsste, ließ sich dies nur durch einen geringeren Ferulasäuregehalt (MORALES ET AL., 1996) oder einen höheren Flavonoid- und Chlorophyllgehalt (BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998) begründen. Untersuchungen an Weizen bestätigen, dass die BGF_{UV} je Blattflächeneinheit mit zunehmendem Blattalter abnimmt (MEYER ET AL., 2003). Im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium scheint die BGF_{UV} in Zuckerrüben weitestgehend konstant (LEUFEN ET AL., 2013). Signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten konnten innerhalb dieser Untersuchung nicht festgestellt werden. LICHTENTHALER ET AL. (1997) und HUNSCHE ET AL. (2011) ermittelten nach Applikation von PSII-Inhibitoren keine Veränderung beziehungsweise eine nicht signifikante Abnahme der Blaugrünfluoreszenz (BGF_{UV}). Da sich die Blaugrünfluoreszenz (BGF_{UV}) je Blattflächeneinheit im Verlauf der Entwicklung ändert, war auch die Blue-to-Far-Red Fluorescence Ratio ($BFRR_{UV}$) nicht als stablier Stressindex geeignet.

Anhand von wiederholten Messungen mit der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera war es möglich, den Verlauf der photochemischen Stressreaktion nach der Applikation von PSII-Inhibitoren bis ins Detail zu verfolgen. Dazu dienten die relativ zur Kontrolle ermittelten Werte der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}). Innerhalb von 1-8 Tagen wurden signifikante Unterschiede zwischen fast allen Herbizidvarianten festgestellt. Die insgesamt beste Korrelation zum Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) und zur Gesamttrockenmasse bestand für den Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz ($1 - Fv/Fm_{ges}$). Durch die Methoden der Bildanalyse konnte die Absorption, Translokation und Metabolisierung der Wirkstoffe verfolgt werden.

Allgemeine Methodik

Der Prototyp der WALZ IMAGING-PAM ist für den mobilen Einsatz geeignet und erweitert damit den Anwendungsbereich von Chlorophyllfluoreszenzkameras auf Untersuchungen im Freiland. Gegenüber den bisherigen Ansätzen (BAURIEGEL UND HERPPICH, 2014) war der Aufwand für die einzelnen Messungen gering. Ausgehend von Verbesserungen bei der Bedienbarkeit wäre es vorstellbar, den Zeitbedarf je Messung auf unter 10 Sekunden zu reduzieren. Mit dem Sensor wurden die durchschnittlichen Messwerte je Blattflächeneinheit bezogen auf die Blattfläche im Messbereich erfasst. Damit konnten signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten erfasst werden, die sonst eine deutlich höhere Anzahl an Messungen erfordert hätten (BOLHÀR-NORDENKAMPF ET AL., 1989; ROLFE UND SCHOLES, 1995). Die zur Dunkeladaption verwendeten kleinen Abdeckhauben ließen sich zwar schnell aufstellen, waren für diese Untersuchung aber nur bedingt geeignet. Die Verdunklungszeit von 20 min wird allgemein als ausreichend beschrieben. Besonders in gestressten Pflanzen kann die Reoxidation des Quinon A und die Relaxion der nichtphotochemischen Fluoreszenzlöschung aber deutlich mehr Zeit in Anspruch nehmen (BOLHÀR-NORDENKAMPF ET AL., 1989; KRAUSE UND WEIS, 1991). Dies könnte bei der vorliegenden Untersuchung zu einer Überschätzung der Stressreaktion geführt haben. Bei den Messungen in einem Mitscherlichgefäß wurde eine Abnahme der der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) von der ersten bis zur letzten Versuchspflanze ermittelt. Ursächlich war vermutlich die Reflexion des Sättigungsimpulses an den Blättern oder der Bodenoberfläche und die resultierende Belichtung der benachbarten Pflanzen. Der Einfluss erneuter Belichtung auf die Messwerte der Chlorophyllfluoreszenzkinetik wurde unter anderem von STRASSER ET AL. (2004) beschrieben. Durch eine Anpassung der Versuchsanordnung oder den Einsatz geeigneter Verdunklungssysteme ließe sich dieses Problem vermeiden (JANSEN ET AL., 2009). Da bei den verwendeten Abdeckhauben ab dem 6-Blatt-Stadium (BBCH 16) der Zuckerrüben mechanische Schäden am Blattapparat auftraten, wäre alternativ eine Durchführung der Untersuchungen bei Nacht zu überlegen (CEROVIC ET AL., 1996). Die Messfläche der mobilen Chlorophyllfluoreszenzkamera war eigentlich zu klein um Zuckerrüben ab dem späten 2-Blatt-Stadium vollständig zu erfassen. Geräte mit deutlich größerem Messbereich stehen aber zur Verfügung und könnten in Laborversuchen weitestgehend automatisiert betrieben werden (CHAERLE ET AL., 2003). Bei einer ausreichenden Anzahl an einzelnen Messungen ließen sich im Feldversuch auch günstige punktuell messende Sensoren einsetzen.

Maximale Quanteneffizienz, Grund- und Maximalfluoreszenz

In der Kontrollgruppe lag die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) bei durchschnittlich 0,745 und damit annähernd in dem für eine gesunde Pflanze angegebenen Bereich von 0,75-0,85 (BOLHAR-NORDENKAMPF ET AL., 1989). Abweichungen von diesem Wert konnten überwiegend auf die Einstellung des Sensors an den verschiedenen Messterminen zurückgeführt werden. Um einen Vergleich zwischen verschiedenen Messterminen zu ermöglichen, werden statt der ursprünglichen Messwerte die Werte der maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) relativ zur Kontrolle dargestellt. Die Applikation von PSII-Inhibitoren führte innerhalb von nur einem Tag zu einer Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fmrel) um 8-67%. Wie in den Abbildungen 14 bis 16 und den Tabellen 11 bis 13 dargestellt, stiegen die Fv/Fm_{rel}-Werte anschließend in einem Zeitraum von weniger als 10 Tagen wieder auf das Niveau der Kontrolle. Dieser Stressverlauf, der mit der Absorption, Translokation und Metabolisierung der Herbizide einhergeht, scheint charakteristisch für die Wirkung selektiver PSII-Inhibitoren auf die Zuckerrübe. VOSS ET AL. (1984) konnten bei Messungen der variablen Fluoreszenz am Messpunkt I der OJIP-Kurve ($Fv_i = Fp - Fi$) nach Applikation von Metamitron, Chloridazon oder Phenmedipham eine fast identische Stressreaktion ermitteln. Untersuchungen zum Einfluss von Metamitron, Phenmedipham und Desmedipham auf die variable Fluoreszenz zum Messpunkt J ($Fv_{I} = Fi - Fm$) und die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) der Zuckerrüben weisen ebenfalls auf diesen Stressverlauf hin (ABBASPOOR ET AL., 2006; ABBASPOOR UND STREIBIG, 2007). BEIßNER UND BÜTTNER (2000) kamen bei Messungen der effektiven Quanteneffizienz (Fq'/Fm') nach Applikation von Herbizidmischungen mit selektiven PSII-Inhibitoren zu ähnlichen Ergebnissen. Auch wenn ein absoluter Vergleich der Untersuchungen nicht möglich scheint, deuten die Ergebnisse auf die gleiche Stresswirkung der verschiedenen Wirkstoffe hin, die innerhalb dieser Untersuchung erfasst wurde. Signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Herbizidvarianten ließen sich anhand der Fv/Fm-Werte an den einzelnen Messterminen sowie anhand der Dauer der photochemischen Stressreaktion ermitteln.

Der Einfluss von PSII-Inhibitoren auf die maximale Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) kann wie bereits zuvor durch die Konkurrenz der Herbizide um die Bindenische des D1-Proteins erklärt werden. Wird diese blockiert, kommt es innerhalb des Photosystems II zu einem Elektronenstau und zur Akkumulation von reaktiven Sauerstoffspezies (COBB UND READE, 2010). Der im Photosystem II gebildete Singulett-Sauerstoff ($^{1}O_{2}$) führt zu einer photooxidativen Schädigung der Reaktionszentren (KRIEGER-LISZKAY, 2005). Die defekten Reaktionszentren können die innerhalb des Lichtsammelkomplexes absorbierte Energie nicht mehr photochemisch ableiten. Daraus folgt bei der Messung im "offenen Zustand" des Photosystems II eine Zunahme der Grundfluoreszenz (*Fo*) bei entsprechender Abnahme von *Fv/Fm* (BOLHÀR-NORDENKAMPF ET AL., 1989; SCHREIBER, 2004). Wie in den Tabellen A7 bis A9 dargestellt war der signifikante Anstieg der Grundfluoreszenz (*Fo*) hauptursächlich für die geringere maximale Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) in allen Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren. Veränderungen von *Fo* wurden auch in anderen Untersuchungen mit photosynthetisch wirksamen Herbiziden ermittelt (RALPH, 2000; HULSEN ET AL., 2002; KUMAR ET AL., 2010). Neben dem Anstieg von *Fo* konnte besonders bei Messungen nach dem zweiten Applikationstermin auch eine Abnahme der Maximalfluoreszenz (*Fm*) in den Herbizidvarianten mit PSII- Inhibitoren ermittelt werden. Dies weist zunächst auf eine nichtphotochemische Fluoreszenzlöschung durch Photoinhibition hin (BOLHÀR-NORDENKAMPF ET AL., 1989). Bei Untersuchungen mit Herbiziden aus der Wirkstoffgruppe der Triazine (HRAC-Gruppe: C1) wurde aber festgestellt, dass diese im Gegenteil meist zu einer Abnahme der Photoinhibition (HART UND STEMLER, 1990; JANSEN ET AL., 1993) und damit zu einem Anstieg von Fm führen (RALPH, 2000). Die innerhalb dieser Untersuchung festgestellte Abnahme von Fm nach Applikation von PSII-Inhibitoren wurde auch vom BOLHÀR-NORDENKAMPF ET AL. (1989), KRAUSE UND WEIS (1991) beobachtet. Als mögliche Ursache wurde auf den höheren Anteil an oxidiertem Plastochinon durch die Blockierung der Elektronentransportkette hingewiesen (VERNOTTE ET AL., 1979). Oxidiertes Plastochinon führt während des Sättigungsimpulses zu einer Fluoreszenzlöschung. Durch eine kurze Dunkelrotbelichtung vor der Messung könnte dieser Effekt technisch vermieden werden (SCHREIBER, 2004). Ausgehend von BAKER (2008) ließen sich weitere mögliche Ursachen ermitteln: So könnte auch ein deutlich geringerer Chlorophyllgehalt zu einer Abnahme von Fm geführt haben (BABANI UND LICHTENTHALER, 1996). Dieser ließ sich anhand der Aufnahmen der Digitalkamera besonders für die Messungen im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) erwarten, bei denen auch die geringsten relativen Fm_{rel}-Werte erfasst wurden. Auch komplexere Unterschiede im Entwicklungsstand der Blätter (BABANI UND LICHTENTHALER, 1996), im Verhältnis der Blattpigmente (BARRY ET AL., 1990) und der Struktur der Chloroplasten (LICHTENTHALER ET AL., 1982) können aus der Applikation von PSII-Inhibitoren resultieren und die Fluoreszenzmesswerte beeinflussen (BAKER, 2008). Allein für die Bestimmung von photochemischem Herbizidstress war Fv/Fm ein geeigneter Index, mit dem sich auch dann noch eine Stressreaktion nachweisen ließ, wenn das Wachstum unbeeinflusst schien.

Debut (*Triflusulfuron-methyl*) und Spectrum (*Dimethenamid-P*) hatten einen Einfluss auf die Messwerte der Chlorophyllfluoreszenzkinetik. Frühere Untersuchungen in denen eine Reaktion von *Fv/Fm* auf ALS-Inhibitoren (HRAC-Gruppe: B) oder VLCFA-Inhibitoren (HRAC-Gruppe: K3) festgestellt werden konnte, erfolgten häufig an sensitiven Pflanzen (BARBAGALLO ET AL., 2003; RIETHMULLER-HAAGE ET AL., 2006). Blattscheibchentests wurden unter Laborbedingungen und nur zur Bestimmung der weniger spezifischen Elektronentransportrate (abhängig von *Fq'/Fm'*) durchgeführt (DAYAN UND ZACCARO, 2012). Aufgrund des mangelnden Einflusses dieser Wirkstoffe auf die Chlorophyllfluoreszenzkinetik konnte die, aus den Aufnahmen der Digitalkamera abgeleitete schwache Stressreaktion in der Debut- und Spectrum-Variante mit der *WALZ IMAGING-PAM* Chlorophyllfluoreszenzkamera nicht erfasst werden. Der Einfluss dieser beiden Produkte innerhalb einer Mischung auf die Wirkung der PSII-Inhibitoren war aber teilweise deutlich.

Auch unter Einbeziehung aller Herbizidvarianten konnte eine vergleichsweise hohe Korrelation zwischen der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) am ersten Tag nach der Applikation und den Werten des Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) beziehungsweise der korrigierten Gesamttrockenmasse festgestellt werden. Dieser Zusammenhang wird für alle Applikationstermine in den Abbildungen 25 bis 27 dargestellt. Auch in anderen Untersuchungen wurde ein oft linearer Zusammenhang zwischen der photochemischen Stressreaktion und dem Gesamtwachstum ermittelt (BARBAGALLO ET AL., 2003; ABBASPOOR ET AL., 2006). Die Messungen zum letzten Messtermin weisen für die Regressionsfunktion aber eher auf einen exponentiellen

Zusammenhang hin. Dieser lässt sich auch in den Untersuchungen von BABANI UND LICHTENTHALER (1996) sowie JANSEN ET AL. (2009) wiederfinden. Der innerhalb dieser Untersuchung ermittelte Zusammenhang entspricht dem bereits von GENTY ET AL. (1989) beschriebenen nichtlinearen Verhältnis zwischen maximaler Quanteneffizienz (Fv/Fm) und CO₂-Assimilation. Aus diesem Kontext ließ sich auch die Begründung für die Korrelation zwischen den an einem einzelnen Messtermin ermittelten Fv/Fm-Werten und der täglichen Wachstumsrate des relativ zur Kontrolle dargestellten Wachstumsindex der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) ableiten. Bedingt durch die hohe Variation im Entwicklungsstand war dieser Zusammenhang aber nur schwach signifikant und müsste durch entsprechende Labor- und Gewächshausversuche weiter bestätigt werden.

Die maximale Quanteneffizienz (*Fv/Fm*), die oft als ein eher qualitativer Index bezeichnet wird, war innerhalb der Untersuchung auch zur quantitativen Unterscheidung der Herbizidvarianten und zur Beschreibung des Stressverlaufs geeignet. Die weitere Analyse der Stressursachen würde zusätzliche Messungen der "langsamen Fluoreszenzkinetik" erfordern und entsprach nicht der Zielsetzung dieser Untersuchung, eine schnelle und sichere Methode für die Messung von Herbizidstress im Feld zu prüfen. Bis zum standardmäßigen Einsatz von Chlorophyllfluoreszenzkameras im Feld müsste insbesondere geklärt werden, welches Messprotokoll den Verlauf der Stressreaktion ausreichend erfasst. Bei den hier vorgestellten Untersuchungen wurde bei einer Regression zwischen den Bestandeswerten und den Messwerten der maximale Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) am ersten und dritten Tag eine fast ebenso hohe Korrelation festgestellt wie bei der Nutzung von allen Messwerten innerhalb des Untersuchungszeitraums.

Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz

Die verschiedenen Herbizidvarianten zeigten einen unterschiedlichen Verlauf der Stressreaktion über den Zeitraum von 1-10 Tagen. Daher waren die an einzelnen Messterminen bestimmten Werte von Fv/Fm_{rel} nicht gleichermaßen repräsentativ für den Einfluss aller Herbizidvarianten auf das Wachstum und die Entwicklung der Zuckerrüben. Deutlich wird dies beispielsweise am schnelleren Anstieg und der ebenso schnelleren Abnahme der Stressreaktion bei der GB-Variante (Goltix + Betanal) gegenüber der GP-Variante (Goltix + Powertwin + Öl). Aufgrund dieser Unterschiede und dem bereits dargestellten Zusammenhang zwischen Fv/Fm_{rel} und der täglichen Wachstumsrate korrelierten die Messungen am ersten Tag nach der Applikation bei einigen Herbizidvarianten nur vergleichsweise gering mit dem Gesamtwachstumsindex der Blattdeckungsfläche (GWI_{BDF}) und der Gesamttrockenmasse zur Ernte. Durch die Berechnung des Gesamtverlusts der maximalen Quanteneffizienz über alle Messtermine (1 - Fv/Fm_{ges}) konnte analog zum Konzept der "area under the disease progress curve" für Pflanzenkrankheiten (JAMES, 1974) eine "area under the herbicide stress curve" für den Herbizidstress definiert werden. Der Gesamteffizienzverlust (1 - Fv/Fmqes) erfasst letztlich die Stressdosis über den gesamten Verlauf der Stressreaktion und ist daher zum Vergleich von Herbizidvarianten mit unterschiedlichem Stressverlauf besser geeignet, als einzelne Messungen zu einem definierten Zeitpunkt. Dies äußert sich auch in einer höheren Korrelation des Gesamteffizienzverlusts (1 - Fv/Fm_{ges}) zu den Messwerten der Bestandsentwicklung, wie in den Abbildungen 25 bis 27 dargestellt.

Bildanalyse

Bei bildgebenden Sensoren ist eine Analyse der räumlichen Verteilung der Stressreaktion innerhalb der Blattfläche möglich. Anhand der Fv/Fm-Falschfarbenbilder der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera wurden signifikante Unterschiede in der Stressreaktion in verschiedenen Blattbereichen ermittelt. Beispielhaft dargestellt werden die Verteilungsmuster in den Abbildungen 18 bis 20. Bei der Interpretation ist zu beachten, dass die Bilder an erster Stelle die photosynthetische Stressreaktion innerhalb der obersten Blattschicht darstellen und nur indirekt die Absorption, Translokation und Metabolisierung der PSII-Inhibitoren. Untersuchungen von Nedbal et al. (2000), KIM et al. (2002), und Oxborough (2004) zur Absorption und Translokation von Diuron sowie die Studien von BASI ET AL. (2013) und DE RUITER ET AL. (2005) weisen aber darauf hin, dass ein enger Zusammenhang zwischen der Abnahme von Fv/Fm und der Absorption und Translokation des Wirkstoffes innerhalb der Blattfläche besteht. Auch unter Bezug auf die zusammengefassten Untersuchungen von LICHTENTHALER ET AL. (2013) ließ sich anhand der Fv/Fm-Falschfarbenbilder die meist schnelle Aufnahme der Wirkstoffe an den Kontaktflächen der Spritztropfen, die Translokation zum Blattrand und zur Blattspitze und schließlich die Metabolisierung und Abnahme der Stressreaktion verfolgen. Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten, etwa die lang andauernde Absorption und nur geringe Translokation in der GP-Variante (Goltix + Powertwin + Öl) konnten nur mit bildgebenden Sensoren ermittelt werden. Das gleiche gilt für die verschiedene Stressreaktion an Keim- und Laubblättern, die auch für Messungen mit punktuellen Sensoren von Bedeutung wäre. Darüber hinaus könnten die Fv/Fm-Falschfarbenbilder auch für umfassendere Studien zur Absorption und Translokation der Wirkstoffe genutzt werden (YANASE UND ANDOH, 1992; DE RUITER ET AL., 2005; BASI ET AL., 2013). Beispielhaft für einige bildanalytische Methoden zur Beschreibung der räumlichen Heterogenität der Stressreaktion werden in Abbildung 21 zwei Transekte über die Blattspreite und ein Histogramm dargestellt.

6.2.4 Vergleich zu klassischen Methoden

Bedingt durch den bereits beschriebenen unterschiedlichen Entwicklungsstand der Zuckerrüben und die Versuchsanordnung mit vergleichsweise wenigen Pflanzen, ließen sich signifikante Unterschiede in der Blattflächenentwicklung nur selten mit bloßen Auge erfassen. Bei einer vorherigen Selektion von gleichförmigen Pflanzen innerhalb eines Gefäßversuches oder bei einem Feldversuch mit deutlich größerer Anzahl an Versuchspflanzen ließe sich wahrscheinlich auch visuell eine signifikante Reaktion feststellen (ESHEL ET AL., 1976a). Besonders bei geringem Blattdeckungsgrad sind diese Schätzungen aber weniger genau als die eingesetzte Kombination aus Digitalfotografie und Bildanalyse (ANDÚJAR ET AL., 2010). BREEZE (1988) berichtet, dass die Abwesenheit von visuellen Symptomen kein sicherer Indikator für eine fehlende Wirkung der Herbizide ist. Auch in dieser Untersuchung konnten nur nach der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) und nur an Versuchspflanzen, die mit Betanal behandelt wurden, deutliche Schäden an den Blättern festgestellt werden. Da mit den Sensoren auch an den anderen Applikationsterminen eine Stressreaktion festgestellt werden konnte, bekräftigt diese Untersuchung die begrenzte Eignung von visuellen Methoden zur Schätzung von Stressreaktionen. Anhand der Gesamttrockenmasse zwei beziehungsweise vier Wochen nach der Applikation konnten zunächst keine signifikanten Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten festgestellt werden. Die tendenziell geringere Gesamttrockenmasse und das in der GBRDS-Variante höhere Spross-Wurzel-Verhältnis weisen aber auf einen Wachstums- und Entwicklungsrückstand hin. Bei Gefäßversuchen mit vorselektierten Pflanzenbeständen oder in Feldversuchen wäre der Unterschied zur Kontrolle und zwischen den Herbizidvarianten wahrscheinlich signifikant gewesen (ESHEL ET AL., 1976a). Bei geringer Anzahl an Pflanzen wurde in Klimakammerversuchen in Nährlösung alternativ die Gesamtfrischmasse der Versuchspflanzen vor der Applikation als Referenz bestimmt (AHRENS, 1989). Dieser Ansatz wurde innerhalb der Untersuchung mit der Regression anhand der Blattdeckungsfläche (*BDF*) vor der Applikation verfolgt. Wie in Abbildung 22 mit Tabelle 15 dargestellt, konnten anhand der korrigierten Gesamttrockenmasse signifikante Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten ermittelt werden. Besonders bei Messungen im Keimblattstadium (BBCH 10) beeinträchtigten Unterschiede in der Blattstellung (MONTEITH, 1959) und der Wachstumsrate der Keimblätter (DÜRR UND BOIFFIN, 1995) aber die Signifikanz. Durch den Bezug auf die Sensormesswerte weicht dieser Ansatz bereits von der klassischen Methode ab.

6.2.5 Kombination von Methoden

Bei der Kombination von verschiedenen Methoden zur Stressbestimmung werden hauptsächlich zwei Ziele verfolgt: Die bessere Unterscheidung zwischen verschiedenen Stressursachen und die genauere Abschätzung der Stresswirkung (CHAERLE ET AL., 2009). Innerhalb dieser Untersuchung wurde als Stressreaktion auf die Applikation von selektiven PSII-Inhibitoren in Zuckerrüben ein geringeres Blattflächenwachstum (GWI_{BDF}), eine höhere Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (RF_R und FRF_R), eine geringere maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) und eine geringere Gesamttrockenmasse festgestellt. Diese Symptome sind vergleichsweise unspezifisch (CARTER, 1993; BUSCHMANN UND LICHTENTHALER, 1998; BAKER, 2008). Dennoch hätte beispielsweise Trockenstress (CEROVIC ET AL., 1996) oder Stickstoffmangel (LANGSDORF ET AL., 2001) wahrscheinlich von der Stressreaktion auf PSII-Inhibitoren unterschieden werden können. Das gleiche gilt für Stressfaktoren, die zwar das Wachstum reduzieren, aber keinen unmittelbaren Einfluss auf die Photosynthese haben. Durch die Methoden der Bildanalyse ergab sich die Möglichkeit auch räumliche Heterogenitäten in der Stresswirkung für die Unterscheidung von Stressursachen zu nutzen. Anhand der Verteilungsmuster der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) ließ sich die Absorption und Translokation der Wirkstoffe im Blatt beobachten, die sich beispielsweise von der Stressreaktion auf PSI-Inhibitoren unterscheidet (BASI ET AL., 2013). Da mit dem FORCE-A MULTIPLEX® Fluorometer und der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera annähernd die gleiche Stressreaktion erfasst wurde, brachte die Kombination der beiden Sensormesswerte keine verbesserte Abschätzung der Wachstumsreduktion. Die Kombination des Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) und des Gesamteffizienzverlusts (1 - Fv/Fm_{ges}) führte hingegen zu einer deutlich höheren Regression gegenüber der korrigierten Gesamttrockenmasse. Mit bildgebenden Chlorophyllfluoreszenzsensoren kann grundsätzlich sowohl die photochemische Stressreaktion als auch die Wachstumsdepression erfasst werden (BARBAGALLO ET AL., 2003; JANSEN ET AL., 2009). Dies setzt aber eine ausreichende Messfläche voraus, die bei dem hier eingesetzten Sensor nicht gegeben war.

6.3 Herbizidstress in Zuckerrüben

Herbizidstress in Zuckerrüben tritt auf, sobald die Absorption und Translokation eines Wirkstoffs zu einem grundsätzlich sensitiven Wirkort die Rate der Metabolisierung übersteigt. Dieser allgemeine Zusammenhang konnte auch innerhalb dieser Untersuchungen bestätigt werden. Unterschiede in der Stressreaktion auf verschiedene Herbizidvarianten ließen sich auf die einzelnen Wirkstoffe oder die Formulierung und Mischung der Produkte zurückführen. Der Witterungsverlauf vor und nach den drei Applikationsterminen hatte einen deutlich größeren Einfluss auf die Stressreaktion als das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben. Bei allen Vergleichen zu früheren Untersuchungen ist zu beachten, dass sich nicht nur die Aufwandmengen, sondern auch die Formulierungen der Produkte in den vergangenen Jahrzehnten wiederholt verändert haben. Die erforderlichen Angaben unterliegen oft dem Patentschutz. Aufgrund der Versuchsanordnung ist zu erwarten, dass sich die Ergebnisse auf die Praxis übertragen lassen.

6.3.1 Stressreaktionen

Die Applikation von selektiven Herbiziden und praxisüblichen Herbizidmischungen zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben führte zu einer eindeutigen Stressreaktion. Dabei konnte zwischen der allgemeinen Wachstumsreduktion, die bei den meisten Herbizidvarianten auftrat und der spezifischen photochemischen Stressreaktion unterschieden werden. Abhängig vom Wirkmechanismus konnte die allgemeine Beeinträchtigung des Wachstums auf eine unmittelbare Hemmung der Photosynthese, einen Mangel an verzweigten Aminosäuren oder eine zu geringe Produktion von langkettigen Fettsäuren zurückgeführt werden (Совв UND READE, 2010). Eine photochemische Stressreaktion trat nur bei der Applikation von Produkten mit PSII-Inhibitoren auf. Ursache für die höhere Chlorophyllfluoreszenz und Unterschiede in der Chlorophyllfluoreszenzkinetik war die bereits beschriebene Blockierung des Elektronentransports im Photosystem II und die resultierende oxidative Schädigung der Reaktionszentren (BOLHÀR-NORDENKAMPF ET AL., 1989; KRIEGER-LISZKAY, 2005). Der zeitliche Stressverlauf ließ sich insbesondere durch die unterschiedlich schnelle Absorption der Wirkstoffe ins Blatt, die verschiedenen Wirkmechanismen und die Geschwindigkeit der Metabolisierung erklären. Abhängig von der Herbizidvariante und dem Applikationstermin kehrten die Wachstumsrate und der Wert der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fmrel) meist innerhalb weniger Tage auf das Niveau der Kontrolle zurück. Dieser Verlauf der Stressreaktion ist typisch für die Wirkung von selektiven PSII-Inhibitoren in Zuckerrüben (ARNDT UND KÖTTER, 1968; VOSS ET AL., 1984). Die oft beschriebene Wiederabnahme des frühen Wachstumsrückstands bereits nach wenigen Tagen (ESHEL ET AL., 1976a) konnte innerhalb dieser Untersuchung nur bei einigen Herbizidvarianten beobachtet oder vermutet werden. Um auch die langfristigen Stressfolgen zu bestimmen, wäre ein deutlich längerer Messzeitraum erforderlich gewesen (WILSON, 1999). Insgesamt ist zu betonen, dass die in der Untersuchung beobachteten Stressreaktionen auf einzelne Applikationen zurückzuführen war. Der wiederholte Einsatz von Herbiziden kann zu deutlich stärkeren Stressreaktionen führen (DALE UND RENNER, 2005). Auch sind die Ergebnisse nur für die ausgewählte Zuckerrübensorte und die vor und nach dem jeweiligen Applikationstermin herrschenden Umweltbedingungen repräsentativ.

6.3.2 Goltix (Metamitron)

Die Applikation von 1,0 l/ha Goltix Gold® (700 g/ha Metamitron) führte nicht zu einer Beeinträchtigung des Wachstums der Blattdeckungsfläche. 1-2 Tage nach der Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) und 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) waren die Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (RF_R und FRF_R) um bis zu 30% erhöht. Auf eine signifikante Stressreaktion durch die Applikation von Metamitron weisen aber nur die in Abbildung 14 bis 16 dargestellten Werte der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) hin. Diese Beobachtungen bestätigen frühere Untersuchungen, bei denen Wachstumsreduktionen oder Schäden am Blattapparat erst bei Aufwandmengen ermittelt wurden, die weit über den in der landwirtschaftlichen Praxis üblichen liegen (HACK, 1975; STEEN UND AL-WINDI, 1984). Wie unter anderem von APER ET AL. (2012) beschrieben, basiert die Toleranz der Zuckerrübe gegenüber Metamitron hauptsächlich auf der schnellen Metabolisierung des Wirkstoffs. Bei Temperaturen von 20°C wurde eine vollständige Wiederaufnahme der CO₂-Assimilation innerhalb von weniger als 24 h nach Ende der Wirkstoffaufnahme ermittelt (SCHMIDT UND FEDTKE, 1977; VAN OORSCHOT UND LEEUWEN, 1979). Der innerhalb dieser Untersuchung festgestellte Verlauf der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fmrel) lässt daher eine vergleichsweise langsame aber andauernde Absorption des Wirkstoffs vermuten. Die vergleichsweise geringe Penetrationsfähigkeit von wasserbasierten Formulierungen mit Goltix ist bekannt (HACK, 1975). Bei Soloapplikationen zur Unkrautbekämpfung wird Goltix zur Verbesserung der Blattaufnahme meist mit Öl gemischt. Die bis zu 4 Tage andauernde Stressreaktion ließ sich daher durch eine kontinuierliche Aufnahme von Metamitron erklären, die den Abbau des Wirkstoffs im Blatt aber nur leicht übersteigt. Die starke Reaktion nach der ersten Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) weist auf eine geringere Metabolisierung bei Temperaturen von unter 0 °C hin. Die für den Abbau von Metamitron mitverantwortlichen P450-Monooxygenasen besitzen bei 3-5 °C nur eine sehr geringe metabolische Aktivität (OLSON ET AL., 2000). Auch ist bekannt, dass Zuckerüben im früheren Entwicklungsstadium deutlich empfindlicher gegenüber Metamitron sind (HACK, 1975). Die nach der Applikation im BBCH 10 bestimmte Entwicklung von Fv/Fm_{rel} bei einer vergleichsweise starken photochemischen Stressreaktion auf Metamitron wurde auch in den Untersuchungen von VOSS ET AL. (1984) und ABBASPOOR ET AL. (2006) erfasst.

6.3.3 Betanal (Phenmedipham + Desmedipham + Ethofumesat + Lenacil)

Die Applikation von 1,25 l/ha Betanal maxxPro[®] (59 g/ha *Desmedipham* + 75 g/ha *Phenmedipham* + 94 g/ha *Ethofumesat* + 34 g/ha *Lenacil*) führte zur stärksten Stressreaktion bei den Einzelvarianten. Neben der Abnahme des Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) um 10, 14 und 28% an den drei Applikationsterminen, konnte 1-2 Tage nach Applikation ein meist tendenzieller Anstieg der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz (RF_R und FRF_R) und eine signifikante Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) um 32-47% ermittelt werden. Die Ergebnisse werden in den Abbildungen 9-11, in Tabelle 9 sowie in den Abbildungen 14-16 dargestellt. Die Gesamttrockenmasse wurde durch die letzten beiden Applikationen signifikant reduziert. Insgesamt waren die Wachstumsdepressionen durch Betanal stärker, als aufgrund der Dosierung in früheren Untersuchungen zu erwarten gewesen wäre (WILSON, 1992; WILSON, 1994; STARKE UND RENNER, 1996).

Diese vergleichsweise starke Stressreaktion auf Betanal ließ sich auf verschiedene Ursachen zurückführen. Bekannt ist, dass bereits isolierten Chloroplasten eine deutlich höhere Sensitivität für *Phenmedipham* besitzen als für die PSII-Inhibitoren *Metamitron* und *Chloridazon* (Voss ET AL., 1984). Dennoch wird die Stressreaktion der Zuckerrübe auch bei der Applikation von Betanal letztlich durch das Verhältnis von Absorption, Translokation und Metabolisierung der Wirkstoffe bestimmt. Untersuchungen von Absorption, Translokation und Metabolisierung der Wirkstoffe Wachstumsreduktion nach einer Applikation im 5- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 15/16) aber bereits Aufwandmengen von etwa 3 kg/ha *Desmedipham* oder 5-22 kg/ha *Phenmedipham* als Suspensionskonzentrat (SC) erforderlich. Auch konnte in der vorgenannten Untersuchung erst bei Applikation von 0,5 kg/ha *Desmedipham* oder 5 kg/ha *Phenmedipham* eine Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*) um 30-50% festgestellt werden. Demgegenüber trat in den durchgeführten Untersuchungen bereits bei geringeren Aufwandmengen eine starke allgemeine und photochemische Stressreaktion auf. Dafür können verschiedene Ursachen genannt werden:

Betanal ist als Öldispersion (OD) formuliert. Es ist bekannt, dass OD-Formulierungen eine höhere Penetrationsfähigkeit und biologische Wirkung als Suspensions- (SC) und Emulsionskonzentrate (EC) besitzen (EDINGTON ET AL., 1973; CHIN ET AL., 1975). Untersuchungen mit Herbiziden ergaben eine bis zu 100% schnellere Blattaufnahme einer OD-Formulierung gegenüber einer vergleichbaren SC-Formulierungen (SCHULTE UND STEINHEUER, 2012). ESHEL ET AL. (1976b) geben an, dass eine Aufwandmenge von 1 kg/ha unformuliertem Desmedipham zu einer Wachstumsreduktion von 22% führt Bei entsprechender Formulierung konnte bei der gleichen Aufwandmenge eine relative Abnahme der Gesamttrockenmasse von bis zu 77% beobachtet werden. Die Untersuchungen von MÜLLER ET AL. (2002) ergaben, dass Phenmedipham aus einem formulierten Produkt bis zu 20-mal schneller ins Blatt aufgenommen wird als aus wässriger Lösung. Da die Wirkung der PSII-Inhibitoren auf der Konkurrenz mit Plastochinon um die Bindenische des D1-Proteins basiert, ist die Stressreaktion von der Wirkstoffkonzentration am Photosystem II abhängig (COBB UND READE, 2010). Daher war die Stressreaktion nach der schnellen Aufnahme des Wirkstoffes innerhalb von einem Tag nach der Applikation am höchsten. Durch die anschließend geringere Absorption und die fortschreitende Metabolisierung der PSII-Inhibitoren nahm die Wirkstoffkonzentration in der Pflanze und somit auch die Stressreaktion in den nachfolgenden Tagen ab.

Als zweite Ursache für die vergleichsweise geringe Kulturpflanzenverträglichkeit von Betanal ließ sich die Mischung der Biscarbamate mit den Wirkstoffen *Ethofumesat* und *Lenacil* vermuten. *Ethofumesat* führt als Einzelwirkstoff bei Aufwandmengen von 1-2 kg/ha zu einer Abnahme der CO₂-Assimilation (DUNCAN ET AL., 1981) und zu Wachstumsreduktionen von 10-20% (ESHEL ET AL., 1976a). Bei Aufwandmengen von unter 0,6 kg/ha konnte WILSON (1994) aber nur eine leichte Stressreaktion ermitteln. Der wiederholt beschriebene synergistische Effekt bei gleichzeitiger Applikation von *Desmedipham* und *Ethofumesat* ließ sich meist auf die gemeinsame Wirkung der EC-Formulierung der beiden Produkte zurückführen (ESHEL ET AL., 1976b). Bei den modernen Fertigmischungen, einschließlich Betanal, wird dieser Effekt durch Anpassung der Formulierung zunehmend reguliert (MARSHALL ET AL., 1987). Auch die durch *Ethofumesat* langfristig hervorgerufene Abnahme der Deposition von epicuticulären Wachsen (DUNCAN ET AL., 1982a) hatte bei

einer gleichzeitigen Applikation wahrscheinlich keinen Einfluss auf die Absorption der anderen Wirkstoffe (ESHEL ET AL., 1976b). Da Lipidsynthese-Inhibitoren die Elektronentransportrate kaum beeinträchtigen (DAYAN UND ZACCARO, 2012) ließe sich die Teilwirkung von *Ethofumesat* eher an einem geringeren Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) und einer reduzierten Gesamttrockenmasse statt an Veränderungen in der Chlorophyllfluoreszenzkinetik erkennen. Wechselwirkungen zwischen der Hemmung der CO₂-Assimilation durch *Ethofumesat* (DUNCAN ET AL., 1981) und der photochemischen Stressreaktion auf PSII-Inhibitoren konnten innerhalb der Untersuchung nicht gemessen werden. Der vierte Wirkstoff *Lenacil* wird in Zuckerrüben vergleichsweise langsam metabolisiert (VAN OORSCHOT, 1970) und hat als PSII-Inhibitor wahrscheinlich auch zu der Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) beigetragen. Darüber hinaus wurde berichtet, dass bereits geringe Mengen an *Lenacil* die Absorption von *Phenmedipham* und *Ethofumesat* erhöhen (WEGENER UND JOHNEN, 2012). In der Fertigmischung von Betanal ist von einem zusätzlichen synergistischen Effekt auf die Gesamtstressreaktion auszugehen.

Als dritte Ursache für die gegenüber den Untersuchungen von ABBASPOOR UND STREIBIG (2007) höhere photochemische Stressreaktion auf ein Produkt mit *Phenmedipham* und *Desmedipham* ist das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben zu nennen. Bei den ersten beiden Applikationsterminen befanden sich die Zuckerrüben im Keimblatt- (BBCH 10) oder 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) und waren damit sehr empfindlich gegenüber den eingesetzten Wirkstoffen (DAWSON, 1975; SCHWEIZER, 1975b). Bei Untersuchungen im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben konnten VOSS ET AL. (1984) eine Abnahme der variablen Fluoreszenz (*Fv_i*) um bis zu 70% nach Applikation von 0,5 kg/ha Phenmedipham ermitteln. Die anschließende Abnahme der Stressreaktion dauerte 8-10 Tagen an. Die Ergebnisse lassen sich auf die durchgeführten Messungen der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) nach Applikation von Betanal übertragen. Der Gesamtverlauf der Stressreaktion ließ in beiden Untersuchungen auf eine schnelle Wirkstoffaufnahme schließen.

Der besondere Witterungsverlauf während der Versuche kann als vierte Ursache für die starke Stressreaktion auf Betanal angeführt werden. Zuckerrüben im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium gelten zwar als relativ tolerant gegenüber Herbiziden (ABBASPOOR UND STREIBIG, 2007), wurden aber dennoch bei der dritten Applikation am stärksten geschädigt. Dabei sank nicht nur der Wachstumsindex sondern auch die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) um bis zu 47%. An den Blättern wurden bei allen Herbizidvarianten mit Betanal signifikante Herbizidschäden beobachtet, die auf eine sehr schnelle Absorption schließen lassen. Begünstigt wurde die Aufnahme vermutlich durch die Degradation der Cuticula während der Niederschläge in der Nacht vor der Applikation (BAKER UND HUNT, 1986). Auch der weitere Anstieg der Temperatur sowie der Strahlung im Tagesverlauf haben wahrscheinlich zu der starken Stressreaktion beigetragen (BETHLEN-FALVAY UND NORRIS, 1975). Die auf die Photooxidation der Blattpigmente (BARRY ET AL., 1990) zurückzuführenden nekrotischen Schäden traten erst punktförmig an den Stellen der höchsten Wirkstoffabsorption und später am Blattrand, dem Bereich der Wirkstoffakkumulation bei vorwiegend akropetaler Translokation auf. Diese Beobachtungen decken sich mit den Erfahrungen aus der landwirtschaftlichen Praxis zur Applikation von Betanal im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium der Zuckerrüben und bei ungünstigen Witterungsbedingungen (SANDER, 2013).

6.3.4 Rebell (Chloridazon + Quinmerac)

Die Applikation von Rebell Ultra® (325 g/ha Chloridazon + 100 g/ha Quinmerac) führte in dieser Untersuchung zu leichten Wachstumsdepressionen und einer durchschnittlich 10% geringeren Gesamttrockenmasse zur Versuchsernte. Die photochemische Stressreaktion folgte meist dem bereits nach Applikation von Goltix beobachteten Verlauf, war aber etwas stärker ausgeprägt. Chloridazon besitzt in isolierten Chloroplasten zwar eine ähnliche Wirksamkeit wie Metamitron, ließ sich aber anhand von verschiedenen Untersuchungen als weniger verträglich einschätzen (FRANK UND SWITZER, 1969b; VOSS ET AL., 1984; APER ET AL., 2012). Als wahrscheinlichste Ursache für die insgesamt höhere Stressreaktion auf Chloridazon gegenüber Metamitron kann eine unterschiedlich schnelle Metabolisierung der Wirkstoffe angenommen werden (VAN OORSCHOT, 1970; VAN OORSCHOT UND LEEUWEN, 1979). Gegenüber dem zweiten in Rebell-Produkten enthaltenen Wirkstoff Quinmerac sind Zuckerrüben vollständig tolerant (GROSSMANN UND SCHELTRUP, 1998). Die verschiedene Stresswirkung von Goltix und Rebell lässt sich besonders an den Unterschieden in der akkumulierten Gesamttrockenmasse erkennen. Die Ergebnisse werden in Abbildung 22 dargestellt. Die nach Applikation von Rebell nur geringe photochemische Stressreaktion einen Tag nach der Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) lässt sich vermutlich durch die sehr langsame Aufnahme des Wirkstoffs begründen. Rebell wird inzwischen zwar als Suspensionskonzentrat (SC) mit verschiedenen Additiven formuliert, dennoch ist die Aufnahmegeschwindigkeit von Chloridazon beispielsweise deutlich langsamer als die des zweiten Wirkstoffs Quinmerac (WALTER ET AL., 1994). Dadurch stellt sich in Zuckerrüben eine Art von Gleichgewicht zwischen kontinuierlicher Absorption und Metabolisierung ein (FRANK UND SWITZER, 1969a), das als Ursache für die langanhaltende aber insgesamt eher schwache Stressreaktion gelten kann.

6.3.5 Debut (Triflusulfuron-methyl)

Die Applikation von 25 g/ha Debut® (11,7 g/ha Triflusulfuron-methyl) zusammen mit 0,25 l/ha des Formulierungshilfsstoffs führte nach allen drei Applikationsterminen zu einer kurzfristigen Wachstumsdepression. Der daraus resultieren Wachstumsrückstand konnte außer nach der ersten Applikation bereits innerhalb von 9 Tagen wieder vollständig aufgeholt werden. Diese Beobachtungen bestätigen Untersuchungen von WILSON (1994), STARKE UND RENNER (1996), die nach Applikation von 35-40 g/ha Triflusulfuron-methyl eine maximale Wachstumsdepression der Zuckerrüben von 22% feststellen konnten. Bei den durchgeführten Untersuchungen konnte nur nach der Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10) ein dauerhafter Wachstumsrückstand ermittelt werden. Die Temperaturen im Zeitraum vor und nach der ersten Applikation lagen meist unter 10°C, teilweise verbunden mit Nachtfrösten. Derart niedrige Temperaturen können die Metabolisierung und damit die Selektivität von ALS-Inhibitoren stark reduzieren (OLSON ET AL., 2000; GREEN UND STREK, 2001). Der Zeitraum der Wirkstoffaufnahme konnte aufgrund der schwachen Stressreaktion nicht definiert werden. Es ist aber zu erwarten, dass die Zugabe des Formulierungshilfsstoffs die Absorption von Triflusulfuron-methyl ins Blatt und damit auch die Stressreaktion deutlich erhöht hat (STARKE UND RENNER, 1996). Die typische Gelbfärbung der Blätter konnte nur nach der letzten Applikation und kaum mit bloßem Auge erfasst werden.

6.3.6 Spectrum (Dimethenamid-P)

Auch die Applikation von 0,3 I/ha Spectrum[®] (216 g/ha *Dimethenamid-P*) führte nur zu geringen Wachstumsdepressionen und Verlusten an Gesamttrockenmasse. Die höhere Stressreaktion im Keimblattstadium (BBCH 10) konnte teilweise auf nicht herbizidbedingte Wachstumsstörungen in einem Versuchsgefäß zurückgeführt werden. Wachstumsreduktionen von 4-10% würden in dem zu erwartenden Bereich liegen. Bei Aufwandmengen von 0,8 kg/ha wurde eine maximale Wachstumsreduktion von 4-6% (WILSON UND SBATELLA, 2011) bis 15-24% (BOLLMAN UND SPRAGUE, 2008) ermittelt. Die oft beobachtete Abnahme der Sensitivität mit zunehmendem Entwicklungsstadium konnte mit den durchgeführten Untersuchungen bestätigt werden. Auch war es nicht möglich einen Zusammenhang zum Niederschlag oder zur Bodenfeuchte zu ermitteln, obwohl für *Dimethenamid-P* die Absorption über die Wurzel von größerer Bedeutung ist als die Blattaufnahme (BOLLMAN ET AL., 2008). Daraus resultierte auch eine verzögerte Stressreaktion (RICE ET AL., 2002), die bedingt durch die frühe Ernte dieses Versuchs nicht erfasst werden konnte. Die langfristige Stresswirkung von *Dimethenamid-P* wurde möglicherweise unterschätzt.

6.3.7 Herbizidmischungen

Bei der weiteren Untersuchung von fünf praxisüblichen Herbizidmischungen konnte gegenüber den Einzelvarianten grundsätzlich ein signifikanter Anstieg der Stressreaktion beobachtet werden. Die vermuteten Wechselwirkungen zwischen den verschiedenen Produkten ließen sich nach der Definition von COLBY (1967) aber nur selten eindeutig als additiv, synergistisch oder antagonistisch bewerten. Sowohl der Applikationstermin, als auch der jeweils betrachtete Messwert beziehungsweise Stressindex beeinflussten die berechnete Interaktion. Am sichersten konnte ein additiver oder synergistischer Effekt an der Abnahme der Gesamttrockenmasse festgestellt werden. Als mögliche Ursachen für eine Wechselwirkung zwischen den verschiedenen Produkten innerhalb der Herbizidmischung ließen sich sowohl ein Einfluss der Wirkstoffe als auch ein Zusammenhang zur Formulierung der Produkte annehmen (ZHANG ET AL., 1995). Dabei ist zu berücksichtigen, dass insbesondere die Messwerte der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm*_{rel}) nur bedingt als linearer Stressindikator zu bewerten sind (BAKER, 2008).

<u>Goltix + Betanal</u>

Die Applikation von 1,0 l/ha Goltix (700 g/ha *Metamitron*) in Kombination mit 1,25 l/ha Betanal (59 g/ha *Desmedipham* + 75 g/ha *Phenmedipham* + 94 g/ha *Ethofumesat* + 34 g/ha *Lenacil*) führte zu einer erhöhten Stressreaktion gegenüber den einzelnen Produkten. Meist konnte diese Wirkung als additiv oder schwach synergistisch beschrieben werden. Allgemein scheint ein additiver Effekt bei der Applikation von mehreren PSII-Inhibitoren am wahrscheinlichsten (FAUST ET AL., 2001). Als mögliche Ursache für eine synergistische Wirkung ließe sich eine höhere Aufnahme von *Metamitron* durch die OD-Formulierung von Betanal vermuten. Bei früheren Untersuchungen erhöhten Mischungen aus Goltix und geringen Mengen an Betanal den herbiziden Wirkungsgrad bei der Unkrautbekämpfung (GIANNOPOLITIS UND STROUTHOPOULOS, 1979).
Alternativ zur vorgenannten Herbizidmischung wurde eine Standardmischung aus 1,00 l/ha Goltix (700 g/ha *Metamitron*), 1,00 l/ha Powertwin (200 g/ha *Phenmedipham* + 200 g/ha *Ethofumesat*) und 0,75 l/ha Öl eingesetzt. Diese führte zu einer stärkeren Stressreaktion als die Mischung aus Goltix und Betanal, obwohl beide Herbizidvarianten in der Praxis meist als gleichwertig angesehen werden. Abgesehen von dem zusätzlichen Gesamttrockenmasseverlust von 6-10% war besonders die starke photochemische Stressreaktion auffällig. Nach den jeweiligen Applikationsterminen wurde ein 21, 129 und 76% höherer Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz ($1 - Fv/Fm_{ges}$) festgestellt, als bei der Mischung aus Goltix und Betanal.

Dieser Unterschied ließ sich nicht allein auf die höhere Dosierung der Wirkstoffe zurückführen. Zwar war der Gehalt an Biscarbamaten in der Mischung mit Powertwin fast 50% höher als in der Variante mit Betanal, allerdings ist die Kulturverträglichkeit von *Phenmedipham* eindeutig höher als die von *Desmedipham* (ABBASPOOR UND STREIBIG, 2007). Auch die höhere Konzentration von *Ethofumesat* dürfte für die Gesamtreaktion nur von geringer Bedeutung sein (WILSON, 1994). Wie bereits diskutiert, gilt die SC-Formulierung von Powertwin zudem als deutlich verträglicher als die OD-Formulierung von Betanal. Bei Feldversuchen wurde nach Applikation von *Phenmedipham* als Suspensionskonzentrat (SC) deutlich weniger Herbizidstress beobachtet als bei einer EC-Formulierung (LAINSBURY UND HILTON, 2001). Zuletzt weisen auch der gegenüber der Herbizidmischung aus Goltix und Betanal höhere relative Wachstumsindex (WI_{BDF}) sowie die geringere Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) am ersten Tag nach der Applikation zumindest auf eine deutlich langsamere Aufnahme der Wirkstoffe hin.

Aus dem Stressverlauf der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) ging hervor, dass die Wirkung der Herbizidmischung aus Goltix, Powertwin und Öl über einen längeren Zeitraum anhielt, als bei der vorgenannten Herbizidmischung. Dies ließ auf eine langsame aber insgesamt hohe Aufnahme der Wirkstoffe schließen und vermuten, dass die Mischung mit Öl hauptursächlich für die starke Stressreaktion war. Bereits MILLER UND NALEWAJA (1973) stellten fest, dass die Zugabe von 2,34 l Öl zu Phenmedipham den gleichen Einfluss auf die Stressreaktion hat, wie eine Verdopplung der Wirkstoffmenge. Auf gleiche Weise konnten WILSON ET AL. (2005) nach Applikation einer Standardmischung mit Öl eine Zunahme der Wachstumsreduktion von 20 auf 36% feststellen. Der Zusammenhang zwischen der Aufnahmegeschwindigkeit von Phenmedipham und der Mischung mit Öl wurde bereits von MüLLER ET AL. (2002) beschrieben. Die hier dargestellten Untersuchungen zur Chlorophyllfluoreszenzkinetik endeten zwei Wochen nach der Applikation, da ab 8 TnA nur noch eine geringe photochemische Stressreaktion festgestellt werden konnte. KADOGLIDOU ET AL. (2008) ermittelten bis vier Wochen nach Applikation einer Standardmischung mit Öl noch eine leichte Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) gegenüber der Kontrolle. Insgesamt weisen die Untersuchungen darauf hin, dass die Stressreaktion anhand des Gesamtverlusts der maximalen Quanteneffizienz (1 - Fv/Fm_{qes}) eher überschätzt wurde. Bereits SCHINDLER UND LICHTENTHALER (1994) stellten fest, dass die Chlorophyllfluoreszenz in der obersten Blattschicht nicht immer repräsentativ für die CO₂-Assimilationsleistung des ganzen Blattes ist.

Anhand der in den Abbildungen 18 bis 20 dargestellten Fv/Fm-Falschfarbenbilder ließ sich der Unterschied zwischen der herbizidbedingten Abnahme des Gesamtwachstumsindex (GWIBDF) und der photochemischen Stressreaktion teilweise begründen. So konnten zwischen der Herbizidmischung aus Goltix, Powertwin und Öl und den verschiedenen anderen Herbizidmischungen nicht nur Unterschiede im zeitlichen Verlauf, sondern auch in der räumlichen Ausprägung der Stressreaktion festgestellt werden. Bei den meisten Herbizidvarianten ließen sich eine schnelle Translokation der Herbizide zum Blattrand und eine stärkere Stressreaktion an den Laubblättern gegenüber den Keimblättern beobachten. Dies ließ sich durch den apoplastischen Transport der Wirkstoffe und die schwache Wachsschicht der jüngsten Blätter (DUNCAN ET AL., 1981) erklären. Hingegen wurde nach der Applikation von Goltix, Powertwin und Öl eine im Verlauf der Stressreaktion abnehmende Translokation und eine höhere Stressreaktion an den Keimblättern beobachtet. NALEWAJA ET AL. (1986) stellten fest, dass der Zusatz von Öl zu einer längeren Bindung der Herbizide im behandelten Bereich des Blattes führt. HALL ET AL. (1997) ermittelten weiterhin, dass Öl besonders an älteren Blättern die Aufnahme erhöht, während der Einfluss auf junge Blätter gering ist. Die in der Untersuchung beobachtete späte Aufnahme von PSII-Inhibitoren in die Keimblätter ließ eine höhere Penetrationsfähigkeit der Herbizidmischung durch die Zugabe von Öl und die resultierende Beeinflussung der Cuticula vermuten (SCHREIBER, 2006). Insgesamt fand die Stressreaktion bei dieser Herbizidvariante überwiegend in Bereichen der Pflanze statt, die für das Wachstum der Blattfläche von eher geringer Bedeutung sind. Dies betrifft besonders das 2-Blatt-Stadium (BBCH 12), in dem zugleich die höchste Diskrepanz zwischen dem Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) und dem Gesamteffizienzverlust (1 - Fv/Fm_{aes}) festgestellt wurde.

Goltix + Betanal + Rebell

Die Zugabe von 1,00 l/ha Rebell (325 g/ha Chloridazon + 100 g/ha Quinmerac) zu der Standardmischung erhöhte die Stressreaktion der Zuckerrüben. Der höhere Gesamttrockenmasseverlust deutete an zweien der drei Applikationstermine auf eine synergistische Wechselwirkung zwischen den Produkten hin, die sich anhand des Gesamtwachstumsindex (GWIBDF) aber nicht bestätigen ließ. Die Stressreaktion verlief bis zum ersten Tag nach der Applikation ähnlich wie bei der Standardmischung aus Goltix und Betanal. Die nachfolgende Wachstumsdepression und die Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (*Fv/Fm_{rel}*) hielten aber über einen längeren Zeitraum an. Erneut ausgehend von einer additiven Wechselwirkung zwischen den PSII-Inhibitoren (FAUST ET AL., 2001) ließ sich aufgrund des Stressverlauf ein Einfluss der OD-Formulierung von Betanal auf die Absorption von Chloridazon annehmen. Die Untersuchungen von FRANK (1967a; 1967b) bestätigen, dass Chloridazon bei entsprechender Formulierung schneller in die Pflanze aufgenommen wird als aus wässriger Lösung. Allgemein ermittelten BOLLMAN UND SPRAGUE (2009) nach Vorauflaufapplikation mit Chloridazon einen Anstieg der Herbizidschäden in der Spritzfolge. Bei den Untersuchungen von BEIßNER UND BÜTTNER (2000) wurde bereits wenige Stunden nach der einmaligen Applikation einer ähnlichen Herbizidmischung aus Goltix, Betanal und Rebell eine Abnahme der effektiven Quanteneffizienz (Fq'/Fm') um etwa 30-60% beobachtet. Bei normaler Dosierung hielt die Stressreaktion über einen Zeitraum von bis zu 8 Tagen an. Diese Angaben stimmen mit den Ergebnissen innerhalb dieser Untersuchung weitestgehend überein.

Goltix + Betanal + Debut

Die Applikation von 1,0 l/ha Goltix (700 g/ha Metamitron), 1,25 l/ha Betanal (59 g/ha Desmedipham + 75 g/ha Phenmedipham + 94 g/ha Ethofumesat + 34 g/ha Lenacil) und 25 g/ha Debut (11,7 g/ha Triflusulfuron-methyl) ließ sich hinsichtlich der Stresswirkung auf die Zuckerrübe nur schwer interpretieren, da innerhalb der drei Entwicklungsstadien teils unterschiedliche Stressreaktionen erfasst wurden. Der Gesamtwachstumsindex (GWIBDF) der Versuchspflanzen, war nach der ersten Applikation höher, nach der zweiten Applikation etwa gleich hoch und nach der dritten Applikation geringer als erwartet. Der verglichen mit einer Standardmischung höhere Gesamttrockenmasseverlust weist auf eine zusätzliche Stresswirkung von Triflusulfuron-methyl hin. Bei früheren Untersuchungen konnte keine (WILSON, 1994) bis eine starke (WILSON, 1999) Zunahme der Herbizidschäden nach Applikation von Mischungen aus Phenmedipham, Desmedipham und Ethofumesat in Kombination mit Triflusulfuron-methyl ermittelt werden. STARKE UND RENNER (1996) beobachteten, dass bereits die Zugabe des Formulierungshilfsstoffs die Stressreaktion auf PSII-Inhibitoren erhöht. Abhängig von den zusätzlich verwendeten Netzmitteln traten sowohl synergistische als auch antagonistische Effekte auf (STARKE ET AL., 1996). Auch bei Applikation von Herbizidmischungen aus Metamitron und Triflusulfuron-methyl ließe sich eine antagonistische Wirkung auf die Stressreaktion in Zuckerrüben vermuten (Ретексен UND Косн, 2006). Die unterschiedlichen Wechselwirkungen zwischen den Wirkstoffen und dem Formulierungshilfsstoff in Abhängigkeit vom Witterungsverlauf vor und nach der Applikation wäre ein möglicher Grund für die teils gegensätzlichen Beobachtungen innerhalb dieser Untersuchung.

Goltix + Betanal + Rebell + Debut + Spectrum

Die Applikation einer Mischung aus allen Einzelprodukten, umfassend Goltix, Betanal, Rebell, Debut und Spectrum, führte insgesamt zur stärksten Stressreaktion von allen Herbizidvarianten. Wachstumsreduktionen im Bereich von 34-45% und Gesamttrockenmasseverluste von 35-39% ließen auf einen additiven bis teilweise synergistischen Einfluss auf den Herbizidstress schließen. Der in den Abbildungen 14 bis 16 dargestellte Stressverlauf der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) weist darauf hin, dass die starke Stressreaktion sowohl durch eine schnelle Absorption der in der Herbizidmischung enthaltenen PSII-Inhibitoren bis einen Tag nach der Applikation, als auch durch eine langsamere Wiederabnahme der Wirkstoffkonzentration im Blatt verursacht wurde. Diese Unterschiede im photochemischen Stressverlauf konnten an erster Stelle durch die EC-Formulierung von Spectrum begründet werden. ESHEL ET AL. (1976b) beschrieben bereits, dass mit zunehmender Menge an Formulierungsstoffen in einer Herbizidmischung die Aufnahme von Biscarbamaten erhöht und die Stressreaktion verstärkt wird. Diese Beobachtungen lassen sich auf die starke Abnahme von *Fv/Fm*_{rel} am ersten Tag nach der Applikation übertragen. Die längere Dauer der Stressreaktion weist einerseits auf eine langsamere Metabolisierung der Biscarbamate, andererseits auf eine langanhaltend höhere Aufnahme der sonst nur langsam absorbierten PSII-Inhibitoren Metamitron und Chloridazon durch die EC-Formulierung von Spectrum hin. Der Einfluss der Formulierung auf die Aufnahme dieser beiden Wirkstoffe wurde bereits diskutiert (FRANK, 1967a; GIANNOPOLITIS UND STROUTHOPOULOS, 1979). Der in dieser Untersuchung ermittelte höhere Gesamtverlust der maximalen Quanteneffizienz (1 - Fv/Fmaes) gegenüber den Herbizidvarianten ohne Spectrum ließ sich auf den synergistischen Einfluss der EC-Formulierung auf die Absorption der PSII-Inhibitoren zurückführen. Wie bereits diskutiert, ist der Einfluss von Debut in einer Herbizidmischung weniger eindeutig. Die höhere Gesamtreaktion, dargestellt am geringeren Gesamtwachstumsindex (GWIBDF) und der reduzierten Gesamttrockenmasse, ließ sich möglicherweise auch durch eine höhere Blattaufnahme von Dimethenamid-P begründen. RICE ET AL. (2002) beobachteten in einer Situation mit hoher Absorption von Dimethenamid-P über das Blatt eine deutlich stärkere Wachstumsdepression der Zuckerrüben. Mögliche längerfristige synergistische Wechselwirkungen, etwa eine höhere Wurzelaufnahme der Bodenwirkstoffe durch Anstieg der Transpiration als Wirkung von Ethofumesat (DUNCAN ET AL., 1982a) oder eine Zunahme der oxidativen Schäden am Photosystem II durch Dimethenamid-P (MALENČIĆ ET AL., 2008), ließen sich diskutieren. Die nach der Applikation der GBRDS-Mischung beobachtete Abnahme des Wachstums von 40% war höher als die bei früheren Untersuchungen ermittelte Wachstumsreduktion bei Mischungen aus Phenmedipham, Desmedipham, Triflusulfuron-methyl und 720 g/ha Dimethenamid-P (RICE ET AL., 2002) oder die bei einer eine Kombination aus einer Microrate-Strategie und 840 g/ha Dimethenamid-P beobachtete Wachstumsdepression (BOLL-MAN UND SPRAGUE, 2007). Auch weist der Stressverlauf nach dem ersten und dritten Applikationstermin darauf hin, dass eine weitere Abnahme des Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) nach 18 beziehungsweise 10 Tagen nach der Applikation zu erwarten gewesen wäre. Diese Beobachtungen decken sich mit den Ergebnissen der vorgenannten Untersuchungen, in denen wiederholt ein Anstieg der Stresswirkung über einen Zeitraum von bis zu 4 Wochen festgestellt wurde. Ursächlich dafür war vermutlich die verzögerte Aufnahme von Dimethenamid-P aus dem Boden.

6.3.8 Entwicklungsstadium der Zuckerrüben

Bei den meisten früheren Untersuchungen wurde eine Abnahme der Herbizidempfindlichkeit vom Keimblatt- (BBCH 10) bis zum 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) beobachtet (SCHWEIZER, 1975a; WILSON, 1995; BOLLMAN UND SPRAGUE, 2008). Bei den durchgeführten Untersuchungen konnte die stärkste Stressreaktion nach der Applikation im BBCH 14/16 festgestellt werden. Der Herbizidstress im BBCH 10 und BBCH 12 war deutlich geringer. Auch WINTER UND WIESE (1978), ENTZ (1983) und WILSON (1995) berichten, dass anhängig vom Witterungsverlauf im späteren Entwicklungsstadium eine höhere Stressreaktion auftreten kann, als bei jungen Pflanzen. Diese scheinen aber besonders empfindlich gegenüber dem Einfluss von Temperaturschwankungen zu sein (BETHLENFALVAY UND NORRIS, 1975). Aus den Fv/Fm-Falschfarbenbildern ließ sich ableiten, dass im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben eine stärkere Stressreaktion am ersten Laubblattpaar als an den Keimblättern auftrat. Auf ähnliche Weise stellten KEMPENAAR ET AL. (2011) fest, dass jüngere Blätter von Solanum nigrum empfindlicher auf Metribuzin reagieren als ältere. Die innerhalb dieser Untersuchung bestimmten Unterschiede ließen sich wahrscheinlich auf die verschiedene Wachsschicht der Blätter zum Zeitpunkt der Applikation zurückführen. DUNCAN ET AL. (1981) ermittelten, dass die Blattaufnahme von Herbiziden in Zuckerrüben mit steigendem Alter der Blätter erst langsam, dann aber stark abnimmt. Auch wurde festgestellt, dass ein geringerer Gehalt an C29-Alkanen und C29-Ketonen in der epicuticulären Wachsschicht die Herbizidempfindlichkeit erhöht (DUNCAN ET AL., 1982a). BAKER UND HUNT (1981) stellten eine geringere Absorption an älteren Zuckerrübenblättern fest und begründeten dies insbesondere durch eine andere Zusammensetzung der Wachsschicht. Auch beobachteten sie, dass die Wachsdeposition in Zuckerrüben nur langsam erfolgt. Dies führt grundsätzlich dazu, dass die Wachsmenge je Blattflächeneinheit bei schnellem Wachstum abnimmt (JUNIPER, 1960). Da die zweite Herbizidapplikation in dieser Untersuchung vor Abschluss der Entwicklung des ersten Laubblattpaares und nach einer Phase günstiger Witterung erfolgte, ließ sich die stärkere Stressreaktion der jungen Laubblätter gegenüber den älteren Keimblättern erklären. BEE ET AL. (1995) berichteten ebenfalls von einer besonders empfindlichen Phase der Zuckerrüben innerhalb des 2-Blatt-Stadiums und bei schneller Blattflächenentwicklung. Dass nach der letzten Herbizidapplikation keine eindeutigen Unterschiede zwischen den Blättern festgestellt werden konnten, ließ sich auf die Applikations- und Messtechnik und wahrscheinlich auch die Witterung zurückführen. Die visuelle Beobachtung, dass Pflanzen, die sich zu diesem Zeitpunkt erst im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) befanden, stärkere Herbizidschäden zeigten als ältere, kann aber als Indiz für eine grundsätzlich höhere Herbizidempfindlichkeit in früheren Entwicklungsstadien gelten.

6.3.9 Beeinflussung durch die Witterung

Der Einfluss der Witterung auf die herbizidbedingte Stressreaktion ließ sich innerhalb der Untersuchung nicht unabhängig vom Entwicklungsstadium erfassen. Besonders die sichtbaren und starken Herbizidschäden nach der Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) weisen darauf hin, dass der Witterungsverlauf insgesamt von größerer Bedeutung ist, als der Entwicklungsstand der Zuckerrübe. Auch andere Untersuchungen im Feld bestätigen diese Einschätzung (WINTER UND WIESE, 1978; ENTZ, 1983; WILSON, 1995; STARKE UND RENNER, 1996). Daher ließ sich annehmen, dass die Unterschiede im Witterungsverlauf vor und nach der Applikation für die verschiedene Stressreaktion an den drei Applikationsterminen von großer Bedeutung waren. Der Witterungsverlauf für den Versuchszeitraum wird in den Abbildungen 23 und 24 dargestellt.

Es gilt als allgemein bekannt, dass geringe Temperaturen und besonders Frost die Stressreaktion der Zuckerrübe auf Herbizide erhöhen. Die Messungen nach der ersten Applikation am 16. April im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben bestätigen diese Annahme. Die Applikation erfolgte in einem Zeitraum mit Tageshöchsttemperaturen unter 10 °C und Minustemperaturen in der vorhergehenden und nachfolgenden Nacht. STARKE UND RENNER (1996) beobachteten schon bei einer Abnahme der Durchschnittstemperatur von 22 °C auf 16 °C eine deutliche Zunahme von Herbizidstress in Zuckerrüben und vermuteten eine geringere Metabolisierung als Ursache. THOMPSON ET AL. (1970) und VIGER ET AL. (1991) konnten bei Untersuchungen in Mais feststellen, dass bei Temperaturen von 10-20 °C gegenüber 20-30 °C eine bis zu 44% geringere Metabolisierung von *Atrazin* und eine 24% geringere Metabolisierung von *Metolachlor* stattfindet. Geringe Temperaturen von 3-5 °C gegenüber 23-25 °C führten in Weizen zu einer Abnahme der Metabolisierung von *Sulfusulfuron* von 100% auf 0% des Wirkstoffs innerhalb eines Tages (OLSON ET AL., 2000). GREEN UND STREK (2001) berichteten, dass Frost die Selektivität von Herbiziden, die normalerweise in der Kulturpflanze metabolisiert werden, dramatisch reduzieren kann. Die zweite Applikation am 29. April im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben erfolgte unter ganz anderen Witterungsbedingungen. Die mäßigen Temperaturen im Bereich von 10-15 °C, die geringen Temperaturschwankungen und die geringe Strahlungsintensität nach der Applikation werden allgemein als günstig für die Kulturverträglichkeit von Herbiziden bewertet (KOREN UND ASHTON, 1973; BETHLENFALVAY UND NORRIS, 1975). Die verglichen mit den anderen Applikationen geringere Abnahme der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) in den ersten zwei Tagen nach der Applikation und die anschließend schnelle Wiederzunahme weisen auf eine vergleichsweise schwache photochemische Stressreaktion hin. Auch, dass der relative Wachstumsindex (WI_{BDF}) in den meisten Herbizidvarianten bereits nach drei Tagen langsam wieder anstieg, kann als Indiz für eine ausreichend schnelle Metabolisierung und eine insgesamt schwächere Stressreaktion gelten. Die bereits diskutierten Unterschiede in der photochemischen Stressreaktion an Keimund Laubblättern, könnten durch den Witterungsverlauf aber zusätzlich verstärkt worden sein: Während der Blattflächenentwicklung der Laubblätter herrschten wüchsige Witterungsbedingungen, die allgemein zu einem schnellen Wachstum und damit zu einer geringen Wachsdeposition je Blattflächeneinheit führen (JUNIPER, 1960). Auch die hohen Niederschlägen zwei Tage vor der Applikation könnten einen unterschiedlichen Verlust an epicuticulären Wachsen in Abhängigkeit von deren Zusammensetzung und Struktur begünstigt haben (BAKER UND HUNT, 1986).

Anzunehmen ist auch, dass die starken Herbizidschäden im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) maßgeblich auf den Witterungsverlauf vor und nach der Applikation am 9. Mai zurückgeführt werden können. Besonders die sehr geringen Werte der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fmrel) einen Tag nach der Applikation weisen auf eine schnelle Aufnahme der PSII-Inhibitoren hin. Als ursächlich dafür können einerseits die leichten Niederschläge in der vorhergehenden Nacht und die daraus resultierende Erosion der Wachsschicht (BAKER UND HUNT, 1986), andererseits die zum Zeitpunkt der Applikation noch bestehende leichte Blattnässe (THOMPSON ET AL., 1970) angenommen werden. Die hohe Absorption konnte besonders innerhalb der ersten Tage nicht vollständig durch eine höhere Metabolisierung kompensiert werden, auch da die Nachttemperaturen oft unter 10 °C lagen. Bei Tageshöchsttemperaturen von 18-19 °C und einer vergleichsweise hohen Strahlungsintensität im gleichen Zeitraum wurden auch in früheren Untersuchungen stärkere Wachstumsdepressionen und Herbizidschäden beobachtet (ARNDT ET AL., 1970; BETHLENFALVAY UND NORRIS, 1975). Die stärkere Stressreaktion auf PSII-Inhibitoren bei höherer Strahlungsintensität liegt in dem Zusammenhang zwischen Lichtabsorption und Photooxidation begründet. Der Vergleich zwischen der Stressreaktion der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fmrei) nach der ersten und dieser Herbizidapplikation legt nahe, dass für die Entstehung von visuellen Symptomen mindestens zwei Bedingungen erfüllt sein müssen: Eine höhere Absorption als Metabolisierung der PSII-Inhibitoren und eine hohe photosynthetische Aktivität. Die unter diesen Bedingungen entstehenden Schäden am Photosystem können dann nicht mehr kompensiert werden.

Nach keiner der drei Herbizidapplikationen konnte ein Zusammenhang zum Niederschlag ermittelt werden, obwohl dieser besonders für einige Bodenwirkstoffe anzunehmen gewesen wäre (DAWSON, 1971; BOLLMAN UND SPRAGUE, 2009). Dieser Umstand ist allerdings auch der Versuchsdurchführung geschuldet, bei der nur selten Unterschiede in der Bodenfeuchte auftraten.

6.4 Konsequenzen für die Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben

Bereits die einmalige Applikation einer praxisüblichen Standardmischung aus Goltix und Betanal führte innerhalb dieser Untersuchung zu Wachstumsreduktionen von 19-29% nach 9-19 Tagen. Auch die alternativ eingesetzte Mischung aus Goltix, Powertwin und Öl reduzierte den Gesamtwachstumsindex (GWI_{BDF}) um 20-32%. Herbizidmischungen aus mehr als drei Produkten führten zu Wachstumsreduktionen von bis zu 45%. Wie hoch die aus der Herbizidapplikation resultierenden Ertragsverluste innerhalb dieser Untersuchung gewesen wären, ließ sich nur schwer abschätzen, da sowohl die Sortenwahl, als auch der Witterungsverlauf bis zur Ernte einen großen Einfluss auf die Ertragsbildung der Zuckerrübe haben. Wachstumsreduktionen von 10-25% nach 15 Tagen nach der letzten Applikation führten in Untersuchungen von STARKE UND RENNER (1996) zu Ertragsverlusten von 5-9%, während SMITH UND SCHWEIZER (1983) selbst bei Gesamttrockenmasseverlusten von bis zu 50% nach zwei Wochen nach der Applikation nur Ertragsverluste von 1-10% feststellen konnten. WILSON (1999) ermittelte bereits bei Herbizidschäden von nur 3-8% einen 6-10% geringeren Zuckerertrag. Ausgehend davon wäre bei dieser Untersuchung bereits nach einmaliger Applikation einer praxisüblichen Standardmischung ein Ertragsverlust zu erwarten gewesen. Dieser wäre bei einer praxisüblichen Spritzfolge aus drei bis vier Applikationen wahrscheinlich noch deutlich stärker ausgefallen. Die Untersuchungen von NORRIS (1991), BEIBNER UND BÜTTNER (2000) sowie DALE UND RENNER (2005) bestätigen, dass mit steigender Anzahl an Applikationen und bei einer höheren Gesamtaufwandmenge an Herbizidprodukten auch ein höherer Ertragsverlust auftreten kann. Demgegenüber muss allerdings auch festgestellt werden, dass zumindest zwei der drei Applikationen unter Bedingungen erfolgten, bei denen in der landwirtschaftlichen Praxis wahrscheinlich keine Applikation vorgenommen worden wäre.

Bei den untersuchten Herbiziden und Herbizidmischungen konnten signifikante Unterschiede in der Stresswirkung ermittelt werden, als deren Ursache nicht nur die einzelnen Wirkstoffe, sondern auch die Formulierung und Wechselwirkungen zwischen den Produkten angenommen werden können. Aufgrund der Ergebnisse dieser Untersuchung wäre zu erwarten, dass eine Unkrautbekämpfung mit höheren Anteilen an Goltix und Rebell zu einer Abnahme von Herbizidstress gegenüber einer auf blattaktiven Produkten wie Betanal oder Powertwin basierenden Herbizidstrategie führen könnte. Die unterschiedliche Stressreaktion auf praxisüblichen Herbizidmischungen aus Goltix und Betanal oder Goltix, Powertwin und Öl weist auf den besonderen Einfluss der Formulierung und der Zugabe von Öl auf die Stresswirkung hin (MüLLER ET AL., 2002). Da in der landwirtschaftlichen Praxis die Ölmenge an den Witterungsverlauf angepasst wird, ließ sich aus den Ergebnissen dieser Untersuchung aber nicht ableiten, welche der beiden Herbizidmischungen grundsätzlich zu einer stärkeren Stressreaktion führt. Auch die Stresswirkung einer entsprechenden EC-Formulierung von Betanal müsste erst noch untersucht werden. Dass die Zugabe von weiteren Produkten zu einer Standardmischung aus Goltix und Betanal zu einer höheren Stressreaktion führt, wurde auch in der Praxis beobachtet und gilt als allgemein bekannt. Bei Herbizidmischungen mit hohem Gehalt an Phenmedipham, Desmedipham und Chloridazon oder EC-Formulierungshilfsstoffen wären daher geringere Aufwandmengen erforderlich, um die Stressreaktion der Zuckerrüben auf dem Niveau einer Standardmischung zu halten.

Das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben scheint gegenüber dem Witterungsverlauf vor und nach der Applikation von geringerer Bedeutung für den Herbizidstress in Zuckerrüben. Darauf weisen bereits frühere Untersuchungen hin (WINTER UND WIESE, 1978; ENTZ, 1983; WILSON, 1995). Die nach Stand des Wissens angenommenen Ursachen für die hohe Stresswirkung, insbesondere die langsame Metabolisierung bei Frost und geringen Temperaturen (OLSON ET AL., 2000), die schnelle Wirkstoffaufnahme bei schwach entwickelter Wachsschicht (BAKER UND HUNT, 1986) und die starke Stressreaktion bei hoher Strahlungsintensität (BETHLENFALVAY UND NORRIS, 1975), sind in der Praxis bekannt (SANDER, 2013). Herbizidmaßnahmen werden daher bevorzugt unter günstigeren Witterungsbedingungen durchgeführt. Die Ergebnisse dieser Untersuchung weisen erneut darauf hin, dass jüngere Zuckerrübenblätter empfindlicher gegenüber Herbiziden sind als ältere. Besonders den daraus resultierenden empfindlichen Phasen in der Entwicklung der Zuckerrübe (BEE ET AL., 1995) müsste gegebenenfalls mehr Beachtung geschenkt werden, um die von einer Herbizidapplikation ausgehende Stressbelastung weiter zu reduzieren.

Den zu erwartenden Ertragsverlusten durch Herbizidstress müssen die hohen potentiellen Verluste einer unzureichenden Unkrautbekämpfung entgegengestellt werden. Diese umfassen neben dem direkten Einfluss der Unkrautkonkurrenz auf den Ertrag (VAN HEEMST, 1985) auch die sonstigen Auswirkungen einer Restverunkrautung, einschließlich der Beeinträchtigung der Ernte und der Anreicherung des Bodensamenvorrats (HABERLAND, 1994). Daher lässt sich Herbizidstress in Zuckerrüben grundsätzlich nur in dem Maße vermeiden, in dem eine ausreichende Bekämpfungsleistung erhalten bleibt. Die Wirkung gegen Unkräuter wurde innerhalb dieser Untersuchung nicht erfasst. ABDOLLAHI UND GHADIRI (2004) geben an, dass Herbizidmischungen mit der höchsten Bekämpfungsleistung auch zu den größten Herbizidschäden führen. WILSON (1994) und SIMETH (2014) konnten hingegen zeigen, dass die erforderliche Bekämpfungsleistung auch mit Herbizidstrategien erreicht werden kann, die nur zu einer schwachen Stressreaktion der Zuckerrüben führen. Bei der gleichzeitigen Bekämpfung von Problemunkräutern sind die Möglichkeiten zur Anpassung der Herbizidmischung aber deutlich begrenzt (STARKE UND RENNER, 1996).

Aus den Untersuchungen zum Herbizidstress ging hervor, dass bereits die einmalige Applikation einer praxisüblichen Herbizidmischung zu einem Entwicklungsrückstand der Kultur führen kann, der zumindest innerhalb von 9-19 Tagen nach der Applikation eher weiter anstieg als wieder abnahm. WILSON (1999) und KOBUSCH (2003) ermittelten, dass eine vollständige Regeneration des oberirdischen Wachstumsrückstands frühestens nach acht Wochen und möglicherweise nicht bis zur Ernte zu erwarten gewesen wäre. Durch den späteren Bestandesschluss (BBCH 39) und die bis dahin geringere Konkurrenzkraft der Zuckerrübe (DAWSON, 1977) würde die Stressreaktion auf Herbizide somit auch zu einer längeren kritischen Periode der Unkrautbekämpfung führen. Um einen auf diese Weise geschwächten Kulturpflanzenbestand dauerhaft unkrautfrei zu halten, wären vermutlich zusätzliche Bekämpfungsmaßnahmen erforderlich (KOBUSCH, 2003; WILSON UND SBATELLA, 2011). Der über das zur Unkrautbekämpfung zwingend erforderliche Maß hinausgehende Einsatz von Herbiziden innerhalb der ersten zwei bis drei Applikationen könnte unter ungünstigen Bedingungen eine weitere Herbizidmaßnahme erforderlich machen und auf diese Weise die Bekämpfungskosten und auch den Herbizidstress zusätzlich erhöhen. Die generelle Problematik bei der Unkrautbekämpfung in Zuckerüben besteht darin, dass die Abschätzung der Bekämpfungsleistung einer Herbizidmaßnahme vor der Applikation trotz langjähriger Erfahrungen und Untersuchungen weiterhin sehr schwierig ist. GEROWITT (2002) konnte zwischen der erwarteten Bekämpfungsleistung einer Herbizidmaßnahme und der tatsächlichen Wirkung nur eine geringe Korrelation feststellen (R² < 0,10). Besonders der Zusammenhang zum Witterungsverlauf, der gleichzeitig auch die Stressreaktion der Kulturpflanzen beeinflusst, ist außerordentlich komplex. Reduzierungen der Aufwandmenge beziehungsweise des Behandlungsindex sind daher in der landwirtschaftlichen Praxis mit dem hohen Risiko einer unzureichenden Unkrautbekämpfung verbunden. Insgesamt kann davon ausgegangen werden, dass oft höhere Aufwandmengen eingesetzt werden als erforderlich, um eine maximale Wirkungssicherheit bei der Unkrautbekämpfung zu haben (WOSSINK ET AL., 1997; BRUNS ET AL., 2008). Wie die durchgeführten Untersuchungen zeigen führen höhere Gesamtaufwandmengen an Herbiziden fast zwangsläufig zu einer höheren Stressreaktion der Zuckerrüben.

Daraus folgt, dass Unkrautbekämpfungsmaßnahmen so ausgelegt werden müssten, dass eine möglichst vollständige Ausschaltung der Unkrautkonkurrenz bei nur geringer Stressreaktion der Kulturpflanze realisiert wird. Die aus pflanzenbaulicher Sicht optimale Herbizidstrategie ist die mit der höchsten Selektivität. Da sowohl die Bekämpfungsleistung als auch die Stresswirkung einer Herbizidmaßnahme durch eine Vielzahl an Applikations- und Umweltfaktoren beeinflusst werden, ist eine Prognose der Selektivität aber noch schwieriger als die alleinige Bewertung der Unkrautwirkung oder Kulturverträglichkeit. Mit den vorgestellten optischen Sensoren ergibt sich die Möglichkeit, auch in den Ringversuchen der Pflanzenschutzmittelhersteller und Zuckerrübenanbauerverbände und bei anderen Feldversuchen eine schnelle und objektive Bestimmung der Stressreaktion vorzunehmen. Die fortlaufende Erhebung und Auswertung von Daten zur Bekämpfungsleistung, zum Herbizidstress und zu den Applikations- und Umweltfaktoren könnte dazu beitragen, den Wissenstand zur chemischen Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben zu erweitern. Damit ließen sich sowohl die Prognosemodelle von Expertenprogrammen (PRILLWITZ ET AL., 2000) als auch die grundsätzlichen Empfehlungen zum Herbizideinsatz verbessern.

Abschließend muss festgehalten werden, dass auch verschiedene Maßnahmen des integrierten Pflanzenschutzes zur Vermeidung von Herbizidstress in Zuckerrüben beitragen können. Dazu zählen an erster Stelle vorbeugende Maßnahmen zur Reduzierung des Unkrautdrucks innerhalb der Fruchtfolge, einschließlich der konsequenten Bekämpfung von Problemunkräutern. Wie aus den Untersuchungen hervorgeht, führt besonders der Einsatz von Herbizidmischungen aus mehreren Produkten zu einem Anstieg der Stressreaktion, der auf diese Weise vermieden werden könnte. Langfristig könnten auch neue technische Möglichkeiten der teilflächenspezifischen Unkrautbekämpfung zur Reduzierung von Herbizidstress beitragen. Damit ließen sich überflüssige Applikationen von einzelnen Produkten, die in der Mischung zur Stressreaktion beitragen, auf das zwingend erforderliche Maß reduzieren (GERHARDS UND CHRISTENSEN, 2003). Maßgebend für den Gesamterfolg einer Unkrautbekämpfungsstrategie ist auch weiterhin der Landwirt, dessen langjährige Erfahrung für einen optimalen Herbizideinsatz mit hoher Bekämpfungsleistung und geringer Stressreaktion der Zuckerrüben von entscheidender Bedeutung ist.

7 Schlussfolgerungen

Mit allen drei verwendeten optischen Sensoren ist es möglich starken durch PSII-Inhibitoren verursachten Herbizidstress in Zuckerrüben zu erfassen. Bereits anhand von Aufnahmen mit einer handelsüblichen Digitalkamera und nachfolgender Bildanalyse lässt sich die Blattdeckungsfläche bestimmen und die Stressreaktion quantifizieren. Durch die Berechnung eines Wachstumsindex kann die Blattflächenentwicklung von Versuchspflanzen mit unterschiedlichem Entwicklungsstand verglichen werden. Dazu ist es erforderlich die gleichen Versuchspflanzen wiederholt zu messen. Die Bestimmung der Blattform liefert Informationen zur Entwicklungsgeschwindigkeit der Pflanzen. Anhand der Farbwertanteile lassen sich herbizidbedingte Unterschiede in der Blattfärbung ermitteln. Auch die Stressreaktion auf Herbizide, die nicht direkt auf die Photosynthese wirken, kann anhand von Bildaufnahmen erfasst werden. Mit dem FORCE-A MULTIPLEX® Fluorometer können starke photochemische Stressreaktionen innerhalb von ein bis zwei Tagen nach der Applikation qualitativ bestimmt werden. Die Werte der Rot- oder Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung mit Rot- oder Grünlicht nehmen unter dem Einfluss von Herbiziden zu. Keiner der untersuchten Fluoreszenzindizes ist gegenüber dem Entwicklungsstand der Pflanze stabil. Da die photochemische Stressreaktion messtechnisch bedingt mit zunehmender Wachstumsdepression unterschätzt wird, nimmt die Aussagekraft der Messungen mit zunehmendem Abstand zur Applikation stark ab. Mit der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera können anhand der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) selbst schwache photochemische Stressreaktionen qualitativ und quantitativ erfasst werden. Da dieser Wert unabhängig vom Entwicklungsstadium der Pflanzen ist, ermöglichen wiederholte Messungen eine differenzierte Beschreibung des Stressverlaufs nach einer Herbizidapplikation. Bei Zuckerrüben wird die stärkste Abnahme von Fv/Fm meist am ersten Tag nach der Applikation ermittelt. Durch die Bildanalyse können auch räumliche Unterschiede in der Stressreaktion zwischen verschiedenen Blättern und innerhalb des Blattes erfasst werden. Für die gleichzeitige Erfassung der Blattdeckungsfläche wäre im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium eine größere Messfläche erforderlich. Pflanzenbaulich betrachtet bestätigen die Untersuchungen, dass die Applikation von Produkten mit Phenmedipham, Desmedipham und Ethofumesat in der entsprechenden Dosierung und Formulierung zu einer stärkeren Stressreaktion führt, als Produkte auf der Basis von Metamitron, Chloridazon und Quinmerac, Triflusulfuron-methyl oder Dimethenamid-P. Bei der Applikation von Herbizidmischungen können additive und synergistische Effekte auftreten, die weiter untersucht werden müssten. Gegenüber der Witterung war das Entwicklungsstadium der Kulturpflanze von geringerer Bedeutung für den Herbizidstress. Niederschläge vor der Applikation und geringe Temperaturen erhöhen die Stressreaktion. Durch eine optimale Abstimmung der Herbizidmischung und des Applikationszeitpunkts auf die Zuckerrübe sowie integrierte Maßnahmen zur Unkrautvermeidung und -bekämpfung ließe sich Herbizidstress reduzieren. Alle vorgestellten Sensoren sind auch für den Einsatz im Feld geeignet. Für einen vollständigen Ersatz der klassischen Methoden zur Stressuntersuchung, insbesondere die Ertragsbestimmung, liegen aber bisher nicht genügend Ergebnisse vor. Nichtdestruktive optische Sensoren bieten eine Möglichkeit, den Einfluss von Herbiziden auf die Stressreaktion in Zuckerrüben in verschiedenen Mischungen, Dosierungen und Formulierungen und unter unterschiedlichen Umweltbedingungen zu bestimmen.

8 Zusammenfassung

Die Ausschaltung der Unkrautkonkurrenz zählt zu den wichtigsten Maßnahmen im Zuckerrübenanbau und ist von entscheidender Bedeutung für die Ertragssicherung (VAN HEEMST, 1985). Die am weitesten verbreitete Strategie zur Unkrautbekämpfung basiert auf der wiederholten Applikation von Herbizidmischungen im Nachauflauf der Kultur und im Keimblattstadium der Unkräuter (MITTLER ET AL., 2002). Aufgrund der eingeschränkten Selektivität der Herbizide wird dabei auch das Wachstum und die Entwicklung der Zuckerrüben beeinträchtigt (WILSON, 1999). Dieser Einfluss ist abhängig von der Herbizidmischung, dem Entwicklungsstadium der Kultur und der Witterung. Die durch Herbizidstress verursachten Ertragsverluste werden auf etwa 5-15% geschätzt (MAY, 2000; KNISS ET AL., 2003). Bisher erfolgt die Bestimmung von Herbizidstress meist anhand der visuellen Bewertung von sichtbaren Wachstumsdepressionen und Herbizidschäden. Diese Methode ist von der subjektiven Einschätzung des Prüfers abhängig (ANDÚJAR ET AL., 2010). Die analytische Bestimmung der Blattfläche oder Trockenmasse erfolgt destruktiv und erfordert einen hohen Aufwand (DALE ET AL., 2005). Durch den Einsatz von optischen Sensoren ist es möglich Stressreaktionen nichtdestruktiv zu bestimmen. Mit diesen Methoden können herbizidbedingte Unterschiede in der Reflexion (DONALD, 1998a; ALI ET AL., 2013), der Fluoreszenz (AHRENS, 1989; HUNSCHE ET AL., 2011) und der Chlorophyllfluoreszenzkinetik (VOSS ET AL., 1984; ABBASPOOR ET AL., 2006) erfasst werden. Methoden der Bildanalyse erlauben eine umfassende Auswertung.

Um die Anwendbarkeit von drei optischen Sensoren zur Untersuchung von Herbizidstress zu bewerten und den Einfluss von praxisüblichen Herbiziden und Herbizidmischungen auf die Stressreaktion der Zuckerrübe zu untersuchen, wurde an der Universität Hohenheim ein Gefäßversuch im Freiland angelegt. Dabei wurden handelsübliche Produkte mit den Wirkstoffen Metamitron, Phenmedipham, Desmedipham, Chloridazon, Ethofumesat, Triflusulfuron-methyl und Dimethenamid-P eingesetzt. Die Applikation der Herbizidprodukte erfolgte einzeln oder als Bestandteil von fünf Herbizidmischungen an insgesamt drei Applikationsterminen im Keimblatt- (BBCH 10), 2-Blatt- (BBCH 12) oder 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben. Die resultierende Stressreaktion wurde mit drei verschiedenen optischen Sensoren verfolgt: Bildaufnahmen einer Digitalkamera (Canon EOS 1000D) mit anschließender Bildanalyse dienten zur Bestimmung der Blattdeckungsfläche, der Blattform und Blattfarbe. Aus den wiederholten Messungen wurde ein Wachstumsindex (Blattdeckungsfläche zum Messtermin / Blattdeckungsfläche vor Applikation) für die Zuckerrübenpflanzen berechnet. Messungen mit einem multispektralen Fluorometer (FORCE-A MULTIPLEX®) dienten zur Bestimmung der Blaugrün-, Rot- und Dunkelrotfluoreszenz nach Anregung in drei verschiedenen Wellenlängenbereichen sowie der Berechnung mehrerer Fluoreszenzindizes. Mit einer tragbaren Chlorophyllfluoreszenzkamera (WALZ IMAGING-PAM) wurde nach der Herbizidapplikation täglich die maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) ermittelt. Darüber hinaus erfolgte eine bildanalytische Auswertung der berechneten Falschfarbenbilder. Vier beziehungsweise zwei Wochen nach der jeweiligen Applikation wurde die Trockenmasse der Versuchspflanzen bestimmt. Der Versuch wurde für alle zehn Herbizidvarianten zuzüglich der Kontrollgruppe und für jeden er drei Applikationstermine mit fünf Mitscherlichgefäßen wiederholt. Jedes der Versuchsgefäße enthielt durchschnittlich vier Zuckerrüben.

Anhand der Bildaufnahmen der Digitalkamera und mit Methoden der Bildanalyse ließ sich die Wachstumsreduktion der Blattdeckungsfläche nach Applikation von Wirkstoffmischungen mit Phenmedipham, Desmedipham und Ethofumesat erfassen. Mit steigendem Gehalt an weiteren Wirkstoffen nahm die Stressreaktion zu. Unterschiede zwischen den Herbizidvarianten wurden bereits wenige Tage nach der Applikation deutlich. Der geringen Abnahme des Wachstums bei einzelnen Wirkstoffen, stand eine Wachstumsreduktion von bis zu 45% nach der Applikation von Herbizidmischungen entgegen. Die Ergebnisse korrelierten mit der Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen. Die in anderen Untersuchungen ermittelte Wiederabnahme des Wachstumsrückstandes (ESHEL ET AL., 1976a; WILSON, 1999) konnte in 9-19 Tagen nicht beobachtet werden. Unterschiede in der Blattform wiesen auf einen Entwicklungsrückstand der herbizidbehandelten Pflanzen hin. Der zeitweise höhere Rotanteil in der Blattfarbe ließ sich auf eine Abnahme des Chlorophyllgehalts zurückführen (MOGHADDAM ET AL., 2011). Mit dem FORCE-A MULTIPLEX® ließ sich zwischen 1-2 Tagen nach der Applikation ein Anstieg der Rot- und Dunkelrotfluoreszenz, nicht aber der Blaugrünfluoreszenz bei Herbizidvarianten mit den oben genannten Wirkstoffen ermittelt. Die in anderen Untersuchungen weiter beschriebene Zunahme des Rot-Dunkelrot-Verhältnisses (LICHTENTHALER ET AL., 1997; HUNSCHE ET AL., 2011) wurde nicht beobachtet. Das Entwicklungsstadium und die Blattdeckungsfläche der Zuckerrüben beeinflussten die Chlorophyllfluoreszenz, sodass trotz großer Unterschiede zur Kontrollgruppe keine Quantifizierung der Stressreaktion zwischen den Herbizidvarianten möglich war. Durch die Messung der maximalen Quanteneffizienz (Fv/Fm) mit der WALZ IMAGING-PAM Chlorophyllfluoreszenzkamera wurden frühere Untersuchungen zum Verlauf der Stressreaktion nach Applikation von PSII-Inhibitoren in Zuckerrüben bestätigt (Voss ET AL., 1984; BEIßNER UND BÜTTNER, 2000). Auf eine starke Abnahme von Fv/Fm innerhalb eines Tages folgte eine Wiederaufnahme der photosynthetischen Effizienz innerhalb von zehn Tagen. Anhand der Intensität und Dauer der Stressreaktion ließen sich quantitative Unterschiede zwischen den verschiedenen Herbizidvarianten mit PSII-Inhibitoren feststellen. Die photochemische Stressreaktion nahm von Produkten mit Metamitron über Chloridazon über Phenmedipham und Desmedipham und bei den Herbizidmischungen mit steigendem Gehalt an PSII-Inhibitoren abhängig von der Formulierung zu. Anhand der Bildanalyse konnte die Translokation der Wirkstoffe in den Blättern beobachtet werden (NEDBAL ET AL., 2000). Die Witterung hatte eine größere Bedeutung für die Stressreaktion als das Entwicklungsstadium der Zuckerrüben. Berichte von einer stärkeren Stressreaktion nach Niederschlägen und bei geringen Temperaturen (WINTER UND WIESE, 1978; RICE ET AL., 2002) wurden innerhalb dieser Untersuchung bestätigt. Unterschiede in der Stressreaktion zwischen Keim- und Laubblättern ließen sich durch eine höhere Wirkstoffaufnahme in jüngeren Blättern erklären (DUNCAN ET AL., 1981).

Der Einfluss von anderen Herbiziden, Mischungen, Dosierungen und Formulierungen auf die Stressreaktion in Zuckerrüben muss in weiteren Untersuchungen geklärt werden. Der komplexe Zusammenhang zwischen Entwicklungsstadium, Witterung und Herbizidstress ließe sich anhand von systematischen Feldversuchen erfassen. Zur Bestimmung der Stressreaktion könnten die vorgestellten optischen Sensoren mit unterschiedlichen Vor- und Nachteilen eingesetzt werden.

Schlüsselwörter: Zuckerrübe, Herbizidstress, Sensor, Bildanalyse, Chlorophyllfluoreszenz

9 Summary

Controlling weeds is one of the most important aspects of sugar beet production. Competition between sugar beets and weeds can result in significant yield losses (VAN HEEMST, 1985). Weed management is based on the repeated use of herbicide mixtures after crop emergence (MITTLER ET AL., 2002). Due to the limited selectivity of active ingredients, herbicide treatments not only control the weeds but will reduce the growth of sugar beets also (WILSON, 1999). Important factors influencing the growth depression are herbicide mixture, development stage and weather conditions before and after treatment. Yield losses due to herbicide stress are expected to range between 5-15% (MAY, 2000; KNISS ET AL., 2003). So far evaluation of sugar beet injury following herbicide application is based on visual observation of growth reduction and leaf symptoms. This method is dependent on individual estimations, which can lead to false results (ANDÚJAR ET AL., 2010). Determining the total leaf area or dry matter unavoidably destroys the plant and is expensive in labor as well (DALE ET AL., 2005). Using optical sensors is a nondestructive method to assess stress symptoms in plants. These sensors are capable to detect changes in reflection (DONALD, 1998a; ALI ET AL., 2013), leaf fluorescence (AHRENS, 1989; HUNSCHE ET AL., 2011) or chlorophyll fluorescence kinetics (VOSS ET AL., 1984; ABBASPOOR ET AL., 2006) induced by herbicides. Moreover some of the sensors offer the possibility for further image analysis

To evaluate the applicability of three optical sensor technologies for assessing herbicide stress and to measure the influence of different herbicides and herbicide mixtures on stress reaction of sugar beets, a pot experiment was performed at the University of Hohenheim, Germany. Sugar beets were grown under natural light and temperature conditions and treated with the active ingredients metamitron, phenmedipham, desmedipham, ethofumesate, triflusulfuron*methyl* and *dimethenamid-P* in their commercially available formulation and practical dosage. In total five single herbicides as well as five different herbicide mixtures were applied at one out of three application dates. These dates coincided with the cotyledon stage (EC 10), the two-leaf stage (EC 12) and the four- to six-leaf stage (EC 14/16) of sugar beets. Stress reactions on herbicide treatments were monitored with three different optical sensors: Images of a digital camera (Canon EOS 1000D) were used for image analysis of leaf coverage area, plant shape and leaf color. Measurements were performed about every second day and a growth index for all plants had been calculated (actual leaf coverage area / initial leaf coverage area before the treatment). A multispectral fluorometer (FORCE-A MULTIPLEX®) was used with a comparable measurement interval to detect the blue-green fluorescence, red fluorescence and far-red fluorescence after excitation in different wavelengths. Based on these values additional fluorescence indices were calculated. A portable imaging sensor of chlorophyll fluorescence kinetics (WALZ IMAGING PAM) was used on a daily basis to determine changes in the maximum quantum efficacy (Fv/Fm) induced by herbicide treatments. Additional image analysis were performed on the depicted false color images of maximum quantum efficacy. Four respectively two weeks after the treatment sugar beets were harvested for dry matter analysis. For each of the ten herbicide treatments plus two untreated control groups and for each of the three application dates five Mitscherlich pots were used for replication. Each pot had about four sugar beet plants.

Based on digital imaging and further image analysis it was possible to measure the leaf coverage area and determine growth depressions induced by herbicide treatments containing mixtures of the active ingredients *phenmedipham*, *desmedipham* and *ethofumesate*. Herbicide mixtures with more active ingredients increased the stress reaction of sugar beets. Differentiation between untreated plants and sugar beets treated with different herbicides or mixtures was possible only a few days after application. Treatments with single active ingredients resulted in only slight growth depressions, while growth reductions observed with herbicide mixtures was up to 45%. Results were correlated with dry matter. Recovery from growth depression was not observed within the measurement period, but has been described for later development (ESHEL ET AL., 1976a; WILSON, 1999). Changes in plant shape parameters indicated a delayed development of herbicide treated compared to untreated plants. Higher red content of leaf color was attributed to a relative loss of chlorophyll (MOGHADDAM ET AL., 2011). Measurements with the FORCE-A MULTIPLEX® fluorometer detected an increase in red and far-red fluorescence but not blue-green fluorescence within 1-2 days after treatments with the aforementioned mixture of active ingredients. About the same trends were found at all application dates. The previously reported rise in the red-to-far-red fluorescence ratio was not observed (LICHTENTHALER ET AL., 1997; HUNSCHE ET AL., 2011). Most of the fluorescence values were highly affected by growth stage and leaf area of sugar beets. Thus, although differences between treated and untreated plants were strong, it was not possible to discriminate between stress reactions on different herbicide treatments. Based on the maximum quantum efficacy (Fv/Fm) measured with the WALZ IMAGING-PAM chlorophyll fluorescence sensor previous studies, describing the time COURSE OF STRESS REACTION ON APPLICATION OF PSII-INHIBITORS IN SUGAR BEES (VOSS ET AL., 1984; BEIBNER UND BÜTTNER, 2000) were confirmed. After a strong decrease of Fv/Fm within one day, recovery to the initial value was observed within ten days. Quantification of herbicide stress induced by PSII-inhibitors was possible due to different intensities and durations of the stress reaction. Photochemical stress response to treatments with metamitron or chloridazon was lower than with products containing phenmedipham or desmedipham. Stress reaction on herbicide mixtures not only depended on content of PSII-inhibitors but also on formulation. Using additional image analysis it was possible to observe the translocation of herbicides in the leaf (NEDBALETAL, 2000). Weather conditions were more important than the sugar beet development stage considering the stress reaction. Observations from previous studies, indicating an increase in herbicide stress after precipitation and at low temperatures (WINTER UND WIESE, 1978; RICE ET AL., 2002), were also confirmed in this study. Differences in stress reactions of cotyledons and first true leaves can be explained by a higher uptake of herbicides in young tissues (DUNCAN ET AL., 1981).

The influence of other herbicides, mixtures, dosages and formulations on herbicide stress in sugar beets has to be further investigated. Moreover the complex interrelations between sugar beet development stage, weather conditions and stress reaction could only be investigated in systematic field trials. For the measurement of stress reactions on herbicides the described optical sensors and methods can be used, each having different advantages and disadvantages.

Keywords: sugar beet, herbicide stress, sensor, image analysis, chlorophyll fluorescence

Literaturverzeichnis

ABBASPOOR, M. UND STREIBIG, J. C. (2007): Monitoring the efficacy and metabolism of phenylcarbamates in sugar beet and black nightshade by chlorophyll fluorescence parameters. *Pest Management Science* 63(6): 576-585.

ABBASPOOR, M.; TEICHER, H. B. UND STREIBIG, J. C. (2006): The effect of root-absorbed PSII inhibitors on Kautsky curve parameters in sugar beet. *Weed Research* 46(3): 226-235.

ABDOLLAHI, F. UND GHADIRI, H. (2004): Effect of separate and combined applications of herbicides on weed control and yield of sugar beet. *Weed Technology* 18(4): 968-976.

AHRENS, W. H. (1989): Uptake and action of metribuzin in soybeans (*Glycine max*) and two weed species as monitored by chlorophyll fluorescence. *Weed Science* 37(5): 631-638.

ALI, A.; STREIBIG, J. C.; DUUS, J. UND ANDREASEN, C. (2013): Use of image analysis to assess color response on plants caused by herbicide application. *Weed Technology* 27(3): 604-611.

ANDÚJAR, D.; RIBEIRO, A.; CARMONA, R.; FERNANDEZ-QUINTANILLA, C. UND DORADO, J. (2010): An assessment of the accuracy and consistency of human perception of weed cover. *Weed Research* 50(6): 638-647.

ANONYM (2014a): Rename Master. Version 3.11. Online verfügbar unter www.joejoesoft.com.

ANONYM (2014b): snapsaver. Version 1.7. Online verfügbar unter www.noten-checker.de.

APER, J.; MECHANT, E.; RUBIN, B.; HEYERICK, A.; CALLEBAUT, G.; MANGELINCKX, S. ET AL. (2012): Absorption, translocation and metabolism of metamitron in *Chenopodium album*. *Pest Management Science* 68(2): 209-216.

ARNDT, F. UND KÖTTER, C. (1968): Zur Selektivität von Phenmedipham als Nachauflaufherbizid in Beta-Rüben. *Weed Research* 8: 259-271.

ARNDT, F.; RUSH, R.; LENZNER, H. UND GIERKE, K. V. (1970): Die Beeinflussung der Selektivität von Phenmedipham durch verschiedene Faktoren. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft V: 89-93.

ÅSTRAND, B. UND BAERVELDT, A.-J. (2002): An agricultural mobile robot with vision-based perception for mechanical weed control. *Autonomous Robots* 13(1): 21-35.

AUGUIE, B. (2012): gridExtra - functions in grid graphics. R package version 0.9.1. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=gridExtra.

BABANI, F. UND LICHTENTHALER, H. K. (1996): Light-induced and age-dependent development of chloroplasts in etiolated barley leaves as visualized by determination of photosynthetic pigments, CO₂ assimilation rates and different kinds of chlorophyll Fluorescence Ratios. *Journal of Plant Physiology* 148(5): 555-566.

BAKER, E. A. UND HUNT, G. M. (1981): Developmental changes in leaf epicuticular waxes in relation to foliar penetration. *New Phytologist* 88(4): 731-747.

BAKER, E. A. UND HUNT, G. M. (1986): Erosion of waxes from leaf surfaces by simulated rain. *New Phytologist* 102(1): 161-173.

BAKER, N. R. (2008): Chlorophyll fluorescence: a probe of photosynthesis in vivo. *Annual Review* of *Plant Biology* 59: 89-113.

BARBAGALLO, R. P.; OXBOROUGH, K.; PALLETT, K. E. UND BAKER, N. R. (2003): Rapid, noninvasive screening for perturbations of metabolism and plant growth using chlorophyll fluorescence imaging. *Plant Physiology* 132(2): 485-493.

BARRY, P.; YOUNG, ANDREW, J. UND BRITTON, G. (1990): Photodestruction of pigments in higher plants by herbicide action. *Journal of Experimental Botany* 41(223): 123-129.

BASI, S.; NOGA, G. UND HUNSCHE, M. (2013): Relevance of the deposit structure for the uptake and bio-efficacy of diquat, as monitored by the spatially resolved chlorophyll fluorescence. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 107(2): 218-225.

BAURIEGEL, E. UND HERPPICH, W. (2014): Hyperspectral and chlorophyll fluorescence imaging for early detection of plant diseases, with special reference to *Fusarium* spec. infections on wheat. *Agriculture* 4(1): 32-57.

BEE, P. N.; HOPKINSON, S. T. UND JARVIS, P. J. (1995): Investigation into using crop growth stage to achive broad-leaved weed control in sugar beet. In: *Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference - Weeds.* Brighton (UK). 20. - 23. November 1995: 86-870.

BEIBNER, L. UND BÜTTNER, G. (2000): Herbizidstress bei Zuckerrüben: Physiologie, Symptomatik und Schadrelevanz. In: *Proceedings of the 63rd IIRB Congress*. Interlaken (CH). 9. - 10. Februar 2000: 149-161.

BETHLENFALVAY, G. UND NORRIS, R. F. (1975): Phytotoxic action of desmedipham: Influence of temperature and light intensity. *Weed Science* 23(6): 499-503.

BETHLENFALVAY, G. UND NORRIS, R. F. (1977): Desmedipham phytotoxicity to sugarbeets (*Beta vulgaris*) under constant versus variable light, temperature, and moisture conditions. *Weed Science* 25(5): 407-411.

BOIFFIN, J.; DÜRR, C.; FLEURY, A.; MARIN-LAFLÈCHE, A. UND MAILLET, I. (1992): Analysis of the variability of sugar beet (*Beta vulgaris* L) growth during the early stages. I. Influence of various conditions on crop establishment. *Agronomie* 12(7): 515-525.

BOLHÀR-NORDENKAMPF, H. R.; LONG, S. P.; BAKER, N. R.; ÖQUIST, G.; SCHREIBER, U. UND LECHNER, E. G. (**1989):** Chlorophyll fluorescence as a probe of the photosynthetic competence of leaves in the field: a review of current instrumentation. *Functional Ecology* 3(4): 497-514.

BOLLMAN, S. L. UND SPRAGUE, C. L. (2007): Optimizing s-metolachlor and dimethenamid-P in sugarbeet microrate treatments. *Weed Technology* 21(4): 1054-1063.

BOLLMAN, S. L. UND SPRAGUE, C. L. (2008): Tolerance of 12 sugarbeet varieties to applications of smetolachlor and dimethenamid-P. *Weed Technology* 22(4): 699-706.

BOLLMAN, S. L. UND SPRAGUE, C. L. (2009): Effect of tillage and soil-applied herbicides with microrate herbicide programs on weed control and sugarbeet growth. *Weed Technology* 23(2): 264-269.

BOLLMAN, S. L.; SPRAGUE, C. L. UND PENNER, D. (2008): Physiological basis for tolerance of sugarbeet varieties to s-metolachlor and dimethenamid-P. *Weed Science* 56(1): 18-25.

BRÄUTIGAM, H. (1998) : Untersuchungen zur Konkurrenz zwischen Unkraut und Zuckerrüben - Auftreten, Ursachen und Konsequenzen für die Unkrautregulierung. Dissertation. Georg-August-Universität, Göttingen (DE).

BREEZE, V. G. (1988): Methods to investigate sub-lethal effects of herbicides on plant species. In: Greaves, M. P.; Smith, B. D. und Greig-Smith, P. W. (Hg.): *Field methods for the study of environmental effects of pesticides*. London (UK). BCPC: 255-264.

BRUNS, C.; LADEWIG, E. UND MÄRLÄNDER, B. (2008): Strategien zur Reduktion des Herbizideinsatzes im Zuckerrübenanbau. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XXI: 479-482.

BUSCHMANN, C. UND LICHTENTHALER, H. K. (1998): Principles and characteristics of multi-colour fluorescence imaging of plants. *Journal of Plant Physiology* 152(2): 297-314.

CANTY, A. UND RIPLEY, B. D. (2014): boot - Bootstrap R (S-Plus) functions. R package version 1.3-11.

CARTER, G. A. (1993): Responses of leaf spectral reflectance to plant stress. *American Journal of Botany* 80(3): 239-243.

CEROVIC, Z. G.; GOULAS, Y.; GORBUNOV, M.; BRIANTAIS, J.-M.; CAMENEN, L. UND MOYA, I. (1996): Fluorosensing of water stress in plants: Diurnal changes of the mean lifetime and yield of chlorophyll fluorescence, measured simultaneously and at distance with a τ-LIDAR and a modified PAM-fluorimeter, in maize, sugar beet, and kalanchoë. *Remote Sensing of Environment* 58(3): 311-321.

CEROVIC, Z. G.; MOISE, N.; AGATI, G.; LATOUCHE, G.; BEN GHOZLEN, N. UND MEYER, S. (2008): New portable optical sensors for the assessment of winegrape phenolic maturity based on berry fluorescence. *Journal of Food Composition and Analysis* 21(8): 650-654.

CEROVIC, Z. G.; OUNIS, A.; CARTELAT, A.; LATOUCHE, G.; GOULAS, Y.; MEYER, S. UND MOYA, I. (2002): The use of chlorophyll fluorescence excitation spectra for the non-destructive in situ assessment of UV-absorbing compounds in leaves. *Plant, Cell and Environment* 25(12): 1663-1676.

CHAERLE, L.; HAGENBEEK, D.; BRUYNE, E. DE; VALCKE, R. UND VAN DER STRAETEN, D. (2004): Thermal and chlorophyll-fluorescence imaging distinguish plant-pathogen interactions at an early stage. *Plant and Cell Physiology* 45(7): 887-896.

CHAERLE, L.; HULSEN, K.; HERMANS, C.; STRASSER, R. J.; VALCKE, R.; HÖFTE, M. UND VAN DER STRAETEN, D. (2003): Robotized time-lapse imaging to assess in-planta uptake of phenylurea herbicides and their microbial degradation. *Physiologia Plantarum* 118(4): 613-619.

CHAERLE, L.; LENK, S.; LEINONEN, I.; JONES, H. G.; VAN DER STRAETEN, D. UND BUSCHMANN, C. (2009): Multi-sensor plant imaging: Towards the development of a stress-catalogue. *Biotechnology Journal* 4(8): 1152-1167.

CHIN, M. L.; EDINGTON, L. V.; BRUIN, G. C. A. UND REINBERGS, E. (1975): Influence of Formulation on Efficacy of three systemic fungicides for control of oat leaf rust. *Canadian Journal of Plant Science* 55(4): 911-917.

CLARK, J.; ORTEGO, L. S. UND FAIRBROTHER, A. (2004): Sources of variability in plant toxicity testing. *Chemosphere* 57(11): 1599-1612.

COBB, A. H. UND READE, J. (2010): *Herbicides and plant physiology, 2. Aufl.* Chichester (UK). Wiley-Blackwell.

COLBY, S. R. (1967): Calculating synergistic and antagonistic responses of herbicide combinations. *Weeds* 15(1): 20-22.

DALE, T. M. UND RENNER, K. A. (2005): Timing of postemergence micro-rate applications based on growing degree days in sugarbeet. *Journal of Sugar Beet Research* 42(3-4): 87-100.

DALE, T. M.; RENNER, K. A. UND MCGRATH, J. M. (2005): Response of sugarbeet (*Beta vulgaris*) varieties and populations to postemergence herbicide treatments. *Journal of Sugar Beet Research* 42(3-4): 119-126.

DAVIES, H. M.; MERYDITH, A.; MENDE-MUELLER, L. UND AAPOLA, A. (1990): Metabolic detoxification of phenmedipham in leaf tissue of tolerant and susceptible species. *Weed Science* 38(3): 206-214.

DAWSON, J. H. (1971): Response of sugarbeets and weeds to cycloate, propachlor, and pyrazon. *Weed Science* 19(2): 162-165.

DAWSON, J. H. (1975): Cycloate and phenmedipham as complementary treatments in sugarbeets. *Weed Science* 23(6): 478-485.

DAWSON, J. H. (1977): Competition of late-emerging weeds with sugarbeets. *Weed Science* 25(2): 168-170.

DAYAN, F. E. UND ZACCARO, M. L. D. M. (2012): Chlorophyll fluorescence as a marker for herbicide mechanisms of action. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 102(3): 189-197.

DE CONINCK, B. M. A.; AMAND, O.; DELAURÉ, S. L.; LUCAS, S.; HIAS, N.; WEYENS, G. ET AL. (2012): The use of digital image analysis and real-time PCR fine-tunes bioassays for quantification of Cercospora leaf spot disease in sugar beet breeding. *Plant Pathology* 61(1): 76-84.

DE RUITER, H.; VAN DER SCHOOR, R. UND JALINK, H. (2005): Fluorescence imaging for investigating the efficiency of formulations, adjuvants and application systems. *Journal of ASTM International* 4(9): JAI 100880.

DENISON, R. F. UND RUSSOTTI, R. (1997): Field estimates of leaf area index using laser-induced chlorophyll fluorescence. *Field Crops Research* 52(1): 143-149.

DICKSON, M. A.; BAUSCH, W. C. UND HOWARTH, M. SCOTT (1995): Classification of a broadleaf weed, a grassy weed, and corn using image processing techniques. In: *Proceedings of SPIE 2345 - Optics in Agriculture, Forestry, and Biological Processing.* Boston (US). 6. Januar 1995: 297-305.

DONALD, W. W. (1998a): Estimated soybean (*Glycine max*) yield loss from herbicide damage using ground cover or rated stunting. *Weed Science* 46(4): 454-458.

DONALD, W. W. (1998b): Estimating relative crop yield loss resulting from herbicide damage using crop ground cover or rated stunting, with maize and sethoxydim as a case study. *Weed Research* 38(6): 425-431.

DONATI, A. UND FELL, M. (2014): BELVEDERE[®] Extra - eine neues Hochleistungsherbizid in Rüben. *Julius-Kühn-Archiv* 443: 599-605.

DUNCAN, D. N.; MEGGITT, W. F. UND PENNER, D. (1981): Physiological bases of sugarbeet (*Beta vulgaris*) tolerance to foliar application of ethofumesate. *Weed Science* 29(6): 648-654.

DUNCAN, D. N.; MEGGITT, W. F. UND PENNER, D. (1982a): Basis for increased activity from herbicide combinations with ethofumesate applied on sugarbeet (*Beta vulgaris*). *Weed Science* 30(2): 195-200.

DUNCAN, D. N.; MEGGITT, W. F. UND PENNER, D. (1982b): The basis for selectivity of root-applied ethofumesate in sugarbeet (*Beta vulgaris*) and three weed species. *Weed Science* 30(2): 191-194.

DÜRR, C. UND BOIFFIN, J. (1995): Sugarbeet seedling growth from germination to first leaf stage. *Journal of Agricultural Science* 124: 427-435.

DÜRR, C.; BOIFFIN, J.; FLEURY, A. UND COULOMB, I. (1992): Analysis of the variability of sugar beet (*Beta vulgaris* L) growth during the early stages. II. Factors influencing seedling size in field conditions. *Agronomie* 12(7): 527-535.

EDINGTON, L.; BUCHENAUER, H. UND GROSSMANN, F. (1973): Bioassay and transcuticular movement of systemic fungicides. *Pesticide Science* 4(5): 747-752.

ENTZ, M. (1983): Early, low dosage applications of Betanex. *Sugarbeet Research and Extension Reports* 14: 60-68.

EPPO (2007): Phytotoxicity assessment. EPPO Bulletin 37(1): 4-10.

ESHEL, Y.; SCHWEIZER, E. E. UND ZIMDAHL, R. L. (1976a): Sugarbeet tolerance of post-emergence applications of desmedipham and ethofumesate. *Weed Research* 16(4): 249-254.

ESHEL, Y.; ZIMDAHL, R. L. UND SCHWEIZER, E. E. (1976b): Basis for interactions of ethofumesate and desmedipham on sugarbeets and weeds. *Weed Science* 24(6): 619-626.

FAUST, M.; ALTENBURGER, R.; BACKHAUS, T.; BLANCK, H.; BOEDEKER, W.; GRAMATICA, P. ET AL. (2001): Predicting the joint algal toxicity of multi-component *s*-triazine mixtures at low-effect concentrations of individual toxicants. *Aquatic Toxicology* 56(1): 13-32.

FISHER, S. J.; MAY, M. J. UND DICKINSON, G. (1995): Post-emergence broad-leaved control in sugar beet with triflusulfuron in the UK 1993-1994. In: *Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference - Weeds.* Brighton (UK). 20. - 23. November 1995: 853-858.

FORCE-A (**2014**): *User's Guide Multiplex 3*. Orsay (FR). Online verfügbar unter http://www.forcea.eu/notices/User%20guide%20MULTIPLEX%20RESEARC.pdf.

FOX, J. UND WEISBERG, S. (2011): An R companion to applied regression, 2. Aufl. Thousand Oaks, CA (US). Sage. Online verfügbar unter http://socserv.socsci.mcmaster.ca/jfox/Books/Companion.

FRANK, R. (1967a): Pyrazon, a selective herbicide for sugar beets. Weeds 15(3): 197-201.

FRANK, R. (1967b): Studies on pyrazon under controlled environmental conditions. *Weeds* 15(4): 355-358.

FRANK, R. UND SWITZER, C. M. (1969a): Absorption and translocation of pyrazon by plants. *Weed Science* 17(3): 365-370.

FRANK, R. UND SWITZER, C. M. (1969b): Effects of pyrazon on growth, photosynthesis, and respiration. *Weed Science* 17(3): 344-348.

FUERST, E. P. UND NORMAN, M. A. (1991): Interactions of herbicides with photosynthetic electron transport. *Weed Science* 39(3): 458-464.

GENTY, B.; BRIANTAIS, J.-M. UND BAKER, N. R. (1989): The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. *Biochimica et Biophysica Acta - General Subjects* 990(1): 87-92.

GENZ, A.; BRETZ, F.; MIWA, T.; MI, X.; LEISCH, F.; SCHEIPL, F. UND HOTHORN, T. (2014): *mvtnorm - Multivariate normal and t distributions*. R package version 0.9-9999. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=mvtnorm.

GERHARDS, R. UND CHRISTENSEN, S. (2003): Real-time weed detection, decision making and patch spraying in maize, sugarbeet, winter wheat and winter barley. *Weed Research* 43(6): 385-392.

GEROWITT, B. (2002): Herbizideinsatz in Zuckerrüben - Verunkrautung, Kosten und Wirkung in Versuchen der Landwirtschaftskammer Hannover 1990-1999. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XVIII: 477-484.

GIANNOPOLITIS, C. N. UND STROUTHOPOULOS, T. G. (1979): Herbicide tank-mixing for postemergence weed control in sugar beets. *Weed Research* 19(3): 213-217. **GITELSON, A. A.; BUSCHMANN, C. UND LICHTENTHALER, H. K. (1998):** Leaf chlorophyll fluorescence corrected for re-absorption by means of absorption and reflectance measurements. *Journal of Plant Physiology* 152(2): 283-296.

GITELSON, A. A.; BUSCHMANN, C. UND LICHTENTHALER, H. K. (1999): The chlorophyll fluorescence ratio F735/F700 as an accurate measure of the chlorophyll content in plants. *Remote Sensing of Environment* 69(3): 296-302.

GREEN, J. M. UND STREK, H. J. (2001): Influence of weather on the performance of acetolactate synthase inhibiting herbicides. In: *Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference - Weeds.* Brighton (UK). 12.-15. November 2001: 505-512.

GROEMPING, U. (**2006):** Relative importance for linear regression in R. The package relaimpo. *Journal of Statistical Software* 17(1): 1-27.

GROSSMANN, K. UND SCHELTRUP, F. (1998): Studien zum Selektivitätmechnismus des auxinaktiven Herbizids Quinmerac. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XVI: 681-687.

HABERLAND, R. (1994): Auftreten und Auswirkungen der Restverunkrautung in Zuckerrüben. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz Sonderheft XIV: 477-486.

HACK, H. (1975): Möglichkeiten des Einsatzes von Metamitron (DRW 1139) zur Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft VII: 367-373.

HAK, R.; LICHTENTHALER, H. K. UND RINDERLE, U. (1990): Decrease of the chlorophyll fluorescence ratio F690/F730 during greening and development of leaves. *Radiation and Environmental Biophysics* 29(4): 329-336.

HALL, K. J.; HOLLOWAY, P. J. UND STOCK, D. (1997): Effects of adjuvant oil emulsions on foliar retention and spray quality. In: *Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference - Weeds.* Brighton (UK). 17. - 20. November 1997: 549-554.

HAMMERTON, J. L. (1967): Environmental factors and susceptibility to herbicides. *Weeds* 15(4): 330-336.

HAMOUZOVA, K.; JURSÍK, M. UND ZABRANSKY, P. (2013): Effect of different weather conditions on selectivity of post-emergence herbicides in sugar beet. *Listy Cukrovarnicke a Reparske (Czech Sugar and Sugar Beet Journal)* 129(7/8): 224-228.

HARBINSON, J.; GENTY, B. UND BAKER, N. R. (1990): The relationship between CO₂ assimilation and electron transport in leaves. *Photosynthesis Research* 25(3): 213-224.

HARMER, R. A. (1980): Occurrence, chemistry and application of betanin. *Food Chemistry* 5(1): 81-90.

HART, J. J. UND STEMLER, A. (1990): High light-induced reduction and low light-enhanced recovery of photon yield in triazine-resistant *Brassica napus* L. *Plant Physiology* 94(3): 1301-1307.

HENDRICK, L. W.; MEGGITT, W. F. UND PENNER, D. (1974): Basis for selectivity of phenmedipham and desmedipham on wild mustard, redroot pigweed, and sugar beet. *Weed Science* 22(2): 179-184.

Ho, L. C.; HURD, R. G.; LUDWIG, L. J.; SHAW, A. F.; THORNLEY, J. H. M. UND WITHERS, A. C. (1984): Changes in photosynthesis, carbon budget and mineral content during the growth of the first leaf of cucumber. *Annals of Botany* 54(1): 87-101.

HøJSGAARD, S.; HALEKOH, U.; ROBINSON-COX, J.; WRIGHT, K. UND LEIDI, ALESSANDRO, A. (2013): doBy -Groupwise summary statistics, LSmeans, general linear contrasts, various utilities. R package version 4.5-10. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=doBy.

HORST, G. L.; ENGELKE, M. C. UND MEYERS, W. (1984): Assessment of visual evaluation techniques. Agronomy Journal 76(4): 619-622.

HULSEN, K.; TOP, E. M. UND HÖFTE, M. (2002): Biodegradation of linuron in a Phaseolus bioassay detected by chlorophyll fluorescence. *New Phytologist* 154(3): 821-829.

HUNSCHE, M.; BÜRLING, K. UND NOGA, G. (2011): Spectral and time-resolved fluorescence signature of four weed species as affected by selected herbicides. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 101(1): 39-47.

JAFARI, A.; MOHTASEBI, S. S.; JAHROMI, H. E. UND OMID, M. (2006): Weed detection in sugar beet fields using machine vision. *International Journal of Agricultural and Biological Engineering* 8(5): 602-605.

JAGGARD, K. W. UND QI, A. (2006): Agronomy. In: Draycott, A. P. (Hg.): Sugar Beet. Oxford (UK). Blackwell Publishing Ltd: 134-168.

JAMES, W. C. (1974): Assessment of plant diseases and losses. *Annual Review of Phytopathology* 12: 27-48.

JANSEN, M. (2014): Zuckerrüben nach Herbizidbehandlungen - Untersuchungen in Kooperation mit dem Forschungszentrum Jülich und dem Landwirtschaftlichen Informationsdienst Zuckerrübe. Persönliche Mitteilung. 06. Juni 2014.

JANSEN, M.; GILMER, F.; BISKUP, B.; NAGEL, K. A.; RASCHER, U.; FISCHBACH, A. ET AL. (2009): Simultaneous phenotyping of leaf growth and chlorophyll fluorescence via GROWSCREEN FLUORO allows detection of stress tolerance in Arabidopsis thaliana and other rosette plants. *Functional Plant Biology* 36(11): 902-914.

JANSEN, M. A.; DEPKA, B.; TREBST, A. UND EDELMAN, M. (1993): Engagement of specific sites in the plastoquinone niche regulates degradation of the D1 protein in photosystem II. *Journal of Biological Chemistry* 268(28): 21246-21252.

JOHANN, G.; SÜSSMANN, R. UND BICKERS, U. (2002): Fortschrittliche Öl-EC-Technologie, Basis für die Entwicklung von Betanal expert. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XVIII: 831-837.

JONES, S. B.; WRAITH, J. M. UND OR, D. (2002): Time domain reflectometry measurement principles and applications. *Hydrological Processes* 16(1): 141-153.

JUNIPER, B. E. (1960): Growth, development, and effect of the environment on the ultra-structure of plant surfaces*. *Journal of the Linnean Society of London, Botany* 56(367): 413-419.

KADOGLIDOU, K.; MALKOYANNIDIS, C.; RADOGLOU, K.; ELEFTHEROHORINOS, I. UND CONSTANTINIDOU, H.-I. A. (2008): Pronamide effects on physiology and yield of sugar beet. *Weed Science* 56(3): 457-463.

KAUTSKY, H. UND HIRSCH, A. (1931): Neue Versuche zur Kohlensäureassimilation. Naturwissenschaften 19(48): 964-964.

KAWASHIMA, S. UND NAKATANI, M. (1998): An algorithm for estimating chlorophyll content in leaves using a video camera. *Annals of Botany* 81(1): 49-54.

KEMPENAAR, C.; LOTZ, L. A. P.; SNEL, J. F. H.; SMUTNY, V. UND ZHANG, H. J. (2011): Predicting herbicidal plant mortality with mobile photosynthesis meters. *Weed Research* 51(1): 12-22.

KIM, J.-H.; JUNG, J.-E. UND LEE, C.-H. (2002): In vivo monitoring of the incorporation of chemicals into cucumber and rice leaves by chlorophyll fluorescence imaging. *Plant Biotechnology Journal* 4(4): 171-178.

KNEBEL, W.; BERGSMA, T.; FISHER, J.; GEORGALIS, G.; GIBIANSKY, L.; GILLEPSIE, B. ET AL. (2008): Facilitating the pharmacometrics work-flow with the MItools R package. American Conference on Pharmacometrics. Metrum Institute. Tariffville (US). 2008. Online verfügbar unter http://metruminstitute.org.

KNISS, A. R.; WILSON, R. G.; BURGENER, P. A. UND FEUZ, D. M. (2003): Economic analysis of herbicide tolerant sugarbeet. In: *Proceedings of the 1st joint IIRB-ASSBT Congress.* San Antonio (US). 26. Februar - 1. März 2003: 91-96.

KOBUSCH, H. (2003) : Unkrautbekämpfung in Zuckerrüben - Ermittlung der Kritischen Periode. Dissertation. Universität Hohenheim, Hohenheim (DE).

KOMSTA, L. UND NOVOMESTKY, F. (2012): moments - Moments, cumulants, skewness, kurtosis and related tests. R package version 0.13. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=moments.

KOREN, E. UND ASHTON, F. M. (1973): Influence of temperature on absorption, translocation, and metabolism of pyrazon in sugar beets. *Weed Science* 21(3): 241-245.

KRAUSE, G. H. UND JAHNS, P. (2004): Non-photochemical energy dissipation by chlorophyll fluorescence quenching: Characterization and function. In: Papageorgiou, G. C. und Govindjee, A. S. (Hg.): *Chlorophyll a fluorescence - A Signature of Photosynthesis*. Dordrecht (NL). Springer: 463-495.

KRAUSE, G. H. UND WEIS, E. (1991): Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: the basics. *Annual Review of Plant Biology* 42(1): 313-349.

KRIEGER-LISZKAY, A. (2005): Singlet oxygen production in photosynthesis. *Journal of Experimental Botany* 56(411): 337-346.

KUDSK, P. (2001): How to investigate the influence of environmental factors on herbicide performance. In: *Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference - Weeds*. Brighton (UK). 12.-15. November 2001: 495-504.

KUDSK, P. UND KRISTENSEN, J. L. (1992): Effect of environmental factors on herbicide performance. In: *Proceedings of the 1st International Weed Congress.* Melbourne (AU): 173-186.

KUMAR, K. S.; CHOO, K.-S.; YEA, S. S.; SEA, Y. UND HAN, T. (2010): Effects of Phenylurea Herbicide Diuron on the Physiology of *Saccharina japonica* Aresch. *Toxicology and Environmental Health Sciences* 2(3): 188-199.

LAINSBURY, M. A. UND HILTON, J. G. (2001): Sugar beet weed control using simple herbicide mixtures - can improvements of the current 'FAR' system be achieved. In: *Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference - Weeds*. Brighton (UK). 12.-15. November 2001: 237-242.

LANGSDORF, G.; BUSCHMANN, C.; SOWINSKA, M.; BABANI, F.; MOKRY, M.; TIMMERMANN, F. UND LICHTEN-THALER, H. K. (2001): Multicolour fluorescence imaging of sugar beet leaves with different nitrogen status by flash lamp UV-excitation. *Photosynthetica* 38(4): 539-551.

LEBOURGEOIS, V.; BÉGUÉ, A.; LABBÉ, S.; MALLAVAN, B.; PRÉVOT, L. UND ROUX, B. (2008): Can commercial digital cameras be used as multispectral sensors? A crop monitoring test. *Sensors* 8(11): 7300-7322.

LEMAIRE, S.; MAUPAS, F.; COURNÈDE, P.-H. UND REFFYE, P. DE (2009): A morphogenetic crop model for sugar-beet (*Beta vulgaris* L.). In: Cao, W.; White, J. W. und Wang, E. (Hg.): *Crop modeling and decision support*. Dordrecht (NL), Heidelberg (DE), London (UK), New York (US). Springer: 116-129.

LENTH, R. v. (2014): *Ismeans - Least-squares means*. R package version 2.05. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=Ismeans.

LEUFEN, G.; NOGA, G. UND HUNSCHE, M. (2013): Physiological response of sugar beet (*Beta vulgaris*) genotypes to a temporary water deficit, as evaluated with a multiparameter fluorescence sensor. *Acta Physiologiae Plantarum* 35(6): 1763-1774.

LICHTENTHALER, H. K.; KUHN, G.; PRENZEL, U. UND MEIER, D. (1982): Chlorophyll-protein levels and stacking degree of thylakoids in radish chloroplasts from high-light, low-light and bentazon-treated plants. *Physiologia Plantarum* 56(2): 183-188.

LICHTENTHALER, H. K.; LANG, M.; SOWINSKA, M.; SUMM, P.; HEISEL, F. UND MIEHE, J. A. (1997): Uptake of the herbicide diuron as visualised by the fluorescence imaging technique. *Botanica Acta* 110(2): 158-163.

LICHTENTHALER, H. K.; LANGSDORF, G. UND BUSCHMANN, C. (2013): Uptake of diuron and concomitant loss of photosynthetic activity in leaves as visualized by imaging the red chlorophyll fluores-cence. *Photosynthesis Research* 116(2-3): 355-361.

LICHTENTHALER, H. K.; LANGSDORF, G.; LENK, S. UND BUSCHMANN, C. (2005): Chlorophyll fluorescence imaging of photosynthetic activity with the flash-lamp fluorescence imaging system. *Photosynthetica* 43(3): 355-369.

LICHTENTHALER, H. K. UND RINDERLE, U. (1988): The role of chlorophyll fluorescence in the detection of stress conditions in plants. *CRC Critical Reviews in Analytical Chemistry* 19(Supplement 1): S29-S85.

LUMLEY, T. (2012): *mitools - Tools for multiple imputation of missing data*. R package version 2.2. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=mitools.

LUMLEY, T. UND MILLER, A. (2009): *leaps - Regression subset selection*. R package version 2.9. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=leaps.

MAHLEIN, A.-K.; STEINER, U.; DEHNE, H.-W. UND OERKE, E.-C. (2010): Spectral signatures of sugar beet leaves for the detection and differentiation of diseases. *Precision Agriculture* 11(4): 413-431.

MALENČIĆ, D. R.; MILADINOVIĆ, J. A. UND POPOVIĆ, M. T. (2008): Effects of linuron and dimethenamid on antioxidant systems in weeds associated with soybean. *Central European Journal of Biology* 3(2): 155-160.

MARSHALL, J.; AYRES, R. J. UND BARDSLEY, E. S. (1987): Phenmedipham co-formulations for broadleaved-weed control in sugar beet. In: *Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference -Weeds.* Brighton (UK). 16. - 19. November 1987: 233-240.

MAY, M. J. (2000): Efficacy and selectivity of RR and LL weed control techniques compared to classical weed control systems. In: *Proceedings of the 63rd IIRB Congress.* Interlaken (CH). 9. - 10. Februar 2000: 163-170.

MAY, M. J. UND WILSON, R. G. (2006): Weeds and weed control. In: Draycott, A. P. (Hg.): Sugar Beet. Oxford (UK). Blackwell Publishing Ltd: 359-386.

MEIER, U.; BACHMANN, L.; BUHTZ, H.; HACK, H.; KLOSE, R.; MÄRLÄNDER, B. UND WEBER, E. (1993): Phänologische Entwicklungsstadien der Beta-Rüben (*Beta vulgaris* L. *ssp.*). Codierung und Beschreibung nach der erweiterten BBCH-Skala (mit Abbildungen). *Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes* 45: 37-41.

MEYER, G. E. UND NETO, J. C. (2008): Verification of color vegetation indices for automated crop imaging applications. *Computers and Electronics in Agriculture* 63(2): 282-293.

MEYER, H.; WIDMER, U. UND AMMON, H. U. (1986): Konkurrenz der Unkräuter und Einfluß auf die Unkrautbekämpfungssysteme im Zuckerrübenanbau. In: *Proceedings of the 49th IIRB Congress.* Brüssel (BE). 12. - 13- Februar 1986: 263-275.

MEYER, S.; CARTELAT, A.; MOYA, I. UND CEROVIC, Z. G. (2003): UV-induced blue-green and far-red fluorescence along wheat leaves: a potential signature of leaf ageing. *Journal of Experimental Botany* 54(383): 757-769.

MILLER, S. D. UND NALEWAJA, J. D. (1973): Effect of additives upon phenmedipham for weed control in sugarbeets. *Weed Science* 21(1): 67-70.

MITTLER, S.; PETERSEN, J. UND KOCH, H. (2002): Bekämpfungsschwellen bei der Unkrautregulierung in Zuckerrüben. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XVIII: 499-599.

MOGHADDAM, P. A.; DERAFSHI, M. H. UND SHIRZAD, V. (2011): Estimation of single leaf chlorophyll content in sugar beet using machine vision. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry* 35(6): 563-568.

MONTEITH, J. L. (1959): The reflection of short-wave radiation by vegetation. *Quarterly Journal of the Royal Meteorological Society* 85(366): 386-392.

MORALES, F.; CEROVIC, Z. G. UND MOYA, I. (1996): Time-resolved blue-green fluorescence of sugar beet (*Beta vulgaris* L.) leaves. Spectroscopic evidence for the presence of ferulic acid as the main fluorophore of the epidermis. *Biochimica et Biophysica Acta* 1273(3): 251-262.

MORALES, M. (**2012**): *sciplot - Scientific graphing functions for factorial designs*. R package version 1.1-0. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=sciplot.

MÜLLER, T.; BRANCQ, B.; MILIUS, A.; OKORI, N.; VAILLE, C. UND GAUVRIT, C. (2002): Ethoxylated rapeseed oil derivatives as novel adjuvants for herbicides. *Pest Management Science* 58(12): 1243-1249.

NALEWAJA, J. D.; SKRZYPCZAK, G. A. UND GILLESPIE, G. R. (1986): Absorption and translocation of herbicides with lipid compounds. *Weed Science* 34(4): 564-568.

NEDBAL, L.; SOUKUPOVÁ, J.; KAFTAN, D.; WHITMARSH, J. UND TRTÍLEK, M. (2000): Kinetic imaging of chlorophyll fluorescence using modulated light. *Photosynthesis Research* 66(1-2): 3-12.

NORRIS, R. F. (1991): Sugarbeet tolerance and weed control efficacy with split applications of phenmedipham plus desmedipham. *Weed Research* 31(6): 317-331.

OERKE, E.-C. UND DEHNE, H.-W. (2004): Safeguarding production - losses in major crops and the role of crop protection. *Crop Protection* 23(4): 275-285.

OLSON, B. L. S.; AL-KHATIB, K.; STAHLMAN, P. UND ISAKON, P. J. (2000): Efficacy and metabolism of MON 37500 in Triticum aestivum and weedy grass species as affected by temperature and soil moisture. *Weed Science* 48(5): 541-548.

OXBOROUGH, K. (2004): Imaging of chlorophyll a fluorescence: theoretical and practical aspects of an emerging technique for the monitoring of photosynthetic performance. *Journal of Experimental Botany* 55(400): 1195-1205.

PEREZ, A. J.; LOPEZ, F.; BENLLOCH, J. V. UND CHRISTENSEN, S. (2000): Colour and shape analysis techniques for weed detection in cereal fields. *Computers and Electronics in Agriculture* 25(3): 197-212.

PETEINATOS, G. G.; WEIS, M.; ANDÚJAR, D.; RUEDA AYALA, V. UND GERHARDS, R. (2014): Potential use of ground-based sensor technologies for weed detection. *Pest Management Science* 70(2): 190-199.

PETERSEN, J. UND KOCH, H. (2006): Auswirkungen von Herbizidmischungen auf Retention und Wirksamkeit am Beispiel von Metamitron und Triflusulfuron-methyl zur Kontrolle von Ausfallraps in Zuckerrüben. *Mitteilungen der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft* 400: 237-238.

PFÜNDEL, E. E.; BEN GHOZLEN, N.; MEYER, S. UND CEROVIC, Z. G. (2007): Investigating UV screening in leaves by two different types of portable UV fluorimeter reveals in vivo screening by anthocyanins and carotenoids. *Photosynthesis Research* 93(1-3): 205-221.

PINHEIRO, J.; BATES, D.; DEBROY, S. UND SARKAR, D. (2014): *nlme - Linear and nonlinear mixed effect models*. R package version 3.1-117. Unter Mitarbeit von R Core Team. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=nlme.

PINHEIRO, J. C. UND BATES, D. M. (2000): *Mixed-effects models in S and S-PLUS*. New York (US). Springer (Statistics and Computing).

PRILLWITZ, H.; SIEDLER, H. UND KEMMER, A. (2000): "HerbInfo[®]", ein Programm zur computerbasierten Herbizidempfehlung im Zuckerrübenanbau aus dem Internet. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XVII: 245-252.

PRODOEHL, K. A.; CAMPBELL, L. G. UND DEXTER, A. G. (1992): Phenmedipham + desmedipham effects on sugar-beet. *Agronomy Journal* 84(6): 1002-1005.

R CORE TEAM (2014): *R* - *A language and environment for statistical computing*. Wien (AT). R Foundation for Statistical Computing. Online verfügbar unter http://www.R-project.org/.

RALPH, P. J. (2000): Herbicide toxicity of *Halophila ovalis* assessed by chlorophyll a fluorescence. *Aquatic Botany* 66(2): 141-152.

RASBAND, W. S. (2014): *ImageJ. Version 1.48*. Bethesda (US). United States National Institute of Health. Online verfügbar unter http://imagej.nih.gov/ij/.

RICE, C. A.; RANSOM, C. V. UND ISHIDA, J. K. (2002): Efficacy and sugarbeet tolerance with postemergence dimethenamid-P. *Journal of Sugar Beet Research* 39(3-4): 89-108.

RIETHMULLER-HAAGE, I.; BASTIAANS, L.; KROPFF, M. J.; HARBINSON, J. UND KEMPENAAR, C. (2006): Can photosynthesis-related parameters be used to establish the activity of acetolactate synthase-inhibiting herbicides on weeds? *Weed Science* 54(6): 974-982.

ROLFE, S. A. UND SCHOLES, J. D. (1995): Quantitative imaging of chlorophyll fluorescence. *New Phytologist* 131(1): 69-79.

RSTUDIO INC. (2014): *RStudio - Integrated development environment for R. Version 0.98.1056*. Boston (US). Online verfügbar unter http://www.rstudio.org/.

SANDER, G. (2013): Auf die Rahmenbedingungen kommt es an! Zuckerrübe 62(1): 18-21.

SARKAR, D. (**2008**): *Lattice - Multivariate data visualization with R*. New York, NY (US). Springer. Online verfügbar unter http://lmdvr.r-forge.r-project.org.

SARKAR, D. UND ANDREWS, F. (2013): *latticeExtra - Extra graphical utilities based on lattice*. R package version 0.6-26. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=latticeExtra.

SCHINDLER, C. UND LICHTENTHALER, H. K. (1994): Is there a correlation between light-induced ze-axanthin accumulation and quenching of variable chlorophyll a fluorescence? *Plant Physiology and Biochemistry* 32(6): 813-823.

SCHMIDT, R. R. UND FEDTKE, C. (1977): Metamitron activity in tolerant and susceptible plants. *Pesticide Science* 8(6): 611-617.

SCHREIBER, L. (2006): Review of sorption and diffusion of lipophilic molecules in cuticular waxes and the effects of accelerators on solute mobilities. *Journal of Experimental Botany* 57(11): 2515-2523.

SCHREIBER, U. (2004): Pulse-amplitude-modulation (PAM) fluorometry and saturation pulse method: an overview. In: Papageorgiou, G. C. und Govindjee, A. S. (Hg.): *Chlorophyll a fluorescence - A Signature of Photosynthesis*. Dordrecht (NL). Springer: 279-319.

SCHULTE, M. UND STEINHEUER, M. (2012): Elumis[®] - Ein moderner Baustein zur vereinfachten Unkraut- und Ungrasbekämpfung in Mais. *Julius-Kühn-Archiv* 434: 483-490.

SCHWEIZER, E. E. (1975a): Crop response to soil applications of ethofumesate. *Weed Science* 23(5): 409-413.

SCHWEIZER, E. E. (1975b): Interactions between stage of sugarbeet development and mixtures of ethofumesate and desmedipham. In: *Proceedings of the 3rd International Meeting on Selective Weed Control in Beet Crops.* Paris (FR). 27. - 28. Februar: 597-604.

SIMETH, G. (2014): Strategien für das Anbaujahr 2014. dzz 50(2): 20-21.

SIMS, D. A. UND GAMON, J. A. (2002): Relationships between leaf pigment content and spectral reflectance across a wide range of species, leaf structures and developmental stages. *Remote Sensing of Environment* 81(2): 337-354.

SLAUGHTER, D. C.; GILES, D. K.; FENNIMORE, S. A. UND SMITH, R. F. (2008): Multispectral machine vision identification of lettuce and weed seedlings for automated weed control. *Weed Technology* 22(2): 378-384.

SMITH, G. A. UND SCHWEIZER, E. E. (1983): Cultivar × herbicide interaction in sugarbeet. Crop Science 23(2): 325-328.

SØBYE, K. W.; STREIBIG, J. C. UND CEDERGREEN, N. (2011): Prediction of joint herbicide action by biomass and chlorophyll a fluorescence. *Weed Research* 51(1): 23-32.

Sökefeld, M.; Gerhards, R.; Therburg, R.-D.; Nabout, A.; Jacobi, J.; Lock, R. und Kühbauch, W. (2002): Multispektrale Bildanalyse zur Erfassung von Unkraut und Blattkrankheiten. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XVIII: 227-233.

SOWINSKA, M.; CUNIN, B.; DERUYVER, A.; HEISEL, F.; MIEHE, J. A.; LANGSDORF, G. UND LICHTENTHALER, H. K. (1999): Near-field measurements of vegetation by laser-induced fluorescence imaging. In: *Proceedings of SPIE 3868 - Remote Sensing for Earth Science, Ocean, and Sea Ice Applications.* Florenz (IT). 17. Dezember 1999: 120-131.

STARKE, R. J. UND RENNER, K. A. (1996): Velvetleaf (*Abutilon theophrasti*) and sugarbeet (*Beta vulgaris*) response to triflusulfuron and desmedipham plus phenmedipham. *Weed Technology* 10(1): 121-126.

STARKE, R. J.; RENNER, K. A.; PENNER, D. UND ROGGENBUCK, F. C. (1996): Influence of adjuvants and desmedipham plus phenmedipham on velvetleaf (*Abutilon theophrasti*) and sugarbeet response to triflusulfuron. *Weed Science* 44(3): 489-495.

STATISTISCHES BUNDESAMT (2014): *Statistisches Jahrbuch - Deutschland und Internationales*. Wiesbaden (DE). Statistisches Bundesamt.

STEEN, E. UND AL-WINDI, I. (1984): Effects of pre-emergence herbicides (lenacil und metamiton) on sugar-beets (*Beta vulgaris* L.). *Swedish Journal of Agricultural Research* 14: 201-205.

STEPHENSON, G. R. UND RIES, S. K. (1967): The movement and metabolism of pyrazon in tolerant and susceptible species. *Weed Research* 7(1): 51-60.

STRASSER, R. J.; TSIMILLI-MICHAEL, M. UND SRIVASTAVA, A. (2004): Analysis of the chlorophyll a fluorescence transient. In: Papageorgiou, G. C. und Govindjee, A. S. (Hg.): *Chlorophyll a fluorescence - A Signature of Photosynthesis*. Dordrecht (NL). Springer: 321-362.

THERNEAU, T. M. (2014): A package for survival analysis in S. R package version 2.37-7. Online verfügbar unter http://CRAN.R-project.org/package=survival.

THOMPSON, L., JR.; SLIFE, F. W. UND BUTLER, H. S. (1970): Environmental influence on the tolerance of corn to atrazine. *Weed Science* 18(4): 509-514.

VAN HEEMST, H. D. J. (1985): The influence of weed competition on crop yield. *Agricultural Systems* 18(2): 81-93.

VAN OORSCHOT, J. L. P. (1970): Influence of herbicides on photosynthetic activity and transpiration rate of intact plants. *Pesticide Science* 1(1): 33-37.

VAN OORSCHOT, J. L. P. UND LEEUWEN, P. H. (1979): Recovery from inhibition of photosynthesis by metamitron in various plant species. *Weed Research* 19(1): 63-67.

VASEL, E.-H.; LADEWIG, E. UND MÄRLÄNDER, B. (2012): Weed composition and herbicide use strategies in sugar beet cultivation in Germany. *Journal für Kulturpflanzen* 64(4): 112-125.

VENABLES, W. N. UND RIPLEY, B. D. (2002): *Modern applied statistics with S, 4. Aufl.* New York, NY (US). Springer (Statistics and Computing). Online verfügbar unter http://www.stats.ox.ac.uk/pub/MASS4.

VERNOTTE, C.; ETIENNE, A. L. UND BRIANTAIS, J.-M. (1979): Quenching of the system II chlorophyll fluorescence by the plastoquinone pool. *Biochimica et Biophysica Acta* 545(3): 519-527.

VIGER, P. R.; EBERLEIN, C. V.; FUERST, E. P. UND GRONWALD, J. W. (1991): Effects of CGA-154281 and temperature on metolachlor absorption and metabolism, glutathione content, and glutathione-S-transferase activity in corn (Zea mays). *Weed Science* 39(3): 324-328.

Voss, M.; Renger, G.; Kötter, C. und Gräßer, P. (1984): Fluorometric detection of photosystem II herbicide penetration and detoxification in whole leaves. *Weed Science* 32(5): 675-680.

WALTER, A.; SCHARR, H.; GILMER, F.; ZIERER, R.; NAGEL, K. A.; ERNST, M. ET AL. (2007): Dynamics of seedling growth acclimation towards altered light conditions can be quantified via GROWS-CREEN: a setup and procedure designed for rapid optical phenotyping of different plant species. *New Phytologist* 174(2): 447-455.

WALTER, H.; RETZLAFF, G.; BERGHAUS, R. UND LANDES, M. (1994): Einflußfaktoren auf die Wirkung von Quinmerac und Quinmerac-haltigen Kombinationsprodukten. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* Sonderheft XIV: 583-594. **WEGENER, M. UND JOHNEN, J. (2012):** Betanal[®] maxxPro[®] - ein neues Herbizid zur Bekämpfung von einjährigen breitblättrigen Unkräutern in Zuckerrüben. *Julius-Kühn-Archiv* 434: 528.

WICKHAM, H. (2007): Reshaping data with the reshape package. *Journal of Statistical Software* 21(12).

WILSON, R. G. (1992): Sequential herbicide application for weed control in sugarbeets. *Journal of Sugar Beet Research* 29(1-2): 1-7.

WILSON, R. G. (1994): New herbicides for postemergence application in sugarbeet (*Beta vulgaris*). *Weed Technology* 8(4): 807-811.

WILSON, R. G. (1995): Response of sugarbeet, common sunflower, and common cocklebur to clopyralid or desmidipham plus phenmedipham. *Journal of Sugar Beet Research* 32(2-3): 89-97.

WILSON, R. G. (1999): Response of nine sugarbeet (*Beta vulgaris*) cultivars to postemergence herbicide applications. *Weed Technology* 13(1): 25-29.

WILSON, R. G. UND SBATELLA, G. M. (2011): Late-season weed control in glyphosate-resistant sugarbeet. *Weed Technology* 25(3): 350-355.

WILSON, R. G.; SMITH, J. A. UND YONTS, C. D. (2005): Repeated reduced rates of broadleaf herbicides in combination with methylated seed oil for postemergence weed control in sugarbeet (*Beta vulgaris*). *Weed Technology* 19(4): 855-860.

WILSON, R. G.; YONTS, C. D. UND SMITH, J. A. (2002): Influence of glyphosate and glufosinate on weed control and sugarbeet (*Beta vulgaris*) yield in herbicide-tolerant sugarbeet. *Weed Technology* 16(1): 66-73.

WINNER, C. (1981): Zuckerrübenbau. Frankfurt (DE). VUA.

WINTER, S. R. UND WIESE, A. F. (1978): Phytotoxicity and yield response of sugarbeets (*Beta vulgaris*) to a mixture of phenmedipham and desmedipham. *Weed Science* 26(1): 1-4.

WITTENBACH, V. A.; KOEPPE, M. K.; LICHTNER, F. T.; ZIMMERMAN, W. T. UND REISER, R. W. (1994): Basis of selectivity of triflusulfuron methyl in sugar beets (*Beta vulgaris*). *Pesticide Biochemistry and Physiology* 49(1): 72-81.

WOEBBECKE, D. M.; MEYER, G. E.; BARGEN, K. VON UND MORTENSEN, D. A. (1995a): Color indices for weed identification under various soil, residue, and lighting conditions. *Transactions of the ASAE* 38(1): 259-269.

WOEBBECKE, D. M.; MEYER, G. E.; BARGEN, K. VON UND MORTENSEN, D. A. (1995b): Shape features for identifying young weeds using image analysis. *Transactions of the ASAE* 38(1): 271-281.

WOSSINK, G. A. A.; BUCK, A. J. DE; VAN NIEJENHUIS, J. H. UND HAVERKAMP, H. C. M. (1997): Farmer perceptions of weed control techniques in sugarbeet. *Agricultural Systems* 55(3): 409-423.

YANASE, D. UND ANDOH, A. (1992): Translocation of photosynthesis-inhibiting herbicides in wheat leaves measured by phytofluorography, the chlorophyll fluorescence imaging. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 44(1): 60-67.

ZHANG, J.; HAMILL, A. S. UND WEAVER, S. E. (1995): Antagonism and synergism between herbicides: Trends from previous studies. *Weed Technology* 9(1): 86-90.

ZHANG, M.; SMYSER, B. P.; SHALABY, L. M.; BOUCHER, C. R. UND BERG, D. S. (1999): Lenacil degradation in the environment and its metabolism in the sugar beets. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47(9): 3843-3849.

Anhang

7 Abbildungen und 10 Tabellen, siehe allgemeines Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Produkt nach Her mit Wirkstoffen n	rstellerangaben nach ISO/TC 81	Wirkstoffgruppe nach HRAC (Wirkmechanismus nach HRAC)			
Produkt: Hersteller: Zulassungsnr: Formulierung: Wirkstoffe:	Betanal maxxPro® Feinchemie Schwebda 006852-00 Öldispersion (OD) 47 g/l Desmedipham 60 g/l Phenmedipham 75 g/l Ethofumesat 27 g/l Lenacil	Carbamate (C1) Carbamate (C1) Benzofurane (N) Lenacil (C1)			
Produkt: Hersteller: Zulassungsnr.: Formulierung: Wirkstoffe:	Debut [®] DuPont de Nemours GmbH 034161-00 Wasserdispergierbares Granulat (WG) 486 g/kg Triflusulfuron (A) 90 g/l Isodecylalkoholethoxylat (B)	Sulfonylharnstoffe (B)			
Produkt: Hersteller: Zulassungsnr.: Formulierung: Wirkstoffe:	Goltix Gold® Feinchemie Schwebda 006470-00 Suspensionskonzentrat (SC) 700 g/l Metamitron	Triazinone (C1)			
Produkt: Hersteller: Zulassungsnr.: Formulierung: Wirkstoffe:	Powertwin plus® Feinchemie Schwebda 024257-00 Suspensionskonzentrat (SC) 200 g/l Phenmedipham 200 g/l Ethofumesat	Carbamate (C1) Benzofurane (N)			
Produkt: Hersteller: Zulassungsnr.: Formulierung: Wirkstoffe:	Rebell Ultra® BASF SE 006983-00 Suspensionskonzentrat (SC) 325 g/l Chloridazon 100 g/l Quinmerac	Pyridazinone (C1) Chinolincarbonsäuren (O)			
Produkt: Hersteller: Zulassungsnr.: Formulierung: Wirkstoffe:	Spectrum® BASF SE 024803-00 Emulsionskonzentrat (EC) 720 g/l Dimethenamid-P	Chloroacetamide (K3)			
Produkt: Hersteller: Zulassungsnr.: Formulierung:	Oleo FC [®] Feinchemie Schwebda LZ 5152-00 94% Paraffinöl, 6% Emulgatoren				

Tab. A1: Herstellerangaben zu den verwendeten Herbiziden.

Angaben nach Produktinformationen der Hersteller (2014)

Keimblattstadium (BBCH 10) TnA 1 2 5 7 9 12 16 19 (fs.ud.14)	Herbizid- variante	Entwicklungsstadium Tage nach Applikation (TnA)								
$\begin{tabular}{ c c c c c c c c c c c c c c c c c c c$		Koimblattstadium (PPCU 10)								
	TnA	-1 1 2 5 7 9 12 16							19	
Kontrolle 0,63 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,45 ^A 1,82 ^{AB} 2,72 ^{AB} 5,16 ^{AB} 12,20 ^{AB} 16,62 ^{AB} Goltix 0,76 ^A 0,88 ^A 1,09 ^A 1,84 ^A 2,21 ^{AB} 3,40 ^{AB} 6,19 ^{AB} 13,63 ^{AB} 18,01 ^{AB} Betanal 0,85 ^A 0,90 ^A 1,13 ^A 1,92 ^A 2,39 ^A 3,65 ^A 6,89 ^A 15,73 ^A 20,59 ^A Rebell 0,78 ^A 0,81 ^A 0,97 ^A 1,65 ^A 2,14 ^{AB} 2,98 ^{AB} 5,36 ^{AB} 11,95 ^{AB} 16,64 ^{AE} GB 0,75 ^A 0,79 ^A 0,88 ^A 1,06 ^A 1,74 ^{AB} 2,52 ^{AB} 5,23 ^{AB} 12,37 ^{AB} 15,35 ^{AB} GBD 0,61 ^A 0,75 ^A 0,79 ^A 1,35 ^A 1,66 ^{AL} 1,97 ^{AB} 2,82 ^{AB} 5,23 ^{AB} 1,31 ^{AB} 16,20 ^{AB} GBDD 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 1,22 ^A GBDD 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A	(Datum)	(15.04.14)	(17.04.14)	(18.04.14)	(21.04.14)	(23.04.14)	(25.04.14)	(28.04.14)	(02.05.14)	(05.05.14)
Goltix 0,76 ^A 0,88 ^A 1,09 ^A 1,84 ^A 2,21 ^{Ab} 3,40 ^{AB} 6,19 ^{AB} 13,63 ^{AB} 18,01 ^{AB} Betanal 0,85 ^A 0,90 ^A 1,13 ^A 1,92 ^A 2,39 ^A 3,65 ^A 6,89 ^A 15,73 ^A 20,59 ^A Rebell 0,74 ^A 0,84 ^A 0,90 ^A 1,47 ^A 1,78 ^B 2,49 ^B 4,84 ^{AB} 11,64 ^{AB} 15,54 ^{AB} Spectrum 0,78 ^A 0,81 ^A 0,97 ^A 1,65 ^A 2,14 ^{AB} 2,59 ^{AB} 4,36 ^{AB} 11,35 ^A 16,64 ^{AB} GP 0,75 ^A 0,95 ^A 1,46 ^A 1,74 ^{AB} 2,59 ^{AB} 4,96 ^{AB} 11,27 ^{AB} 15,54 ^{AB} GBD 0,61 ^A 0,79 ^A 0,95 ^A 1,07 ^A 1,66 ^A 1,97 ^{AB} 2,85 ^{AB} 4,96 ^{AB} 12,13 ^{AB} 16,20 ^{AB} GBD 0,61 ^A 0,79 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 12,21 ^A GBD 0,74 ^A 0,77 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A <t< th=""><th>Kontrolle</th><th>0,63^A</th><th>0,75^A</th><th>0,90^A</th><th>1,45^A</th><th>1,82 ^{AB}</th><th>2,72 ^{AB}</th><th>5,16^{AB}</th><th>12,20 ^{AB}</th><th>16,62^{AB}</th></t<>	Kontrolle	0,63 ^A	0,75 ^A	0,90 ^A	1,45 ^A	1,82 ^{AB}	2,72 ^{AB}	5,16 ^{AB}	12,20 ^{AB}	16,62 ^{AB}
Betanal 0,85 ^A 0,90 ^A 1,13 ^A 1,92 ^A 2,39 ^A 3,65 ^A 6,89 ^A 15,73 ^A 20,59 ^A Rebell 0,63 ^A 0,69 ^A 0,82 ^A 1,33 ^A 1,66 ^A 2,52 ^{AB} 4,84 ^{AB} 11,60 ^{AB} 15,54 ^{AB} Spectrum 0,78 ^A 0,88 ^A 1,08 ^A 1,68 ^A 2,14 ^{AB} 2,98 ^{AB} 5,36 ^{AB} 11,95 ^{AB} 16,64 ^{AB} GP 0,75 ^A 0,79 ^A 0,95 ^A 1,46 ^A 1,74 ^{AB} 2,98 ^{AB} 4,96 ^{AB} 11,27 ^{AB} 15,54 ^{AB} GBB 0,61 ^A 0,59 ^A 0,79 ^A 1,66 ^A 1,97 ^{AB} 2,82 ^{AB} 5,23 ^{AB} 1,21,3 ^{AB} 16,20 ^{AB} GBR 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 12,21 ^B TrA 1 3 6 7 9 (0acos.14) (0bcos.14) (0bc.05.14) (0bc.05.14) (0bc.05.14) (0bc.05.14) (0bc.05.14) (0bc.05.14) (0bc.05.14) (0bc.05.14)	Goltix	0,76 ^A	0,88 ^A	1,09 ^A	1,84 ^A	2,21 ^{AB}	3,40 ^{AB}	6,19 ^{AB}	13,63 ^{AB}	18,01 ^{AB}
Rebell 0,74 ^A 0,84 ^A 0,90 ^A 1,47 ^A 1,78 ^{A8} 2,49 ^B 4,85 ^B 11,45 ^{A8} 15,45 ^{A8} Debut 0,63 ^A 0,69 ^A 0,82 ^A 1,33 ^A 1,66 ^{A8} 2,52 ^{A8} 4,84 ^{A8} 11,60 ^{A8} 15,45 ^{A8} Spectrum 0,78 ^A 0,88 ^A 1,08 ^A 1,66 ^A 2,14 ^{A8} 2,35 ^{A8} 5,36 ^{A8} 11,95 ^{A8} 16,64 ^A GP 0,75 ^A 0,79 ^A 0,95 ^A 1,46 ^A 1,74 ^{A8} 2,59 ^{A8} 4,96 ^{A8} 11,27 ^{A8} 15,35 ^{A8} GBR 0,82 ^A 0,91 ^A 1,07 ^A 1,66 ^A 1,77 ^{A8} 2,32 ^{A8} 5,23 ^{A8} 16,24 ^{A8} 16,24 ^{A8} GBRDS 0,61 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,33 ^A 1,60 ^{A1} 1,00 ^{A1} 1,435 ^A GBRDS 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 15,31 ^A 18,75 ^A 28,57 ^A Goltix 4,82 ^{A4^{A8}} 8,28 ^A 10,78 ^A 15,31 ^A 18,75 ^A 28,57 ^A	Betanal	0,85 ^A	0,90 ^A	1,13 ^A	1,92 ^A	2,39 ^A	3,65 ^A	6,89 ^A	15,73 ^A	20,59 ^A
Debut 0,63^A 0,69^A 0,82^A 1,33^A 1,66^A 2,52^{AB} 4,84^B 11,60^B 15,54^{AB} Spectrum 0,78^A 0,81^A 0,97^A 1,65^A 2,14^{AB} 2,98^{AB} 5,76^{AB} 11,95^B 16,64^{AB} GP 0,75^A 0,97^A 0,95^A 1,46^A 1,74^{AB} 2,59^{AB} 4,96^{AB} 11,27^{AB} 15,35^{AB} GBD 0,61^A 0,75^A 0,90^A 1,20^A 1,39^B 2,18^B 4,96^AB 11,21^{AB} 16,20^{AB} GBRDS 0,74^A 0,75^A 0,90^A 1,20^A 1,39^B 2,18^B 4,00^B 9,08^B 12,21^B TnA -1 1 3 6 7 9 9 (Datum) (28.04.14) (30.04.14) (02.05.14) (05.05.14) (06.05.14) (08.05.14) Kontrolle 4,84^A^B 8,28^A 10,77^A 13,39^A 16,71^A 25,50^A Rebell 4,97^A B 8,13^A 9,74^A 14,07^	Rebell	0,74 ^A	0,84 ^A	0,90 ^A	1,47 ^A	1,78 ^{AB}	2,49 ^B	4,85 ^B	11,45 ^{AB}	15,45 ^{AB}
Spectrum 0,78 ^A 0,87 ^A 1,65 ^A 2,14 ^{AB} 2,98 ^{AB} 5,36 ^{AB} 1,155 ^{AB} 16,64 ^{AB} GB 0,75 ^A 0,79 ^A 0,95 ^A 1,46 ^A 1,74 ^{AB} 2,59 ^{AB} 5,76 ^{AB} 12,98 ^{AB} 18,13 ^{AB} GBR 0,82 ^A 0,91 ^A 1,07 ^A 1,66 ^A 1,97 ^{AB} 2,82 ^{AB} 5,23 ^{AB} 12,13 ^{AB} 16,20 ^{AB} GBRD 0,61 ^A 0,59 ^A 0,79 ^A 1,35 ^A 1,60 ^{AB} 2,35 ^B 4,70 ^{AB} 10,90 ^{AB} 14,35 ^{AB} GBRDS 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 12,21 ^B TnA -1 1 3 6 7 9 (Datum) (28.04.14) (30.04.14) (02.05.14) (05.05.14) (06.05.14) (08.05.14) Kontrolle 4,84 ^{AB} 8,18 ^A 10,37 ^A 14,93 ^A 18,35 ^A 26,63 ^A Betanal 5,04 ^{AB} 8,13 ^A 9,74 ^A 14,07 ^A	Debut	0,63 ^A	0,69 [^]	0,82 ^A	1,33 ^A	1,66 ^{AB}	2,52 ^{AB}	4,84 ^{AB}	11,60 ^{AB}	15,54 ^{AB}
GB 0,79 ^A 0,88 ^A 1,08 ^A 1,74 ^{AB} 3,25 ^{AB} 5,76 ^{AB} 12,98 ^{AB} 18,13 ^{AB} GP 0,75 ^A 0,79 ^A 0,95 ^A 1,46 ^A 1,74 ^{AB} 2,59 ^{AB} 4,96 ^{AB} 11,27 ^{AB} 15,35 ^A GBR 0,82 ^A 0,91 ^A 1,07 ^A 1,66 ^A 1,97 ^{AB} 2,82 ^{AB} 5,32 ^{AB} 12,13 ^{AB} 16,20 ^{AB} GBD 0,61 ^A 0,75 ^A 0,79 ^A 1,35 ^A 1,60 ^{AB} 2,35 ^B 4,70 ^{AB} 10,90 ^{AB} 14,35 ^{AB} GBRDS 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 12,21 ^B TnA -1 1 3 6 7 9 (06.05.14) (06.05.14) (08.05.14) Kontrolle 4,84 ^{AB} 8,28 ^A 10,37 ^A 14,93 ^A 18,35 ^A 26,63 ^A Betanal 5,04 ^{AB} 7,20 ^A 9,02 ^A 13,39 ^A 16,71 ^A 22,50 ^A GB 5,01 ^{AB} 6,55 ^A	Spectrum	0,78 ^A	0,81 ^A	0,97 ^A	1,65 ^A	2,14 ^{AB}	2,98 ^{AB}	5,36 ^{AB}	11,95 ^{AB}	16,64 ^{AB}
$ \begin{array}{c c c c c c c c c c c c c c c c c c c $	GB	0,79 ^A	0,88 ^A	1,08 ^A	1,68 ^A	2,15 AB	3,25 ^{AB}	5,76 ^{AB}	12,98 ^{AB}	18,13 ^{AB}
GBR 0,82 ^A 0,91 ^A 1,07 ^A 1,66 ^A 1,97 ^{AB} 2,82 ^{AB} 5,23 ^{AB} 12,13 ^{AB} 16,20 ^{AB} GBRDS 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,35 ^A 1,60 ^{AB} 2,35 ^B 4,70 ^{AB} 10,90 ^{AB} 14,35 ^{AB} GBRDS 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 12,21 ^B C-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 6 7 9 (Datum) (28.04.14) (30.04.14) (02.05.14) (05.05.14) (06.05.14) (08.05.14) Kontrolle 4,84 ^{AB} 8,28 ^A 10,77 ^A 14,93 ^A 18,35 ^A 26,67 ^A Betanal 5,04 ^{AB} 7,20 ^A 9,02 ^A 13,39 ^A 16,71 ^A 25,50 ^A Betanal 5,04 ^{AB} 8,13 ^A 9,74 ^A 14,07 ^A 17,85 ^A 26,63 ^A Debut 4,33 ^B 6,75 ^A 8,19 ^A 12,51 ^A 15,76 ^A 23,92 ^A </th <th>GP</th> <th>0,75^A</th> <th>0,79[^]</th> <th>0,95 ^A</th> <th>1,46[^]</th> <th>1,74 ^{AB}</th> <th>2,59^{AB}</th> <th>4,96^{AB}</th> <th>11,27 ^{AB}</th> <th>15,35 ^{AB}</th>	GP	0,75 ^A	0,79 [^]	0,95 ^A	1,46 [^]	1,74 ^{AB}	2,59 ^{AB}	4,96 ^{AB}	11,27 ^{AB}	15,35 ^{AB}
GBD 0,61 ^A 0,59 ^A 0,79 ^A 1,35 ^A 1,60 ^{AB} 2,35 ^B 4,70 ^{AB} 10,90 ^{AB} 14,35 ^{AB} GBRDS 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 12,21 ^B 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 6 7 9 (Datum) (28.04.14) (30.04.14) (02.05.14) (05.05.14) (06.05.14) (08.05.14) Kontrolle 4,84 ^{AB} 8,28 ^A 10,78 ^A 15,31 ^A 18,75 ^A 28,57 ^A Goltix 4,82 ^{AB} 8,16 ^A 10,37 ^A 14,93 ^A 18,35 ^A 26,63 ^A Debut 4,33 ^B 6,75 ^A 8,19 ^A 12,51 ^A 15,55 ^A 25,09 ^A Spectrum 4,31 ^B 6,95 ^A 8,50 ^A 12,28 ^A 15,47 ^A 22,87 ^A GB 5,01 ^{AB} 6,52 ^A 7,97 ^A 12,04 ^A 15,16 ^A 23,92 ^A 6,27 ^A 7,79 ^A	GBR	0,82 ^A	0,91 ^A	1,07 ^A	1,66 ^A	1,97 ^{AB}	2,82 ^{AB}	5,23 ^{AB}	12,13 ^{AB}	16,20 ^{AB}
GBRDS 0,74 ^A 0,75 ^A 0,90 ^A 1,20 ^A 1,39 ^B 2,18 ^B 4,00 ^B 9,08 ^B 12,21 ^B 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 6 7 9 (Datum) (28.04.14) (30.04.14) (02.05.14) (05.05.14) (06.05.14) (08.05.14) Kontrolle 4,84 ^{AB} 8,28 ^A 10,78 ^A 15,31 ^A 18,75 ^A 28,57 ^A Goltix 4,82 ^{AB} 8,16 ^A 10,37 ^A 14,93 ^A 18,35 ^A 26,97 ^A Betanal 5,04 ^{AB} 7,20 ^A 9,02 ^A 13,39 ^A 16,71 ^A 25,50 ^A Rebell 4,79 ^{AB} 8,13 ^A 9,74 ^A 14,07 ^A 17,85 ^A 26,63 ^A Debut 4,33 ^B 6,75 ^A 8,19 ^A 12,51 ^A 15,57 ^A 22,87 ^A GB 5,01 ^{AB} 6,52 ^A 7,97 ^A 12,04 ^A 15,16 ^A 22,92 ^A GBD 5,00 ^{AB} 6,93 ^A 7,66 ^A 12,29 ^A 15,05 ^A	GBD	0,61 ^A	0,59 ^A	0,79 ^A	1,35 ^A	1,60 ^{AB}	2,35 ^B	4,70 ^{AB}	10,90 ^{AB}	14,35 ^{AB}
$\begin{array}{ c c c c c c c c c c c c c c c c c c c$	GBRDS	0,74 ^A	0,75 ^A	0,90 ^A	1,20 ^A	1,39 ^B	2,18 ^B	4,00 ^B	9,08 ^B	12,21 ^B
$\begin{array}{c c c c c c c c c c c c c c c c c c c $					2-Blatt-S	tadium (BBCH 12)			
(Datum) (28.04.14) (30.04.14) (02.05.14) (05.05.14) (06.05.14) (08.05.14) Kontrolle 4,84 ^{AB} 8,28 ^A 10,78 ^A 15,31 ^A 18,75 ^A 28,57 ^A Goltix 4,82 ^{AB} 8,16 ^A 10,37 ^A 14,93 ^A 18,35 ^A 26,97 ^A Betanal 5,04 ^{AB} 7,20 ^A 9,02 ^A 13,39 ^A 16,71 ^A 25,50 ^A Rebell 4,79 ^{AB} 8,13 ^A 9,74 ^A 14,07 ^A 17,85 ^A 26,63 ^A Debut 4,33 ^B 6,75 ^A 8,19 ^A 12,51 ^A 15,55 ^A 22,87 ^A GB 5,01 ^{AB} 6,52 ^A 7,97 ^A 12,04 ^A 15,16 ^A 22,59 ^A GP 5,43 ^{AB} 8,21 ^A 9,17 ^A 12,42 ^A 15,70 ^A 23,92 ^A GBD 5,00 ^{AB} 6,93 ^A 7,66 ^A 12,29 ^A 15,05 ^A 23,55 ^A GBRDS 5,46 ^{AB} 7,42 ^A 7,93 ^A 10,70 ^A 13,96 ^A 21,11 ^A	TnA	-1		1	3	•	6	7		9
$\begin{array}{llllllllllllllllllllllllllllllllllll$	(Datum)	(28.04.1	.4) (3	30.04.14)	(02.05.1	.4) (0	5.05.14)	(06.05.1	L4) ((08.05.14)
Goltix 4,82 AB 8,16 A 10,37 A 14,93 A 18,35 A 26,97 A Betanal 5,04 AB 7,20 A 9,02 A 13,39 A 16,71 A 25,50 A Rebell 4,79 AB 8,13 A 9,74 A 14,07 A 17,85 A 26,63 A Debut 4,33 B 6,75 A 8,19 A 12,51 A 15,55 A 25,09 A Spectrum 4,31 B 6,95 A 8,50 A 12,58 A 15,47 A 22,87 A GB 5,01 AB 6,52 A 7,97 A 12,04 A 15,16 A 22,92 A GBR 6,27 A 7,79 A 8,03 A 12,20 A 15,40 A 23,92 A GBD 5,00 AB 6,93 A 7,66 A 12,29 A 15,05 A 23,55 A GBRDS 5,46 AB 7,42 A 7,93 A 10,70 A 13,96 A 21,11 A Lebits-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 A 3	Kontrolle	4.84 A	В	8.28 ^A	10.78 ^A	1	5.31 ^A	18.75 ^A	2	8.57 ^A
Betanal 5,04 AB 7,20 A 9,02 A 13,39 A 16,71 A 25,50 A Rebell 4,79 AB 8,13 A 9,74 A 14,07 A 17,85 A 26,63 A Debut 4,33 B 6,75 A 8,19 A 12,51 A 15,55 A 25,09 A Spectrum 4,31 B 6,95 A 8,50 A 12,58 A 15,47 A 22,87 A GB 5,01 AB 6,52 A 7,97 A 12,04 A 15,16 A 22,59 A GP 5,43 AB 8,21 A 9,17 A 12,20 A 15,40 A 23,92 A GBD 5,00 AB 6,93 A 7,66 A 12,29 A 15,05 A 23,55 A GBRDS 5,46 AB 7,42 A 7,93 A 10,70 A 13,96 A 21,11 A Kontrolle 23,46 A 36,85 A 44,33 A 47,04 A 69,39 A 84,29 A Goltix 24,72 A 39,27 A 47,84 A 51,08 A 74,65 A 90,36 A Betanal 26,98 A 34,28 A 39,14 A 41,90 A	Goltix	4.82 A	В	8.16 ^A	10.37 ^A	14	4.93 ^A	18.35 ^A	2	6.97 ^A
Rebell 4,79 AB 8,13 A 9,74 A 14,07 A 17,85 A 26,63 A Debut 4,33 B 6,75 A 8,19 A 12,51 A 15,55 A 25,09 A Spectrum 4,31 B 6,95 A 8,50 A 12,58 A 15,47 A 22,87 A GB 5,01 AB 6,52 A 7,97 A 12,04 A 15,16 A 22,59 A GP 5,43 AB 8,21 A 9,17 A 12,42 A 15,70 A 23,92 A GBR 6,27 A 7,79 A 8,03 A 12,20 A 15,40 A 23,92 A GBRDS 5,46 AB 7,42 A 7,93 A 10,70 A 13,96 A 21,11 A C-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) (12.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 A 36,85 A 44,33 A 47,04 A 69,39 A 84,29 A Goltix 24,72 A 39,27 A	Betanal	5,04 ^{Al}	В	7,20 ^	9,02 ^	13	3,39 ^	16,71 ^	2	5,50 ^A
Debut 4,33 B 6,75 A 8,19 A 12,51 A 15,55 A 25,09 A Spectrum 4,31 B 6,95 A 8,50 A 12,58 A 15,47 A 22,87 A GB 5,01 AB 6,52 A 7,97 A 12,04 A 15,16 A 22,59 A GP 5,43 AB 8,21 A 9,17 A 12,42 A 15,70 A 23,92 A GBR 6,27 A 7,79 A 8,03 A 12,20 A 15,40 A 23,92 A GBD 5,00 AB 6,93 A 7,66 A 12,29 A 15,05 A 23,55 A GBRDS 5,46 AB 7,42 A 7,93 A 10,70 A 13,96 A 21,11 A LeBlatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) (12.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 A 36,85 A 44,33 A 47,04 A 69,39 A 84,29 A Goltix 24,72 A 39,27 A	Rebell	4,79 ^{Al}	В	8,13 ^A	9,74 ^A	14	4,07 ^A	17,85 ^	2	6,63 ^A
Spectrum 4,31 B 6,95 A 8,50 A 12,58 A 15,47 A 22,87 A GB 5,01 AB 6,52 A 7,97 A 12,04 A 15,16 A 22,59 A GP 5,43 AB 8,21 A 9,17 A 12,42 A 15,70 A 23,92 A GBR 6,27 A 7,79 A 8,03 A 12,20 A 15,40 A 23,92 A GBD 5,00 AB 6,93 A 7,66 A 12,29 A 15,05 A 23,55 A GBRDS 5,46 AB 7,42 A 7,93 A 10,70 A 13,96 A 21,11 A C-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) (12.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 A 36,85 A 44,33 A 47,04 A 69,39 A 84,29 A Goltix 24,72 A 39,27 A 47,84 A 51,08 A 74,65 A 90,36 A Betanal 26,98 A 34,28 A	Debut	4,33 ^B		, 6,75 [^]	, 8,19 ^A	1	, 2,51 ^A	15,55 ^	2	, 5,09 ^A
GB 5,01 ^{AB} 6,52 ^A 7,97 ^A 12,04 ^A 15,16 ^A 22,59 ^A GP 5,43 ^{AB} 8,21 ^A 9,17 ^A 12,42 ^A 15,70 ^A 23,92 ^A GBR 6,27 ^A 7,79 ^A 8,03 ^A 12,20 ^A 15,40 ^A 23,92 ^A GBD 5,00 ^{AB} 6,93 ^A 7,66 ^A 12,29 ^A 15,05 ^A 23,55 ^A GBRDS 5,46 ^{AB} 7,42 ^A 7,93 ^A 10,70 ^A 13,96 ^A 21,11 ^A L-1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) (12.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 ^A 36,85 ^A 44,33 ^A 47,04 ^A 69,39 ^A 84,29 ^A Goltix 24,72 ^A 39,27 ^A 47,84 ^A 51,08 ^A 74,65 ^A 90,36 ^A Betanal 26,98 ^A 34,28 ^A 39,14 ^A 41,90 ^A 60,77 ^A 73,35 ^A Rebell 24,34 ^A 38,23 ^A 46,32 ^A 47,44 ^A 67,27 ^A 80,49 ^A	Spectrum	4,31 ^B		6,95 ^A	8,50 ^A	12	2,58 ^A	15,47 ^	2	2,87 ^A
GP 5,43 ^{AB} 8,21 ^A 9,17 ^A 12,42 ^A 15,70 ^A 23,92 ^A GBR 6,27 ^A 7,79 ^A 8,03 ^A 12,20 ^A 15,40 ^A 23,92 ^A GBD 5,00 ^{AB} 6,93 ^A 7,66 ^A 12,29 ^A 15,05 ^A 23,55 ^A GBRDS 5,46 ^{AB} 7,42 ^A 7,93 ^A 10,70 ^A 13,96 ^A 21,11 ^A 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) (12.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 ^A 36,85 ^A 44,33 ^A 47,04 ^A 69,39 ^A 84,29 ^A Goltix 24,72 ^A 39,27 ^A 47,84 ^A 51,08 ^A 74,65 ^A 90,36 ^A Betanal 26,98 ^A 34,28 ^A 39,14 ^A 41,90 ^A 60,77 ^A 73,35 ^A Rebell 24,34 ^A 38,23 ^A 46,32 ^A 47,44 ^A 67,27 ^A 80	GB	5,01 A	В	6,52 ^A	7,97 ^	1	2,04 ^	15,16 ^A	2	2,59 ^A
GBR GBD GBD GBD GBD 6,27 Å 5,00 Å ^B 5,46 Å ^B 7,79 Å 6,93 Å 7,42 Å 8,03 Å 7,66 Å 7,93 Å 12,29 Å 12,29 Å 10,70 Å 15,05 Å 13,96 Å 23,55 Å 21,11 Å TnA (Datum) -1 1 3 5 8 10 Kontrolle 23,46 Å 36,85 Å 44,33 Å 47,04 Å 69,39 Å 84,29 Å Goltix 23,46 Å 36,85 Å 44,33 Å 47,04 Å 69,39 Å 84,29 Å Goltix 24,72 Å 39,27 Å 47,84 Å 51,08 Å 74,65 Å 90,36 Å Betanal 26,98 Å 34,28 Å 39,14 Å 41,90 Å 60,77 Å 73,35 Å Rebell 24,34 Å 38,23 Å 46,32 Å 47,44 Å 67,27 Å 80,49 Å Debut 20,05 Å 30,83 Å 35,58 Å 39,53 Å 61,64 Å 76,37 Å GB 23,43 Å 31,20 Å 33,73 Å 35,28 Å 51,06 Å 61,59 Å Geb 24,34 Å 31,20 Å 33,73 Å 35,28 Å 51,06 Å 61,59 Å GBB 23,43 Å	GP	5,43 A	В	8,21 ^A	9,17 ^	1	2,42 ^	15,70 ^	2	3,92 ^A
GBD 5,00 AB 6,93 A 7,66 A 12,29 A 15,05 A 23,55 A GBRDS 5,46 AB 7,42 A 7,93 A 10,70 A 13,96 A 21,11 A 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) (12.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 A 36,85 A 44,33 A 47,04 A 69,39 A 84,29 A Goltix 24,72 A 39,27 A 47,84 A 51,08 A 74,65 A 90,36 A Betanal 26,98 A 34,28 A 39,14 A 41,90 A 60,77 A 73,35 A Rebell 24,34 A 38,23 A 46,32 A 47,44 A 67,27 A 80,49 A Debut 20,05 A 30,83 A 35,58 A 39,53 A 61,64 A 76,37 A Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A	GBR	6,27 ^A		7,79 ^	8,03 ^A	1	2,20 ^	15,40 ^A	2	3,92 ^A
GBRDS 5,46 AB 7,42 A 7,93 A 10,70 A 13,96 A 21,11 A Lebel	GBD	5,00 A	В	6,93 ^A	7,66 ^A	12	2,29 ^	15,05 ^A	2	3,55 ^A
2-Blatt-Stadium (BBCH 12) TnA -1 1 3 5 8 10 (Datum) (08.05.14) (10.05.14) (12.05.14) 14.05.14) (17.05.14) (19.05.14) Kontrolle 23,46 A 36,85 A 44,33 A 47,04 A 69,39 A 84,29 A Goltix 24,72 A 39,27 A 47,84 A 51,08 A 74,65 A 90,36 A Betanal 26,98 A 34,28 A 39,14 A 41,90 A 60,77 A 73,35 A Rebell 24,34 A 38,23 A 46,32 A 47,44 A 67,27 A 80,49 A Debut 20,05 A 30,83 A 35,58 A 39,53 A 61,64 A 76,37 A Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A	GBRDS	5,46 ^{AI}	В	7,42 ^	7,9 3 [^]	10	0 ,70 ^A	13,96 ^A	2	1,11 ^A
TnA-1135810(Datum)(08.05.14)(10.05.14)(12.05.14)14.05.14)(17.05.14)(19.05.14)Kontrolle23,46 A36,85 A44,33 A47,04 A69,39 A84,29 AGoltix24,72 A39,27 A47,84 A51,08 A74,65 A90,36 ABetanal26,98 A34,28 A39,14 A41,90 A60,77 A73,35 ARebell24,34 A38,23 A46,32 A47,44 A67,27 A80,49 ADebut20,05 A30,83 A35,58 A39,53 A61,64 A76,37 ASpectrum23,19 A34,42 A40,58 A46,13 A66,59 A80,22 AGB23,43 A31,20 A33,73 A35,28 A51,06 A61,59 AGP28,35 A41,51 A43,96 A44,03 A59,89 A70,46 AGBR27,14 A35,93 A37,27 A37,20 A55,76 A68,14 AGRD24,07 A30,81 A32,15 A24,09 A49,65 A60,02 A					2-Blatt-S					
(Datum)(08.05.14)(10.05.14)(12.05.14)14.05.14)(17.05.14)(19.05.14)Kontrolle23,46 A36,85 A44,33 A47,04 A69,39 A84,29 AGoltix24,72 A39,27 A47,84 A51,08 A74,65 A90,36 ABetanal26,98 A34,28 A39,14 A41,90 A60,77 A73,35 ARebell24,34 A38,23 A46,32 A47,44 A67,27 A80,49 ADebut20,05 A30,83 A35,58 A39,53 A61,64 A76,37 ASpectrum23,19 A34,42 A40,58 A46,13 A66,59 A80,22 AGB23,43 A31,20 A33,73 A35,28 A51,06 A61,59 AGP28,35 A41,51 A43,96 A44,03 A59,89 A70,46 AGBR27,14 A35,93 A37,27 A37,20 A55,76 A68,14 A	TnA	-1		1	3		5	8		10
Kontrolle 23,46 A 36,85 A 44,33 A 47,04 A 69,39 A 84,29 A Goltix 24,72 A 39,27 A 47,84 A 51,08 A 74,65 A 90,36 A Betanal 26,98 A 34,28 A 39,14 A 41,90 A 60,77 A 73,35 A Rebell 24,34 A 38,23 A 46,32 A 47,44 A 67,27 A 80,49 A Debut 20,05 A 30,83 A 35,58 A 39,53 A 61,64 A 76,37 A Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A	(Datum)	(08.05.1	.4) (:	LO.05.14)	(12.05.1	.4) 1	4.05.14)	(17.05.1	L 4) (2	L9.05.14)
Goltix 24,72 A 39,27 A 47,84 A 51,08 A 74,65 A 90,36 A Betanal 26,98 A 34,28 A 39,14 A 41,90 A 60,77 A 73,35 A Rebell 24,34 A 38,23 A 46,32 A 47,44 A 67,27 A 80,49 A Debut 20,05 A 30,83 A 35,58 A 39,53 A 61,64 A 76,37 A Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A	Kontrolle	23.46 ^A	3	6.85 ^A	44.33 ^A	4	7.04 ^A	69.39 ^A	8	4.29 ^A
Betanal 26,98 A 34,28 A 39,14 A 41,90 A 60,77 A 73,35 A Rebell 24,34 A 38,23 A 46,32 A 47,44 A 67,27 A 80,49 A Debut 20,05 A 30,83 A 35,58 A 39,53 A 61,64 A 76,37 A Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A GBD 24,07 A 30,81 A 32,15 A 24,09 A 49,65 A 60,02 A	Goltix	24.72 ^A	3	9.27 ^A	47.84 ^A	5	1.08 ^A	74.65 ^A	9	0.36 ^
Rebell 24,34 A 38,23 A 46,32 A 47,44 A 67,27 A 80,49 A Debut 20,05 A 30,83 A 35,58 A 39,53 A 61,64 A 76,37 A Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A	Betanal	26.98 ^A	3	4.28 ^A	39.14 ^A	4	1.90 ^A	60.77 ^A	7	3.35 ^A
Debut 20,05 A 30,83 A 35,58 A 39,53 A 61,64 A 76,37 A Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A GBD 24,07 A 30,81 A 32,15 A 24,09 A 49,65 A 60,02 A	Rebell	24,34 ^A	3	8,23 ^A	46,32 ^	4	7,44 ^A	67,27 ^	8	0,49 ^A
Spectrum 23,19 A 34,42 A 40,58 A 46,13 A 66,59 A 80,22 A GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A GBD 24,07 A 30,81 A 32,15 A 24,09 A 49,65 A 60,02 A	Debut	20,05 ^A	3	0,83 ^	35,58 ^	39	, 9,53 ^A	61,64 ^A	7	6,37 ^A
GB 23,43 A 31,20 A 33,73 A 35,28 A 51,06 A 61,59 A GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A GBD 24,07 A 30,81 A 32,15 A 24,09 A 49,65 A 60,02 A	Spectrum	23,19 ^A	3	4,42 ^A	40,58 ^A	40	6,13 ^A	, 66,59 ^A	8	0,22 ^A
GP 28,35 A 41,51 A 43,96 A 44,03 A 59,89 A 70,46 A GBR 27,14 A 35,93 A 37,27 A 37,20 A 55,76 A 68,14 A GBD 24,07 A 30,81 A 32,15 A 34,09 A 49,65 A 60,02 A	GB	23,43 ^A	3	1,20 ^	33,73 ^	3.	5,28 ^A	51,06 ^A	6	1,59 ^
GBR 27,14 ^A 35,93 ^A 37,27 ^A 37,20 ^A 55,76 ^A 68,14 ^A GBD 24,07 ^A 30,81 ^A 32,15 ^A 34,09 ^A 49,65 ^A 60,02 ^A	GP	28,35 ^A	4	1,51 ^A	43,96 ^A	44	4,03 ^A	59,89 ^A	7	0,46 ^A
GRD 24.07 ^A 30.81 ^A 32.15 ^A 24.09 ^A 49.65 ^A 60.02 ^A	GBR	27,14 ^A	3	5,93 ^A	37,27 ^A	3	7,20 ^	55,76 ^	6	8,14 ^A
	GBD	24,07 ^A	3	0,81 ^A	32,15 ^A	34	4 <i>,</i> 09 ^A	49,65 ^A	6	0,02 ^A
GBRDS 27,18 ^A 37,64 ^A 36,26 ^A 36,21 ^A 48,64 ^A 56,92 ^A	GBRDS	27,18 ^A	3	7,64 ^A	36 , 26 ^A	30	6 ,21 ^A	48,64 ^A	5	6,92 ^A

Tab. A2: Blattdeckungsfläche (BDF) der Versuchspflanzen nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben.

Großbuchstaben zeigen Signifikanzen zwischen Herbizidvarianten, Tukey-Test (α = 0,05), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen





Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10)

Fehlerbalken zeigen Konfidenzintervall der Mittelwerte (α = 0,05) Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

Abb. A2: Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.



Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12)

Fehlerbalken zeigen Konfidenzintervall der Mittelwerte (α = 0,05) Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

Abb. A3: Wachstumsindizes der Blattdeckungsfläche (WI_{BDF}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben.



Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16)

Fehlerbalken zeigen Konfidenzintervall der Mittelwerte (α = 0,05) Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

	Keimblattstadium (BBCH 10) Tage nach Applikation (TnA)									
Herbizid-	-1	1	2	5	7	9	12	16	19	
variante	(15.04.14)	(17.04.14)	(18.04.14)	(21.04.14)	(23.04.14)	(25.04.14)	(28.04.14)	(02.05.14)	(05.05.14)	
	Rotanteil der Blattfarbe									
Kontrolle	0,341	0,363	0,334	0,339	0,361	0,350	0,342	0,339	0,360	
Goltix	0,341	0,360	0,330	0,337	0,357	0,347	0,338	0,333	0,357	
Betanal	0,342	0,364	0,331	0,340	0,359	0,353	0,343	0,339	0,360	
Rebell	0,344	0,366	0,342	0,343	0,369(*)	0,357	0,347	0,346	0,365	
Debut	0,341	0,363	0,333	0,342	0,360	0,350	0,344	0,340	0,360	
Spectrum	0,340	0,367	0,331	0,340	0,360	0,342*	0,341	0,337	0,363	
GB	0,345	0,362	0,336	0,340	0,361	0,353	0,344	0,342	0,362	
GP	0,343	0,365	0,338	0,343	0,363	0,358*	0,343	0,341	0,361	
GBR	0,340	0,362	0,333	0,337	0,359	0,352	0,340	0,338	0,357	
GBD	0,343	0,367	0,334	0,342	0,361	0,355	0,342	0,337	0,360	
GBRDS	0,339	0,361	0,325	0,343	0,357	0,340	0,361***	0,334	0,362	
	Grünanteil der Blattfarbe									
Kontrolle	0,373	0,378	0,379	0,386	0,391	0,397	0,419	0,422	0,426	
Goltix	0,374	0,380	0,383	0,392	0,394	0,400	0,419	0,421	0,425	
Betanal	0,380	0,388	0,386	0,393	0,396	0,402	0,421	0,423	0,428	
Rebell	0,374	0,376	0,381	0,386	0,387	0,394	0,417	0,424	0,426	
Debut	0,374	0,380	0,382	0,386	0,393	0,395	0,417	0,424	0,425	
Spectrum	0,378	0,384	0,383	0,388	0,392	0,397	0,417	0,421	0,424	
GB	0,379	0,382	0,385	0,391	0,396	0,399	0,421	0,424	0,428	
GP	0,377	0,381	0,381	0,385	0,392	0,398	0,419	0,426	0,427	
GBR	0,379	0,385	0,385	0,390	0,393	0,397	0,419	0,423	0,428	
GBD	0,374	0,379	0,379	0,386	0,391	0,397	0,417	0,420	0,428	
GBRDS	0,376	0,382	0,379	0,385	0,389	0,390	0,399***	0,419	0,427	
	Blauanteil der Blattfarbe									
Kontrolle	0.286	0.259	0.287	0.275	0.248	0.253	0.239	0.239	0.214	
Goltix	0.285	0.260	0.288	0.271	0.249	0.254	0.243	0.246	0.218	
Betanal	0.278	0.248	0.283	0.267	0.245	0.246	0.236	0.239	0.212	
Rebell	0.282	0.258	0.277	0.271	0.244	0.249	0.236	0.231	0.209	
Debut	0.284	0.257	0.285	0.272	0.247	0.254	0.239	0.237	0.215	
Spectrum	0.282	0.249	0.285	0.271	0.248	0.261*	0.243	0.242	0.213	
GB	0,275	0,256	0,279	0,269	0,243	0,248	0,235	0,235	0,211	
GP	0.281	0.254	0.281	0.272	0.245	0.245	0.238	0.233	0.211	
GBR	0.280	0.254	0.282	0.272	0.247	0.250	0.241	0.239	0.215	
GBD	0.283	0.255	0.287	0.272	0.248	0.247	0.242	0.244	0.212	
GBRDS	0,285	0,257	0,296*	0,272	0,253	0,270***	0,240	0,247	0,211	
-	, -	· ·	·		· -	· -	· -		·	

Tab. A3: Rot-, Grün- und Blauanteil der Blattfarbe nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben.

Sterne zeigen Signifikanzen der Herbizidvarianten gegenüber der Kontrolle,

Dunnett-Test (p < 0,001 [***], p < 0,01 [**], p < 0,05 [*], p < 0,1 [(*)]),

Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

	2-Blatt-Stadium (BBCH 12) Tage nach Applikation (TnA)									
Herbizid-	-1	1	3	6	7	9				
variante	(28.04.14)	(30.04.14)	(02.05.14)	(05.05.14)	(06.05.14)	(08.05.14)				
			Rotanteil de	er Blattfarbe						
Kontrolle	0 337	0 352	0 336	0.361	0 357	0 355				
Goltix	0.337	0.351	0,336	0.361	0,356	0.351 *				
Betanal	0 336	0 352	0 339 (*)	0 365 **	0 361 **	0 360 **				
Rebell	0.336	0.350	0.337	0.361	0.358	0,355				
Debut	0.335	0.347	0.334	0.362	0.361 **	0.357				
Spectrum	0,337	0,350	0,337	0,359	0,358	0,353				
GB	0,334	0,351	0,336	0,366 ***	0,362 ***	0,354				
GP	0,328	0,347	0,330	0,363 *	0,359 ***	0,357 ***				
GBR	0,338	0,355	0,342 ***	0,366 **	0,363 **	0,358				
GBD	0,332	0,352 *	0,336 (*)	0,368 ***	0,361 **	0,355				
GBRDS	0,335	0,351	0,337	0,365 **	0,363 ***	0,357				
	Grünanteil der Blattfarbe									
Kontrolle	0,419	0,412	0,424	0,425	0,431	0,431				
Goltix	0,419	0,413	0,426	0,425	0,428	0,429				
Betanal	0,416	0,414	0,425	0,424	0,431	0,427				
Rebell	0,417	0,411	0,426	0,421	0,430	0,430				
Debut	0,418	0,410	0,428	0,422	0,433	0,428				
Spectrum	0,414	0,411	0,424	0,420	0,431	0,425				
GB	0,415	0,415 (*)	0,429 ***	0,429 *	0,433	0,429				
GP	0,411	0,411	0,424	0,419	0,429	0,428				
GBR	0,415	0,416 *	0,428 **	0,424	0,432	0,427				
GBD	0,417	0,414	0,431 ***	0,423	0,432	0,427				
GBRDS	0,417	0,413	0,424	0,425	0,429	0,432				
	Blauanteil der Blattfarbe									
Kontrolle	0,244	0,236	0,240	0,214	0,211	0,214				
Goltix	0,244	0,236	0,238	0,214	0,215	0,221 (*)				
Betanal	0,248	0,234	0,237	0,211	0,208	0,214				
Rebell	0,247	0,240	0,236	0,218	0,213	0,214				
Debut	0,248	0,243	0,238	0,216	0,205 *	0,215				
Spectrum	0,249	0,240	0,239	0,222	0,211	0,221				
GB	0,251	0,234	0,235 **	0,205 ***	0,205 *	0,217				
GP	0,261	0,242	0,246	0,218	0,212	0,215				
GBR	0,247	0,229 **	0,231 ***	0,211	0,205 *	0,215				
GBD	0,251	0,234	0,233 ***	0,209 *	0,207 (*)	0,218				
GBRDS	0,248	0,236	0,240	0,210	0,208	0,210				

Tab. A4: Rot-, Grün- und Blauanteil der Blattfarbe nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.

Sterne zeigen Signifikanzen der Herbizidvarianten gegenüber der Kontrolle,

Dunnett-Test (p < 0,001 [***], p < 0,01 [**], p < 0,05 [*], p < 0,1 [(*)]),

Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen
	4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) Tage nach Applikation (TnA)											
Herbizid-	-1	1	3	6	7	9						
variante	(08.05.14)	(10.05.14)	(12.05.14)	(14.05.14)	(17.05.14)	(19.05.14)						
	Rotanteil der Blattfarbe											
Kontrolle	0,357	0,342	0,344	0,359	0,348	0,340						
Goltix	0,358	0,342	0,345	0,361	0,348	0,339						
Betanal	0,353	0,344	0,343	0,358	0,346	0,337						
Rebell	0,354	0,340	0,343	0,357	0,348	0,341						
Debut	0,353	0,345	0,348	0,364 *	0,354 **	0,348 ***						
Spectrum	0,363	0,346	0,349	0,359	0,351	0,345						
GB	0,355	0,344	0,348 *	0,359	0,349	0,342						
GP	0,352	0,338	0,343	0,359	0,349	0,342 (*)						
GBR	0,351	0,345 *	0,348 ***	0,364 ***	0,352 ***	0,343 **						
GBD	0,352	0,349 ***	0,345	0,357	0,350	0,344 **						
GBRDS	0,351	0,347 ***	0,353 ***	0,366 ***	0,356 ***	0,348 ***						
		Grünanteil der Blattfarbe										
Kontrolle	0,435	0,435	0,423	0,421	0,419	0,417						
Goltix	0,432	0,431	0,427 (*)	0,418	0,418	0,417						
Betanal	0,439	0,439	0,422	0,422	0,419	0,416						
Rebell	0,434	0,430 *	0,423	0,422	0,417	0,414						
Debut	0,438	0,439	0,429 *	0,427 *	0,424 (*)	0,422 (*)						
Spectrum	0,429	0,431	0,417	0,417	0,416	0,415						
GB	0,436	0,440 (*)	0,430 **	0,425	0,420	0,416						
GP	0,437	0,436	0,424	0,422	0,415	0,411 **						
GBR	0,442	0,441	0,426	0,426	0,423	0,422						
GBD	0,438	0,439	0,422	0,426	0,423	0,420						
GBRDS	0,436	0,435	0,421	0,422	0,421	0,420						
			Blauanteil d	er Blattfarbe								
Kontrolle	0,208	0,223	0,233	0,220	0,233	0,243						
Goltix	0,210	0,227	0,229	0,221	0,234	0,244						
Betanal	0,209	0,217 (*)	0,235	0,220	0,235	0,246						
Rebell	0,211	0,230 (*)	0,234	0,221	0,235	0,244						
Debut	0,209	0,215 (*)	0,224 **	0,209 ***	0,222 ***	0,231 ***						
Spectrum	0,208	0,223	0,234	0,224	0,233	0,240						
GB	0,209	0,215 *	0,222 ***	0,216	0,232	0,242						
GP	0,211	0,225	0,233	0,219	0,236	0,247						
GBR	0,207	0,214 **	0,226 *	0,210 **	0,225 *	0,235 *						
GBD	0,210	0,211 ***	0,233	0,216	0,228	0,236 (*)						
GBRDS	0,213	0,218 *	0,226 **	0,212 ***	0,223 ***	0,232 ***						

Tab. A5: Rot-, Grün- und Blauanteil der Blat	tfarbe nach Applikation verschiedener
Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium	(BBCH 14/16) der Zuckerrüben.

Sterne zeigen Signifikanzen der Herbizidvarianten gegenüber der Kontrolle,

Dunnett-Test (p < 0,001 [***], p < 0,01 [**], p < 0,05 [*], p < 0,1 [(*)]), Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

Herbizid- variante	Entwicklungsstadium Fluoreszenzwerte												
	Messsung jeweils einen Tag vor Applikation												
		Keimblattstadium (BBCH 10)											
	RF _{UV}	RF _G	RF _R	FRF _{UV}	FRF _G	FRF _R	SFR _R	BGF _{UV}	BFRR _{UV}				
Kontrolle	5,36 ^A	38,8 ^A	6,70 ^A	8,16 ^A	16,8 ^A	55,4 ^A	1,41 ^A	80,3 ^A	10,3 ^A				
Goltix	5,07 ^A	39,3 ^A	6,67 ^A	8,03 ^A	17,9 ^A	58,4 ^A	1,48 ^A	81,5 ^A	10,0 ^A				
Betanal	4,71 ^A	39,9 ^A	6,33 ^A	7,24 ^A	16,9 ^A	60,4 ^A	1,50 ^A	77,6 ^A	11,0 ^A				
Rebell	4,97 ^A	40,6 ^A	6,87 ^A	7,54 ^A	18,0 ^A	60,5 ^A	1,46 ^A	77,3 ^A	11,0 ^A				
Debut	5,08 ^A	39,4 ^A	6,52 ^A	7,99 ^	17,0 ^A	56,0 [^]	1,42 ^A	76,3 ^A	10,6 ^A				
Spectrum	4,65 ^A	38,8 ^A	6,17 ^A	7,20 ^A	16,9 ^A	58,6 ^A	1,49 ^A	76,7 ^A	11,0 ^A				
GB	5,04 ^A	40,7 ^A	6,89 ^A	8,00 ^A	18,3 ^A	62,1 ^A	1,52 ^A	77,8 ^A	10,2 ^A				
GP	5,01 ^A	39,8 ^A	6,68 ^A	7,49 [^]	17,7 ^A	60,4 ^A	1,51 ^A	78,1 ^A	11,0 ^A				
GBR	4,89 ^A	39,6 ^A	6,66 ^A	7,43 ^A	17,7 ^A	60,2 ^A	1,51 ^A	77,9 ^A	10,7 ^A				
GBD	4,62 ^A	38,0 ^A	6,04 ^A	7,11 ^A	15,4 ^A	51,5 ^A	1,34 ^A	76,6 ^A	11,1 ^A				
GBRDS	4,54 ^A	38,2 ^A	5,92 ^A	6,88 ^A	16,4 ^A	56,8 ^A	1,47 ^A	76,6 ^A	11,4 ^A				

Tab. A6: Fluoreszenzmesswerte und Fluoreszenzindizes der Versuchspflanzen einen Tag vor Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben.

	2-Blatt-Stadium (BBCH 12)										
	RF _{UV}	RF _G	RF _R	FRF _{UV}	FRF _G	FRF _R	SFR _R	BGF _{UV}	BFRR _{UV}		
Kontrolle	3.24 ^A	61.0 ^A	10.4 ^A	6.10 AB	38.2 ^A	143 ^{AB}	2.35 ^A	66.3 ^A	11.8 ^{AB}		
Goltix	3,19 ^A	60,6 ^A	10,5 ^A	5,91 ^{AB}	39,6 ^A	146 ^{AB}	2,38 AB	66,5 ^A	12,4 ^{AB}		
Betanal	2,98 ^A	55,6 ^A	8,7 ^A	6,51 AB	44,7 ^A	174 ^{AB}	3,15 ^{AB}	65,8 ^A	10,6 ^{AB}		
Rebell	2,88 ^A	51,5 ^A	7,9 ^A	6,14 ^{AB}	40,5 ^A	155 ^{AB}	3,03 ^{AB}	66,3 ^A	11,2 ^{AB}		
Debut	2,86 ^A	49,6 ^A	7,7 ^	5,45 ^A	33,7 ^A	123 ^A	2,43 ^A	66,0 ^A	13,1 ^		
Spectrum	3,07 ^A	52,7 ^A	8,3 ^A	6,11 ^{AB}	37,1 ^A	140 ^{AB}	2,60 AB	66,2 ^A	11,8 ^{AB}		
GB	3,12 ^A	58,2 ^A	9,5 ^A	7,12 ^{AB}	51,7 ^A	195 ^{AB}	3,30 ^в	66,0 ^A	9,7 ^в		
GP	3,21 ^A	65,8 ^A	11,5 ^A	6,74 ^{AB}	49,3 ^A	186 ^{AB}	2,79 AB	65,5 ^A	10,6 ^{AB}		
GBR	3,20 ^A	67,8 ^A	11,7 ^A	6,98 ^{AB}	52,9 ^A	206 ^B	3,09 ^{AB}	65,5 ^A	9,8 ^в		
GBD	2,95 ^A	56,8 ^A	8,9 ^A	6,35 ^{AB}	42,5 ^A	165 ^{AB}	2,83 AB	65,7 ^A	11,2 ^{AB}		
GBRDS	3,30 ^A	59,6 ^A	9,9 ^A	7,50 ^в	50,0 ^A	191 ^{AB}	3,22 AB	66,6 ^A	9,2 ^B		

4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16)

	RF _{UV}	RF _G	RF _R	FRF _{UV}	FRF _G	FRF _R	SFR _R	BGF _{UV}	BFRR _{UV}
Kontrolle	7,41 ^A	191 ^{AB}	41,6 ^{AB}	22,5 ^{AB}	216 ^{AB}	875 ^{AB}	4,80 ^{AB}	67,9 ^{AB}	3,43 ^{AB}
Goltix	7,29 ^A	192 AB	40,4 ^{AB}	24,7 ^{AB}	238 AB	985 AB	5,49 ^B	66,6 ^{AB}	3,27 ^{AB}
Betanal	7,28 ^A	191 ^{AB}	41,6 ^{AB}	23,1 ^{AB}	230 AB	920 AB	5,09 ^{AB}	66,8 ^{AB}	3,66 AB
Rebell	7,13 ^A	188 ^{AB}	41,3 ^{AB}	21,9 ^{AB}	226 AB	905 AB	4,98 ^{AB}	67,5 ^{AB}	3,78 AB
Debut	6,62 ^A	134 ^A	28,7 ^A	18,0 ^A	151 ^A	609 ^A	4,54 ^{AB}	69,2 ^B	4,68 ^A
Spectrum	7,88 ^A	202 AB	43,7 ^{AB}	21,2 ^{AB}	197 ^{AB}	803 AB	3,90 ^A	67,8 ^{AB}	4,11 ^{AB}
GB	6,84 ^A	194 ^{AB}	42,5 ^{AB}	20,4 ^{AB}	215 AB	864 AB	4,78 ^{AB}	66,5 ^A	3,72 AB
GP	7,62 ^A	208 AB	46,2 ^{AB}	24,3 ^{AB}	248 AB	985 AB	5,08 AB	67,8 ^{AB}	3,05 AB
GBR	7,50 ^A	190 ^{AB}	40,8 ^{AB}	26,4 ^{AB}	248 AB	1010 AB	5,87 ^в	66,6 ^{AB}	2,95 AB
GBD	7,59 ^A	208 AB	44,7 ^{AB}	21,7 ^{AB}	230 AB	938 AB	4,70 AB	66,6 ^{AB}	3,27 ^{AB}
GBRDS	8,73 ^A	241 ^B	53,7 ^B	27,4 ^B	274 ^B	1103 ^B	4,86 ^{AB}	65,9 ^A	2,56 ^B

Abb. A4: Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben.



Applikation im Keimblattstadium (BBCH 10)

Fehlerbalken zeigen Konfidenzintervall der Mittelwerte (α = 0,05) Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

Abb. A5: Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.



Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12)

Fehlerbalken zeigen Konfidenzintervall der Mittelwerte (α = 0,05) Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

Abb. A6: Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben.



Applikation im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16)

Fehlerbalken zeigen Konfidenzintervall der Mittelwerte (α = 0,05) Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

	Keimblattstadium (BBCH 10) Tage nach Applikation (TnA)									
Herbizid-	0	1	2	3	5	6	7	9		
variante	(16.04.13)	(17.04.13)	(18.04.13)	(19.04.13)	(21.04.13)	(22.04.13)	(23.04.13)	(25.04.13)		
				Grundfluc	oreszenz (<i>F</i>	0)				
Kontrolle	0,064 ^A	0,070 ^{AB}	0,059 ^{AB}	0,063 ^A	0,079 ^A	0,084 ^A	0,090 ^A	0,101 ^A		
Goltix	0,062 ^A	0,098 ^{BC}	0,072 ABC	0,069 ABC	0,083 ^A	0,090 ^{AB}	0,092 ^A	0,108 ^A		
Betanal	0,069 ^A	0,122 ^{CD}	0,083 ^{CD}	0,079 BCDE	0,091 ^A	0,087 ^{AB}	0,088 ^A	0,102 ^A		
Rebell	0,068 ^A	0,082 ^{AB}	0,076 BCD	0,080 BCDE	0,077 ^A	0,080 ^A	0,077 ^A	0,091 ^A		
Debut	0,065 ^A	0,062 AB	0,052 ^A	0,059 AB	0,076 ^A	0,081 ^A	0,076 ^A	0,097 ^		
Spectrum	0,067 ^	0,064 ^A	0,057 ^{AB}	0,072 ABCD	0,079 ^A	0,084 ^A	0,089 ^A	0,100 ^A		
GB	0,066 ^A	0,161 ^{EF}	0,107 ^{EF}	0,091 DEF	0,095 ^A	0,099 ^{AB}	0,097 ^A	0,110 ^A		
GP	0,062 ^	0,125 ^{CDE}	0,109 ^F	0,104 ^F	0,084 ^A	0,100 ^B	0,091 ^A	0,093 ^A		
GBR	0,070 ^	0,137 ^{de}	0,089 DE	0,078 ^{CDE}	0,088 ^A	0,089 AB	0,089 ^A	0,103 ^A		
GBD	0,056 ^A	0,126 ^D	0,082 ^{CD}	0,076 BCDE	0,082 ^A	0,081 ^A	0,080 ^A	0,092 ^A		
GBRDS	0,067 ^A	0,169 ^F	0,120 ^F	0,090 ^{EF}	0,079 ^A	0,086 ^{AB}	0,079 ^A	0,084 ^A		
			N	laximalfluc	oreszenz (<i>Fi</i>	m)				
Kontrolle	0,238 ^A	0,216 ^A	0,229 ^A	0,240 AB	0,310 ^{AB}	0,347 ^A	0,359 ^{AB}	0,460 ^A		
Goltix	0,223 ^A	0,200 ^A	0,218 ^A	0,234 AB	0,321 ^{AB}	0,343 ^{AB}	0,367 ^{AB}	0,454 ^{AB}		
Betanal	0,252 A	0,224 ^A	0,237 ^A	0,249 AB	0,340 ^A	0,348 AB	0,353 AB	0,444 ^{AB}		
Rebell	0,229 ^A	0,205 ^A	0,219 ^A	0,231 AB	0,306 AB	0,314 AB	0,325 AB	0,418 ^{AB}		
Debut	0,236 ^A	0,185 ^A	0,206 ^A	0,222 AB	0,308 AB	0,323 AB	0,324 AB	0,423 AB		
Spectrum	0,252 ^A	0,201 ^A	0,228 ^A	0,264 ^A	0,333 ^A	0,345 ^{AB}	0,368 ^A	0,450 ^{AB}		
GB	0,240 ^A	0,230 ^A	0,237 ^A	0,246 AB	0,338 ^A	0,357 ^A	0,360 AB	0,457 ^A		
GP	0,235 ^A	0,203 ^A	0,210 ^A	0,219 AB	0,278 AB	0,313 ^{AB}	0,325 AB	0,406 AB		
GBR	0,258 ^A	0,214 ^A	0,218 ^A	0,224 ^{AB}	0,331 ^A	0,348 ^A	0,352 AB	0,441 ^{AB}		
GBD	0,207 ^A	0,183 ^A	0,201 ^A	0,214 AB	0,295 AB	0,307 AB	0,311 ^{AB}	0,394 AB		
GBRDS	0,251 ^A	0,216 ^A	0,213 ^A	0,195 ^B	0,240 ^B	0,269 ^B	0,284 ^B	0,357 ^B		
			Maxim	ale Quante	eneffizienz	(Fv/Fm)				
Kontrolle	0,727 ^A	0,675 ^A	0,741 ^A	0,739 ^A	0,745 ^{AB}	0,756 ^A	0,748 ^A	0,780 ^A		
Goltix	0,723 ^	0,510 ^c	0,662 ^B	0,702 ^{BC}	0,738 AB	0,737 ^{AB}	0,746 AB	0,763 ^A		
Betanal	0,725 ^A	0,456 ^{CD}	0,650 ^B	0,682 ^{CD}	0,732 ^B	0,749 AB	0,750 ^A	0,768 ^A		
Rebell	0,700 ^A	0,594 ^B	0,647 ^{BC}	0,651 DE	0,747 ^{AB}	0,740 AB	0,762 ^	0,781 ^A		
Debut	0,718 ^A	0,661 AB	0,746 ^	0,734 ^{AB}	0,754 ^{AB}	0,748 AB	0,763 ^	0,775 ^A		
Spectrum	0,732 ^A	0,680 ^A	0,749 ^A	0,726 ^{AB}	0,762 ^A	0,757 ^A	0,756 ^A	0,778 ^A		
GB	0,725 ^	0,300 ^E	0,546 DE	0,626 ^E	0,717 ^{BC}	0,722 ^B	0,730 AB	0,759 ^A		
GP	0,734 ^A	0,386 DE	0,486 ^E	0,528 [₣]	0,695 ^{CD}	0,681 ^c	о,718 ^в	0,770 ^A		
GBR	0,727 ^	0,353 ^E	0,586 ^D	0,648 DE	0,734 ^B	0,743 AB	0,743 ^{AB}	0,766 ^A		
GBD	0,728 ^	0,308 ^E	0,594 ^{CD}	0,644 DE	0,720 BC	0,736 AB	0,742 AB	0,768 ^A		
GBRDS	0,731 ^A	0,220 ^E	0,439 ^E	0,536 ^F	0,635 D	0,666 ^c	0,714 AB	0,759 ^A		

Tab. A7: Grund- (Fo), Maximalfluoreszenz (Fm) und maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im Keimblattstadium (BBCH 10) der Zuckerrüben.

	2-Blatt-Stadium (BBCH 12) Tage nach Applikation (TnA)										
Herbizid-	0	0,5	1	2	3	4	6	7			
variante	(28.04.14)	(29.04.14)	(30.04.14)	(01.05.14)	(02.05.14)	(03.05.14)	(05.05.14)	(06.05.14)			
	Grundfluoreszenz (<i>Fo</i>)										
Kontrolle	0,096 AB	0,073 ^A	0,076 ^A	0,082 ^A	0,074 ^{AB}	0,081 ^A	0,047 ^A	0,067 ^{AB}			
Goltix	0,094 AB	0,078 ^A	0,098 ^B	0,098 ^{BC}	0,077 ^{AB}	0,080 ^A	0,053 ^A	0,062 ^A			
Betanal	0,094 AB	0,116 ^{BC}	0,125 ^{CD}	0,094 ^{BC}	0,079 AB	0,081 ^A	0,048 ^A	0,064 ^A			
Rebell	0,093 AB	0,076 ^A	0,105 ^B	0,101 ^C	0,075 ^{AB}	0,078 ^A	0,051 ^A	0,066 ^{AB}			
Debut	0,087 ^A	0,071 ^A	0,074 ^A	0,077 ^A	0,069 ^A	0,072 ^A	0,039 ^A	0,067 ^{AB}			
Spectrum	0,096 AB	0,073 ^A	0,071 ^A	0,085 ^{AB}	0,074 ^{AB}	0,077 ^A	0,046 ^A	0,074 ^{AB}			
GB	0,098 AB	0,119 ^c	0,139 ^D	0,098 ^c	0,082 ^{BC}	0,079 ^A	0,040 ^A	0,066 AB			
GP	0,096 AB	0,102 ^B	0,172 ^E	0,137 ^E	0,138 ^D	0,109 ^B	0,046 ^A	0,077 ^B			
GBR	0,100 ^B	0,107 ^{BC}	0,136 ^{CD}	0,118 ^D	0,079 AB	0,076 ^A	0,040 ^A	0,064 ^A			
GBD	0,092 AB	0,114 ^{BC}	0,123 ^c	0,097 ^{BC}	0,078 AB	0,072 ^A	0,038 ^A	0,066 ^{AB}			
GBRDS	0,097 AB	0,110 ^{BC}	0,138 ^{CD}	0,125 DE	0,093 ^c	0,076 ^A	0,038 ^A	0,062 ^A			
	Maximalfluoreszenz (Fm)										
Kontrolle	0,423 AB	0,296 ^A	0,350 ^A	0,336 ^A	0,301 ^A	0,307 ^A	0,156 ^A	0,259 ^A			
Goltix	0,412 AB	0,308 ^A	0,353 ^A	0,343 ^A	0,298 ^A	0,299 ABC	0,161 ^A	0,230 ^A			
Betanal	0,417 AB	0,241 ^B	0,284 D	0,317 ^{AB}	0,284 AB	0,300 AB	0,152 ^A	0,254 ^A			
Rebell	0,414 ^{AB}	0,305 ^A	0,358 ^A	0,331 ^A	0,290 AB	0,296 ABC	0,167 ^A	0,263 ^A			
Debut	0,386 ^B	0,308 ^A	0,335 AB	0,333 ^A	0,286 AB	0,276 ABCD	0,121 ^A	0,260 ^A			
Spectrum	0,424 ^{AB}	0,318 ^A	0,331 ABC	0,354 ^A	0,304 ^A	0,296 ABC	0,132 ^A	0,268 ^A			
GB	0,434 ^{AB}	0,245 ^B	0,294 ^{CD}	0,298 ^B	0,279 AB	0,290 ABC	0,118 ^A	0,248 ^A			
GP	0,428 AB	0,298 ^A	0,356 ^A	0,297 ^B	0,255 ^{BC}	0,265 ^{CD}	0,122 ^A	0,261 ^A			
GBR	0,447 ^A	0,224 ^B	0,285 D	0,263 ^c	0,243 ^c	0,268 BCD	0,123 ^A	0,243 ^A			
GBD	0,402 AB	0,242 ^B	0,295 ^{CD}	0,292 ^{BC}	0,277 ABC	0,267 BCD	0,114 ^A	0,246 ^A			
GBRDS	0,438 AB	0,251 ^B	0,300 BCD	0,262 ^c	0,239 ^c	0,256 ^D	0,107 ^A	0,233 ^A			
			Maxim	ale Quante	eneffizienz	(Fv/Fm)					
Kontrolle	0,773 ^A	0,754 ^A	0,782 ^A	0,755 ^A	0,754 ^A	0,737 ^A	0,692 ^A	0,742 AB			
Goltix	0,773 ^A	0,745 ^A	0,722 ^B	0,717 ^B	0,742 AB	0,732 AB	0,666 ABCD	0,729 ^B			
Betanal	0,775 ^A	0,517 ^C	0,558 ^{CD}	0,702 BC	0,720 BC	0,729 AB	0,681 ABC	0,746 AB			
Rebell	0,775 ^A	0,751 ^A	0,707 ^B	0,694 ^{BC}	0,742 ^A	0,735 AB	0,688 AB	0,748 ^A			
Debut	0,774 ^A	0,768 ^A	0,776 ^	0,769 ^A	0,757 ^A	0,737 ^{AB}	0,669 ABCD	0,741 ^{AB}			
Spectrum	0,775 ^A	0,768 ^A	0,784 ^A	0,759 ^A	0,757 ^A	0,738 AB	0,647 BCDE	0,722 BC			
GB	0,774 ^A	0,512 ^c	0,528 ^D	0,669 ^c	0,708 ^c	0,728 AB	0,654 CDE	0,732 AB			
GP	0,775 ^A	0,658 ^B	0,521 D	0,542 D	0,457 ^F	0,587 ^D	0,616 ^E	0,703 ^c			
GBR	0,775 ^A	0,523 ^C	0,520 D	0,547 ^D	0,671 ^D	0,715 ^{BC}	0,659 BCDE	0,738 AB			
GBD	0,772 ^A	0,530 ^c	0,582 ^c	0,667 ^c	0,717 ^{BC}	0,729 AB	0,658 BCDE	0,733 AB			
GBRDS	0,778 ^A	0,560 ^c	0,539 ^{CD}	0,522 D	0,608 ^E	0,699 ^c	0,632 DE	0,731 ABC			
		*		*							

Tab. A8: Grund- (Fo), Maximalfluoreszenz (Fm) und maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.

	4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) Tage nach Applikation (TnA)											
Herbizid-	0	1	2	3	4	5	6	9				
variante	(09.05.14)	(10.05.14)	(11.05.14)	(12.05.14)	(13.05.14)	(14.05.14)	(15.05.14)	(19.05.14)				
	Grundfluoreszenz (<i>Fo</i>)											
Kontrolle	0,069 ^A	0,069 ^A	0,062 ^A	0,059 ^{AB}	0,060 ABC	0,054 ^{AB}	0,058 AB	0,067 ^A				
Goltix	0,070 ^A	0,102 ABC	0,074 ABC	0,070 ABCD	0,051 ABC	0,058 AB	0,050 ^A	0,056 ^A				
Betanal	0,070 ^A	0,149 ^D	0,097 BCD	0,077 BCD	0,067 ^{BC}	0,060 AB	0,068 AB	0,057 ^A				
Rebell	0,072 ^A	0,094 ^{AB}	0,088 ABCD	0,066 ABCD	0,053 ABC	0,052 ^{AB}	0,052 ^A	0,058 ^A				
Debut	0,068 ^A	0,066 ^A	0,063 AB	0,053 ^A	0,045 ^A	0,048 AB	0,053 ^A	0,060 ^A				
Spectrum	0,071 ^A	0,070 ^A	0,057 ^A	0,051 ^A	0,046 ^{AB}	0,046 ^A	0,057 ^{AB}	0,059 ^A				
GB	0,071 ^A	0,130 BCD	0,102 CDE	0,071 ABCD	0,068 ^{BC}	0,064 ^B	0,057 AB	0,055 ^A				
GP	0,075 ^A	0,170 ^D	0,149 ^E	0,108 ^E	0,076 ^c	0,087 ^c	0,081 ^B	0,060 ^A				
GBR	0,070 ^	0,147 ^{CD}	0,094 ABCDE	0,088 ^{CDE}	0,061 ABC	0,060 AB	0,065 ^{AB}	0,061 ^A				
GBD	0,073 ^	0,130 BCD	0,099 ^{CD}	0,062 ABC	0,051 ABC	0,057 AB	0,057 ^{AB}	0,053 ^A				
GBRDS	0,078 ^A	0,168 ^D	0,127 DE	0,087 DE	0,066 ABC	0,062 AB	0,060 AB	0,063 ^A				
	Maximalfluoreszenz (<i>Fm</i>)											
Kontrolle	0 292 A	0 273 ^{AB}	0 266 ^A	0 218 ^{AB}	0 218 ^A	0 204 ^A	0 233 ^A	0 286 ^A				
Goltix	0.298 ^A	0.305 ^	0.238 AB	0.232 ^A	0.171 ^{AB}	0.208 ^A	0,196 ^A	0.247 ^A				
Betanal	0.299 ^A	0.245 AB	0.239 AB	0.216 AB	0.196 AB	0.209 ^A	0.263 ^A	0.253 ^A				
Rebell	0.292 ^A	0.260 AB	0.255 ^A	0.218 AB	0.165 AB	0.196 ^A	0.203 ^A	0.261 ^A				
Debut	0.289 ^A	0.266 AB	0.262 A	0.201 ABC	0.156 AB	0.184 ^A	0.206 ^	0.262 ^				
Spectrum	0.287 ^A	0.271 AB	0.239 AB	0.183 ABC	0.166 AB	0.178 ^A	0.229 ^A	0.252 ^A				
GB	0,296 ^A	0,218 ^B	0,217 AB	0,167 ABC	0,185 AB	0,199 ^A	0,206 ^A	0,239 ^A				
GP	0,310 ^A	0,260 AB	0,239 AB	0,189 ABC	0,170 AB	0,200 A	0,224 ^A	0,252 ^A				
GBR	0,306 ^A	0,209 ^B	0,155 ^B	0,190 ABC	0,157 ^{AB}	0,181 ^A	0,228 ^A	0,248 ^A				
GBD	0,297 ^	0,213 ^B	0,225 AB	0,153 ^{BC}	0,141 ^B	0,173 ^A	0,193 ^A	0,239 ^A				
GBRDS	0,319 ^	0,229 AB	0,189 AB	0,150 ^c	0,150 ^B	0,165 ^A	0,204 ^A	0,263 ^A				
			Maxim	ale Quante	eneffizienz	(Fv/Fm)						
Kontrolle	0,762 ^A	0,746 ^A	0,767 ^A	0,730 ^A	0,723 ^A	0,733 ^{AB}	0,751 ^A	0,767 ^A				
Goltix	0,766 ^A	0,664 ^B	0,692 ^B	0,699 ^B	0,693 ABC	0,722 AB	0,747 ^{AB}	0,775 ^A				
Betanal	0,764 ^	0,398 ^c	0,591 ^c	0,641 ^c	0,646 ^{CD}	0,704 ^{BC}	0,741 ABC	0,775 ^A				
Rebell	0,754 ^	0,633 ^B	0,668 ^B	0,696 ^в	0,672 BCD	0,736 AB	0,744 ABC	0,775 ^A				
Debut	0,765 ^A	0,749 ^A	0,759 ^	0,730 ^A	0,710 AB	0,739 ^	0,744 ^A	0,769 ^				
Spectrum	0,752 ^A	0,739 ^A	0,762 ^A	0,721 ^{AB}	0,713 ^{AB}	0,735 ^A	0,749 ^A	0,766 ^A				
GB	0,759 ^A	0,393 ^c	0,526 D	0,567 ^D	0,627 DE	0,675 ^c	0,720 BCD	0,770 ^A				
GP	0,757 ^A	0,359 CDE	0,379 ^E	0,423 ^E	0,555 EF	0,554 ^E	0,635 ^E	0,761 ^A				
GBR	0,771 ^A	0,293 DE	0,404 ^E	0,540 ^D	0,612 DEF	0,673 ^c	0,713 ^{CD}	0,755 ^A				
GBD	0,756 ^	0,385 ^{CD}	0,555 ^{CD}	0,584 ^D	0,632 DE	0,667 ^c	0,708 ^D	0,780 ^A				
GBRDS	0,753 ^A	0,253 ^E	0,313 ^E	0,410 ^E	0,547 ^F	0,619 ^D	0,697 D	0,760 ^A				

Tab. A9: Grund- (Fo), Maximalfluoreszenz (Fm) und maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm) nach Applikation versch. Herbizidvarianten im 4- bis 6-Blatt-Stadium (BBCH 14/16) der Zuckerrüben.

Abb. A7: Relative maximale Quanteneffizienz (Fv/Fm_{rel}) an Keim- und Laubblättern nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12) der Zuckerrüben.



Applikation im 2-Blatt-Stadium (BBCH 12)

Fehlerbalken zeigen Konfidenzintervall der Mittelwerte (α = 0,05) Beschreibungen der Herbizidvarianten sind Tabelle 2 zu entnehmen

		Entwicklungsstadium Tage nach Applikation (TnA)										
Herbizid- variante	BBC 2 (13.0	CH 10 27 05.14)	BB((13.0	CH 12 15 05.14)	BBCH 1 (25.0	CH 14/16 14 5.05.14)						
	Gesamttrockenmasse (GTM) in mg / Spross-Wurzel-Verhältnis (SWV)											
	GTM	SWV	GTM	SWV	GTM	SWV						
Kontrolle	595 ^{AB}	9,71 ^A	499 ^A	10,80 ^{AB}	1401 ^A	6,51 ^{AB}						
Goltix	651 AB	8,70 ^A	477 ^A	10,77 AB	1374 ^A	6,31 ^{AB}						
Betanal	733 ^A	10,01 ^{AB}	427 ^A	10,89 AB	1250 ^A	5,80 ^A						
Rebell	583 ^{AB}	9,40 AB	461 ^A	10,50 ^A	1273 ^A	5,99 ^{AB}						
Debut	580 AB	9,32 AB	418 ^A	10,74 ^{AB}	1240 ^A	7,24 ^{AB}						
Spectrum	584 ^{AB}	12,56 ^в	419 ^A	10,12 ^A	1255 ^A	6,88 ^{AB}						
GB	661 ^{AB}	10,87 AB	407 ^A	11,41 ^{AB}	1007 ^A	6,39 AB						
GP	580 ^{AB}	9,94 ^{AB}	392 ^A	10,55 ^A	1128 ^A	5,63 ^A						
GBR	597 ^{AB}	10,78 ^{AB}	427 ^A	11,02 AB	1162 ^A	7,41 ^{AB}						
GBD	547 ^{AB}	9,92 AB	397 ^A	10,94 ^{AB}	1007 ^A	6,53 ^{AB}						
GBRDS	414 ^B	11,26 AB	360 ^A	13,19 ^B	1014 ^A	7,75 ^в						

Tab. A10: Gesamttrockenmasse der Versuchspflanzen vier oder zwei Wochen nach Applikation verschiedener Herbizidvarianten in drei Entwicklungsstadien der Zuckerrüben (Werte vor linearer Anpassung an die Blattdeckungsfläche)

Selbstständigkeitserklärung

Hiermit erkläre ich, Johannes Roeb, geboren am 29.10.1988 und an der Universität Hohenheim als Student der Agrarwissenschaften mit der Matrikelnummer 573294 eingeschrieben, dass die vorliegende Masterarbeit "Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben mit drei feldtauglichen optischen Sensoren und Methoden der Bildanalyse" unter Betreuung von Professor Roland Gerhards selbstständig und ausschließlich unter Verwendung der im Literaturverzeichnis aufgeführten Quellen erstellt und noch an keiner anderen Stelle vorgelegt wurde. Die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Stellen wurden als solche einzeln kenntlich gemacht. Ich erkläre weiterhin, dass dem betreuuenden Dozent ein unverschlüsseltes digitales Dokument der Arbeit übermittelt wurde, das in Inhalt und Wortlaut ausnahmslos der gedruckten Ausfertigung entspricht. Mir ist bekannt, dass diese digitale Version mit einer entsprechenden Software auf Plagiarismus überprüft werden kann.

Hohenheim, den 30.12.2014

Danksagung

An erster Stelle danke ich Herrn Prof. Dr. Roland Gerhards, Leiter des Fachgebiets Herbologie am Institut für Phytomedizin der Universität Hohenheim, der meine Arbeit betreut hat und dessen Geduld und Verständnis mir die Durchführung der Untersuchungen erst ermöglicht haben.

Auch möchte ich Herrn Prof. Dr. Hans W. Griepentrog, Leiter des Fachgebiets Mess- und Prüftechnik am Institut für Agrartechnik danken, der sich dazu bereit erklärt hat, die zweite Prüfung meiner Arbeit zu übernehmen.

Mein besonderer Dank gilt den Mitarbeitern des Instituts für Phytomedizin, die mich in der Vorbereitung, Durchführung und Auswertung meiner Untersuchungen durch die Bereitstellung von Zeit, Material und Wissen unterstützt haben. Besonders erwähnt seien Herr Manfred Konert, Gärtner des Instituts, Frau Alexandra Heyn, Labortechnische Assistentin, und Herr Gerassimos Peteinatos vom SenGIS Kompetenzzentrum für Sensoren und Geoinformationssysteme.

Ebenfalls bedanken möchte ich mich bei Herrn Dr. Ralph Gäbler und Frau Annerose Böttcher vom Institut für Bodenkunde und Standortslehre für die Bereitstellung des Bodenfeuchtesensors und der Ergebnisse der Bodenanalysen, bei Frau Dr. Karin Hartung und Herrn Dr. W. Ahmed Malik vom Institut für Kulturpflanzenwissenschaften für die statistische Beratung, sowie bei Herrn Benedikt Prechter vom Institut für Physik und Meteorologie für die Übermittlung der Messdaten der Klima- und Wetterstation Hohenheim.

Das Zuckerrübensaatgut wurde durch Herrn Dr. Bernd Hochschulte, Leiter der Abteilung Phytopathologie der KWS SAAT AG, bereitgestellt. Herr Dr. Heinz Josef Koch vom Landwirtschaftlichen Informationsdienst Zuckerrübe und Herr Dr. Peter Risser vom Kuratorium für Versuchswesen und Beratung im Zuckerrübenanbau gaben mir wertvolle Anregungen zur Planung der Versuche und zur Auswahl der verschiedenen Herbizidvarianten. Herr Dr. Marcus Jansen vom Jülich Plant Phenotyping Centre am Forschungszentrum Jülich stellte die Ergebnisse seiner Untersuchungen zum Herbizidstress in Zuckerrüben bereit.

Mein besonderer Dank gilt meiner Familie, besonders meinem Bruder, meinen Eltern und meinen Großeltern, die mich vor und während meines Studiums unterstützt haben, mir stets ein Vorbild waren und dies auch heute sind.