

RHEINISCHE FRIEDRICH-WILHELMS-UNIVERSITÄT BONN
Landwirtschaftliche Fakultät

BACHELORARBEIT

im Rahmen des Bachelorstudiengangs

Agrarwissenschaften

zur Erlangung des Grades

„Bachelor of Science“

**Monitoring der Wanzenfauna am Körnerfenchel
(*Foeniculum vulgare* ssp. *vulgare* var. *vulgare*)**

vorgelegt von:

Hannah Feldmann

2647781

vorgelegt am: 08.06.2017

1. Prüfer: Dr. André Hamm
2. Prüfer: Dipl. Ing. Hanna Blum

Inhaltsverzeichnis:

Abkürzungsverzeichnis.....	4
Abbildungsverzeichnis.....	5
Tabellenverzeichnis.....	7
1. Einleitung.....	8
2. Literatur.....	10
2.1 Fenchel.....	10
2.1.1 Verwendung.....	10
2.1.2 Botanik.....	11
2.1.3 Anbau.....	12
2.2 Wanzen.....	15
2.2.1 <i>Miridae</i>	16
2.2.2 Gattung <i>Orthops</i>	16
2.2.3 Gattung <i>Lygus</i>	17
2.2.4 Gattung <i>Closterotomus</i>	18
3. Material und Methoden.....	19
3.1 Versuchsvarianten.....	19
3.2 Versuchsstandorte.....	19
3.2.1 Standort Campus Klein-Altendorf.....	20
3.2.2 Standort Wiesengut Hennef.....	21
3.3 Versuchsdurchführung.....	22
3.3.1 Campus Klein-Altendorf.....	22
3.3.2 Wiesengut Hennef.....	23
3.4. Methodik und Datenerfassung.....	23
3.4.1 Erfassung.....	23
3.4.2 Bestimmung.....	25
3.4.3 Bestimmungsliteratur.....	25
3.5. Datenauswertung.....	26
3.5.1 Artenzusammensetzung.....	26
3.5.2 Klima und Biologie der Wanzen.....	26
3.5.3 Erfassungsmethoden.....	26
4. Ergebnisse.....	27
4.1 Einfluss des Standortes auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna.....	27
4.1.1 Pflanzenentwicklungsstadium des Fenchels auf den beiden Standorten im Vergleich zueinander.....	27
4.1.2 Artenlisten der Wanzen.....	28
4.1.3 Verteilung der Wanzen auf die Probepunkte.....	29

4.1.4 Einfluss der Temperatur auf die Wanzenfauna.....	30
4.1.5 Einfluss der Luftfeuchtigkeit auf die Wanzenfauna.....	30
4.2 Einfluss der Tageszeit auf die qualitative und quantitative	
Zusammensetzung der Wanzenfauna am Standort Klein-Altendorf.....	31
4.2.1 Artenzusammensetzung und Menge der Wanzen.....	31
4.3 Eignung der Erfassungsmethoden „Keschern“ und „Klopfen“.....	33
4.3.1 „Keschern“	33
4.3.2 „Klopfen“	33
4.4 Schadbonitur zum Ende des Versuchszeitraums.....	34
5. Diskussion.....	35
5.1 Einfluss des Standortes auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna.....	35
5.1.1 Pflanzenentwicklungsstadium des Fenchels auf den beiden Standorten im Vergleich zueinander.....	35
5.1.2 Artenlisten der Wanzen.....	35
5.1.3 Verteilung der Wanzen auf die Probepunkte.....	36
5.1.4 Einfluss der Temperatur auf die Wanzenfauna.....	37
5.1.5 Einfluss der Luftfeuchtigkeit auf die Wanzenfauna.....	37
5.1.6 Einfluss des Blühstreifens auf die Wanzenfauna.....	38
5.2 Einfluss der Tageszeit auf die qualitative und quantitative	
Zusammensetzung der Wanzenfauna am Standort Klein-Altendorf.....	38
5.2.1 Artenzusammensetzung und Menge der Wanzen.....	38
5.2.2 Vergleich mit Versuchen im Kümmel.....	38
5.3 Eignung der Erfassungsmethoden „Keschern“ und „Klopfen“.....	39
5.3.1 „Keschern“	39
5.3.2 „Klopfen“	39
5.4 Schadbonitur zum Ende des Versuchszeitraums.....	39
6. Fazit.....	41
7. Literaturverzeichnis.....	42
8. Anhang.....	44

Abkürzungsverzeichnis

°C = Grad Celsius

% = Prozent

Abb. = Abbildung

Abs. = absolute

bzw. = beziehungsweise

CKA = Campus Klein-Altendorf

cm = Zentimeter

C. = *Closterotomus*

g = Gramm

ha = Hektar

INRES = Institut für Nutzpflanzenwissenschaften und Ressourcenschutz

L. = *Lygus*

M. = *Miridae*

m = Meter

mm = Millimeter

O. = *Orthops*

P. = *Pentatominae*

rel. Feuchte = relative Feuchte

Tab. = Tabelle

TKM = Tausendkornmasse

u. a. = unter Anderem

WG = Wiesengut Hennef

verw. = verwendet

z. B. = zum Beispiel

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Niederschlag (mm) und Temperatur (°C) im Versuchsjahr 2016 am Campus Klein-Altendorf, Wetterstation Nord.....	21
Abb. 2: Niederschlag (mm) und Temperatur (°C) im Versuchsjahr 2016 am Wiesengut Hennef, Wetterstation Wiesengut.....	22
Abb. 3: Übersicht über die Anordnung der Probepunkte in den Fenchelfeldern, Untersuchung der Wanzenfauna in Körnerfenchel, 2016.....	25
Abb. 4: Pflanzenhöhe (cm) des Fenchels am Campus Klein-Altendorf und Wiesengut Hennef während des Versuchszeitraums 2016.....	27
Abb. 5: Entwicklungsstadien des Fenchels 2016, Wiesengut Hennef.....	28
Abb. 6: Anzahl Wanzen nach Art und Probetermin auf dem Campus Klein-Altendorf, absolute Werte, x-Achse: einzelne Fangtage, y-Achse: Individuenanzahl der Wanzen.....	29
Abb. 7: Im Versuchszeitraum (14.05.2016 – 16.08.2016) am Fenchel aufgetretene Wanzenarten in %, Campus Klein-Altendorf.....	29
Abb. 8: Verteilung der Wanzen am Fenchel auf die Probepunkte innerhalb des Beprobungszeitraums (20.04.2016 – 17.08.2016) in %, Wiesengut Hennef.....	30
Abb. 9: Temperatur und Wanzendichte im Fenchel, Wiesengut Hennef, 2016.....	30
Abb. 10: Luftfeuchtigkeit und Wanzenfauna im Fenchel, Campus Klein-Altendorf, 2016.....	31
Abb. 11: Anzahl der Wanzen im Körnerfenchel, Ganztagsversuch CKA, 27.07.2016.....	32
Abb. 12: Anzahl der Wanzen im Körnerfenchel, Ganztagsversuch CKA, 15.08.2016.....	32
Abb. 13: Anzahl der Wanzen im Körnerfenchel, Ganztagsversuch CKA, 16.08.2016.....	32
Abb. 14: Verteilung der Pflanzen auf die Schadskala, y-Achse: Anzahl der Pflanzen, x-Achse: Schadstufen, Vergleich der Versuchsfelder.....	34
Abb. 15: Entwicklungsstadien des Fenchels 2016, Campus Klein-Altendorf.....	45
Abb. 16: Artenliste des Kümmelversuchs (LOHRSCHEIDER 2016).....	45
Abb. 17: Anzahl Wanzen nach Art und Probetermin auf dem Wiesengut Hennef, absolute Werte, x-Achse: einzelne Fangtage, y-Achse: Individuenanzahl der Wanzen.....	46
Abb. 18 : Im Versuchszeitraum (20.04.2016 – 17.08.2016) am Fenchel aufgetretene Wanzenarten in %, Wiesengut Hennef.....	46
Abb. 19: <i>P. Carpocoris fuscispinus</i> , eigene Aufnahme.....	47
Abb. 20: <i>M. Lygus pratensis</i> , eigene Aufnahme.....	47
Abb. 21: <i>M. Closteotomus norvegicus</i> , eigene Aufnahme.....	47
Abb. 22 + 23: <i>M. Orthops kalmii</i> , eigene Aufnahme.....	47
Abb. 24: Verteilung der Wanzen am Fenchel auf die Probepunkte innerhalb des Beprobungszeitraumes (14.05.2016 – 16.08.2016) in %, Campus Klein-Altendorf.....	48
Abb. 25: Temperatur und Wanzendichte im Fenchel, Campus Klein-Altendorf, 2016.....	48
Abb. 26: Luftfeuchtigkeit und Wanzenfauna im Fenchel, Wiesengut Hennef, 2016.....	49

Abb. 27: Ganztagsversuche im Kümmel, CKA (LORSCHIEDER 2016).....	49
Abb. 28: Prozentualer Anteil der Pflanzen auf der Schadskala, Vergleich zwischen den Versuchsfeldern.....	50
Abb. 29: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 1, CKA.....	51
Abb. 30: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 2, CKA.....	51
Abb. 31: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 3, CKA.....	51
Abb. 32: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 4, CKA.....	52
Abb. 33: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 5, CKA.....	52
Abb. 34: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 1, WG.....	53
Abb. 35: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 2, WG.....	53
Abb. 36: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 3, WG.....	53
Abb. 37: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 4, WG.....	54
Abb. 38: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 5, WG.....	54
Abb. 39: <i>M. Closteotomus norvegicus</i> , am Fenchel sitzend, WG, Aufnahme H. Blum.....	54
Abb. 40: Saugschaden an beginnender Fenchelblüte auf dem WG, Aufnahme H. Blum.....	55
Abb. 41: Vergleich Temperatur zwischen Datenlogger 6, WG, und der Wetterstation WG; Rote Linie = Logger 6, Blaue Linie = Wetterstation Wiesengut.....	55
Abb. 42: Vergleich rel. Feuchte zwischen Datenlogger 6, WG, und der Wetterstation WG; Rote Linie = Logger 6, Blaue Linie = Wetterstation Wiesengut.....	56
Abb. 43: Vergleich Temperatur zwischen Datenlogger 7 und Wetterstation CKA Nord.....	56
Abb. 44: Vergleich rel. Feuchte zwischen Datenlogger 7 und Wetterstation CKA Nord.....	57
Abb. 45: Temperatur der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, WG, 30 cm = Logger 15 (Probepunkt 1) und 16 (Probepunkt 3); 90 cm = Logger 4 (Probepunkt 1) und 6 (Probepunkt 3).....	57
Abb. 46: rel. Feuchte der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, WG, 30 cm = Logger 15 (Probepunkt 1) und 16 (Probepunkt 3); 90 cm = Logger 4 (Probepunkt 1) und 6 (Probepunkt 3).....	58
Abb. 47: Temperatur der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, CKA, 30 cm = Logger 12 (Probepunkt 4), 13 (Probepunkt 3) und 14 (Probepunkt 1); 90 cm = Logger 7 (Probepunkt 4) und 9 (Probepunkt 1).....	58
Abb. 48: rel. Feuchte der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, CKA, 30 cm = Logger 12 (Probepunkt 4), 13 (Probepunkt 3) und 14 (Probepunkt 1); 90 cm = Logger 7 (Probepunkt 4) und 9 (Probepunkt 1).....	59

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Übersicht über Versuchsfragen und Versuchsvarianten zur Untersuchung der Wanzenfauna an Körnerfenchel, 2016.....	19
Tab. 2: Übersicht über die Fangtage auf dem WG und dem CKA, Untersuchung der Wanzenfauna in Körnerfenchel, 2016.....	24
Tab. 3: Artenliste der Wanzen an Körnerfenchel, Wiesengut Hennef, Campus Klein-Altendorf im Versuchszeitraum 2016.....	28
Tab. 4: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen, Wiesengut Hennef.....	33
Tab. 5: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen, Campus Klein-Altendorf....	33
Tab. 6: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen in den Probepunkten, Wiesengut Hennef.....	33
Tab. 7: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen in den Probepunkten, Campus Klein-Altendorf.....	33
Tab. 8: Beispiel eines Versuchsprotokolls, hier für den 23.06.2016.....	44
Tab. 9: Schadskala mit einzelnen Schadstufen zur Abschlussbonitur.....	50
Tab. 10: Protokolle Fangtage als Übersicht tabellarisch dargestellt (Rohdaten der erfassten Klima und Pflanzenentwicklungsdaten).....	59

1. Einleitung

In Deutschland werden rund 51 der 142 im Europäischen Arzneibuch monographierten Arzneipflanzen angebaut (PLESCHER 2014). Auch Gewürz-, Diät- und Aromapflanzen tragen ihren Teil zur Pflanzenvielfalt bei. So kam es 2011 zu einer Gesamtanbaufläche von 12.240 Hektar, auf denen 125 verschiedene Pflanzenarten angebaut wurden, welche wegen ihrer biologisch aktiven Inhaltsstoffe verwendet werden. Diese Zahl berücksichtigt lediglich die in der Landwirtschaft angebauten Pflanzen. Auch in Gärtnereien oder als Werksanbau in Pharmazieunternehmen werden weitere Pflanzenarten produziert (PLESCHER 2014).

Durch Forschungsprojekte besonders in Bayern und Thüringen wird der Anbau sehr gefördert, zunehmend weiterentwickelt und dadurch international konkurrenzfähig aufgestellt. Die Rohstoffpreise auf dem Weltmarkt, die teilweise unzureichende Qualität der Importe (laut deutschem Arzneimittelgesetz nicht zulässig) und das Konsumverhalten in Bezug auf regionale, ökologische Produkte steigern die Kultivierung (LORSCHIEDER 2016). Bis 2020 soll der Umfang der Anbaufläche in Deutschland auf 20.000 ha verdoppelt werden (PLESCHER 2014).

Im Allgemeinen sind Arznei- und Gewürzpflanzen als Sonderkulturen in der Landwirtschaft verzeichnet, da sie nicht der unbedingt primär der Ernährung oder Fütterung dienen, sondern oft sogenannte Sekundärstoffe liefern (PLESCHER 2014).

Arznei- und Gewürzpflanzen sind als Bereicherung in der Artenvielfalt und zur Ergänzung der Fruchtfolge zu sehen. Die Habitate, die sie darstellen, werden gern gesehen, da sie zum Erhalt der Biodiversität beitragen (PLESCHER 2014). Sie werden intensiv von Imkern genutzt, stellen sie doch oft eine gute Bienenweide dar, da es sich oft um Blütenpflanzen handelt. So beispielsweise auch der Fenchel (*Foeniculum vulgare*).

Neben Lein, Petersilie, Kamille und Schnittlauch gehört der Fenchel mit seinen 426 ha Anbaufläche im Jahr 2011 zu einer der 12 wichtigsten angebauten Arten in Deutschland und ist dabei sogar die zweitgrößte, angebaute im Arzneibuch monografierte Droge (PLESCHER 2014). Es können allerdings derzeit nur 12 % des Bedarfs gedeckt werden, wodurch der Rest importiert werden muss (PLESCHER 2014).

Der Anbau von Fenchel kann durch Unkrautdruck und dem Befall durch Schädlinge erschwert werden (PLESCHER 2014). Der Befall durch Blindwanzen beispielsweise, kann bis hin zum Totalausfall der Ernte führen (PLESCHER 2014). Neben Blattläusen sind diese einer der wirtschaftlich bedeutendsten Schädlinge im Fenchelanbau. Durch das Saugen an den Stängeln und Dolden kommt es zu Wuchsverkümmern und Absterben der Dolden (PLESCHER 2014).

In der vorliegenden Arbeit wird untersucht welche Wanzenarten am Körnerfenchel auftreten, um mehr Aufschluss darüber zu erhalten, wovon das Verhalten und das Auftreten verschiedener Wanzenarten abhängen. Hierfür werden zwei Versuchsfelder mit

Körnerfenchel an unterschiedlichen Standorten beprobt und verglichen. An einem Standort befindet sich ein dem Fenchel assoziierter Blühstreifen, der neben den Klimadaten und pflanzenbaulichen Bonituren in der Auswertung berücksichtigt wird.

In dieser Arbeit werden folgende drei Versuchsfragen untersucht:

Versuchsfrage 1: Welchen Einfluss hat der Standort auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna?

Versuchsfrage 2: Welchen Einfluss hat die Tageszeit auf die qualitative und quantitative Zusammensetzung der Wanzenfauna am Standort Klein-Altendorf?

Versuchsfrage 3: Eignen sie die Erfassungsmethoden „Keschern“ und „Klopfen“ zur Erfassung der Wanzenfauna in Körnerfenchel?

Es folgt nun eine kurze Einführung in die Literatur. Hier werden grundlegende Informationen aufgeführt, welche dem Verständnis für die Thematik dienen. Des Weiteren werden Material und Methoden zur Bearbeitung der Fragestellungen beschrieben. Im Hauptteil der Arbeit werden die erreichten Ergebnisse vorgestellt und anschließend diskutiert.

2. Literatur

Im Literaturteil dieser Arbeit wird im Folgenden eine Übersicht über Botanik, Anbau und Verwendung des Fenchels und über die Biologie und die Verbreitung der Wanzen erstellt.

2.1 Fenchel

2.1.1 Verwendung

Schon im Mittelalter wurde Fenchel vielseitig eingesetzt (PANK 2012, TORNIEPORTH 2012). So datierte man schon um 1500 die erste Gewinnung von Fenchelöl. 1574 erfolgte der erste Eintrag in die Arzneitaxe der Stadt Berlin. Zu jener Zeit war der Anbau von Fenchel in Gärten weit verbreitet (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007).

Aus den Früchten werden Teeaufgüsse und auch Arzneithee - insbesondere für Kleinkinder (PANK 2012, TORNIEPORTH 2012, PLESCHER 2014) hergestellt. Aber auch in Tinkturen, Dragees, Fenchelhonig, Fenchelsirup, Hustenbonbons, Mundwässern und Zahnpasta finden die Samen Verwendung, ebenso wie in der Veterinärmedizin (PANK 2012, TORNIEPORTH 2012).

Auch als Gewürz wird Fenchel vielseitig eingesetzt: in Backwaren, zu Fleisch- und Gemüsegerichten oder beim Einlegen von Gurken (PANK 2012).

Das Ätherische Öl (*Oleum Foeniculi*) findet sich in Arzneien, Likören, Süßwaren und Instant-Tees, (TORNIEPORTH 2012), aber auch in der Kosmetik in Seifen, Parfüms, Cremes oder Lotionen (sowohl das Öl des bitteren, als auch des süßen Fenchels).

Fenchelkraut kann sich in Badezusätzen befinden, und in geringen Mengen auch dem Viehfutter beigemengt werden (PANK 2012).

Fenchelzubereitungen können in vielerlei Hinsicht wirken: so wirkt es z.B. auf die glatte Muskulatur krampflösend, auf die Bronchialschleimhaut durch Aktivierung der Flimmerepithelien auswurfördernd, hilft bei Völlegefühl und Verdauungsbeschwerden, wirkt antimikrobiell, appetitanregend und steigert die Magensaftsekretion (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012, TORNIEPORTH 2012, PLESCHER 2014). Auch gegen Augenleiden wurde es schon eingesetzt (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, TORNIEPORTH 2012).

Die Hauptinhaltsstoffe im ätherischen Öl des Fenchels sind: trans-Anethol, Fenchon, und Estragol. Letzteres gilt als Risikosubstanz und wird bei Neuzüchtungen vermieden (PANK 2012). Die Zusammensetzung laut Anforderung des Europäischen Arzneibuches sollte mindestens 4 % ätherisches Öl in der getrockneten Frucht, davon 60 % Anethol, 15 % Fenchon enthalten. Der Estragolgehalt darf das Maximum von 5 % nicht überschreiten. Zur Lebensmittelverwendung werden hier lediglich Richtwerte angegeben (EHIA= European

Herbal Infusions Association: Fennel – foodstuff product specification). Es wird mindestens 1,5 % Öl gefordert (PLESCHER 2014).

2.1.2 Botanik

Der Fenchel gehört zu der Familie der Doldenblütler (Apiaceae oder Umbelliferae) (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012). Die Gattung *Foeniculum* hat fünf Arten: Der Eselsfenchel (*Foeniculum vulgare* Miller subsp. *piperitum*) und Gartenfenchel (*Foeniculum vulgare* Miller subsp. *vulgare*) sind zwei Arten. Dem Gartenfenchel sind die drei Varianten Bitterer Fenchel (*Foeniculum vulgare* Miller subsp. *vulgare* var. *vulgare*), Süßer Fenchel (*Foeniculum vulgare* Miller subsp. *vulgare* var. *dulce* (Miller)) und Knollenfenchel (Gemüsefenchel) (*Foeniculum vulgare* Miller subsp. *vulgare* var. *azoricum* (Miller)) untergeordnet (PANK 2012). Der Knollenfenchel wird botanisch als Zwiebel bezeichnet (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007).

Beheimatet ist der Fenchel im Mittelmeerraum, verbreitet ist er indes weltweit: in West- Süd- und Mitteleuropa, Südwestasien, Nordafrika, Amerika, und Ozeanien

Der wild vorkommende Eselsfenchel kommt dagegen lediglich in West- und Südeuropa und Nordafrika vor (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012).

Der Fenchel ist eine einjährige bis ausdauernde Pflanze (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012, PLESCHER 2014), welche im 1. Anbaujahr eine tief reichende, rübenförmige Wurzel und im 2. Anbaujahr stärkere Nebenwurzeln bildet. Der Stängel wird zwischen 80 - 200 cm hoch (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012). Hierbei entspringen mehrere Stängel aus einer Wurzel (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, TORNIEPORTH 2012, PLESCHER 2014).

Er ist blaugrün bereift, fein gerillt, stielrund, markig und oben oft zweiteilig und kahl (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012).

Die Laubblätter sind länglich, eiförmig, wobei die unteren gestielt sind und die oberen direkt am Stängel sitzen (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007). Des Weiteren sind sie dreivierfach fiederschnittig, und variieren farblich zwischen dunkel bis blaugrün (PANK 2012).

Die Blüten bilden sich in Dolden, welche in Ordnungen gegliedert werden. Es entstehen bis zu vier Ordnungen, wobei die neugebildete Dolde immer über die ältere hinaus wächst. So entsteht der Eindruck einer sehr langen Blühperiode (PLESCHER 2014). Darüber hinaus wachsen die Blüten in Doppeldolden, welche vier- bis fünfundzwanzigstrahlig sein können (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012). Die einzelnen Dolden können einen Durchmesser von 15 cm erlangen. Die Kronblätter der Blüten sind klein und gelb. Der Fenchel hat proterandrische, andromonözische Blüten mit der Blütenformel $K_5 C_5 A_5 G(2)$. Je höher die Dolden in der Ordnung stehen, desto kleiner ist der Anteil zwittriger Blüten und

desto mehr männliche Blüten gibt es. Fenchel kann fremdbefruchtet und selbstbefruchtet sein. Die sogenannte Geitonogamie (Nachbarbestäubung) herrscht vor (PANK 2012).

Blütezeit reicht von Juli bis in den September (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007), oft aber auch bis zu den ersten Frösten (PLESCHER 2014).

Fenchelfrüchte sind sichelartige, länglich-eiförmige Spaltfrüchte, welche eine Länge von 3 - 12 mm und eine Breite von 2 - 4 mm erreichen. Bei Spaltfrüchten sind die Samen- und die Fruchtschale miteinander verwachsen (PLESCHER 2014). Der Fenchel bildet eine Doppelachäne, die beim Trocknen in zwei Teile zerfällt (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012, PLESCHER 2014) und je einen Sämling bilden kann (PLESCHER 2014). Die Früchte bestehen aus Rippen und Tälchen, wobei in den so genannten Tälchen die Sekretgänge sind, worin sich das Ätherische Öl in den Ölstriemen befindet (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012).

Abhängig von der Sorte beträgt die Tausendkornmasse 3 - 7 g; die Keimfähigkeit bleibt bis zu 3 Jahre erhalten (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007).

Die Früchte des Bitterfenchels sind gelblich-grün bis gelblich-braun (PANK 2012, PLESCHER 2014), wobei die Größe der Früchte sortenabhängig ist (PLESCHER 2014).

2.1.3 Anbau

Der Anbau von Fenchel hat mit einer 426 ha großen Anbaufläche (Daten erhoben 2011) in Deutschland nur einen geringen Umfang (PLESCHER 2014), sodass der Ertrag nicht ausreicht, um den Bedarf zu decken. Hierzu sind Importe nötig (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007).

Hierzulande wird meist die Sorte ‚Berfena‘ angebaut, da sie sichere Erträge und bereits im ersten Jahr eine schnelle Entwicklung bietet. Ihr Schutzstatus ist 2014 ausgelaufen. Weitere Sorten in Deutschland sind ‚Magnafena‘ und ‚Foenimed‘ (PLESCHER 2014).

Ausgesät wird meist in der zweiten Märzhälfte (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007), bis zum Auflaufen vergehen circa 25 - 30 Tage. Ende Juni bis Mitte Juli schließen die Bestände (55 Tage nach dem Auflaufen). Die Blüte beginnt Ende Juli und kann sich bis in den Oktober ziehen. Technische Reife wird meist nach circa 180 bis 190 Tage nach dem Auflaufen erreicht (PANK 2012, PLESCHER 2014).

Fenchel wird oft zweijährig bis mehrjährig angebaut, um Kosten zu sparen und eine frühere Reife im Folgejahr zu nutzen. Risiko hierbei sind der Krankheitsdruck, der Schädlingsdruck und die Auswinterung (PANK 2012).

Für einen guten Ertrag eignen sich: jährlicher Niederschlag von durchschnittlich 450 – 550 mm, eine zeitige Bearbeitung des Bodens im Frühjahr, warme lange Spätsommer ohne Frühfröste, eine ausreichende Wasserversorgung während der Kornbildung und ab

September bzw. Oktober weniger Wasser zur Abreife (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012, PLESCHER 2014).

Der Boden sollte tiefgründig, nährstoffreich, kalkreich und gut strukturiert sein. Auch auf neutral-schwach alkalischem Lehm Boden mit gutem Humusgehalt wächst Fenchel gut. Staunässe sollte indes vermieden werden (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012, PLESCHER 2014).

Schwermetalle werden nicht leicht aufgenommen, trotzdem sollte ein Anbau bei belasteten Böden nicht stattfinden (PLESCHER 2014).

Die Vorfrüchte des Fenchels sollten möglichst wenig Stickstoffvorrat im Boden zurücklassen, da sich sonst die Reife der Früchte verzögert. Günstige Vorfrüchte sind: Winterweizen, Salbei, und Hackfrüchte, ungünstige: Leguminosen und Doldenblütler. Fenchel verträgt sich selbst nicht als Nachfolger, man sollte eine Anbaupause von 6 - 7 Jahren befolgen (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012). Die Flächen sollten eine möglichst geringe Anzahl an schwer bekämpfbaren Unkräutern wie Ackerdistel und Klettenlabkraut aufweisen. Fenchel selber verursacht Jahre später noch Verunkrautung, das Kraut und die Wurzelrückstände erschweren den Nachbau feinsamiger Kulturen (PANK 2012).

Die Bodenbearbeitung des Fenchelfeldes: im Oktober sollte eine Herbstfurche gezogen werden, diese sollte für eine schnellere Saatbettbereitung im Frühjahr möglichst eingeebnet werden (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012).

Das Saatbett wird mit einem oder zwei Bearbeitungsgängen bereitet. Es sollten eine 2 cm starke, lockere Oberschicht und ein nicht zu stark rückverfestigter Untergrund entstehen. Fenchel kann auch pfluglos angebaut werden (PANK 2012, PLESCHER 2014).

Der Beginn der Keimung liegt bei 6 - 8 °C, Keimungstemperaturen von 15 - 16 °C entsprechen dem Optimum, die Keimdauer beträgt 14 - 20 Tage (PANK 2012, PLESCHER 2014).

Die Saatbettbereitung sollte Mitte März bis Anfang April durchgeführt werden, sonst entstehen starke Verluste (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012).

Die Saatstärke hängt von der Tausendkornmasse (3 – 12 g) und der Keimfähigkeit ab. Es sollten mindestens 20 keimfähige Samen pro m² ausgesät werden. Liegt der mittlere Wert der TKM bei circa 7 g, dann werden meist 2,5 - 3 kg / ha an Saatgut verwendet (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012, PLESCHER 2014). Der Reihenabstand liegt zwischen 30 - 50 cm, die Aussaatiefe beträgt 1,5 - 2 cm (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012). Nur so kann ein Aufgang ohne zeitliche Verzögerung gegeben sein (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012).

Zur Bestandespflege werden im konventionellen Anbau sowohl mechanische Unkrautbekämpfung als auch Herbizide eingesetzt. Außerdem wird Blindstriegeln im Zeitraum zwischen Aussaat und Keimung genutzt um die Keimlinge der Unkräuter zu verschütten oder sie heraus zu reißen. Sobald der Fenchel sichtbar wird, wird die maschinelle Hacke eingesetzt. Zu dichte Bestände werden durch Querbearbeitung mit einer Hackmaschine oder einem Striegel ausgedünnt. Im Juni folgt die zweite Maschinenhacke. Mit Beginn des Schossens ist keine maschinelle Unkrautregulierung mehr möglich. Bei überwinternten Beständen wird im Frühjahr der Boden aufgelockert (MIELKE und SCHÖBER-BUTIN 2007, PANK 2012, PLESCHER 2014).

Herbizide können entweder bodenwirksam sein (1 - 2 Wochen nach dem Drillen) oder es werden Kontaktherbizide (kurz vor dem Aufgang, eher früher) eingesetzt. Blattherbizide können genutzt werden, sobald zwei echte Blätter da sind. Nach vorangeschrittenem Jugendstadium werden Herbizide nur noch eingesetzt, wenn sehr starke Unkräuter, wie Amaranth und Hirsen auftreten (PANK 2012).

Zur ausreichenden Versorgung mit Nährstoffen ist ein optimaler Versorgungsgrad an Phosphor und Kalium anzustreben, Stickstoffdüngung sollte nur wenig erfolgen, da sonst mehr Kraft in die Produktion der Blätter geht, als in die Abreife der Körner (PANK 2012).

Der Fenchelanbau hat mit zahlreichen Krankheiten und Schädlingen im Anbau zu kämpfen. Man vermeidet einen Großteil der Krankheiten und Schädlinge, wenn man sich an die Standortanforderungen des Fenchels hält und die Fruchtfolge vorteilhaft ausrichtet.

Zu einem Totalausfall kann es bei Blindwanzen und Stängelanthraknose (*Mycosphaerella anethi* mit dem Anamorph *Passalora puncta*) kommen (PANK 2012).

Blindwanzen wie *Lygus spec.* und *Orthops spec.* verursachen Saugschäden. Die betroffenen Stellen verkümmern oder sterben ab. Es werden sowohl Triebe als auch Blüten und Samenanlagen befallen. Dadurch kann der Ertrag und die Qualität des Fenchels erheblich gemindert werden (PLESCHER 2014). Da sich diese Arbeit mit Wanzen als Schädlinge im Fenchel beschäftigt, wird genauer in Kapitel 2.2 Wanzen auf die vorkommenden Arten eingegangen.

Auch Hasen, Wühlmäuse und Wildschweine können den Fenchel schädigen (PANK 2012, PLESCHER 2014).

Die technische Reife erlangt der Fenchel, wenn die Primärdolden braun und die Sekundärdolden blaugrau gefärbt sind. Frosteinwirkung verbessert das Ablösen der Frucht von den Dolden. Der Erntetermin fällt im 1. Anbaujahr in die Mitte des Oktobers bis Anfang

November. Im zweiten Jahr kann der Fenchel ab Mitte September bis Anfang Oktober geerntet werden (PANK 2012, PLESCHER 2014).

Für die Mahd wird meist ein Mähdrescher mit Rapsschneidwerk genutzt, da jener den Schneidprozess erleichtert. Die Umdrehung der Dreschtrommel sollte verringert werden, da die Verletzung und Spaltung der Früchte so vermieden und Ölverluste gestoppt werden können. Die Stoppelhöhe beträgt in der Regel 30 – 100 cm, damit der Mähdrescher nicht zu sehr mit großen Mengen Stroh belastet wird. So bleiben die Unkräuter oft auf dem Feld, was gewünscht ist, da sie sonst zu Verunreinigung des Erntegutes führen können.

Fenchel sollte sofort nach dem Drusch getrocknet werden. Eine Obergrenze von 35 - 45 °C sollte eingehalten werden, da es sonst zu hohen Ölverlusten kommt. Es ist eine Vorreinigung nötig, bei der besonders die Fiederblätter entfernt werden, da gerade durch sie sonst Feuchtenester und somit Schimmel entstehen kann. Am besten geeignet sind Flachsilo und Flächentrockner, da andere Einrichtungen nicht ausreichend mit der Rieselfähigkeit des Fenchels zurechtkommen. Fenchel braucht eine gute Belüftung von unten und muss gelegentlich durchmischt werden. So sollte schonend über einen längeren Zeitraum getrocknet werden. Wichtig ist gutes Durchmischen, da bei den kühlen Außentemperaturen um diese Jahreszeit schnell Kondenswasser gebildet wird. Unter den Bedingungen einer mittleren Beschichtungsdicke von 350 kg / m² dauert eine Trocknung zwischen 14 und 20 Tage, bis eine Endfeuchte von 8 – 10 % erreicht ist. Die Lagerung sollte lichtgeschützt und bei niedrigen Temperaturen stattfinden (PANK 2012, PLESCHER 2014).

2.2 Wanzen

Wanzen gehören zu den *Hemiptera*, den Schnabelkerfen.

Die in dieser Bachelorarbeit wichtigen, berücksichtigten Wanzen gehören zu den Landwanzen, weshalb hier spezifisch auf diese eingegangen wird.

Die Unterordnung *Heteroptera* (Wanzen) hat eine Artenzahl von 40.000, wovon etwa 800 einheimisch sind. Landwanzen haben vier- bis fünfgliedrige Fühler, welche nach vorne gerichtet sind.

Allgemein haben Wanzen stechend-saugende Mundwerkzeuge. Im Laufe der Evolution wurden die Mandibeln und Maxillen zu Stechborsten umgebildet, mit denen sie in den Wirt eindringen können. Der Speichel von Wanzen kann lähmend, lysierend, verdauend und blutgerinnungshemmend wirken (DETTNER und PETERS et al 1999).

2.2.1 *Miridae*

Genauer wird in diesem Abschnitt auf die Familie der Weichwanzen eingegangen, die *Miridae*.

Die Familie der *Miridae* ist die artenreichste Wanzenfamilie und weltweit verbreitet. Es sind über 10.000 Arten bekannt, allein in der einheimischen Fauna 400 Arten von denen noch nicht alle beschrieben sind. Die meisten Arten leben phytophag, es gibt sowohl Monophagie als auch Polyphagie. Einige Wanzenarten sind auch als Kulturpflanzenschädlinge bekannt. Auch zoophag lebende Arten gibt es, welche als Räuber durchaus nützlich in der Schädlingsbekämpfung sein können. Selten gibt es auch zoophytophage Arten. Die heute verwendete Systematik teilt die Familie der *Miridae* in sieben Unterfamilien ein.

Morphologie:

Die Wanzen der *Miridae* sind zwischen 2 – 15 mm groß. Sie haben eine umfangreiche Tarnfärbung, welche von grünlich, bräunlich-gelb, bis schwarz, selten gelb-schwarz oder rot-schwarz reicht. Meist ist eine grünlich-bräunliche Färbung anzutreffen.

Die Bezeichnung Weichwanzen kommt von der schwach sklerotisierten Körperdecke der Wanzen, während die Bezeichnung Blindwanzen von den fehlenden Ocellen (Stirnaugen) abgeleitet wurde. Manche Arten haben einen ausgeprägten Polymorphismus bei den Flügeln, sodass nicht selten die Männchen und die Weibchen einer Art als zwei Arten genannt wurden.

Das Weibchen hat eine Legescheide, die zum einbohren der Eier in weiches oder verholztes Pflanzengewebe genutzt wird.

Die Unterfamilie *Mirinae* ist die zweitgrößte Unterfamilie der *Miridae*. Sie umfasst 300 Gattungen, welche in sechs Trieben geordnet sind. Lediglich zwei der Triebe kommen in Mitteleuropa vor und umfassen 130 Arten. Die Meisten leben phytophag, nutzen aber gelegentlich tierische Nahrungsquellen, vor allem als Nymphennahrung (DECKERT, MELBER; WACHMANN 2004).

Die hier berücksichtigten Arten sind: *Orthops kalmii*, *Orthops campestris*, *Lygus pratensis*, *Lygus rugulipennis* und *Closterotomus norwegicus*.

Diese sind sowohl im Fenchel, als auch im Vergleichsversuch mit Kümmel, der im selben Umfang durchgeführt wurde, aufgetreten.

2.2.2 Gattung *Orthops*

Die Gattung *Orthops* hat über 30 Arten, wovon 5 einheimisch auftreten. Sie kommen überwiegend an Kräutern wie *Apiaceae* und *Polygonaceae* vor und ernähren sich meist phytophag. Sie sind 3,6 – 5,0 mm groß. Die Imagines sind meist braun, gelb-braun oder schwarz-braun gezeichnet. Frühe Larvenstadien sehen erst grün aus. Je älter die Nymphen werden, desto mehr gleichen sie nach den Häutungen den Imagines.

Sie sind in ganz Europa, in Teilen Sibiriens und Nordafrika verbreitet.

Orthops lieben warme Offenlandbiotope, sind aber an keine bestimmte Feuchtigkeit gebunden. *O. kalmii* bevorzugt dennoch höhere Feuchtigkeitswerte als *O. campestris*. Beide Arten sind an die Pflanzenfamilie der *Apiaceae* (Doldenblütler) gebunden, zu der auch der Fenchel (*Foeniculum vulgare*) gehört. Zur Nahrung werden hier bevorzugt die Blütenstände und unreife Reproduktionsorgane angestochen. Die Eier werden in Blätter und Knospen der austreibenden Pflanzen gelegt. Ab Mai schlüpfen die ersten, grünlichen Larven, ab Juni – Juli treten die neuen Imagines auf. Bis Oktober - November sind diese noch auf den Pflanzen anzutreffen, dann suchen sie ihre Winterquartiere auf. Überwintert wird zumeist in Koniferen, wie *Picea* unter der Borke, aber auch in Streu (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004).

2.2.3 Gattung *Lygus*

Die Gattung *Lygus* hat weltweit über 200 Arten, jedoch sind nur bei den lokalisierten Vertretern nähere Verwandtschaften zu verzeichnen, welche auch einen gemeinsamen Ursprung haben. So sind zwei holarktische, 20 paläarktische und 29 nearktische Arten bekannt. Sieben Arten kommen auch in Deutschland und Österreich vor. *Lygus* leben vorwiegend polyphag. Sie halten sich in der Krautschicht auf und überwintern als Imago. Meist bilden sie zwei Generationen pro Jahr. Einige Arten sind als Kulturpflanzenschädling bekannt. Da im Versuchszeitraum die Arten *L. pratensis* und *L. rugulipennis* aufgetreten sind, seien diese hier nun näher erläutert.

L. rugulipennis wird zwischen 4,7 – 5,7 mm groß, während *L. pratensis* sogar eine Größe von bis zu 7,3 mm erreichen kann. Ihr Verbreitungsgebiet zieht sich über ganz Europa, Nordafrika, Sibirien, Asien, China und Japan. *L. pratensis* ist häufiger in den Tallagen, als auf den Bergen zu beobachten. Beide präferieren die Krautschicht, wobei *L. pratensis* ab und an auch auf Laubgehölzen zu finden ist. Sie sind polyphag, pflanzensaugend, *L. rugulipennis* ab und an im Larvenstadium auch zoophag; *L. pratensis* ist vorwiegend an *Asteraceae* zu finden, während *L. rugulipennis* neben *Asteraceae* auch auf *Brassicaceae* und *Fabaceae* sitzen. *L. pratensis* hat viele Habitattypen, in denen sie sich wohl fühlt. Sie reichen von warm und offen bis hin zu habschattig; oft sind sie auf Feldern anzutreffen. Waldstandorte werden vermieden. *L. rugulipennis* hingegen meidet schattige Stellen und ist nur in nährstoffreichen Offenlandbiotopen zu finden. Bei den *Lygus*-Arten ist es so, dass in Süd- bis Mitteleuropa zwei, Richtung Nordeuropa (Schweden, Schottland, Norddeutschland) nur noch eine Generation pro Jahr auftritt. Die Entwicklung sei nun am Beispiel *L. rugulipennis* gezeigt: Die Imagines verschwinden nach der Eiablage fast alle bis Juni, die ersten Adulttiere der Sommergeneration erscheinen dann im Juli – August. Diese Tiere leben bis Mitte September. Ab Mitte September erscheint dann die Herbstgeneration, welche bis Ende November fliegt.

Dann werden die Winterquartiere aufgesucht, wobei nicht selten lange Strecken zurück gelegt werden, um das geeignete Quartier zu finden. Bevorzugt werden dicke, trockenen Streuauflagen, Moos, Grasborsten, Borke von Koniferen (*Juniperus*, *Picea*, *Pinus*, *Thuja*) Waldränder, und Hecken. Auch die Dispersionsflüge können sehr weit sein. Angelockt werden die Wanzen u. a. von gelben Blüten (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004).

2.2.4 Gattung *Closterotomus*

Die Gattung *Closterotomus* hat 30 Arten; hier wird ganz spezifisch auf die Art *C. norwegicus* eingegangen.

Closterotomus norwegicus ist in ganz Europa verbreitet, im Mittelmeerraum, in Nordafrika, im Nahen Osten, sowie in Kleinasien. Eingeschleppt wurde sie nach Nordamerika, Australien und Neuseeland. In Europa kommt sie sehr häufig vor. *C. norwegicus* bevorzugt die Krautschicht offener Standorte, unabhängig von der Feuchtigkeit und dem Boden. Sie ernährt sich polyphag und hat eine Vielzahl an Wirtspflanzen. *Asteraceae* wird bevorzugt, sie kann sich aber auch an verschiedenen Kräutern und *Poaceae* entwickeln.

Diese Gattung ist häufig an vielen Kulturen als Schädling zu finden, so z. B. an Kartoffeln, Senf, Raps, Zuckerrübe, Weizen, Hafer, Roggen, Gerste und Wein. Bei Getreide werden eher die im Feld vorhandenen *Asteraceae* als Wirtspflanze genutzt, als dass an die *Poaceae* (zu welchen die Getreide gehören) Eier abgelegt werden. Besaugt werden die Reproduktionsanlagen der Wirtspflanzen (dann z. B. *Asteraceae*).

Die Larven schlüpfen ab April, Imagines findet man ab Anfang Juni - August, selten bis September (einzelne Weibchen). Die Eiablage erfolgt von Juli – August in die oberen Abschnitte der Stängel der Wirtspflanzen, bevorzugt in schwach verholztes Gewebe. Überwinterung: als Eistadium (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004).

3. Material und Methoden

Im Kapitel Material und Methoden werden die methodischen Grundlagen der experimentellen Untersuchungen näher erläutert und die Versuchstandorte genauer beschrieben.

3.1 Versuchsvarianten

Entsprechend der gestellten Versuchsfragen wurden folgende Versuchsvarianten ausgewählt:

Versuchsfrage 1: Welchen Einfluss hat der Standort auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna?

Variante 1: Standort Wiesengut

Variante 2: Standort Campus Klein-Altendorf

Versuchsfrage 2: Welchen Einfluss hat die Tageszeit auf die qualitative und quantitative Zusammensetzung der Wanzenfauna am Standort Klein-Altendorf?

Variante 1: vormittags

Variante 2: nachmittags

Versuchsfrage 3: Eignen sich die Erfassungsmethoden „Keschern“ und „Klopfen“ zur Erfassung der Wanzenfauna in Körnerfenchel?

Variante 1: Abkeschern der Wanzen von der Pflanze im Transekt

Variante 2: Abklopfen der Wanzen von der Pflanze in den Probepunkten

Tab. 1: Übersicht über Versuchsfragen und Versuchsvarianten zur Untersuchung der Wanzenfauna an Körnerfenchel, 2016

<u>Versuchsfrage</u>	<u>Versuchsvariante</u>	<u>Fangmethode</u>	<u>Tageszeit</u>	<u>Wiederholung</u>	<u>Zeitraum</u>
1	1	keschern, klopfen	Zwischen 12-14 Uhr	wöchentlich	April - August
	2	keschern, klopfen	Zwischen 12-14 Uhr	wöchentlich	Mai – August
2	2	keschern, klopfen	10 Uhr, 13 Uhr, 15 Uhr	3 x Einzeltermin	Juli – August
3	1	keschern, klopfen	Zwischen 12-14 Uhr	wöchentlich	April - August
	2	keschern, klopfen	Zwischen 12-14 Uhr	wöchentlich	Mai – August

3.2 Versuchsstandorte

Für die Durchführung des Monitorings wurden zwei Versuchsstandorte gewählt. Eine Versuchsfläche befand sich auf dem Campus Klein-Altendorf der Universität Bonn. Eine weitere Versuchsfläche auf dem Wiesengut in Hennef, ebenfalls der Universität Bonn

zugehörig. Beide Standorte gehören zu den Forschungsstationen der Universität, Landwirtschaftlichen Fakultät, INRES.

Die Versuchsflächen hatten jeweils eine Fläche von 700 m². Der Körnerfenchel stand im zweiten Anbaujahr.

3.2.1 Standort Campus Klein-Altendorf

Der Campus Klein-Altendorf ist eine Lehr- und Forschungsstation der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn. Hier befinden sich die Außenlabore der Landwirtschaftlichen Fakultät. Die landwirtschaftlich genutzte Fläche beträgt circa 181 ha. Dem Forschungsbereich Nachwachsende Rohstoffe stehen Flächen für die Forschung zur Verfügung, auf denen Versuche für Arznei- und Gewürzpflanzen durchgeführt werden. Der Hauptteil der Flächen wird ackerbaulich für Zuckerrüben, Weizen und Gerste genutzt. Auch Raps, Kartoffeln, Gemüse, nachwachsende Rohstoffe (wie Pappel und Miscanthus) werden hier angebaut, allerdings ist ihre Flächenzahl geringer, als die der oben genannten Feldfrüchte. Auch Obstbau wird auf circa 20 ha betrieben und die umliegende Region stellt eines der wichtigsten Obstanbaugebiete Deutschlands dar (Internetpräsenz Campus Klein-Altendorf, 14.04.2017). Auf 1,9 ha gibt es Grünland, die Gebäudeflächen, Hecken und Gehölze umfassen 3 ha.

Generell wird der Campus Klein-Altendorf konventionell bewirtschaftet.

Die Fenchelversuchsfläche ist in eine Ackerfläche eingegliedert gewesen. Es war hauptsächlich Weizen und Mais zu finden. Aber auch ein Kümmelfeld befand sich in circa 300 Metern Entfernung, allerdings getrennt durch ein Getreide- und ein Maisfeld.

Der Boden auf Campus Klein-Altendorf ist eine für das Gebiet der „Niederrheinischen Bucht“ typische Parabraunerde. Die Bodenart ist meist lehmiger Schluff, aber auch toniger Lehm tritt auf. Die Ackerzahl entspricht insgesamt 93, die Qualität wird als „pflanzenbaulich sehr wertvoll“ eingestuft (Internetpräsenz Campus Klein-Altendorf, 14.04.2017) und der pH-Wert beträgt 7,3.

Klima

Der Campus Klein-Altendorf liegt zwischen Eifelrand und Ville auf der Hauptterrasse der Niederrheinischen Bucht. Das Klima hier ist durch anhaltende Westwindlagen maritim (durch den Atlantik) geprägt. Außerdem liegt der Campus im Regenschatten der Eifel, die Regenwolken regnen sich größten Teils über der Eifel ab (Internetpräsenz Campus Klein-Altendorf, 14.04.2017).

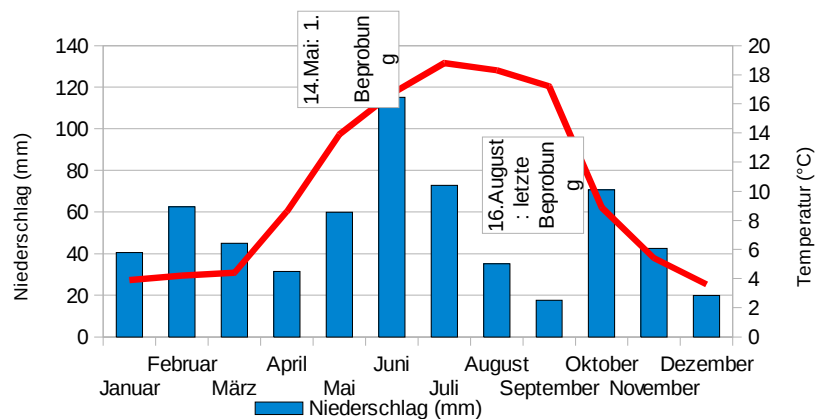


Abb. 1: Niederschlag (mm) und Temperatur (°C) im Versuchsjahr 2016 am Campus Klein-Altendorf, Wetterstation Nord

3.2.2 Standort Wiesengut Hennef

Seit dem Jahre 1985 steht das Wiesengut der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn als Versuchsbetrieb für den Organischen Landbau zur Verfügung. Seit 1991 ist es dem Institut für Organischen Landbau und als Projektbereich „Wiesengut“ dem Lehr- und Forschungsstuhl „Umweltverträgliche und Standortgerechte Landwirtschaft“ (USL) zugeordnet (Internetpräsenz Wiesengut Hennef, 14.04.2017). Auf dem Gelände fanden schon einige umfangreiche ökologische Untersuchungen statt.

Das „Wiesengut“ umfasst 76 ha, wobei 59,2 ha als Ackerland und 15,5 ha als Grünland bewirtschaftet werden. 1,3 ha stellen Hof- und Gebäudeflächen dar (Internetpräsenz Wiesengut Hennef, 14.04.2017).

Die auf dem Wiesengut Hennef vorherrschenden Bodenarten sind heterogene Auensegmente von lehmig bis hin zu sandig-schluffig, in unterschiedlicher Zusammensetzung und Dicke. Die Sieg (angrenzender Fluss) lässt den Grundwasserspiegel sehr schwanken. Auch Überflutungen sind deshalb natürlich. In den Bereichen vor dem Deich sind sie nicht auszuschließen (Internetpräsenz Wiesengut Hennef, 14.04.2017).

Die Bodenzahl ist sehr variabel und beträgt bei dem Ackerland des Versuchsfeldes 20 - 70 und beim umliegenden Grünland 38 - 66. Auf dem Fenchelfeld betrug 50 und der pH-Wert liegt bei 6 (Fetsch, 2017).

Generell wird auf dem Wiesengut Hennef ökologisch gewirtschaftet.

In direkter Umgebung des Fenchelfeldes gab es Heckenstrukturen. Außerdem wurden Kartoffeln auf dem direkt angrenzenden Acker angebaut und auch ein Blühstreifen direkt neben dem Fenchel war vorhanden. Hafer, Winterroggen und Weizen waren in den umliegenden Feldern zu finden.

Klima

Auf dem Wiesengut Hennef liegt der Jahresniederschlag bei 840 mm, die Jahresmitteltemperatur beträgt 10,3 °C und die Vegetationsperiode beträgt 165 - 170 Tage (Internetpräsenz Wiesengut Hennef, 14.04.2017).

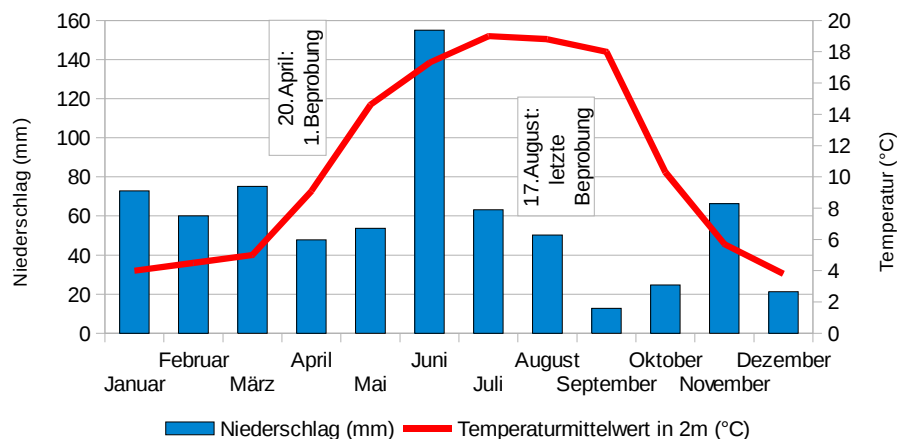


Abb.2: Niederschlag (mm) und Temperatur (°C) im Versuchsjahr 2016 am Wiesengut Hennef, Wetterstation Wiesengut

3.3 Versuchsdurchführung

3.3.1 Campus Klein-Altendorf

Auf dem Campus Klein-Altendorf wird der Fenchel konventionell angebaut.

Saatbettbereitung

Die Fläche des Fenchelfeldes beträgt 700 m² und hatte die Vorfrucht Wintergerste. Das Saatbett wird Mitte März 2015 durch einen Grubber und eine Kreiselegge bereitet. Der Grubber wird auf 0,25 m eingestellt und die Bearbeitungstiefe der Egge beträgt 0,15 m.

Aussaat

Nach der Saatbettbereitung wird die Sorte `Berfena` in Einzelkonsaat ausgesät. Die Aussaatstärke beträgt 4 kg / ha, der Reihenabstand 50 cm, Kornabstand 7 cm. Verwendet wird hierzu ein pneumatisches Einzelkornsäugerat (Mini Air Nova Kverneland).

Pflanzenschutz

Zur Unkrautregulierung wird 3 Tage nach der Saat das Herbizid „Bandur“ (aktiver Wirkstoff Aclonifen 600 g / l, (s. Internetpräsenz BAYER, 23.04.2017) mit 3 l / ha angewendet. Mitte April 2015 wird die Maschinenhacke verwendet und Ende April mit 2 l / ha das Herbizid „Agil S“ (aktiver Wirkstoff ist 100 g / l Propaquizafop, s. Internetpräsenz ADAMA a, 23.04.2017). Anfang Mai gibt es noch eine Herbizidbehandlung durch 1,5 l / ha „Ethosat“ (aktiver Wirkstoff 500 g / l Ethofumesat, s. Internetpräsenz ADAMA, 23.04.2017). Anfang Juni wird noch mal mit der Maschinenhacke gearbeitet.

Im zweiten Anbaujahr, also 2016, wird zur Unkrautregulierung nur im frühen Wachstumsstadium des Fenchels gestriegelt und gehackt. Pflanzenschutz wird nicht betrieben und auch gedüngt wird nicht.

3.3.2 Wiesengut Hennef

Auf dem Wiesengut wird der Fenchel ökologisch angebaut.

Saatbettbereitung

Auch auf dem Wiesengut hat das beprobte Fenchelfeld eine Größe von 700 m². Gepflügt wird eine Winterfurche und im Frühjahr wird das Saatbett durch Grubber und Kreiselegge bereitet. Vorfrucht bestand hier aus Wintergetreide

Aussaat

Auch hier wird die Sorte `Berfena` mit dem pneumatischen Einzelkornsägeträt Mini Air Nova Kverneland gesät. Reihenabstand sind 50 cm und der Kornabstand beträgt 7 cm. Die Aussaat wird Mitte April durchgeführt.

Pflanzenschutz

Auf dem Wiesengut wird ein Hasenzaun, zum Schutz vor Verbiss, gezogen. Um das Unkraut zu regulieren wird manuell die Hacke eingesetzt. Im zweiten Anbaujahr wird auch lediglich die Hacke eingesetzt. Eine Düngung und Herbizide wird außen vor gelassen.

3.4 Methodik und Datenerfassung

3.4.1 Erfassung

Die Erfassung der Wanzenfauna und damit die Beprobung der Standorte wird während der gesamten Vegetationsperiode durchgeführt. Der Beginn lag im März 2016, gestoppt wurde die Erfassung Ende August 2016.

Die Beprobung der Standorte wird auf die Mittagszeit festgelegt, da hier die größte Aktivität der Wanzen vermutet wurde. Zur Erfassung ebendieser Hypothese werden drei Ganztagesversuche durchgeführt, in denen geschaut werden sollte, zu welcher Tageszeit die Aktivität der Wanzen am höchsten war.

Die Fangtage richten sich nach dem Wetter, da es für das Erfassen der Tiere möglichst trocken sein sollte. Daher war es nicht immer möglich die Abstände zwischen den Fangtagen konstant zu halten. Tabelle 2 enthält eine Übersicht der Fangtermine.

Tab. 2: Übersicht über die Fangtage auf dem WG und dem CKA, Untersuchung der Wanzenfauna in Körnerfenchel, 2016

<u>Wiesengut Hennef</u>	<u>Campus Klein-Altendorf</u>
20.04.2016	14.05.2016
10.05.2016	19.05.2016
21.05.2016	02.06.2016
31.05.2016	10.06.2016
09.06.2016	17.06.2016
16.06.2016	22.06.2016
23.06.2016	01.07.2016
30.06.2016	06.07.2016
10.07.2016	16.07.2016
14.07.2016	24.07.2016
22.07.2016	27.07.2016
05.08.2016	06.08.2016
17.08.2016	15.08.2016
	16.08.2016

Erfassungsmethoden

Zunächst werden pflanzenbauliche Daten erfasst. Diese enthalten Informationen über die Witterung, den Wind, oder die Bewölkung und die Sonne. Die Uhrzeit des Beginns der Erfassung wird ebenfalls festgehalten. Auch die BBCH-stadien zur Beschreibung der Pflanzenentwicklung werden weitest möglich erfasst und die blühenden Pflanzen der Umgebung beschrieben. Ein Beispiel des Versuchsprotokolls findet sich im Anhang auf Seite 44. Um diese Daten zu vervollständigen wurden an einigen Probepunkten in der Höhe von 30 cm und 90 cm Tinytag-Logger angebracht, welche im Abstand von 10 Minuten Temperatur und Luftfeuchte bestandesnah erfassen.

Zur Erhebung der Daten für das Wanzenmonitoring (systematische Erfassung, Protokollierung der Wanzenfauna) werden verschiedene Methoden zur Erfassung angewandt.

Zum Erfassen der Wanzenfauna im Feld wird die Keschermethode verwandt. Mit einem Kescher wird 30 Minuten entlang eines Transekts entlang des Feldrandes gekeschert. Ziel dieser Methodik ist es, sowohl das Vorkommen, als auch die Masse der verschiedenen Wanzenarten zu dokumentieren.

Anschließend wird in den diagonal durch das Feld angelegten Probepunkten mit der Klopfschirmmethode beprobt. Dazu wird der Klopfschirm unter die Pflanzen gehalten und durch eine festgelegte Anzahl von 10 Schlägen mit dem Klopstock gegen die Pflanzen geschlagen. So sollte ebenfalls festgestellt werden, welche Wanzenarten sich in den verschiedenen Feldabschnitten aufhielten.

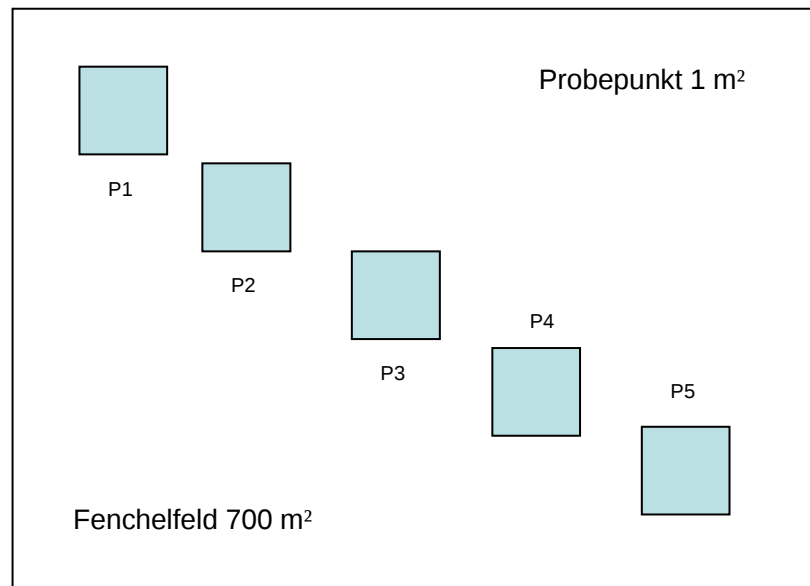


Abb. 3: Übersicht über die Anordnung der Probepunkte in den Fenchelfeldern, Untersuchung der Wanzenfauna in Körnerfenchel, 2016

Bei den Ganztagesversuchen werden die beiden oben erläuterten Methoden dreimal täglich angewandt. Die erste Beprobung findet morgens statt, die zweite mittags und die dritte nachmittags.

3.4.2 Bestimmung

Zunächst werden die Wanzen nach dem Fangen mit Äther betäubt. Anschließend werden sie eingefroren. Des Weiteren werden sie verschieden zur Aufbewahrung präpariert.

Die größeren Exemplare werden auf einem Styroporuntergrund genadelt und ausgerichtet, anschließend getrocknet. Die Belegsammlung wird in einem Insektenkasten aufbewahrt.

Um die kleineren Wanzen zu konservieren, werden diese in 75 %-igem Alkohol eingelegt.

Um die Wanzen zu bestimmen wird ein Binokular zu Hilfe genommen.

3.4.3 Bestimmungsliteratur

Zur Bestimmung helfen die beiden Werke:

Wachmann, E. (1989): Wanzen beobachten – kennenlernen, Melsungen: Neumann-Neudamm (JNN.Naturführer)

Schaefer, M.; Brohmer, P. (2010): Fauna von Deutschland. Ein Bestimmungsbuch unserer heimischen Tierwelt. 23. Auflage Wiebelsheim: Quelle & Meyer (Quelle- & Meyer Bestimmungsbücher)

3.5 Datenauswertung

3.5.1 Artenzusammensetzung

Sowohl auf Campus Klein-Altendorf, als auch auf dem Wiesengut in Hennef werden die Arten der Wanzen bestimmt und eine Artenliste erstellt. Hierbei soll eine Übersicht der verschiedenen Arten entstehen und außerdem geschaut werden, ob es Unterschiede hinsichtlich der Zusammensetzung auf den Versuchsflächen gibt. Von Interesse ist sicherlich auch der Unterschied zwischen der konventionellen und der ökologischen Landwirtschaft.

3.5.2 Klima und Wanzenbiologie

Hier wird ausgewertet, in wiefern sich die verschiedenen Klimakomponenten, wie Wetter, Temperatur, Luftfeuchte und Niederschlag auf die Wanzenfauna auswirken. Einerseits auf die Aktivität der Wanzen während eines Tages, andererseits auf die komplette Wanzenpopulation und eventuell durch Wetterbedingungen entstandene Vor- oder Nachteile.

3.5.3 Erfassungsmethoden

In diesem Teil der Auswertung wird geschaut, wie sich die verschiedenen Erfassungsmethoden zu Erfassung der Daten geeignet haben und ob Verbesserungsbedarf besteht, sollten diese Versuche ein weiteres Mal durchgeführt werden.

4. Ergebnisse

Im Ergebnisteil werden die gesammelten Daten vorgestellt.

4.1 Einfluss des Standortes auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna

Hier werden Daten über die Pflanzenentwicklungsstadien, das Klima, die Artenzusammensetzung der Wanzen und deren Zusammenhänge dargestellt.

4.1.1 Pflanzenentwicklungsstadium des Fenchels auf den beiden Standorten im Vergleich zueinander

Aus der folgenden Abbildung ist ersichtlich, wie das Pflanzenwachstum während des Versuchszeitraumes auf beiden Standorten fortgeschritten ist. Das Schossen wird durch den steilen Anstieg der Kurve sichtbar, die beginnende Blüte dadurch, dass die Kurve allmählich flacher wird und das Stagnieren des Wachstums zu Gunsten der Körnerreife anhand der Gleichförmigkeit der Kurve. Ebenso ist der Vergleich der Pflanzenhöhen zwischen den Standorten dargestellt.

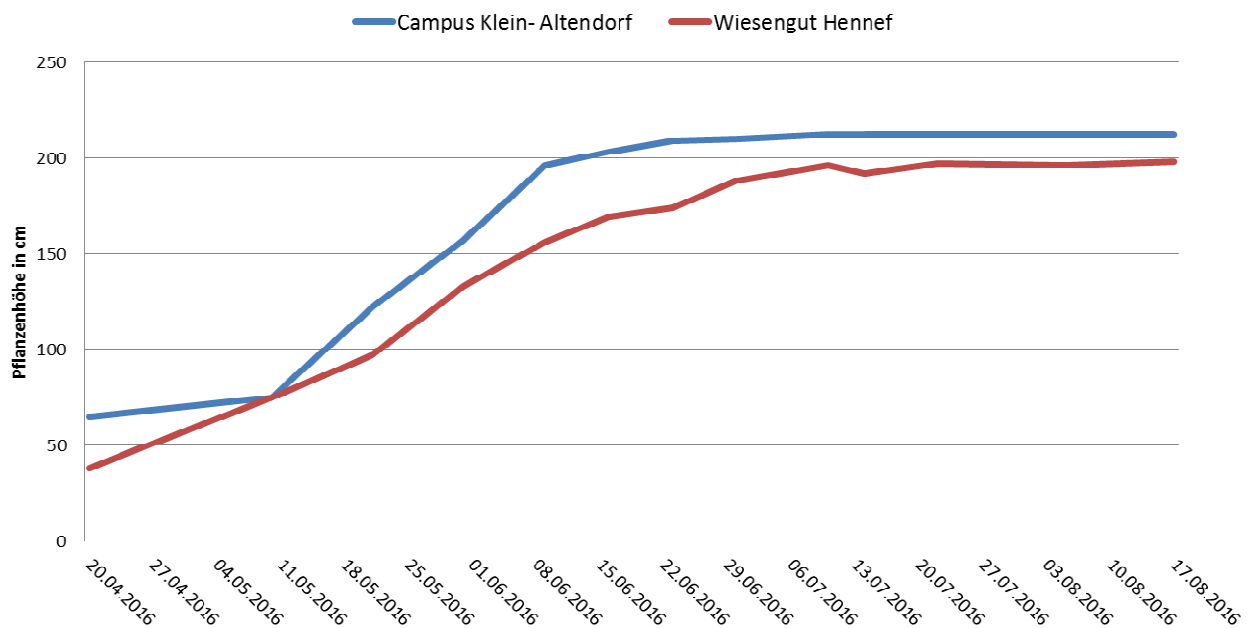


Abb. 4: Pflanzenhöhe (cm) des Fenchels am Campus Klein-Altendorf und Wiesengut Hennef während des Versuchszeitraums 2016

Des Weiteren ist dargestellt, zu welchem Zeitpunkt welches Pflanzenentwicklungsstadium eingetreten ist. Hier beispielsweise für das Wiesengut Hennef. Die Abbildung des Campus Klein-Altendorf befindet sich im Anhang, auf Seite 45. So sieht man das Schossen zu Beginn, dann die beginnende Blüte Anfang Juni, die Blüte der Nebendolden Mitte Juli, Ende Juli die Fruchtbildung der Hauptdolde und Mitte August bereits die beginnende Milchreife der Körner.

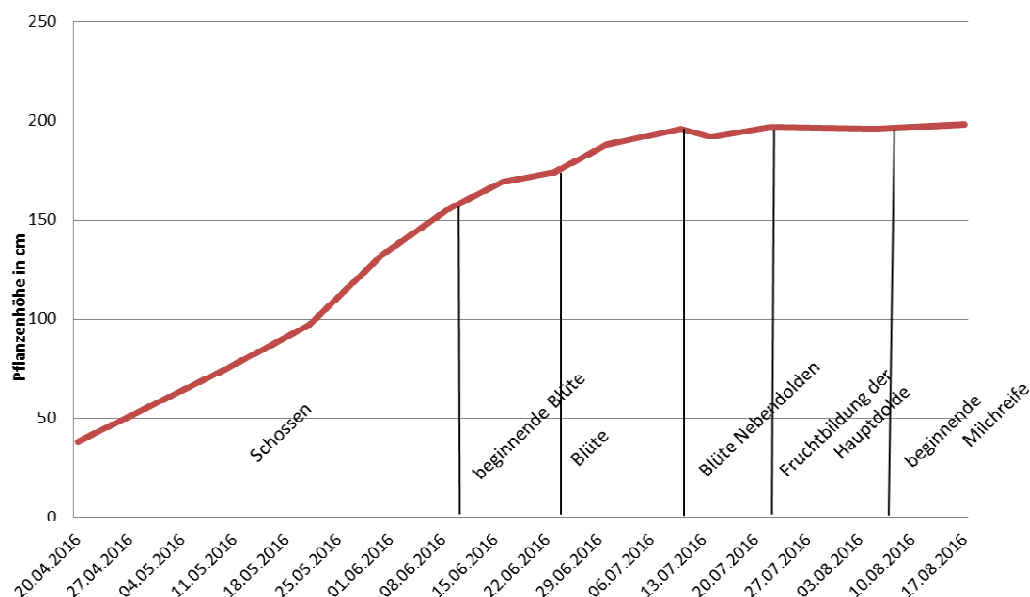


Abb. 5: Entwicklungsstadien des Fenchels 2016, Wiesengut Hennef

4.1.2 Artenlisten der Wanzen

Die Abbildungen 6, 7, 16 - 18 und die Tabelle 3 zeigen die Zusammensetzung der Wanzenarten während des Versuchszeitraums zeigen. Bilder der Wanzenarten *M. Clostetotomus norvegicus*, *M. Lygus pratensis*, *M. Orthops kalmii* und *P. Carpocoris fuscispinus* finden sich im Anhang. Aus der Artenliste ist zu entnehmen, dass die Arten *M. Lygus rugulipennis*, *M. Plagiognathus arbustorum* und *P. Carpocoris fuscispinus* lediglich auf CKA auftreten und die Arten *M. Megaloceroea recticornis* und *M. Stenodema laevigata* lediglich auf dem WG. Dominant waren auf beiden Versuchsflächen *M. Closterotomus norvegicus* und *M. Orthops kalmii*. Insgesamt wurden am Campus Klein-Altendorf und am Wiesengut Hennef jeweils sieben verschiedene Wanzenarten gefunden.

Tab. 3: Artenliste der Wanzen an Körnerfenchel, Wiesengut Hennef, Campus Klein-Altendorf im Versuchszeitraum 2016

Wiesengut Hennef

Miridae *Closterotomus norvegicus*
 Miridae *Lygus pratensis*
 Miridae *Lygus spec.*
 Miridae *Megaloceroea recticornis*
 Miridae *Orthops campestris*
 Miridae *Orthops kalmii*
 Miridae *Stenodema laevigata*

Campus Klein-Altendorf

Miridae *Closterotomus norvegicus*
 Miridae *Lygus pratensis*
 Miridae *Lygus rugulipennis*
 Miridae *Orthops campestris*
 Miridae *Orthops kalmii*
 Miridae *Plagiognathus arbustorum*
 Pentatominae *Carpocoris fuscispinus*

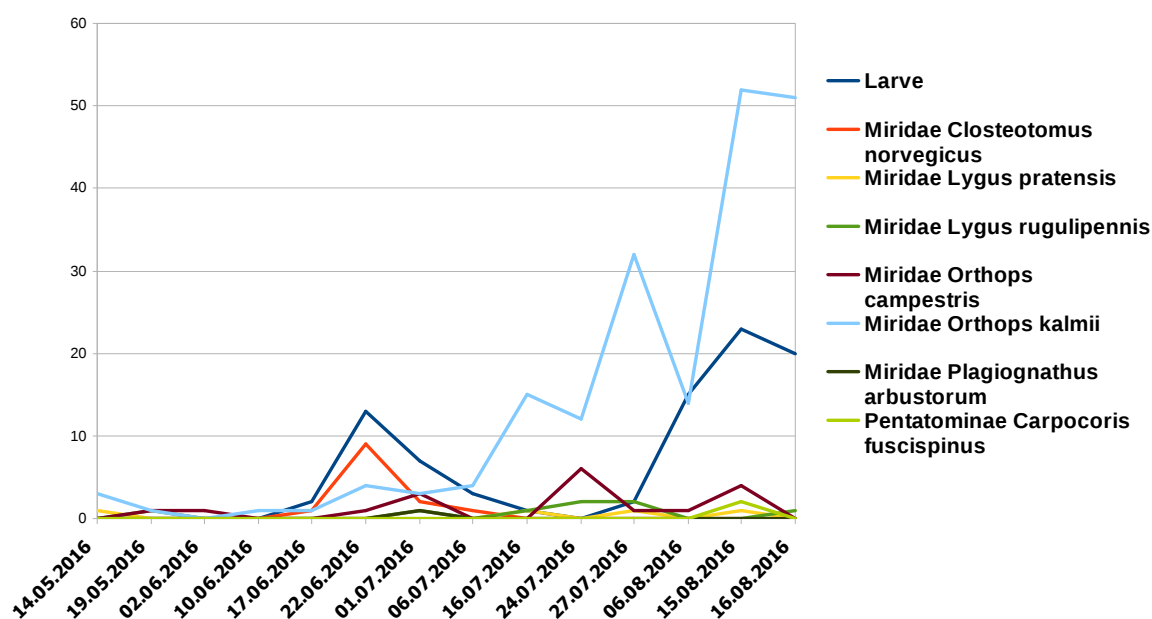


Abb. 6: Anzahl Wanzen nach Art und Probetermin auf dem Campus Klein-Altendorf, absolute Werte, x-Achse: einzelne Fangtage, y-Achse: Individuenanzahl der Wanzen

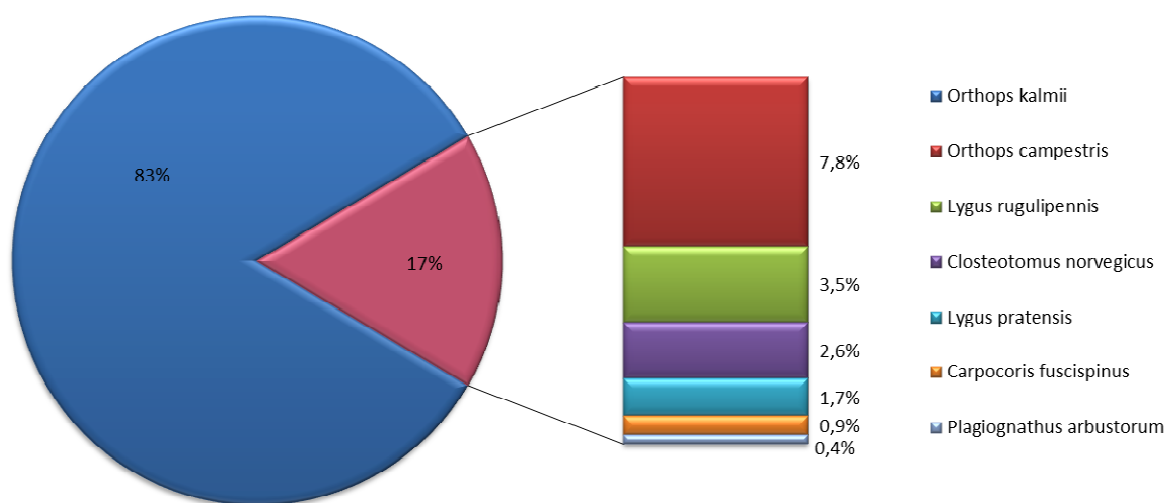


Abb. 7: Im Versuchszeitraum (14.05.2016 – 16.08.2016) am Fenchel aufgetretene Wanzenarten in %, Campus Klein-Altendorf

4.1.3 Verteilung der Wanzen auf die Probepunkte

In Abbildung 8 ist einsehbar, inwiefern sich die Wanzen auf die Probepunkte verteilt haben. Hier sichtbar anhand des Wiesegutes Hennef. Die Daten für Campus Klein-Altendorf befinden sich im Anhang auf Seite 48.

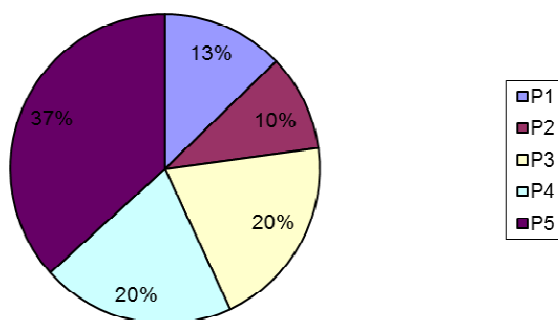


Abb. 8: Verteilung der Wanzen am Fenchel auf die Probepunkte innerhalb des Beprobungszeitraums (20.04.2016 – 17.08.2016) in %, Wiesengut Hennef

4.1.4 Einfluss der Temperatur auf die Wanzenfauna

Aus den folgenden Daten wird ersichtlich, wie sich die Wanzendichte im Bezug auf die Temperatur verhält. Das folgende Diagramm zeigt das Wiesengut Hennef. Die Abbildung des Campus Klein-Altendorf ist im Anhang auf Seite 48 einsehbar.

Deutlich sichtbar sind die Temperaturschwankungen von circa 15 °C – 26 °C während des Beprobungszeitraums. Ebenso erkennbar sind die Schwankungen der Wanzenpopulation während des Beprobungszeitraums mit einem Höhepunkt von circa 200 Individuen Mitte Juli.

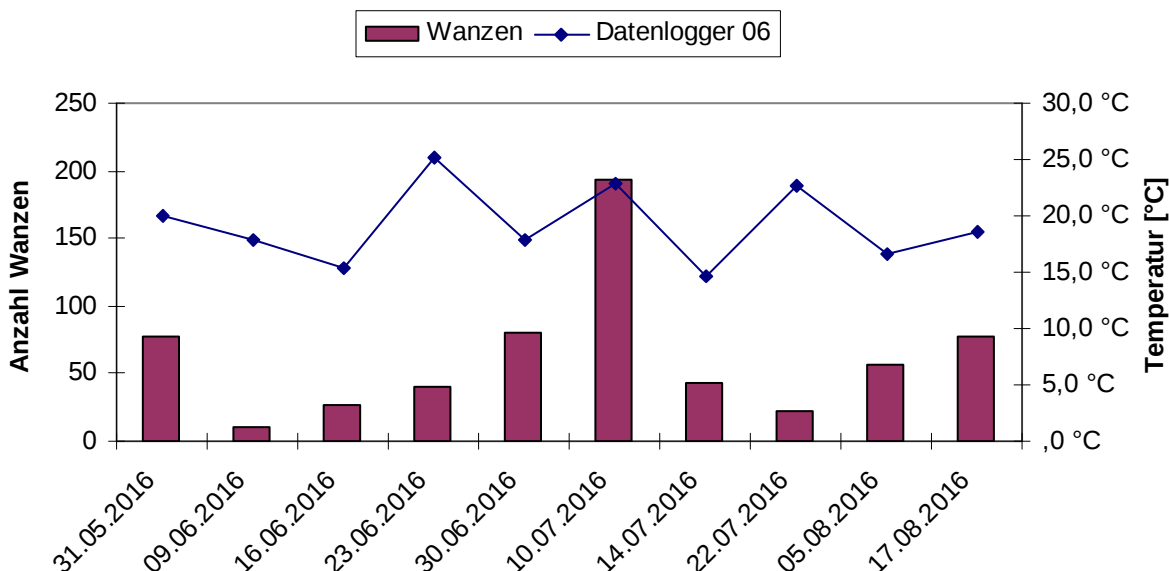


Abb. 9: Temperatur und Wanzendichte im Fenchel, Wiesengut Hennef, 2016

4.1.5 Einfluss der Luftfeuchtigkeit auf die Wanzenfauna

Nun ist das Ergebnis der Tinytag-Logger zu sehen. Hier angewandt auf die relative Feuchte, welche während des Versuchszeitraums im Bestand gemessen wurde. In der folgenden

Abbildung ist am Campus Klein-Altendorf dargestellt, wie sich die Anzahl der Wanzen in Bezug zur rel. Feuchte verhält. Wiesengut Hennef ist im Anhang auf Seite 49 zu sehen. Es lässt sich ein Höhepunkt der Wanzenfauna gegen Ende des Versuchszeitraumes ausmachen. Die rel. Feuchte ist Mitte Juli am höchsten.

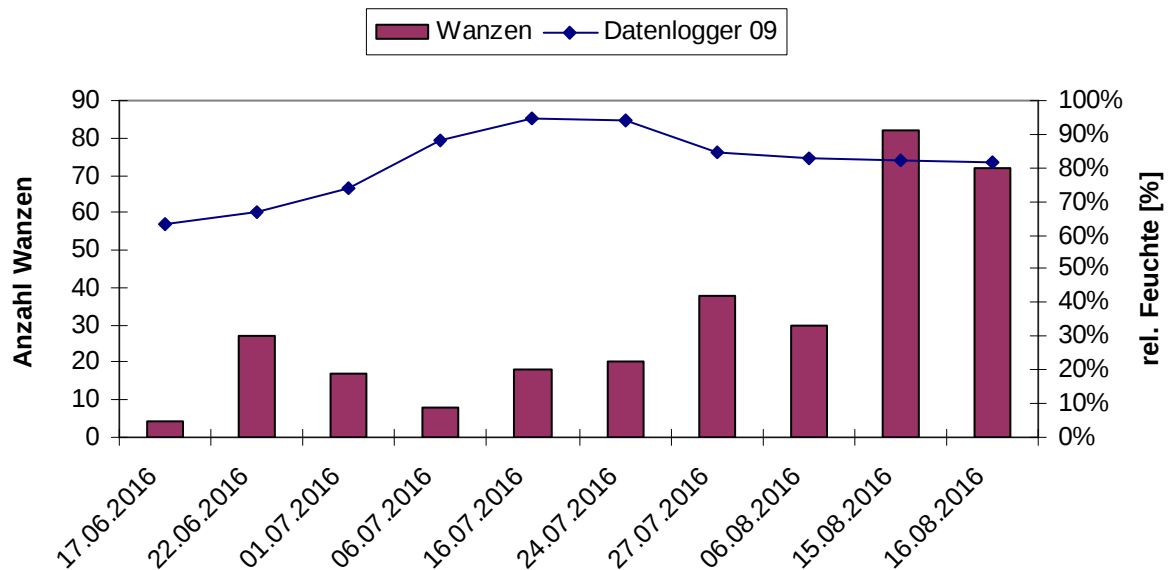


Abb. 10: Luftfeuchtigkeit und Wanzenfauna im Fenchel, Campus Klein-Altendorf, 2016

4.2 Einfluss der Tageszeit auf die qualitative und quantitative Zusammensetzung der Wanzenfauna am Standort Klein-Altendorf

Des Weiteren sind nun die Ergebnisse der Ganztagesversuche präsentiert.

4.2.1 Artenzusammensetzung und Menge der Wanzen

Die Abbildungen zeigen die auftretenden Wanzenarten während der Ganztagsversuche und die Verteilung der Wanzenarten auf die Uhrzeit. Mengenmäßig am häufigsten ist die Art *M.O. kalmii*, aber auch die Larven sind deutlich sichtbar. Eine eindeutige Verteilung auf die Tageszeit ist im Vergleich der drei Ganztagsversuche untereinander nicht nachweisbar.

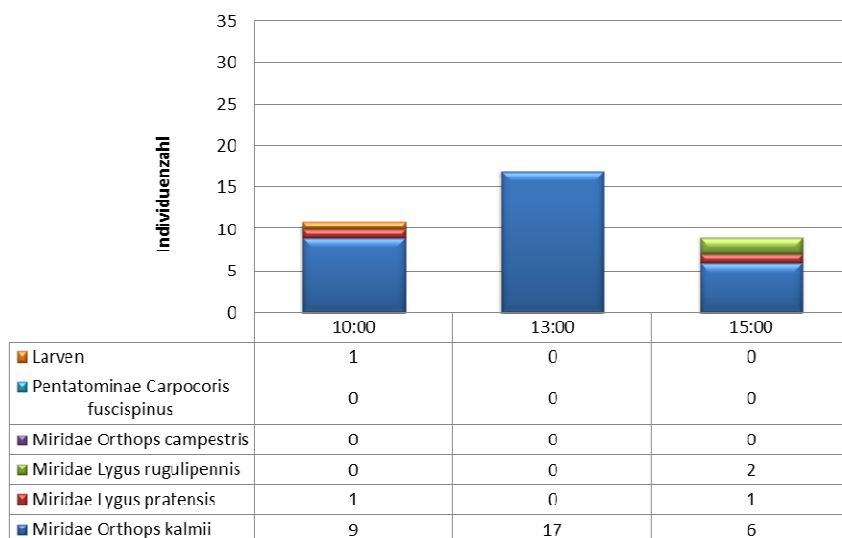


Abb. 11: Anzahl der Wanzen im Körnerfenchel, Ganztagsversuch CKA, 27.07.2016

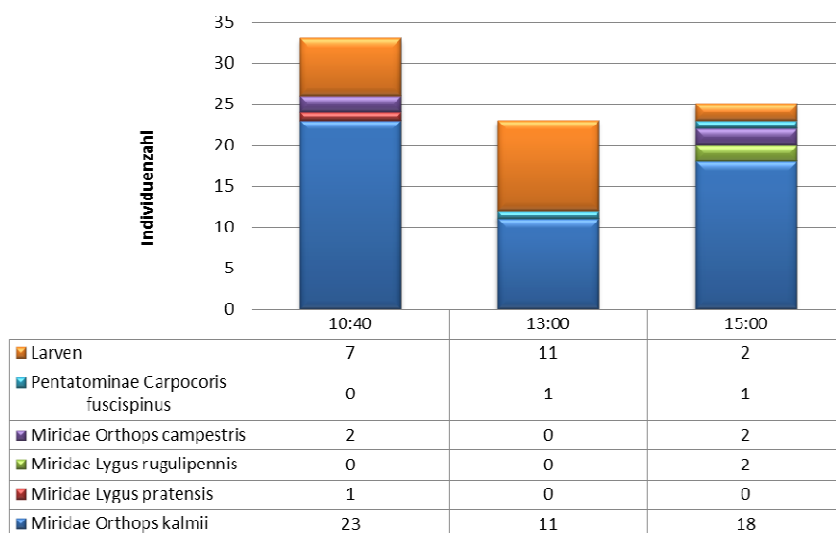


Abb. 12: Anzahl der Wanzen im Körnerfenchel, Ganztagsversuch CKA, 15.08.2016

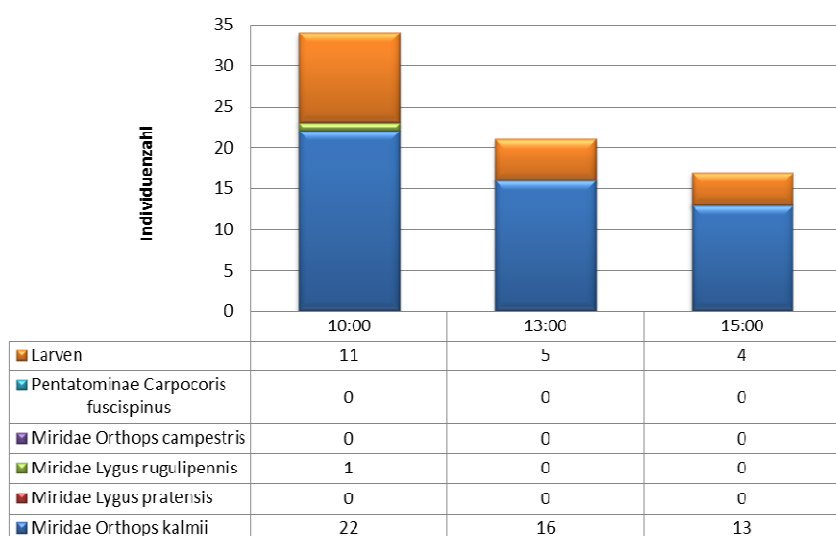


Abb. 13: Anzahl der Wanzen im Körnerfenchel, Ganztagsversuch CKA, 16.08.2016

4.3 Eignung der Erfassungsmethoden „Keschern“ und „Klopfen“

Es folgt eine Übersicht über die absolute Anzahl der gefangenen Wanzen während der Probemethoden „Keschern“ und „Klopfen“.

4.3.1 „Keschern“

In der Übersicht sind der jeweilige Beprobungstag und die absolute Anzahl der gefangenen Wanzen, sowohl auf dem Wiesengut Hennef, als auch auf Campus Klein-Altendorf zu sehen. Auf dem WG sieht erst ab dem 31.05.2016 das Auftreten von Wanzen während des Kescherns. Dagegen sind auf dem CKA bereits am 14.05.2016 Wanzen gekeschert worden.

Tab. 4: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen, Wiesengut Hennef

	<u>20.4.16</u>	<u>10.5.16</u>	<u>21.5.16</u>	<u>31.5.16</u>	<u>9.6.16</u>	<u>16.6.16</u>	<u>23.6.16</u>	<u>30.6.16</u>	<u>10.7.16</u>	<u>14.7.16</u>	<u>22.7.16</u>	<u>5.8.16</u>	<u>17.8.16</u>
Keschern	0	0	0	18	8	21	4	59	187	26	22	38	69

Tab. 5: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen, Campus Klein-Altendorf

	<u>14.5.16</u>	<u>19.5.16</u>	<u>2.6.16</u>	<u>10.6.16</u>	<u>17.6.16</u>	<u>22.6.16</u>	<u>1.7.16</u>	<u>6.7.16</u>	<u>16.7.16</u>	<u>24.7.16</u>	<u>27.7.16</u>	<u>6.8.16</u>	<u>15.8.16</u>	<u>16.8.16</u>
Keschern	3	2	0	1	4	24	9	6	12	19	15	20	14	18

4.3.2 „Klopfen“

Hier wird zunächst eine Übersicht über die Beprobungspunkte und ihre absolute Anzahl an Wanzen gegeben. Deutlich sichtbar sind bei beiden Standorten eine Vielzahl von fehlenden schwarzen Zahlen, also entsprechend fehlenden Individuen, wobei dies bei CKA häufiger aufgetreten ist.

Tab. 6: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen in den Probepunkten, Wiesengut Hennef

	<u>20.4.16</u>	<u>10.5.16</u>	<u>21.5.16</u>	<u>31.5.16</u>	<u>9.6.16</u>	<u>16.6.16</u>	<u>23.6.16</u>	<u>30.6.16</u>	<u>10.7.16</u>	<u>14.7.16</u>	<u>22.7.16</u>	<u>5.8.16</u>	<u>17.8.16</u>
Probepunkt 1	0	0	1	11	0	4	0	3	1	0	0	0	4
Probepunkt 2	0	0	2	0	0	0	5	3	2	4	0	3	0
Probepunkt 3	0	0	0	7	0	0	8	6	1	9	0	6	1
Probepunkt 4	0	0	0	13	1	1	11	4	2	1	0	5	0
Probepunkt 5	0	0	11	28	2	1	12	5	0	3	0	4	3

Tab. 7: Beprobungstage und jeweilige absolute Wanzenzahlen in den Probepunkten, Campus Klein-Altendorf

	<u>14.5.16</u>	<u>19.5.16</u>	<u>2.6.16</u>	<u>10.6.16</u>	<u>17.6.16</u>	<u>22.6.16</u>	<u>1.7.16</u>	<u>6.7.16</u>	<u>16.7.16</u>	<u>24.7.16</u>	<u>27.7.16</u>	<u>6.8.16</u>	<u>15.8.16</u>	<u>16.8.16</u>
Probepunkt 1	0	0	0	0	0	0	3	2	3	0	1	2	7	1
Probepunkt 2	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	2	0	0
Probepunkt 3	1	0	0	0	0	0	2	0	1	1	0	5	2	1
Probepunkt 4	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Probepunkt 5	0	1	1	0	0	1	3	0	2	0	0	1	0	0

4.4 Schadböntonur zum Ende des Versuchszeitraums

Bevor in der Diskussion mehr erläutert wird, hier ein Einblick in die Ergebnisse der Bonitur. Bonitiert wurde auf Campus Klein-Altendorf am 02.09.2016 und auf dem Wiesengut am 22.08.2016. Die folgende Abbildung zeigt die Schadintensität der Pflanzen in absoluten Zahlen. Prozentuale Verteilungen auf die Schadskala und auch auf die einzelnen Probepunkte finden sich, ebenso wie die verwendete Schadskala im Anhang auf den Seiten 50 - 54.

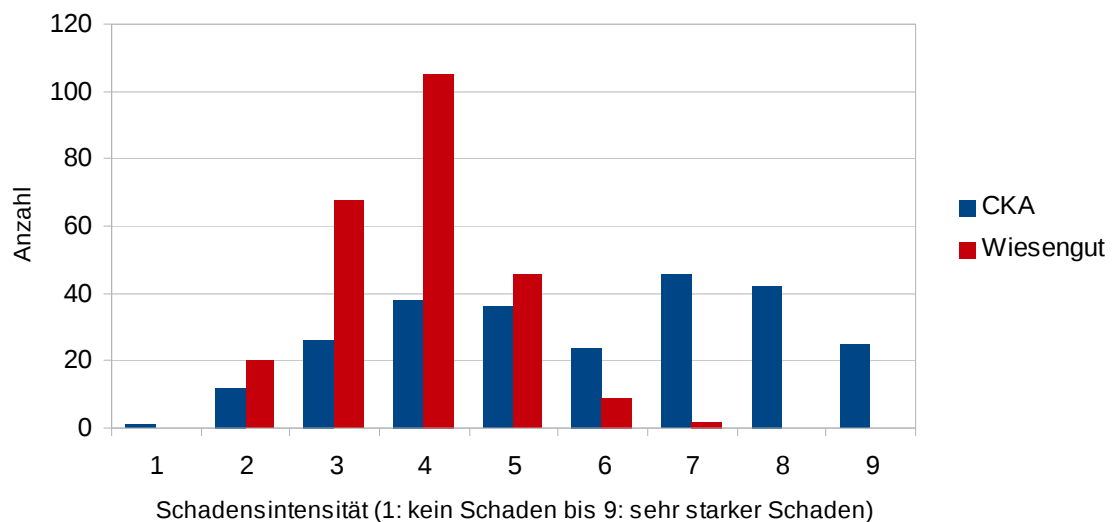


Abb. 14: Verteilung der Pflanzen auf die Schadskala, y-Achse: Anzahl der Pflanzen, x-Achse: Schadstufen, Vergleich der Versuchsfelder

5. Diskussion

In diesem Teil der Arbeit wird nun auf die in Kapitel 4 vorgestellten Ergebnisse eingegangen. Diese werden unter Berücksichtigung der anfangs formulierten Fragestellungen diskutiert.

5.1 Einfluss des Standortes auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna

Die im Ergebnisteil präsentierten Daten über die Pflanzenentwicklungsstadien, das Klima, die Artenzusammensetzung der Wanzen und deren Zusammenhänge werden nun hier interpretiert und erläutert.

5.1.1 Pflanzenentwicklungsstadium des Fenchels auf den beiden Standorten im Vergleich zueinander

Vergleicht man die Pflanzenhöhe des Fenchels auf beiden Versuchsfeldern mit einander, so ist doch sehr offensichtlich, dass die Wuchshöhe auf dem Wiesengut fast während der kompletten Vegetationsperiode nicht an die Wuchshöhe des Fenchels auf dem Campus Klein-Altendorf heran reicht. An den Probeterminen selber sah der Fenchel auf dem Wiesengut jedoch kräftiger und weiter entwickelt aus, als der Fenchel auf Campus Klein-Altendorf. Dies könnte an der besseren Stickstoffversorgung des Fenchelbestandes auf Campus Klein-Altendorf liegen, da der zur Verfügung stehende Stickstoff zu einer besseren Blattentwicklung und somit zu späterer Blüte führt.

Die Blüte eines Fenchelbestandes im zweiten Jahr beginnt schon Anfang Juli, einige Wochen früher, als es bei einem einjährigen Bestand beginnen würde (PANK 2012, PLESCHER 2014). Auch dies ist in den Ergebnissen deutlich sichtbar, ebenso wie das frühere Abreifen der Früchte. Hierzu könnte aber auch die hohe Temperatur im Juli geführt haben, welche ebenfalls zu einer guten, frühen Abreife gehört. Die Übersicht hierzu ist aus den Ergebnissen der Temperaturmessungen zu entnehmen.

5.1.2 Artenlisten der Wanzen

Insgesamt wurden auf dem CKA und dem WG jeweils sieben verschiedene Arten gefunden. Die Zusammenstellung der Artenliste auf dem Campus Klein-Altendorf zeigte aus der Familie der Weichwanzen (Blindwanzen) die folgenden Arten: *M. Closteotomus norvegicus*, *M. Lygus pratensis*, *M. Lygus rugulipennis*, *M. Orthops campestris*, *M. Orthops kalmii*, *M. Plagiognathus arbustorum*. Auf dem Wiesegut Hennef wurde die Art *M. Lygus rugulipennis* nicht gefangen, zusätzlich aber die Arten *M. Megaloceroea relicticornis* und *M. Stenodema laevigat.* erfasst. Alle anderen Arten waren auf beiden Feldern zu finden. Eine Besonderheit stellt die vereinzelt auftretende Art *Carpocoris fuscispinus* aus der Unterfamilie der Baumwanzen, *Pentatominae*, dar.

Schaut man sich im Vergleich dazu die Artenliste (im Anhang auf Seite 45) der Wanzen im Kümmel an (LORSCHIEDER 2016), lässt sich feststellen, dass ein Großteil der Arten übereinstimmt. Es fällt auf, dass trotz der vielen gleichen Arten ein größeres Artenspektrum im Kümmel zu verzeichnen ist. Hier kommen neben den oben erwähnten Arten auch noch die Folgenden hinzu: *M. Capsus ater*, *M. Lygus gemellatus*, *M. Notostira elongata*, *M. Orthops basalis*, *M. Stenotus binotatus*, *P. Dolycoris baccarum*.

Wird unter den Feldern mit und ohne Blühstreifen verglichen, so ist festzuhalten, dass auf den Feldern mit assoziiertem Blühstreifen definitiv ein breiteres Artenspektrum erfasst wurde. Deutlich sichtbar hebt sich die Art *M. Orthops kalmii* von den anderen ab, welche mengenmäßig am meisten auftrat. Jegliche andere Art kam deutlich weniger oft vor. Hierbei ist sehr gut zu erkennen, dass die *Orthops*-Arten von *Apiaceae*n abhängig sind (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004).

Die anderen Arten wie beispielsweise die *Lygus*-Arten sind nicht an *Apiaceae*n als Futter- oder Reproduktionspflanze gebunden und treten daher auch signifikant weniger in Erscheinung. Trotzdem lässt der prozentuale Anteil der *Lygus*-Arten erkennen, dass sie sich in Offenlandbiotopen sehr wohl fühlen (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004). Außer den *Orthops*-Arten ist noch die Art *M. Closterotomus norwegicus* auffällig. Auch sie kommt relativ häufig vor, obwohl ihre präferierte Pflanzenfamilie die der *Asteraceae*n ist. Erklären könnte ihr auftreten, dass sie von gelben Blüten im Frühjahr bis Sommer stark angezogen wird (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004). Eine schwungvolle Larvenkurve lässt die Dynamik in den Populationen gut erkennen.

Das Maximum der Larvenkurve, welcher am Ende in die Höhe steigt könnte außerdem darauf hinweisen, dass sich die zweite Generation der *Lygus*-Arten entwickelt, um sodann im Herbst als Imago zu überwintern (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004). Außerdem erwähnenswert ist, dass sich der prozentuale Anteil der Arten *O. campestris* und *C. norwegicus* in den beiden Feldern genau umkehren. Während auf dem WG deutlich mehr *C. norwegicus* auftreten, sind es auf CKA mehr *O. campestris*. Das signifikante Auftreten von *C. norwegicus* auf dem Wiesengut könnte mit der benachbarten Feldfrucht Kartoffel zusammenhängen, gilt sie doch bei dieser Pflanzenart als arger Kulturpflanzenschädling (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004).

5.1.3 Verteilung der Wanzen auf die Probepunkte

Auf dem Wiesengut sind die Verteilungen relativ gleichmäßig, schaut man sich die mittleren Probepunkte an, welche im Feldinnern liegen. So stehen Probepunkt 3 und 4 mit einer %-Zahl von 20 sogar gleichauf. Den höchsten Prozentsatz hat allerdings Probepunkt 5 mit 37 %, welcher in der Nähe der Hecke und damit relativ geschützt lag.

Bei CKA ist der Prozentsatz verhältnismäßig ungleichmäßiger verteilt. Die höchste % - Zahl hat auch hier der geschützte Rand, allerdings ist dies hier der Probepunkt 1. Darauf folgt mit 28 % der Probepunkt 3, welcher ziemlich genau in der Mitte des Feldes lag.

Festzustellen ist also, dass an beiden Versuchsstandorten mehr Wanzen auf der geschützteren Feldseite aufgetreten sind.

Um dies Versuchsweise auszuwerten wird nun ein Blick auf die Wetterdaten, der an den Probepunkten angebrachten Datenlogger, geworfen. Zunächst sollten kurz die Abbildungen 41 bis 44 angesprochen werden. Es handelt sich um die Differenz der gemessenen Werte der Datenlogger und der jeweiligen Wetterstationen. Um dies gut vergleichen zu können wurden die Logger 6 (WG) und 7 (CKA) gewählt. Sie befinden sich in 90 cm Höhe über dem Boden in der Mitte des Feldes. Auf Höhe von 30 cm messen Logger den Unterschied der Temperatur und der rel. Feuchte im Bestand. Diese wurden aber nicht zum Vergleich gewählt, weil sie nicht annähernd an die 2 m Höhe heranreichten, in der die Temperatur und die Luftfeuchte auf den Wetterstationen gemessen wurden. Die Temperatur auf dem WG zeigt eine fast übereinstimmende Temperaturkurve, während die rel. Feuchte eine parallel verlaufende Kurve zeigt. Die Kurven der Temperatur und der rel. Feuchte auf CKA besonders zu Beginn sehr unterschiedlich verläuft.

Schaut man sich die verschiedenen Kurven der Abbildungen 45 bis 48 genauer an, erkennt man, dass es schon Unterschiede zwischen den einzelnen Loggern gibt. Vergleicht man aber die Höhe, in der die Logger angebracht waren, so sieht man nicht unbedingt einen signifikanten Unterschied. Der Datenlogger 16 auf Abbildung 46 könnte auch einen Ausfall gehabt haben, ebenso wie der Datenlogger 14 in Abbildung 48. Interessant zu erfahren wäre, warum der Logger 7 in der Feldmitte, Abbildung 47, so unterschiedliche Temperaturen aufweist, ist es doch meist am Feldrand wärmer.

5.1.4 Einfluss der Temperatur auf die Wanzenfauna

Während auf dem Campus Klein-Altendorf die Population der Wanzen mit der Temperatur größtenteils steigt und fällt, sieht man auf dem Wiesengut Hennef eine leichte, verschobene Verzögerung. Auf beiden Diagrammen ist allerdings zu erkennen, dass auf einen Temperaturanstieg auch ein Populationsanstieg folgt. Besonders im Juli ist dies gut zu erkennen, liegt hier doch die Hauptzeit der Adulten Wanzen, derjenigen Arten, welche in den Feldern erfasst wurden.

5.1.5 Einfluss der Luftfeuchtigkeit auf die Wanzenfauna

Während auf der Feldfläche am Campus Klein-Altendorf Mitte Juli ein Rückgang der Wanzenpopulation beim Anstieg der Luftfeuchtigkeit zu verzeichnen ist, ist auf dem Wiesengut kein Effekt nachweisbar. Bei beiden Diagrammen sieht man die

Populationsschwankungen, die mit dem Wechsel der Generationen zusammenhängen. *M. O. kalmii* beispielweise verträgt höhere Feuchtigkeitswerte als *M. O. campestris*, (DECKERT, MELBER, WACHMANN 2004). weshalb man diese Wanzenart vermutlich auch häufiger gefunden hat. Die Feuchte an sich hat relativ wenig Einfluss auf die Entwicklung der einzelnen Populationen der Wanzenarten.

5.1.6 Einfluss des Blühstreifens auf die Wanzenfauna

Wie schon in 5.1.2 erwähnt, gibt es Unterschiede zwischen dem auftretenden Artenspektrum der Wanzen am Feld mit Blühstreifen und ohne Blühstreifen. So gibt es einige Arten mehr beim Blühstreifen. Und auch hier war die % - Zahl der Wanzen am Probepunkt 5, ebenjener, der neben dem Blühstreifen lag, am höchsten. Dadurch lässt sich sagen, dass der Blühstreifen auf jeden Fall zu einer Bereicherung der Ackerfauna beiträgt.

5.2 Einfluss der Tageszeit auf die qualitative und quantitative Zusammensetzung der Wanzenfauna am Standort Klein-Altendorf

Hier wird auf die Ergebnisse der Ganztagsversuche eingegangen.

5.2.1 Artenzusammensetzung und Menge der Wanzen

In den Ergebnissen wird ersichtlich, dass die Art *O. kalmii* alles dominiert (hier blau gezeichnet). Aber auch die Larven (in Orange) sind sehr gut zu erkennen. Des Weiteren wurden die Arten *M. L. pratensis*, *M. L. rugulipennis*, *M. O. campestris* und *P. C. fuscispinus* gefangen.

Zunächst wird angenommen, dass die Wanzenaktivität zur Mittagszeit am höchsten sei. Um dies zu überprüfen, wurden jene Versuche durchgeführt.

Betrachtet man sich die Abbildungen an, ist zu erkennen, dass lediglich während des ersten Ganztagsversuches die Annahme bestätigt werden konnte. Auch sieht man, dass keiner der Versuche annähernd gleich erscheint. So ist beim zweiten Versuch sogar mittags die geringste Aktivität zu verzeichnen. Der letzte Versuch unterliegt einem permanenten Abfall der Aktivität.

5.2.2 Vergleich mit Versuchen im Kümmel

Die obige Versuchsauswertung wird mit den Ergebnissen der Ganztagsversuche im Kümmel (LORSCHIEDER 2016) verglichen. Schaut man sich an, wie die Verteilung der Wanzenarten auf die Tageszeiten ist, so stellt man fest, dass auch hier keine Übereinstimmung der Ergebnisse vorliegt. Jedes der Bilder des Fenchels wiederholt sich in den Versuchen des Kümmels (LORSCHIEDER 2016).

5.3 Eignung der Erfassungsmethoden „Keschern“ und „Klopfen“

Es wird ein Blick auf die Tabellen geworfen, welche die absolute Wanzenanzahl bei der jeweiligen angewandten Methode wiedergeben.

5.3.1 „Keschern“

Betrachtet man die Tabellen des Kescherns, so kann man sehen, dass bei fast jedem Fangtag Wanzen gekeschert wurden. So gesehen ist das Keschern sehr ergiebig, da man viel gefangen hat. In der Zeit der Blüte allerdings wurden viele Bienen mitgekeschert, was das Absammeln der Wanzen erschwerte. Es bleibt noch zu erwähnen, dass durch den schnellen Kescher, welcher von oben kommt, die Möglichkeit des Flüchtens der Wanzen relativ gering ist. So hat man eine gute Fangquote.

Zunächst war ein Transekt durch das Fenchelfeld geplant. Dies wurde aber wieder verworfen, denn dazu hätte man zu hohe Ertragsverluste erzielt und für das Keschern zwischen 2 m und höheren Pflanzen wäre ein Kescher auch nicht geeignet, würden doch die Wanzen, welche sehr schreckhaft sind, zu schnell die Chance bekommen zu fliehen.

5.3.2 „Klopfen“

Man kann erkennen, dass es durchaus auch ein paar signifikante Fänge beim Klopfen gab, aber sehr viel öfter war es der Fall, wird nichts gefangen.

Es scheint, als sei das Klopfen nicht die geschickteste Fangmethode. Sie beschränkt sich in ihrem Einsatzbereich eher auf hüfthohe Kulturen. Wendet man einen Klopfschirm auf ein Fenchelfeld und noch dazu auf Probepunkte mitten im Feld an, so gibt es zunächst auch hier Ertragsverluste, da man sich Wege durch das Feld bahnen muss. Des Weiteren ist es so, dass man durch die Vibration der Pflanzen auf dem Weg zum Probepunkt die Wanzen verscheucht, bevor man geklopft hat. Und auch der Klopfschirm selber ist nicht gut dafür geeignet, im 2 m hohen Fenchel schnell und wendig positioniert zu werden, wo durch die wenigen gefangenen Individuen wieder verschwinden können, bevor man sie gesichert hat.

5.4 Schadböntonur zum Ende des Versuchszeitraums

Zum Ende des Versuchs hin wurde abschließend eine Schadböntonur durchgeführt um zu schauen, welche Ausmaße der Schaden durch Wanzenaugschäden erreicht hat.

Zunächst zur absoluten Verteilung: hier ist klar ersichtlich, dass es Unterschiede zwischen dem Campus Klein-Altendorf und dem Wiesengut Hennef gibt. So sieht man, dass auf dem WG die Verteilung zwischen den einzelnen Schadklassen der Skala auf ein paar Klassen reduziert ist, aber man kann auch erkennen, dass die Verteilung auf die höheren Schadklassen bei CKA einen wesentlichen Teil beansprucht. Prozentual gesehen hat CKA also den höheren Schaden davon getragen, da es hier mehr Totalausfälle der Pflanzen gab.

Schaut man auf die prozentuale Aufteilung der Schäden an den Probepunkten selber, wird ersichtlich, dass die Probepunkte auf der geschützteren Seite des Feldes, dicht gefolgt von der Feldmitte den höchsten Anteil an der Schadklasse 9 haben.

Dagegen war auf dem Wiesengut der Schaden auf der geschützteren Seite des Feldes eher bei der Schadklasse 3, obwohl auf dieser Seite deutlich mehr Wanzenaktivität war. Die andere Seite hingegen war bei Schadklasse vier. So ist wieder nicht eindeutig, inwiefern der Blühstreifen Schaden anrichtet.

6 Fazit

Abschließend ist im Folgenden ein Überblick über die erlangten Erkenntnisse und Ergebnisse in Bezug auf die eingangs formulierten drei Versuchsfragen aufgeführt.

Versuchsfrage 1: Welchen Einfluss hat der Standort auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna?

Tatsächlich hat der Standort einen Einfluss auf die Zusammensetzung der Wanzenfauna. So wurde auf dem Wiesengut Hennef im Gegensatz zum Campus Klein-Altendorf eine größere Artenvielfalt festgestellt. Und auch auf dem Kümmelfeld mit assoziiertem Blühstreifen war das Artenspektrum größer. Nicht eindeutig lösbar ist die Frage nach dem Schaden, den die Wanzen anrichten, bzw. ob dieser Schaden auf Grund seiner Ausmaße tolerierbar ist. Es ist interessant zu beobachten, dass die größeren Schäden auf Campus Klein-Altendorf auftreten.

Versuchsfrage 2: Welchen Einfluss hat die Tageszeit auf die qualitative und quantitative Zusammensetzung der Wanzenfauna am Standort Klein-Altendorf?

Zum Einfluss der Tageszeit bleibt lediglich zu sagen, dass die Annahme, die Hauptaktivitätszeit der Wanzen sei in der Mittagszeit, nicht bestätigt wurde. Es ist kein eindeutiges Ergebnis dokumentierbar. Auch der Zusammenhang zwischen Temperatur und Wanzen konnte nicht hergestellt werden. Es konnte keine klare Aussagen über eine Abhängigkeit getroffen werden.

Versuchsfrage 3: Eignen sich die Erfassungsmethoden „Keschern“ und „Klopfen“ zur Erfassung der Wanzenfauna in Körnerfenchel?

Hierzu ist abschließend festzustellen, dass bei einem 2 Meter hohen Fenchelfeld die Versuchsmethode „Keschern“ durchführbar ist. Die Methode des „Klopfens“ sollte aber nicht unbedingt angewandt werden, wenn man eine unverfälschte Individuenerfassung erreichen will.

Allgemein hat diese Arbeit so mach interessante Ergebnisse hervorgebracht. Nichts desto trotz könnte dieser Versuch mit exakteren Methoden wiederholt werden.

Es zeigt sich, dass einige Methoden erst während des „Ausprobierens“ erweisen, wie gut sie geeignet sind, bestimmte Aufgaben zu erfüllen.

7.Literaturverzeichnis

Dettner, K.; Peters W. (1999): Lehrbuch der Entomologie. 1. Auflage Stuttgart, Jena, Lübeck, Ulm: Gustav Fischer Verlag

Fetsch, L. (2016): Der Beitrag der Bestäuber zur Ertragsbildung von Arznei- und Gewürzpflanzen im Umland der Bundesstadt Bonn: Eine Fallstudie an Arzneifenchel (*Foeniculum vulgare* MILL.). Bachelorthesis Agrarwissenschaften. Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität zu Bonn

Hoppe, B.; verw. Pank, F. (2012): Handbuch des Arznei- und Gewürzpflanzenbaus. Band 4. Arznei- und Gewürzpflanzen A – K. Bernburg: Verein für Arznei- und Gewürzpflanzen SALUPLANTA e. V. Bernburg

Internetpräsenz ADAMA:

a <http://www.adama-produkte.com/de/d/117#top>

b <http://www.adama-produkte.com/de/d/161>

zuletzt geprüft am 23.04.2017

Internetpräsenz BAYER:

<https://agrar.bayer.de/de-DE/Produkte/Pflanzenschutzmittel/Produkte%20A-Z/Bandur/Schnellinformation.aspx> zuletzt geprüft am 23.04.2017

Internetpräsenz CKA:

Wetterstation Nord <http://www.wetter.cka.uni-bonn.de/nord/verzeichnisse.php> zuletzt geprüft am 20.05.2017

Internetpräsenz WG:

Wetterdaten <http://www.wiesengut-wetter.de/wetter/index.html> zu letzt geprüft am 20.05.2017

Lorscheider, K. (2016): Monitoring der Wanzenfauna im Kümmel (*Carum Carvi* L.). Bachelorarbeit Agrarwissenschaften. Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn

Mielke, H.; Schöber-Butin B. (2007): Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem. Heil- und Gewürzpflanzen – Anbau und Verwendung. Berlin und Braunschweig: Biologische Bundesanstalt für Land – und Forstwirtschaft. 411. bba.

Plescher, A. (2014): Arzneipflanzenanbau als landwirtschaftlicher Erwerb. Praxisleitfaden für den Einstieg in den Arznei- und Gewürzpflanzenanbau. 1.Auflage Berlin: HLBS Verlag GmbH

Schaefer, M.; Brohmer, P. (2010): Fauna von Deutschland. Ein Bestimmungsbuch unserer heimischen Tierwelt. 23. Auflage Wiebelsheim: Quelle & Meyer (Quelle- & Meyer Bestimmungsbücher)

Tornieporth, G. (2012): Hildegard von Bingen. Das Gartenbuch. 2. Auflage München: BLV Buchverlag GmbH & Co KG

Wachmann, E. (1989): Wanzen. Beobachten – kennenlernen. Melsungen: Neumann-Neudamm (JNN-Naturführer)

Wachmann, E.; Melber, A.; Deckert, J. (2004): Wanzen. Band 2. Neubearbeitung der Wanzen Deutschlands, Österreichs und der deutschsprachigen Schweiz. Keltern: Verlag Goecke & Evers. Die Tierwelt Deutschlands. Begründet 1925 von Friedrich Dahl, 75. Teil

8. Anhang

Tab. 8: Beispiel eines Versuchsprotokolls, hier für den 23.06.2016

Versuchsprotokoll

Bachelorarbeit Wanzenmonitoring
Hannah Feldmann

Datum: 23.06.2016

Uhrzeit: 13:00

Standort: Wiesengut Hennef

Witterung: trocken, warm, windig, wolkenlos

Umgebungstemperatur/Luftfeuchtigkeit laut Wetterstation: 30,5°C; 63%

Pflanzenentwicklungsstadium (BBCH): 5; Knospe

Umgebungssituation Pflanzen: Kartoffelblüte, Kamillenblüte

Probepunkt	Keschern	1	2	3	4	5
Pflanzenhöhe		180,	166,	170,	150,	164,
in cm	-	185, 167	180, 184	175, 192	182, 174	170, 169
Schaden	-	3	4	4	3	4
Insekten:						
Blattläuse						
grün	vorhanden	-	-	-	-	-
Blattläuse						
schwarz	vorhanden	-	-	-	-	-
Marienkäfer	-	-	-	-	-	-
Wanzen	3	-	-	1	1	-
Larven	1	-	5	8	10	12

Schadskala:

- 1 leicht gebräunte Spitzen
- 2 schwarze Blüten und Triebspitzen
- 3 vergilbte Spitzen und geschwächte Triebe
- 4 vergilbte, teils schwarze Spitzen, Triebe und Blüten
- 5 teils abgeknickte, abgestorbene Pflanzenteile

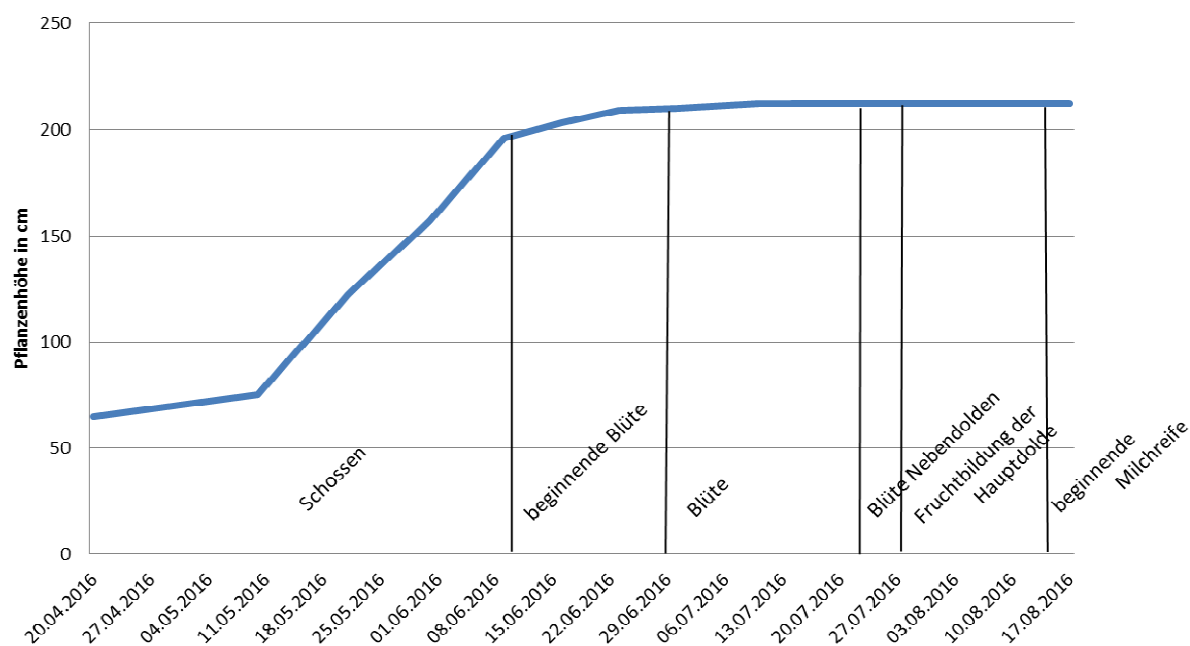


Abb. 15: Entwicklungsstadien des Fenchels 2016, Campus Klein-Altendorf

Tab. 7: Erfasste Wanzenarten im Kümmel im Versuchszeitraum 31.05.2016 bis 16.08.2016 am Standort Klein-Altendorf; Datenerhebung mithilfe „Keschern im Transekt“ und „Klopfen in Quadraten“; Fettdruck = gemeinsame Wanzenarten auf beiden Feldern

Familien	Feld mit Blühstreifen	Feld ohne Blühstreifen
MIRIDAE	<i>Closterotomus norwegicus</i>	<i>Closterotomus norwegicus</i>
	<i>Lygus rugulipennis</i>	<i>Lygus rugulipennis</i>
	<i>Lygus gemellatus</i>	<i>Lygus gemellatus</i>
	<i>Lygus pratensis</i>	<i>Lygus pratensis</i>
	<i>Orthops campestris</i>	<i>Orthops campestris</i>
	<i>Orthops kalmii</i>	<i>Orthops kalmii</i>
	<i>Orthops basalis</i>	<i>Orthops basalis</i>
	<i>Stenodema laevigata</i>	
	<i>Stenotus binotatus</i>	
	<i>Megalocoerea recticornis</i>	
	<i>Capsus ater</i>	
	<i>Notostira elongata</i>	
PENTATOMIDAE	<i>Carpocoris fuscispinus</i>	<i>Carpocoris fuscispinus</i>
	<i>Dolycoris baccarum</i>	

Abb. 16: Artenliste des Kümmelversuchs (LOHRSCHEIDER 2016)

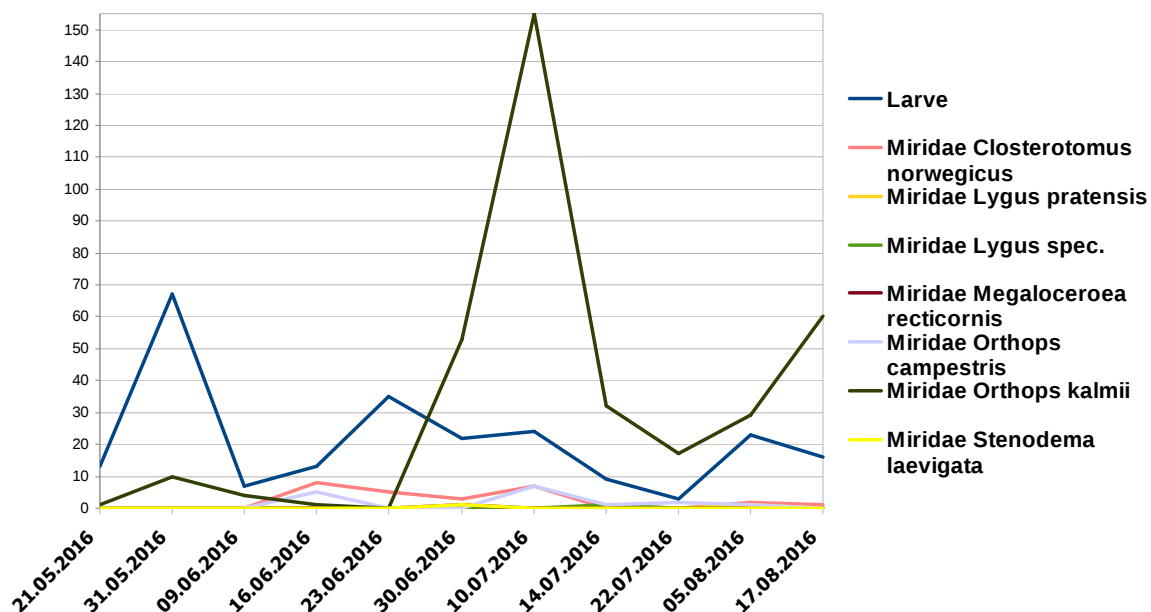


Abb. 17: Anzahl Wanzen nach Art und Probetermin auf dem Wiesengut Hennef, absolute Werte, x-Achse: einzelne Fangtage, y-Achse: Individuenanzahl der Wanzen

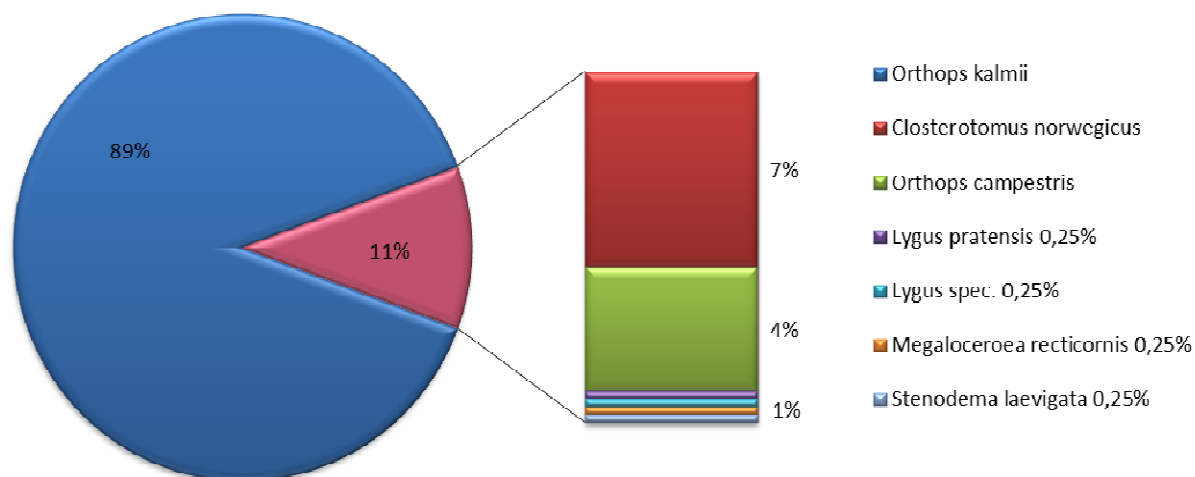


Abb. 18 : Im Versuchszeitraum (20.04.2016 – 17.08.2016) am Fenchel aufgetretene Wanzenarten in %, Wiesengut Hennef



Abb. 19: *P. Carpocoris fuscispinus*, eigene Aufnahme



Abb. 20: *M. Lygus pratensis*, eigene Aufnahme



Abb. 21: *M. Closteotomus norvegicus*, eigene Aufnahme



Abb. 22 + 23: *M. Orthops kalmii*, eigene Aufnahme

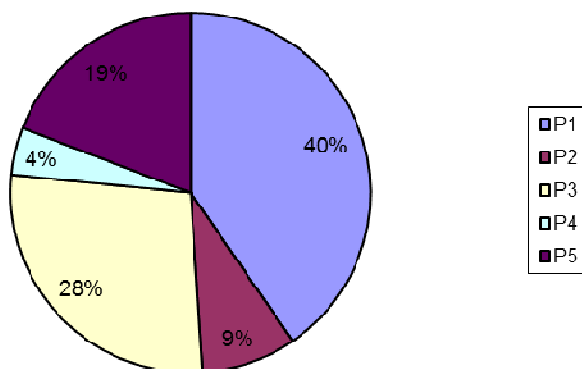


Abb. 24: Verteilung der Wanzen am Fenchel auf die Probepunkte innerhalb des Beprobungszeitraumes (14.05.2016 – 16.08.2016) in %, Campus Klein-Altendorf

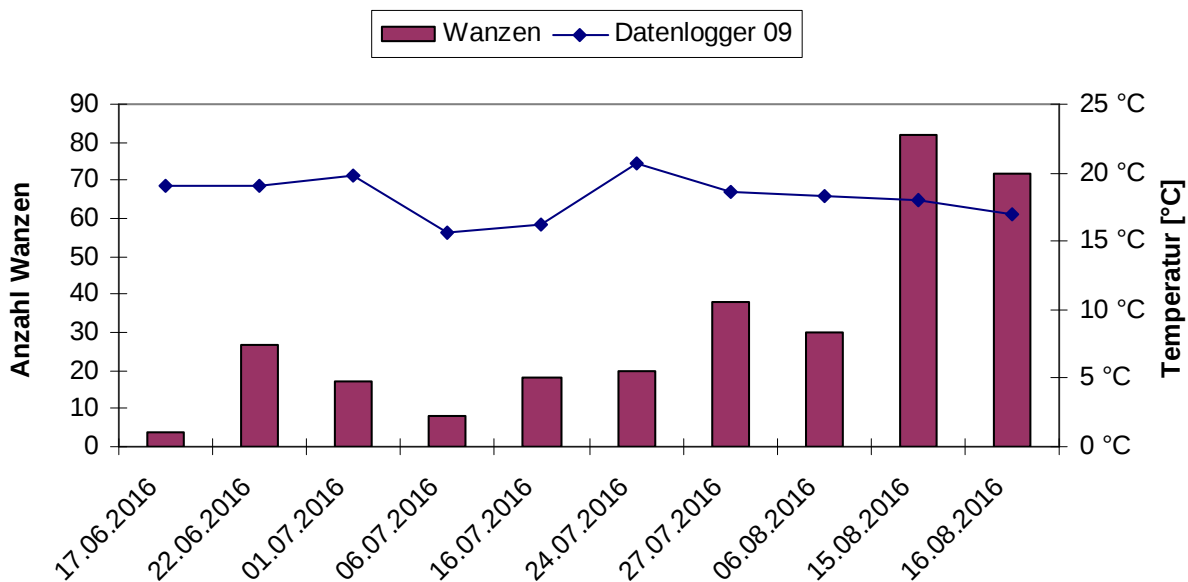


Abb. 25: Temperatur und Wanzendichte im Fenchel, Campus Klein-Altendorf, 2016

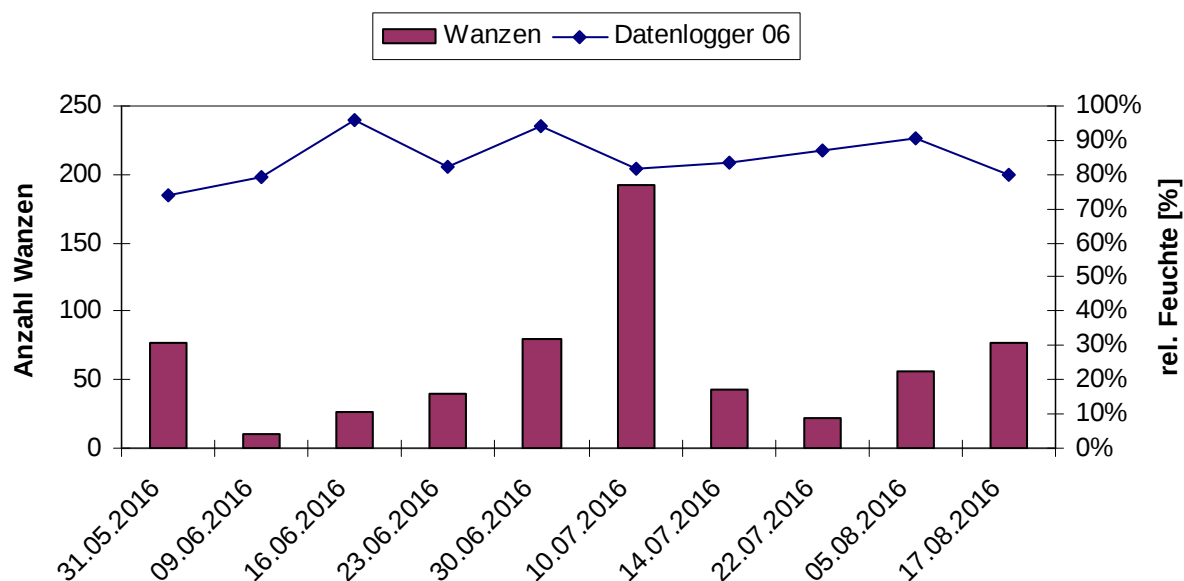


Abb. 26: Luftfeuchtigkeit und Wanzenfauna im Fenchel, Wiesengut Hennef, 2016

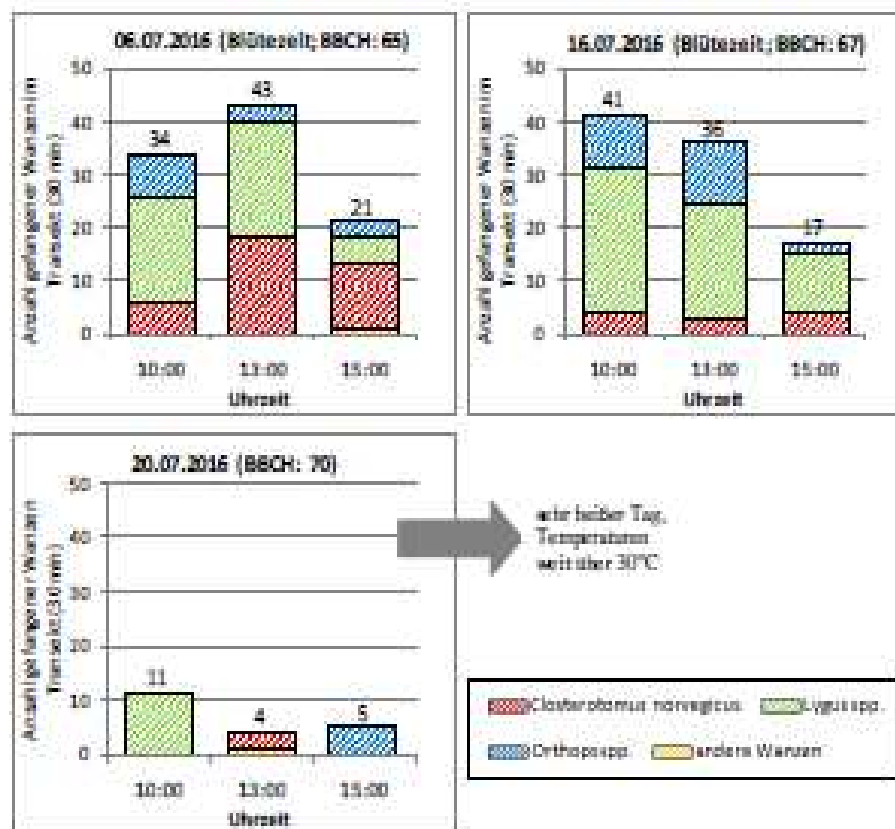


Abb. 27: Ganztagsversuche im Kümmel, CKA (LORSCHIEDER 2016)

Tab. 9: Schadenskala mit einzelnen Schadstufen zur Abschlusssbonitur

Schadskala

1	100% gesunde Pflanze
2	leichte Saugschäden sichtbar, einzelne Blütchen angestochen
3	Saugschäden an vereinzelt Döldchen
4	Saugschäden an ganzen Dolden
5	Saugschäden an Dolden und Stängeln auffindbar
6	große Schäden an Stängeln (Deformierung), Dolden auch befallen
7	einzelne Stängel abgestorben
8	große Teile der Pflanze abgestorben
9	komplett abgestorbene Pflanze

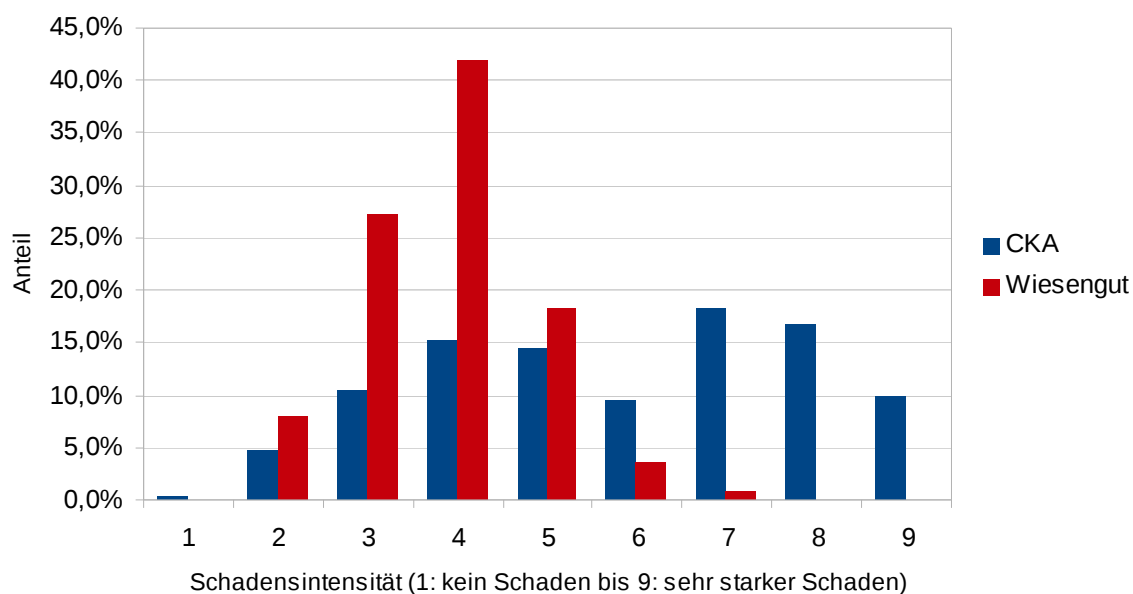


Abb. 28: Prozentualer Anteil der Pflanzen auf der Schadenskala, Vergleich zwischen den Versuchsfeldern

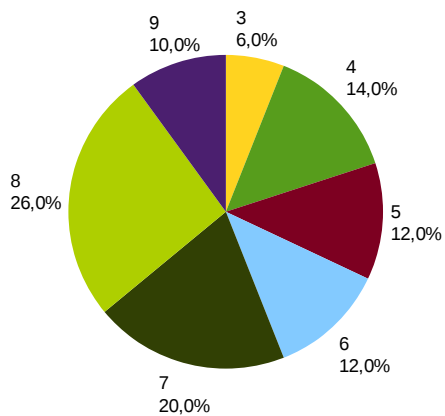


Abb. 29: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 1, CKA

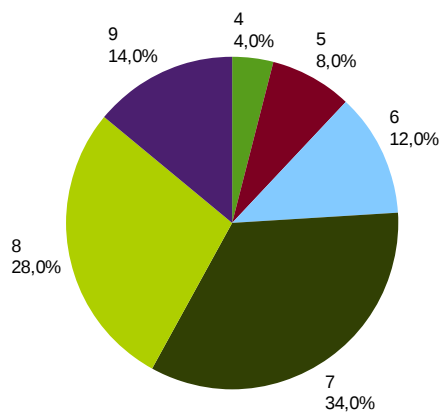


Abb. 30: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 2, CKA

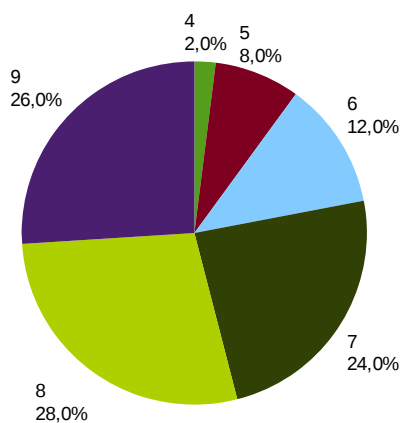


Abb. 31: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 3, CKA

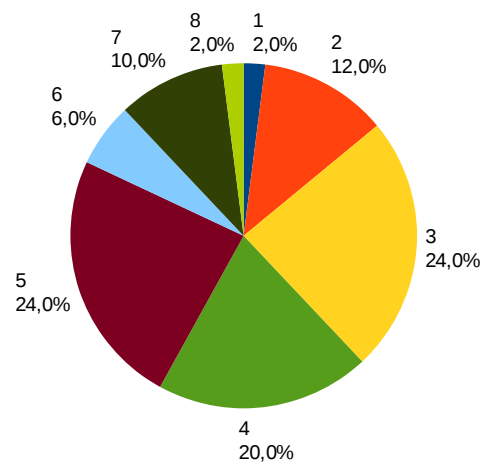


Abb. 32: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 4, CKA

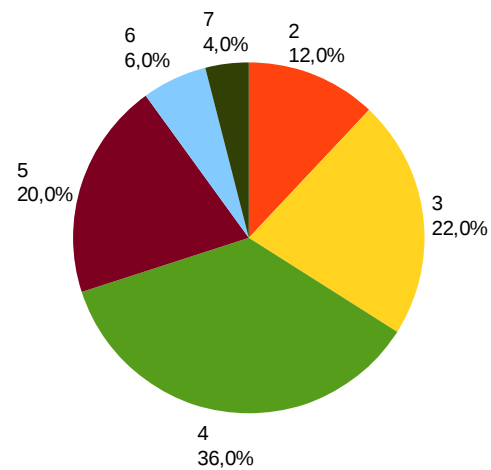


Abb. 33: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 5, CKA

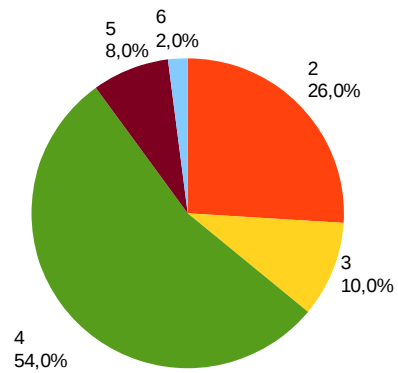


Abb. 34: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 1, WG

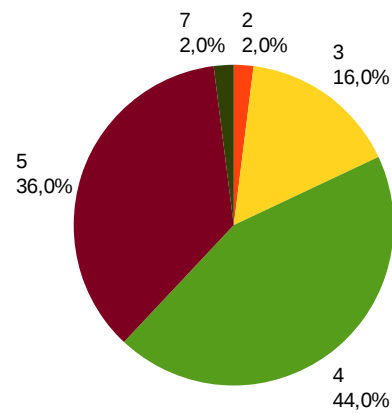


Abb. 35: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 2, WG

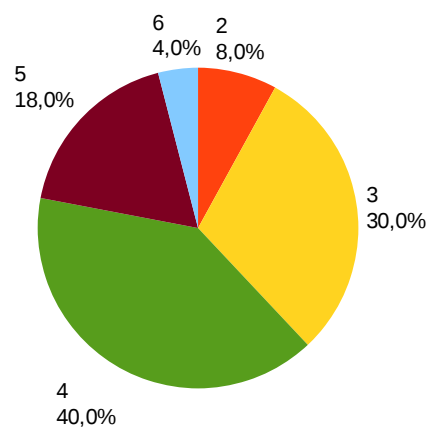


Abb. 36: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 3, WG

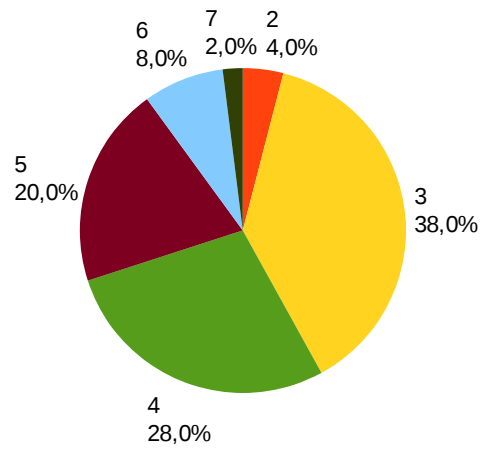


Abb. 37: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 4, WG

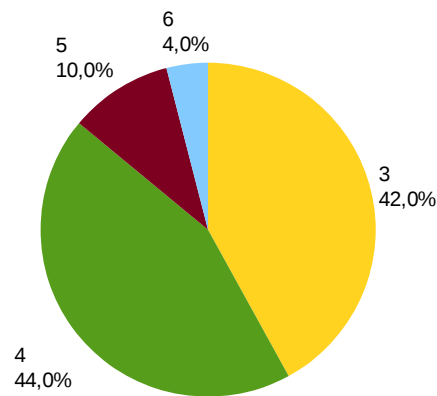


Abb. 38: Prozentuale Aufteilung der Schadstufen am Probepunkt 5, WG



Abb. 39: *M. Clostetotomus norvegicus*, am Fenchel sitzend, WG, Aufnahme H. Blum



Abb. 40: Saugschaden an beginnender Fenchelblüte auf dem WG, Aufnahme H. Blum

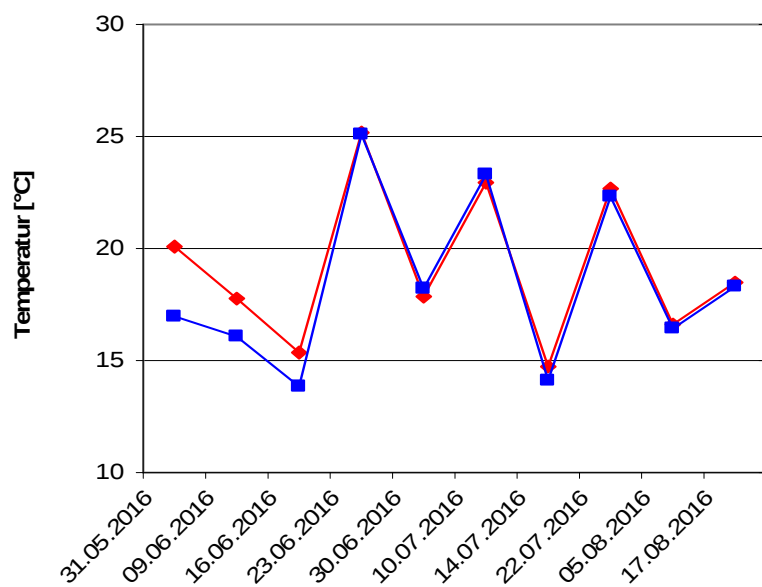


Abb. 41: Vergleich Temperatur zwischen Datenlogger 6, WG, und der Wetterstation WG; Rote Linie = Logger 6, Blaue Linie = Wetterstation Wiesengut

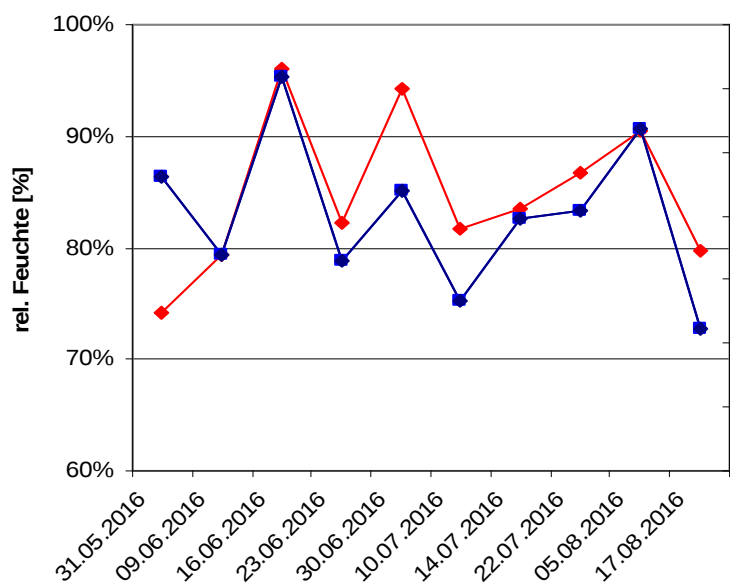


Abb. 42: Vergleich rel. Feuchte zwischen Datenlogger 6, WG, und der Wetterstation WG; Rote Linie = Logger 6, Blaue Linie = Wetterstation Wiesengut

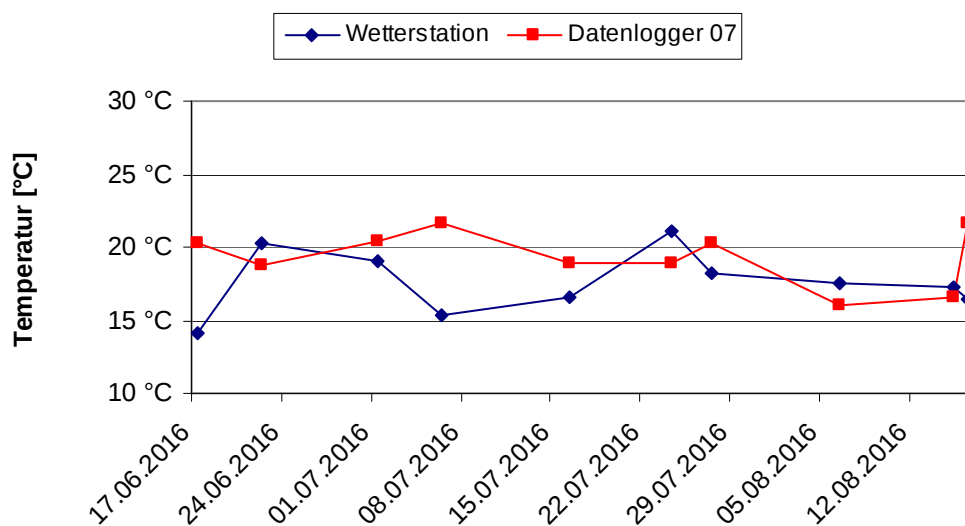


Abb. 43: Vergleich Temperatur zwischen Datenlogger 7 und Wetterstation CKA Nord

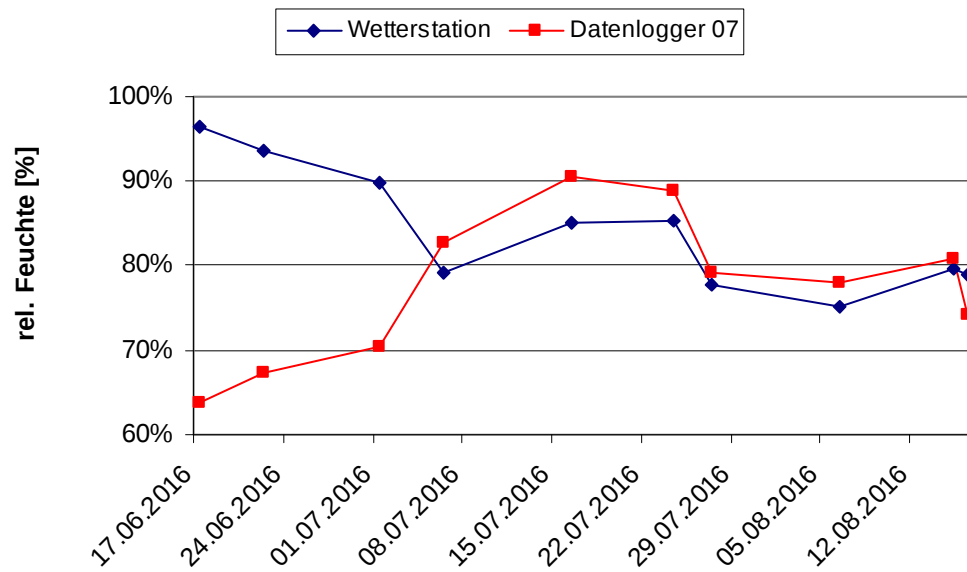


Abb. 44: Vergleich rel. Feuchte zwischen Datenlogger 7 und Wetterstation CKA Nord

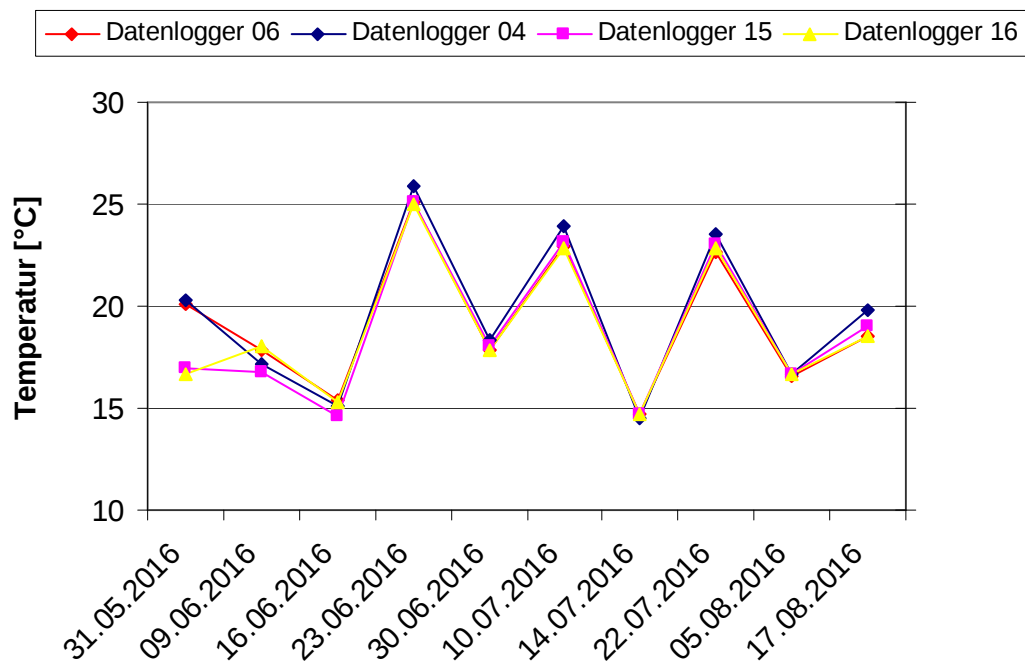


Abb. 45: Temperatur der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, WG, 30 cm = Logger 15 (Probepunkt 1) und 16 (Probepunkt 3); 90 cm = Logger 4 (Probepunkt 1) und 6 (Probepunkt 3)

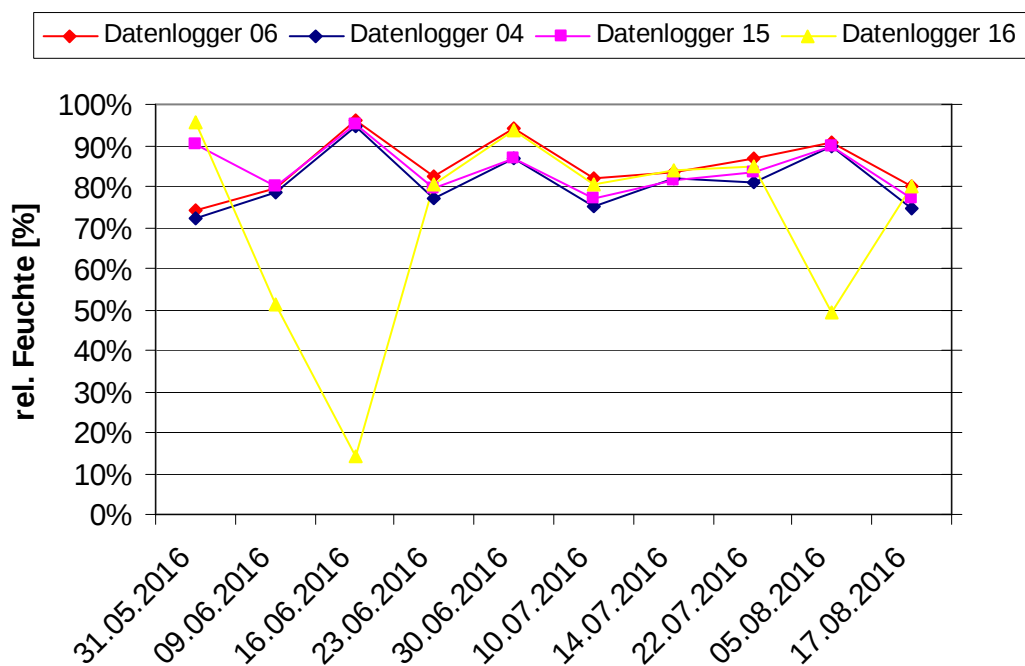


Abb. 46: rel. Feuchte der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, WG, 30 cm = Logger 15 (Probepunkt 1) und 16 (Probepunkt 3); 90 cm = Logger 4 (Probepunkt 1) und 6 (Probepunkt 3)

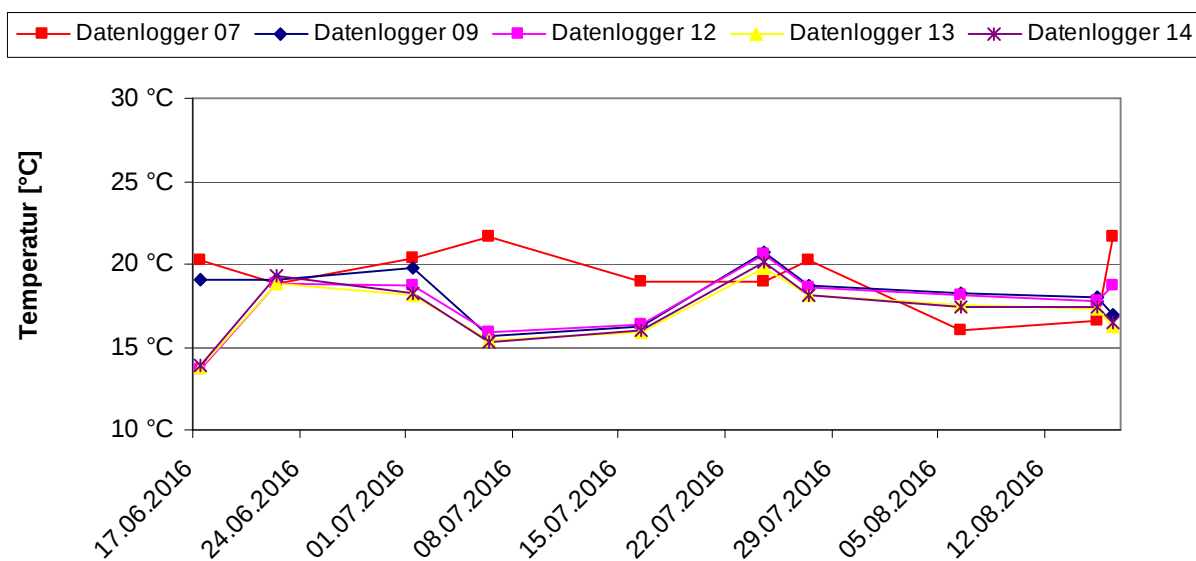


Abb. 47: Temperatur der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, CKA, 30 cm = Logger 12 (Probepunkt 4), 13 (Probepunkt 3) und 14 (Probepunkt 1); 90 cm = Logger 7 (Probepunkt 4) und 9 (Probepunkt 1)

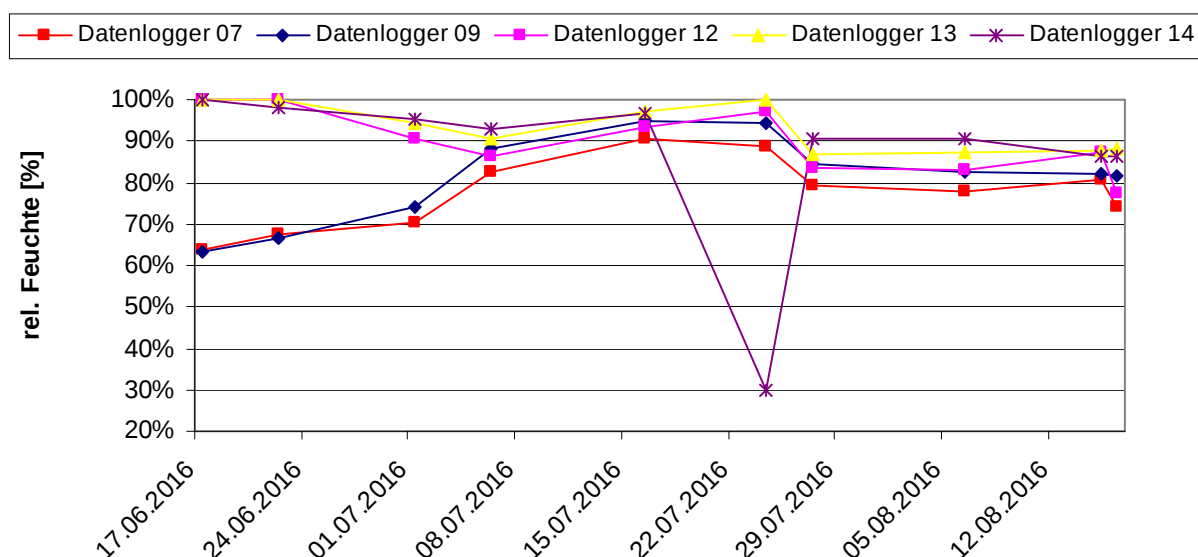


Abb. 48: rel. Feuchte der Datenlogger im Laufe des Versuchszeitraums, CKA, 30 cm = Logger 12 (Probepunkt 4), 13 (Probepunkt 3) und 14 (Probepunkt 1); 90 cm = Logger 7 (Probepunkt 4) und 9 (Probepunkt 1)

Tab. 10: Protokolle Fangtage als Übersicht tabellarisch dargestellt (Rohdaten der erfassten Klima und Pflanzenentwicklungsdaten)

<u>Datum</u>	<u>Standort</u>	<u>Zeit</u>	<u>Pflanzenentwicklungstadium</u>
20.04.16	WG	16:00	Schossen, 1-3 Blatt
10.05.16	WG	15:00	Schossen
14.05.16	CKA	12:50	Schossen
19.05.16	CKA	12:40	Schossen
21.05.16	WG	12:45	Schossen
31.05.16	WG	12:35	Schossen
02.06.16	CKA	13:06	Schossen
09.06.16	WG	12:30	Schossen, beg. Blüte
10.06.16	CKA	12:00	Schossen, beg. Blüte
16.06.16	WG	13:00	Beg. Blüte
17.06.16	CKA	13:00	Beg. Blüte
22.06.16	CKA	12:15	Blüte
23.06.16	WG	13:00	Blüte
30.06.16	WG	12:15	6.0 Hauptdolde geht auf
01.07.16	CKA	13:05	Beg. Blüte
06.07.16	CKA	12:00	Blüte
10.07.16	WG	13:25	Blüte
14.07.16	WG	13:00	Blüte
16.07.16	CKA	12:15	Blüte
22.07.16	WG	13:05	Blüte, Hauptdolde zuende
24.07.16	CKA	12:20	Blüte Nebendolden
27.07.16	CKA	13:00	Hauptdolde Fruchtbildungsbeginn Hauptdolde (+2.-3. Nebendolde)
05.08.16	WG	13:07	abgeblüht Hauptdolde verblüht,
06.08.16	CKA	13:25	Fruchtbildungsbeginn
15.08.16	CKA	13:00	Haupt- und Nebendolden in Milchreife
16.08.16	CKA	13:00	Haupt- und Nebendolden in Milchreife
17.08.16	WG	12:10	fast komplette Milchreife

<u>Datum</u>	<u>Pflanzenhöhe Mittelwerte in cm</u>					<u>Schadskala</u>				
	<u>P1</u>	<u>P2</u>	<u>P3</u>	<u>P4</u>	<u>P5</u>	<u>P1</u>	<u>P2</u>	<u>P3</u>	<u>P4</u>	<u>P5</u>
20.04.16	39,7	34,0	35,0	40,7	40,0	0	0	0	0	0
10.05.16	71,7	74,0	74,3	74,0	79,0	0	0	0	0	0
14.05.16	68,0	61,7	60,0	72,3	62,3	0	1	1	0	0
19.05.16	80,7	75,0	69,0	80,7	71,7	0	0	0	0	0
21.05.16	93,7	98,3	101,3	91,7	101,7	0	0	0	0	0
31.05.16	124,3	139,3	135,0	132,3	134,3	0	0	0	0	0
02.06.16	132,7	122,7	118,3	119,3	116,0	0	0	0	0	0
09.06.16	148,0	156,3	156,0	156,3	165,7	0	0	0	0	0
10.06.16	166,0	155,7	158,0	157,3	148,3	1	0	0	0	0
16.06.16	161,7	185,0	165,0	171,7	161,7	1	2	2	3	2
17.06.16	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt
22.06.16	209,0	191,0	188,7	201,3	189,7	0	0	0	0	0
23.06.16	177,3	176,7	179,0	168,7	167,7	3	4	4	3	4
30.06.16	189,3	189,7	180,0	193,0	190,0	2	3	3	4	4
01.07.16	220,0	198,3	197,0	213,3	185,3	0	0	1	0	1
06.07.16	226,7	190,7	216,7	210,0	200,7	0	0	0	0	1
10.07.16	195,7	192,7	191,7	201,0	201,0	1	1	2	3	3
14.07.16	192,0	188,3	189,3	190,0	198,7	2	3	3	3	3
16.07.16	204,0	220,0	209,3	216,0	202,0	0	0	0	0	0
22.07.16	220,0	192,0	197,0	187,0	187,7	1	2	2	4	3
24.07.16	226,7	206,7	211,7	205,7	208,3	0	1	1	1	0
27.07.16	233,3	201,7	210,0	196,7	216,7	1	0	2	2	0
05.08.16	194,0	199,0	206,0	182,3	196,7	2	2	2	3	3
06.08.16	223,3	210,0	216,3	206,7	203,3	2	3	3	0	0
15.08.16	210,0	223,3	211,7	207,3	210,0	1	2	2	1	3
16.08.16	210,0	223,3	211,7	207,3	210,0	1	2	2	1	3
17.08.16	198,7	197,7	199,7	193,0	200,3	3	4	3	4	4

Erklärung

Hiermit erkläre ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig und ohne Benutzung anderer als der angegebenen Hilfsmittel angefertigt habe. Alle Stellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten und nicht veröffentlichten Schriften entnommen wurden, sind als solche kenntlich gemacht. Die Arbeit ist in gleicher oder ähnlicher Form oder auszugsweise im Rahmen einer anderen Prüfung noch nicht vorgelegt worden.

Oberpleis, den 08.06.2017

Unterschrift der Studierenden