

Aus dem
Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin
des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

**Die Wirksamkeit insektizidbehandelter Netze zum Schutz von
Rindern vor Gnitzen und Lästlingsinsekten in Milchviehstallungen**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Karen Magdalena Alma Rohrmann
Tierärztin aus Berlin

Berlin 2009
Journal-Nr.:3344

Gedruckt mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Dr. Leo Brunnberg
Erster Gutachter: PD Dr. Peter-Henning Clausen
Zweiter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Dr. Theodor Hiepe
Dritter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Uwe Rösler

Deskriptoren (nach CAB-Thesaurus):

cattle, culicoides, musca domestica, insects, disease vectors, insect control,
vector control, insecticides, deltamethrin, impregnated fabrics, bioassays,
bluetongue virus

Tag der Promotion: 26.01.2010

Bibliografische Information der *Deutschen Nationalbibliothek*

Die Deutsche Nationalbibliothek verzeichnet diese Publikation in der Deutschen
Nationalbibliografie; detaillierte bibliografische Daten sind im Internet über
<<http://dnb.ddb.de>> abrufbar.

ISBN: 978-3-86664-752-7

Zugl.: Berlin, Freie Univ., Diss., 2009

Dissertation, Freie Universität Berlin

D 188

Dieses Werk ist urheberrechtlich geschützt.

Alle Rechte, auch die der Übersetzung, des Nachdruckes und der Vervielfältigung des Buches, oder
Teilen daraus, vorbehalten. Kein Teil des Werkes darf ohne schriftliche Genehmigung des Verlages in
irgendeiner Form reproduziert oder unter Verwendung elektronischer Systeme verarbeitet,
vervielfältigt oder verbreitet werden.

Die Wiedergabe von Gebrauchsnamen, Warenbezeichnungen, usw. in diesem Werk berechtigt auch
ohne besondere Kennzeichnung nicht zu der Annahme, dass solche Namen im Sinne der
Warenzeichen- und Markenschutz-Gesetzgebung als frei zu betrachten wären und daher von
jedermann benutzt werden dürfen.

This document is protected by copyright law.

No part of this document may be reproduced in any form by any means without prior written
authorization of the publisher.

alle Rechte vorbehalten | all rights reserved

© mensch und buch verlag 2010

choriner str. 85 - 10119 berlin

verlag@menschundbuch.de – www.menschundbuch.de

Meinen Eltern

und

Großeltern Karl-Albert u. Magdalene Rohrmann

Inhalt

Abbildungen.....	VII
Grafiken	IX
Tabellen	XIII
Abkürzungen.....	XIV
1 EINLEITUNG UND ZIELSETZUNG.....	1
2 LITERATURÜBERSICHT	3
2.1 CERATOPOGONIDAE (GNITZEN).....	3
2.1.1 <i>Culicoides</i> spp.....	3
2.1.1.1 Morphologie.....	4
2.1.1.2 Entwicklung	5
2.1.1.3 Vorkommen und Epidemiologie	7
2.1.1.4 Gnitzen als Krankheitsüberträger.....	9
2.1.1.4.1 Blauzungenkrankheit.....	10
2.2 LÄSTLINGSINSEKTEN DES RINDES IM STALLBEREICH	16
2.2.1 Musciden.....	16
2.2.1.1 <i>Musca domestica</i>	16
2.2.1.1.1 Morphologie.....	17
2.2.1.1.2 Entwicklung	17
2.2.1.1.3 Vorkommen und Epidemiologie	18
2.2.1.2 Andere Musciden	18
2.2.1.3 Fliegen als Krankheitsüberträger	20
2.2.1.4 Schadwirkung.....	21
2.2.2 Weitere Lästlingsinsekten im Stallbereich	23
2.3 BEKÄMPFUNGSMETHODEN.....	24
2.3.1 Betriebshygiene und –management	24
2.3.2 Physikalisch-mechanische Methoden.....	25
2.3.3 Biologische Methoden.....	26
2.3.4 Chemische Methoden	27
2.3.4.1 Einsatz von Insektiziden.....	27
2.3.4.1.1 Gruppe der Pyrethroide.....	28
2.3.4.1.2 Weitere Wirkstoffgruppen.....	30
2.3.4.1.3 Behandlung am Tier.....	32
2.3.4.1.4 Behandlung des Tierumfeldes	33
2.3.4.1.5 Insektizidhaltige Netze	33
2.3.4.2 Ökotoxikologie.....	34

3	EIGENE UNTERSUCHUNGEN	36
3.1	MATERIAL UND METHODEN	36
3.1.1	Studiendesign	36
3.1.2	Untersuchungsgebiet	36
3.1.3	Versuchsbetriebe	37
3.1.4	Insektizidbehandelte Netze	38
3.1.4.1	Netzmaterial und Ausrüstung	38
3.1.4.2	Ausbringung der Netze auf den Versuchsbetrieben	40
3.1.5	Entomologisches Monitoring	42
3.1.5.1	Fallen und Installation auf den Betrieben	42
3.1.5.2	Auszählung und Bestimmung der Gnitzenfänge	47
3.1.5.3	Auszählung der Fliegenfänge	48
3.1.6	Probenentnahmen für Labor- und ökotoxikologische Untersuchungen	48
3.1.7	Testung der bioziden Wirksamkeit von Netzproben	49
3.1.7.1	Testverfahren mit <i>M. domestica</i> (Fliegen-Bioassay)	49
3.1.7.2	Testverfahren mit <i>C. nubeculosus</i> (Gnitzen-Bioassay)	51
3.1.7.3	Nachweis der Insektizidpersistenz ausgebrachter Netze	52
3.1.7.4	Untersuchungen der bioziden Aktivität in Abhängigkeit von der Insektizidkonzentration und Art der Ausrüstung	52
3.1.8	Wetterdaten	53
3.1.9	Statistische Auswertung	54
3.2	ERGEBNISSE	55
3.2.1	Untersuchungen auf den Versuchsbetrieben	55
3.2.1.1	Gnitzenfangzahlen	55
3.2.1.2	Fliegenfangzahlen	66
3.2.1.3	Wetterdaten	70
3.2.1.4	Windempfindlichkeit und Staubbelastung der Netze	75
3.2.2	Biozide Wirksamkeit der Netze im Labor	76
3.2.2.1	Insektizidpersistenz ausgebrachter Netze	76
3.2.2.1.1	Testung mit <i>M. domestica</i>	77
3.2.2.1.2	Testung mit <i>C. nubeculosus</i>	79
3.2.2.2	Biozide Aktivität in Abhängigkeit von der Insektizidkonzentration und der Art der Ausrüstung	82
3.2.2.2.1	Testung mit <i>M. domestica</i>	82
3.2.2.2.2	Testung mit <i>C. nubeculosus</i>	83
4	DISKUSSION	86
5	ZUSAMMENFASSUNG	98
6	SUMMARY	101
7	ZITIERTE LITERATUR	104

Abbildungen

Abbildung 1: Nahaufnahme vom Netzmaterial mit Verstärkungstreifen (Maschenweite 2 x 2 mm) der Firma Texinov® Textiles Techniques, Lyon, Frankreich, 2008.	39
Abbildung 2: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Rolltor im Stall 4 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	41
Abbildung 3: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Fenster im Stall 4 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	41
Abbildung 4: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Klapptor auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.....	41
Abbildung 5: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Fenster auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.....	41
Abbildung 6: Installierte BG Sentinel UV-Licht Falle® im Stall auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	43
Abbildung 7: Aufbau der BG Sentinel UV-Licht Falle® (© Handbuch für die BG Sentinel UV-Licht Falle, BioGents GmbH, Regensburg).....	43
Abbildung 8: Positionierung der Gnitzen- und Fliegenfallen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008 (Quelle: www.maps.google.de).....	44
Abbildung 9: Standorte und Nummerierung der Gnitzenfallen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	44
Abbildung 10: Positionierung der Gnitzen- und Fliegenfallen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008 (Quelle: www.maps.google.de). ..	45
Abbildung 11: Standorte und Nummerierung der Gnitzenfallen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.....	46
Abbildung 12: Klebstofffalle nach einer Woche im Stall auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.	47
Abbildung 13: Flügelzeichnung Pulicaris-Gruppe	48
Abbildung 14: Flügelzeichnung Obsoletus-Gruppe	48
Abbildung 15: FlyBox®, geöffnet und ausgekleidet mit einem insektizidhaltigem Netz.	50
Abbildung 16: Gnitzen-Bioassay: vor der Exposition im Reagenzglas.	51
Abbildung 17: Gnitzen-Bioassay: 10 Sekunden Kontakt mit dem insektizidhaltigen Netzmaterial.	51
Abbildung 18: Gnitzen-Bioassay: paralysierte Gnitzen -10 Minuten nach der Exposition....	52
Abbildung 19: Kombisensor 555 der Wetterstation 444 PC, verwendet in der Zeit des entomologischen Monitorings auf den Milchviehanlagen in Lögow und Eichstädt, Brandenburg, 2008.....	54

Abbildung 20: Netz nach der Ausbringung, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, Mai 2008.....75

Abbildung 21: Verschmutzung des Netzes nach 5 Monaten, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, Oktober 2008.75

Abbildung 22: Netz nach der Ausbringung, Agrargenossenschaft Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, Mai 2008.....76

Abbildung 23: Deutlich reduzierter Lichteinfall in den Stall, Agrargenossenschaft Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, Oktober 2008.....76

Abbildung 24: Schmutzanlagerung in den Maschen des Deltamethrin-behandelten Netzes76

Grafiken

Grafik 1: Verlauf der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen (6 BG-Sentinel UV-Lichtfallen®/ 2 Fangnächte) auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	56
Grafik 2: Gegenüberstellung der Gnitzenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 3 BG-Sentinel UV-Lichtfallen®/über 2 Fangnächte aktiviert). Der Interventionsstall wurde mit einem Deltamethrin-haltigen Polyesternetz der Maschenweite 2x2 mm ausgerüstet. Milchviehanlage Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	57
Grafik 3: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 19.05.-30.07.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008. Am 2. Juni 2008 erfolgte eine Deltamethrin pour on Behandlung aller Rinder.	58
Grafik 4: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 04.08.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	59
Grafik 5: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitzenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 19.05.-30.07.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.	60
Grafik 6: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitzenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 04.08.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.	60
Grafik 7: Verlauf der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen (6 BG-Sentinel UV-Lichtfallen®/ 2 Fangnächte) auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.....	61
Grafik 8: Gegenüberstellung der Gnitzenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 3 BG-Sentinel UV-Lichtfallen®/über 2 Fangnächte aktiviert). Der Interventionsstall wurde mit einem Deltamethrin-haltigen Polyesternetz der Maschenweite 2x2 mm ausgerüstet. Milchviehanlage Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.	63
Grafik 9: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 26.05.-16.07.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.....	64
Grafik 10: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 21.07.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.....	65

Grafik 11: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitzenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 26.05.-16.07.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.	66
Grafik 12: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitzenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 21.07.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.	66
Grafik 13: Verlauf der wöchentlichen Fliegenfangzahlen (4 Gue-Fly Klebebandfallen [®]) auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.....	67
Grafik 14: Gegenüberstellung der wöchentlichen Fliegenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 2 Glue-Fly Klebebandfallen [®]) der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.	68
Grafik 15: Verlauf der wöchentlichen Fliegenfangzahlen (4 Gue-Fly Klebebandfallen [®]) auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.....	69
Grafik 16: Gegenüberstellung der wöchentlichen Fliegenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 2 Glue-Fly Klebebandfallen [®]) der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.	69
Grafik 17: Verlauf der durchschnittlichen Temperatur in °C und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.....	70
Grafik 18: Verlauf der durchschnittlichen relativen Luftfeuchte in % und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.....	71
Grafik 19: Verlauf der durchschnittlichen Windgeschwindigkeit in km/h und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.....	71
Grafik 20: Verlauf des durchschnittlichen Niederschlages in mm und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.....	72
Grafik 21: Verlauf der durchschnittlichen Temperatur in °C und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.....	73
Grafik 22: Verlauf der durchschnittlichen relativen Luftfeuchte in % und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.....	73

Grafik 23: Verlauf der durchschnittlichen Windgeschwindigkeit in km/h und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.....	74
Grafik 24: Verlauf des durchschnittlichen Niederschlages in mm und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, vom 19.05.-26.10.2008.	74
Grafik 25: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralysiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von <i>Musca domestica</i> (N=50) für 10 Sekunden in der FlyBox® auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Lögow in monatlichen Abständen getestet.	77
Grafik 26: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralysiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von <i>Musca domestica</i> (N=50) für 10 Sekunden in der FlyBox® auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Eichstädt in monatlichen Abständen getestet.	78
Grafik 27: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralysiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von <i>Culicoides nubeculosus</i> (N=30) für 10 Sekunden auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Lögow in monatlichen Abständen getestet.	80
Grafik 28: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralysiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von <i>Culicoides nubeculosus</i> (N=30) für 10 Sekunden auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Eichstädt in monatlichen Abständen getestet.	81
Grafik 29: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralysiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von <i>Musca domestica</i> (N=50) für 10 Sekunden in der FlyBox® auf Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m ² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung, 2008.	83

Grafik 30: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralyisiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von *Culicoides nubeculosus* (N=30) für 10 Sekunden auf Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung, 2008.84

Tabellen

Tabelle 1: Übersicht pyrethroidhaltiger Ektoparasitika für die Tierart Rind, Deutschland 2009	29
Tabelle 2: Übersicht der Netzproben, Insektizid: Deltamethrin, getestet im Labor am Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin, Freie Universität Berlin, 2008.....	53
Tabelle 3: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Fliegen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Agrargenossenschaft Lögow, 2008.....	78
Tabelle 4: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Fliegen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, 2008.....	79
Tabelle 5: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Gnitzen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Agrargenossenschaft Lögow, 2008.....	80
Tabelle 6: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Gnitzen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, 2008.....	81
Tabelle 7: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) von Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m ² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung im Fliegen-Bioassay, 2008.....	83
Tabelle 8: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) von Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m ² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung im Gnitzen-Bioassay, 2008.	85

Abkürzungen

Bt	<i>Bacillus thuringiensis</i>
BTD	Bluetongue disease
BTV	Bluetongue virus
bzgl.	bezüglich
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
cm	Zentimeter
CO ₂	Kohlenstoffdioxid
EFSA	European Food Safety Authority
etc.	et cetera
GmbH	Gesellschaft mit beschränkter Haftung
IWR	Insektenwachstumsregulatoren
LC	Lethal Concentration
m	Meter
mg/m ²	Milligramm pro Quadratmeter
ML	makrozyklische Laktone
mm	Millimeter
OIE	World Organisation for Animal Health
OP	organische Phosphorsäureester
p.i.	post infectionem
u.a.	unter anderem
usw.	und so weiter
UV	ultraviolett
WHO	World Health Organisation
z.B.	zum Beispiel

1 Einleitung und Zielsetzung

Die Blauzungenkrankheit, eine ursprünglich aus Afrika kommende Virusinfektion der Wiederkäuer, trat nach einer schnellen Verbreitung über den Mittelmeerraum im August 2006 erstmals auch in Deutschland auf (Kampen und Kiel, 2006; Liebisch und Liebisch, 2007). Das Virus wird durch kleine 1-3 mm große Mücken (Gnitzen) der Gattung *Culicoides* übertragen. Als Hauptüberträger auf dem afrikanischen Kontinent gilt *C. imicola*, eine Art, die in Deutschland bisher nicht nachgewiesen werden konnte. Die in Deutschland einheimischen *Culicoides* spp. gelten als mögliche Virusüberträger (Hoffmann et al., 2009; Mehlhorn et al., 2009) und spielen daher im Rahmen der Seuchenbekämpfung eine wichtige Rolle. Diese tropische Viruserkrankung traf Deutschland völlig unvorbereitet. Da nur geringe Kenntnisse über die Überträgerspezies existierten, waren die veranlassten Bekämpfungsmaßnahmen nur bedingt erfolgreich. Die zur Vektorbekämpfung empfohlene pour on Behandlung mit Insektiziden bietet keine ausreichende Sicherheit. Der Einsatz von pour on Präparaten leistet nur einen unvollständigen und kurzfristigen Schutz (Carpenter et al., 2008b). Die ab 2008 durchgeführten, staatlich angeordneten Impfmaßnahmen schützen nur gegen den Serotyp 8. Die Einschleppung von weiteren Serotypen aus den angrenzenden Ländern ist jederzeit möglich.

Die erfolgreiche Bekämpfung von Mücken und anderen Lästlingsinsekten mittels insektizidhaltiger Netze bietet eine vielversprechende Alternative zu bisher praktizierten Maßnahmen. In Afrika wurden insektizidbehandelte Netze bereits erfolgreich zur Bekämpfung, der durch Tsetsefliegen übertragenen Trypanosomen eingesetzt (Bauer et al., 2006). Auch in Deutschland zeigte der Einsatz von Netzen gegen Lästlingsinsekten bei Pferden auf der Weide gute Erfolge (Blank et al., 2005). Zur Bekämpfung von Gnitzen mit insektizidbehandelten Netzen in Rinderhaltungen gibt es bereits erste Erfahrungen (Maia et al., 2005; Bauer et al., 2009).

Diese neue Bekämpfungsmethode zur Kontrolle von Gnitzen in Rinderbeständen soll im Rahmen eines vom Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) geförderten Vorhabens in Bezug auf die Reduktion der Krankheitsüberträger und damit des Übertragungsrisikos des Blauzungenvirus und auf ein verbessertes Tierwohlbefinden bei guter Umweltverträglichkeit geprüft werden. In diesem umfangreichen Vorhaben arbeiten verschiedene Partner aus Forschung und Wirtschaft eng zusammen.

Durch Felduntersuchungen auf zwei Milchviehbetrieben im Bundesland Brandenburg wird die Wirksamkeit von insektizidbehandelten Netze gegen den Eintrag von Gnitzen und Fliegen untersucht. Bei dem verwendeten Netz handelt es sich um ein industriell mit einem

Zielwert von 100 mg/m² Deltamethrin ausgerüstetes Polyesternetz der Maschenweite 2 x 2 mm. Pro Betrieb wird ein Stall mit dem insektizidbehandelten Netz ausgestattet. Die Gnitzen- und Fliegenfänge aus dem geschützten Stall werden mit den Fängen in einem Kontrollstall verglichen. Gleichzeitig werden im Labor über die gesamte Dauer des Versuches die biozide Aktivität der ausgebrachten Netze mittels Testinsekten (*Musca domestica* und *Culicoides nubeculosus*) bestimmt.

Das insektizidbehandelte Netzmaterial stellt der Textilausrüster Cognis GmbH, Monheim, zur Verfügung. Die gesamte Versuchsplanung und -durchführung, sowie die Ermittlung sämtlicher entomologischer Parameter werden durch das Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin der Freien Universität Berlin übernommen. Das Institut für Nutztierwissenschaften der Humboldt Universität zu Berlin führt Untersuchungen zur Auswirkung der Bekämpfungsmaßnahmen auf das Tierwohlbefinden und die eventuell beeinflusste Produktivität durch. Es werden kameragestützte und individuelle Tierbeobachtungen zum Abwehrverhalten in den Milchviehstallungen durchgeführt. Diese sollen anschließend mit der Milchleistung in Zusammenhang gesetzt werden. Um Erkenntnisse über die Umweltverträglichkeit dieser Bekämpfungsmaßnahme zu erlangen, führt ein weiterer Verbundpartner, der Tiergesundheitsdienst Bayern, Untersuchungen zur Umwelttoxikologie und zum Rückstandsverhalten durch. Boden-, Wasser-, Kot- und Milchproben werden in regelmäßigen Abständen auf einen eventuell vorkommenden Deltamethringehalt analysiert.

Ziel der vorliegenden Arbeit ist es, die Wirksamkeit insektizidbehandelter Netze gegen den Eintrag von Gnitzen und Lästlingsinsekten in Milchviehstallungen zu prüfen und zu beurteilen, um somit einen Beitrag zur Bekämpfung der Blauzungenkrankheit und zur Steigerung des Tierwohlbefindens zu leisten.

2 Literaturübersicht

2.1 *Ceratopogonidae* (Gnitzen)

Die Familie der *Ceratopogonidae* (Gnitzen, engl. "biting midges"), die zur Insektenordnung der Diptera (Zweiflügler) und dort in die Unterordnung Nematocera (Mücken) gehört, ist in allen biogeographischen Regionen der Erde verbreitet. Sie sind vom äußersten Norden (Alaska, Sibirien) und Süden (Südafrika) und vom Meeresstrand bis in 4000 m Höhe im Gebirge zu finden (Havelka, 1976). In Deutschland sind bisher 332 *Ceratopogoniden*-Arten nachgewiesen worden (Havelka und Aguilar, 1999). Innerhalb der Familie der *Ceratopogonidae* gibt es ungefähr 60 Gattungen mit über 5000 Arten (Kettle, 1984; Boorman, 1993). Vier dieser Gattungen (*Culicoides*, *Leptoconops*, *Forcipomyia*, *Austroconops*) enthalten Arten, deren Weibchen Blut von Wirbeltieren aufnehmen (Kettle, 1984; Boorman, 1993).

Die veterinärmedizinisch bedeutsamste Gattung stellt *Culicoides* mit über 1400 Arten dar, von denen über 90% als obligate Blutsauger an Säugern (einschließlich des Menschen), Vögeln, Reptilien und Insekten identifiziert sind (Kettle, 1984; Boorman, 1993; Mellor, 1996; EFSA, 2007).

Der Mensch ist für die meisten durch *Ceratopogoniden* übertragenen Erkrankungen nicht empfänglich. Für die Tierhaltung und die Viehwirtschaft stellen sie ein immer größer werdendes Problem dar. Als bedeutendste Vektoreuseuche im Rinderbereich ist derzeit die Blauzungkrankheit zu nennen (Werner und Kampen, 2007).

2.1.1 *Culicoides* spp.

Gnitzen der Gattung *Culicoides* gehören zu den kleinsten blutsaugenden Insekten. Sie kommen überall auf der Welt mit Ausnahme der Antarktis, Neuseeland und des Südens von Südamerika vor. Etwa 50 Spezies dieser Gattung werden als Überträger (Vektoren) von Krankheitserregern (u. a. *Reoviridae*, *Bunyaviridae*, *Onchocerca* spp., *Hämoproteus* spp.) genannt (Boorman, 1993; Eckert et al., 2008; Lucius und Loos-Frank, 2008).

Seit dem Auftreten der Blauzungkrankheit in Europa arbeitet man intensiv daran, die übertragenden *Culicoides*-Arten zu erkennen und ihre Identifizierung zu verbessern. Die Ökologie und Bruthabitate sind im Gegensatz zu anderen Dipterenfamilien wenig untersucht (Havelka, 1978; Liebisch und Liebisch, 2007). Charakteristisch innerhalb der Gattung *Culicoides* ist das Auftreten von sogenannten Komplexarten. Die zugehörigen Arten sind optisch (anhand der Musterung der Flügel) fast nicht zu unterscheiden, so dass eine aufwändige morphologische Differenzierung nötig ist. Die Differenzierung mittels

molekularbiologischer Methoden befindet sich noch in der Entwicklung. Es ist aber teilweise schon möglich, einige Arten sicher zu bestimmen (Werner und Kampen, 2007). Da die systematische Einordnung bestimmter Arten teilweise international unterschiedlich vorgenommen wurde, veröffentlichte die EFSA (European Food Safety Authority) 2008 folgende Zuordnung. Die *Culicoides*-Arten, die in Europa mit dem Auftreten der Blauzungenkrankheit in Verbindung gebracht werden, gehören den Untergattungen *Avaritia* und *Culicoides* an. Meine weiteren Ausführungen werden sich schwerpunktmäßig mit diesen Untergattungen beschäftigen.

In der Untergattung *Avaritia* bilden die Arten *C. obsoletus* Meigen 1818, *C. scoticus* Downes und Kettle 1952 und *C. montanus* Shakirzjanova 1962 den „Obsoletus-Komplex“. Die Spezies *C. chiopterus* Meigen 1830, *C. dewulfi* Goetghebuer 1936 und *C. imicola* Kieffer 1913 gehören ebenfalls dieser Untergattung an.

In der Untergattung *Culicoides* bilden die Arten *C. pulicaris* Linne´1758 und *C. lupicaris* Downes und Kettle 1952 den „Pulicaris-Komplex“, *C. punctatus* Meigen 1818 und *C. newsteadi* Austen 1921 den „Newsteadi-Komplex“ und die Arten *C. delta* Edwards 1939 und *C. impunctatus* Goetghebuer 1920 den „Impunctatus-Komplex (EFSA, 2008).

2.1.1.1 Morphologie

Gnitzen sind kleine, je nach Art ca. 0,5-4 mm lange Mücken (Boorman, 1993). Der Kopf erscheint durch den buckelartig gewölbten Thorax sehr schmal (Taylor et al., 2007). Je nach Art können die Augen zusammen oder getrennt liegen. Teilweise sind sie fein behaart. Die Antennen bestehen aus 13-15 Gliedern. Je nach Geschlecht sind die einzelnen Glieder unterschiedlich lang. Bei den männlichen Gnitzen sind die Glieder 1-8 büschelartig behaart. Daher ist anhand der Antennen eine Geschlechtsbestimmung möglich. Die grau oder schwarz-braun gefärbten Adulten besitzen stechend-saugende Mundwerkzeuge. Der Proboscis (Saugrüssel) hängt vertikal und ist ungefähr so lang wie der Kopf. Die Palpen (Taster) sind etwas länger und bestehen aus fünf Gliedern. Das dritte Glied beinhaltet ein sensorisches Organ. Bei den hämatophagen Weibchen besteht der Saugapparat aus einer steifen Oberlippe (Labrum), sägeartigen Mandibeln, Unterkiefer und Hypopharynx (Boorman, 1993; Werner und Kampen, 2007). Die Männchen saugen ausschließlich Pflanzensäfte (bevorzugt Umbelliferen) (Hiepe, 1982) und besitzen daher einen reduzierten Saugapparat (Werner und Kampen, 2007). Die Flügel sind ziemlich breit, meist behaart und zum Teil je nach Art unterschiedlich hell und dunkel gefleckt (Martini, 1946). Diese Musterung entsteht durch Pigmenteinlagerung in die Flügelmembran (Kettle, 1984). Sie ist ein wichtiges Unterscheidungsmerkmal und dient damit der Artbestimmung. Im Ruhezustand werden die Flügel flach übereinander gelegt und über dem Rücken gehalten (Hiepe et al., 2006).

Charakteristisch für Gnitzen ist die stark ausgeprägte Äderung der Flügel. Die Costalader, die am oberen Flügelrand verläuft, bildet mit der Radialader, die zwischen der Medial- und Costalader liegt, das typische Bild von zwei mehr oder weniger gleich großen Radialzellen. Ein zusätzliches Merkmal der Gattung ist eine Querader zwischen der Radial- und Medialader (Kettle, 1984).

Gnitzen besitzen drei Beinpaare mit einfachen Klauen. Das vordere Beinpaar ist relativ kurz (Werner und Kampen, 2007).

Die Genitalorgane der männlichen Gnitzen sind je nach Art sehr unterschiedlich ausgebildet und dienen daher der genauen Speziesdifferenzierung. Sie werden an dieser Stelle nicht umfangreicher aufgeführt. Die Weibchen besitzen zwei Spermatheken (Spermataschen) (Boorman, 1993).

2.1.1.2 Entwicklung

Der Entwicklungszyklus der Gattung *Culicoides* vollzieht sich in mehreren Stufen. Vom Ei entwickeln sie sich über vier Larvenstadien und ein Puppenstadium zum erwachsenen, geschlechtsreifen Insekt (Imago). Die gesamte Entwicklungszeit variiert je nach klimatischer Region zwischen zwei Wochen bei 30°C in den Tropen und bis zu zwei Jahren bei arktischen Arten (Hiepe et al., 2006). Je nach klimatischer Region erzeugen die *Culicoides*-Arten eine oder auch mehrere Generationen pro Jahr. In der gemäßigten Klimazone können es z.B. bei *C. obsoletus* bis zu drei Generationen sein. In den Tropen verläuft die Entwicklung ununterbrochen (Eckert et al., 2008). Die *Culicoides* Weibchen der meisten Arten benötigen zur Eientwicklung eine proteinreiche Blutmahlzeit (Kettle, 1984; Boorman, 1993). Ob ein Weibchen bereits Eier gelegt hat, ist an einer rötlichen Pigmenteinlagerung im seitlichen Bereich des Abdomens zu erkennen (Linley und Braverman, 1986). Wenige Arten sind autogen wie *C. impunctatus* (Havelka, 1978) und können die erste Eiproduktion ohne Blutmahlzeit bewerkstelligen. Für jeden weiteren Eireifungszyklus ist dann die Aufnahme von Blut erforderlich. Die Paarung findet im Flug statt. Oft bilden sich sogenannte Paarungsschwärme (Boorman, 1993). Die bananenförmigen Eier sind zwischen 350-500 µm lang und 65-80 µm breit (Kettle, 1984). Zunächst sind sie weiß, dunkeln dann jedoch relativ schnell nach (Mellor et al., 2000). Sie werden einzeln oder in Paketen von 30-250 Eiern je nach *Culicoides*-Art an entsprechenden Brutplätzen abgelegt. Die Brutplätze befinden sich in diversen feuchten Biotopen, insbesondere in Schlamm, feuchter rottender Vegetation, moderndem Laub und Holz, faulenden Früchten, Pilzen, Tierdung und Gülle. Aquatische Biotope, wie Moore, Sümpfe, Uferbereiche von Flüssen, Gräben, Seen und kleinere Wasseransammlungen, wie Pfützen usw. sind weitere wichtige Brutplätze (Boorman, 1993; Werner und Kampen, 2007). Für *C. obsoletus* ist bekannt, dass sie ihre Eier in modernde

feuchte Pflanzensubstanz, Moore, Teiche, Baumlöcher und auch in Fließgewässer und Quellen ablegen (Havelka, 1976). In Belgien wurden *C. obsoletus*-Larven auch in Maissilage nachgewiesen (Zimmer et al., 2008). Für *C. pulicaris* werden zusätzlich Brutplätze wie Binnensalzwässer und Gezeitenzonen genannt (Havelka, 1976). In Rinderdung entwickeln sich z.B. *C. dewulfi* und *C. chiopterus* (Zimmer et al., 2008). Einige Arten legen ihre Eier im Fluge in Schnüren auf das Wasser, vom Ufer aus auf das Wasser oder direkt unter Wasser (Martini, 1946). Die Entwicklungsstadien vieler Arten sind empfindlich gegen Trockenheit (Kettle, 1984; Boorman, 1993). In der Regel schlüpfen die Larven bei gemäßigten Temperaturen innerhalb weniger Tage (Hiepe et al., 2006). Im Allgemeinen benötigen sie bei 25°C 4-5 Tage (EFSA, 2007). Je nach larvaler Lebensweise, aquatisch oder terrestrisch, lassen sich die Larven auch morphologisch unterscheiden. Die im Wasser lebenden Larven sind schlank und dünn, meist weißlich, und schwimmen unter schlängelnden Bewegungen. Die Atmung erfolgt über die Haut und sie ernähren sich räuberisch von kleinen, wasserlebenden Wirbellosen, insbesondere von anderen Mückenlarven. Die sich terrestrisch entwickelnden Larven sind gedrungener und besitzen fußähnliche Fortsätze (Martini, 1946). Die Dauer der Larvenstadien hängt wiederum von der Art und von den Umweltbedingungen des Brutplatzes ab, vor allem von der Temperatur und dem Nahrungsangebot. Bei tropischen Spezies wie z.B. *C. loxodontis* dauert es nur eine Woche (Meiswinkel, 1992). Im Gegensatz dazu können arktische Arten bis zu zwei Jahren benötigen. Im Labor dauert die Larvenentwicklung von *C. obsoletus* ungefähr dreieinhalb Monate (EFSA, 2007). Das vierte Larvenstadium dient den meisten Arten in der gemäßigten Zone zur Überwinterung, da in diesem Stadium die Fress- und Wachstumsphase leicht verkürzt oder verlängert werden kann (Kettle, 1984; Olbrich, 1987; Werner und Kampen, 2007). Die sogenannte Diapause setzt ein, wenn die Umgebungstemperatur sinkt und sich die Tageslichtdauer verkürzt. Die Entwicklung setzt dann erst im folgenden Frühjahr mit steigenden Temperaturen wieder ein (EFSA, 2007). Die Verpuppung erfolgt nach dem vierten Larvenstadium. Je nach Spezies und Umgebungstemperaturen gibt Mellor et al. (2000) eine Dauer von 2 Tagen bis zu vier Wochen an. Die Puppen bleiben mit dem Hinterende in der letzten Larvenhaut stecken. Sie besitzen einen stark entwickelten Brustkorb und oft schwach ausgebildete Atemhörner (Martini, 1946). Puppen aquatischer Formen befinden sich oft in Ansammlungen an der Wasseroberfläche (Werner und Kampen, 2007). Die Männchen schlüpfen vor den Weibchen und sind innerhalb weniger Minuten kopulationsfähig. Ihre volle Potenz erreichen sie 4-8 Stunden nach der Imaginalhäutung (Hiepe et al., 2006). Weibliche Tiere benötigen nur eine Lebensdauer von fünf Tagen um die ersten Eier zu legen (EFSA, 2007). Die Lebensdauer der Adulten ist nach Mellor et al. (2000) abhängig von der Spezies und den Umgebungsbedingungen. Im Allgemeinen wird sie mit 10-20 Tagen angegeben. Sie können aber teilweise bis zu 90 Tage überleben und dementsprechend viele Blutmahlzeiten

aufnehmen (Mellor et al., 2000). Die Blutaufnahme der Weibchen erfolgt in Intervallen von 3-5 Tagen (Eckert et al., 2008; Mehlhorn et al., 2008c).

2.1.1.3 Vorkommen und Epidemiologie

Die Verbreitung der Gattung *Culicoides* reicht von den Tropen bis in die Tundra sowie vom Meeresspiegel bis in eine Höhe von 4000 Metern (Kettle, 1984; Boorman, 1993; Mellor et al., 2000; Lucius und Loos-Frank, 2008). In Europa treten annähernd 120 *Culicoides*-Arten auf (EFSA, 2007). Die einzelnen Spezies kommen in den geographischen Regionen der Welt in unterschiedlicher Dichte vor. In Westeuropa wurden nach dem erstmaligen Auftreten der Blauzungenerkrankung im August 2006 zahlreiche Monitoringprogramme zum Vorkommen von *Culicoides* spp. initiiert, denn größtenteils war die Verteilung und Verbreitung der einzelnen Arten nur sehr wenig erforscht. *C. imicola* kommt hauptsächlich im südeuropäischen und afrikanischen Raum vor und fungiert in diesen Regionen als Überträger des Blauzungenvirus. Bis heute ist diese Spezies nicht im nördlichen Europa nachgewiesen worden (Meiswinkel et al., 2008a). Dennoch ist bekannt, dass sich das Verbreitungsgebiet von *C. imicola* in nördlicher Richtung weiter ausdehnt (Mellor, 1996; Purse et al., 2005). Die Arten des *Obsoletus*-Komplexes kommen in ganz Europa vor. Sie sind hauptsächlich in den nördlichen Regionen Südeuropas und in Nordeuropa verbreitet. Teilweise kommt es in Griechenland, Italien, Spanien, Portugal, Korsika und Frankreich zu Überschneidungen von *C. imicola* und dem *Obsoletus*-Komplex. Die Arten des *Obsoletus*-Komplexes sind in den Monitoringprogrammen Nordeuropas zu über 50% nachgewiesen worden (EFSA, 2008). In Frankreich wurden Anteile von über 70% als *C. obsoletus* oder *C. scoticus* identifiziert (Balenghien et al., 2008). Auch in Belgien wurden hauptsächlich Arten dieses Komplexes gefangen (Losson et al., 2007). *C. dewulfi* und *C. chiopterus* kommen zwar auch europaweit vor, dennoch sind sie eher in den nördlich gelegenen Ländern zu finden (EFSA, 2008). *C. dewulfi* ist in den Niederlanden als Vektor identifiziert worden (Losson et al., 2007). Die Arten des *Pulicaris*-Komplexes sind weit über Europa verbreitet. Sie nehmen aber einen deutlich geringeren Anteil an der Gesamtpopulation ein (EFSA, 2008). In den Niederlanden folgte *C. punctatus* 2006 mit einem Anteil von 30% gleich dem *Obsoletus*-Komplex (Meiswinkel et al., 2008a). Zu diesen Ergebnissen sollte erwähnt werden, dass der Großteil der bekannten Zahlen auf Fängen mit UV-Lichtfallen beruht. Diese wurden vornehmlich außerhalb von Stallgebäuden platziert und in der Dämmerung bzw. nachts aktiviert. Damit werden tagaktive und möglicherweise endophile Spezies nicht erfasst (EFSA, 2008). Die meisten *Culicoides*-Arten sind dämmerungs- bzw. nachtaktiv (Mellor et al., 2000). In Frankreich konnte dennoch eine Tagesaktivität von Arten des *Obsoletus*-Komplexes bestätigt werden (Balenghien et al., 2008). In den Niederlanden ließ sich mittels CO₂-Fallen ebenfalls eine Tagesaktivität und damit auch Stechaktivität von *C. obsoletus* und *C. pulicaris* nachweisen (Takken et al.,

2008). Die Stechaktivität ist unter anderem abhängig von der Temperatur. So stellte man in Untersuchungen die niedrigsten Stechraten bei 12-15°C und die Höchsten bei 25-30°C fest. Lichtintensität und Wind sind weitere Einflussfaktoren (Carpenter et al., 2008c). Gnitzen sind generell dann aktiv, wenn das Wetter feucht, warm und windstill ist (Boorman, 1993). Olbrich (1987) stellte für verschiedene in Deutschland vorkommende Arten, wie z.B. auch *C. obsoletus*, keinerlei Präferenzen der Luftfeuchte fest. Sie zeigte aber, dass erhöhte Abundanzzahlen bei Dämmerungslicht oder Tageslicht mit Bewölkung auftreten (Olbrich, 1987).

Das saisonale Auftreten von Gnitzen variiert jährlich bei den einzelnen Spezies und ist abhängig von klimatischen Faktoren und dem Vorkommen von Brutplätzen und Wirten (EFSA, 2008). Bei Untersuchungen in Deutschland konnte eine Saisonaktivität zwischen Mitte April und Mitte November festgestellt werden (Olbrich, 1987). In südeuropäischen Ländern wurde bei *C. imicola* und Arten des *Pulicaris*-Komplexes das höchste Aufkommen im September/Oktobre verzeichnet. Hingegen zeigten sich Spezies des *Obsoletus*-Komplexes eher im Juni und Juli (Miranda et al., 2004). In Nordeuropa konnte ein Maximum von *Obsoletus*- und *Pulicaris*-Komplex im Mai/Juni ermittelt werden (EFSA, 2008). Mehlhorn et al. (2007) konnten für *C. obsoletus* in Deutschland ein Auftreten von März bis Oktober feststellen. Teilweise konnten noch bis Ende Dezember weibliche Adulte nachgewiesen werden. Man ging eigentlich davon aus, dass nach der Saison, also im Winter, eine vektorfreie Zeit eintritt. Diese Annahme konnte widerlegt werden. Eine Untersuchung in Belgien dokumentierte das Vorkommen von Adulten im Stallbereich von Ende November bis Ende Januar bei Temperaturen zwischen 12°C und 1°C. Es wurden hauptsächlich weibliche und männliche Tiere des *Obsoletus*-Komplexes gefangen. Es könnte dementsprechend ein kleiner Teil der Population bei milden klimatischen Bedingungen überwintern (Losson et al., 2007). Auch in Frankreich und den Niederlanden wurden während der Wintermonate 2007 Gnitzen des *Obsoletus*-Komplexes gefangen. In diesen Fängen kamen teilweise frisch gesogene Tiere vor (Meiswinkel et al., 2008a). Das Eindringen von Gnitzen in Stallungen (Endophilie) ist mittlerweile in vielen Ländern nachgewiesen worden (Kühlhorn, 1964; Baldet et al., 2008; Meiswinkel et al., 2008b). Es ist aber noch nichts über die Lebensdauer in Stallgebäuden bekannt (EFSA, 2008). In den Niederlanden und in Frankreich zeigten Untersuchungen im Herbst, dass hauptsächlich *C. dewulfi* und Arten des *Obsoletus*-Komplexes an bewölkten Tagen in Rinderstallungen einfliegen und dort auch Blut aufnehmen (Endophagie). Die Arten des *Pulicaris*-Komplexes verhielten sich dagegen exophil. Zusätzlich konnte in der Nähe der Stallungen, in einem Laubwald, der höchste Anteil an gepaarten Weibchen gefangen werden (Meiswinkel et al., 2008b). Gnitzen halten sich grundsätzlich in der Nähe ihrer Brutgebiete in kleinen und unauffälligen Schwärmen auf

(Taylor et al., 2007). Sie fliegen aktiv nur wenige hundert Meter (Hiepe et al., 2006). Ihre Flugaktivität kann durch Temperatur, Lichtintensität, Luftfeuchte, Windgeschwindigkeit und den Mondzyklus beeinflusst werden (Taylor et al., 2007). Bei Windstärken, die die Geschwindigkeit des eigenen Fluges überschreiten, ist ein Transport mit dem Wind bis zu 700 km möglich. Das geschieht bei Temperaturen von 12 bis 35°C und in Höhen bis zu 1,5 km. Der passive Flug findet bei Windgeschwindigkeiten von bis zu 40 km/h statt (Sellers, 1992).

2.1.1.4 Gnitzen als Krankheitsüberträger

Gnitzen sind in vielen, insbesondere tropischen und subtropischen Teilen der Welt Vektoren von Viren, Protozoen und Filarien (Kampen und Kiel, 2006). Da nur die Weibchen hämatophag sind, fungieren sie als Vektor für die verschiedensten Erreger (Boorman, 1993). Sie finden ihre Wirte über den Geruch und die Körperwärme (Taylor et al., 2007). Die Gnitzen landen auf der Oberfläche des Felles und verschwinden dann im Haarkleid. Sie stechen sofort durch die Haut. Wenn sie gestört werden, wechseln sie den Platz und stechen unter Umständen mehrmals (Liebisch und Liebisch, 2007). Es zeigen sich bei den *Culicoides*-Spezies Wirtspräferenzen. *C. imicola* bevorzugt als Wirt eher das Pferd. *C. dewulfi* wird in der Nähe von Rinderbeständen vermehrt gefangen und benutzt als Brutplatz Rinderdung. In England fand man *C. dewulfi*, *C. chiopterus* und *C. nubeculosus* vermehrt an Schafen. *C. pulicaris* und *C. punctatus* wurden am Schaf nicht gefangen (EFSA, 2008). Bei einer Untersuchung in Brandenburg und Niedersachsen konnte eine sehr deutliche Wirtstierpräferenz anhand der Bestimmung von Blutmahlzeiten von Gnitzen des Obsoletus- und Pulicaris-Komplexes für das Rind nachgewiesen werden. In den dort durchgeführten Versuchen zeigte sich, dass trotz der Anwesenheit von Schafen, Pferden, Schweinen und Gatterwild die Mehrzahl der Gnitzen am Rind Blut aufgenommen hatte (Bartsch et al., 2009). Weiterhin wurden für Gnitzen Präferenzstellen an den Wirten festgestellt. Das Rind wird überwiegend am Rücken, Bauch und an den Beinen gestochen (Olbrich, 1987). Bei einem massenhaften Auftreten von Gnitzen kommt es zu mehr oder weniger starken Abwehrbewegungen bis hin zu großer Unruhe unter den Weidetieren. Die Einstiche sind sehr schmerzhaft. An den betroffenen Körperstellen kommt es zu starkem Juckreiz bis hin zu Ödembildungen (Werner und Kampen, 2007). Sehr bedeutsam ist das weltweit bei Pferden auftretende Sommerexzem („sweet itch“). Es ist eine durch *Culicoides*-Stiche induzierte allergische Reaktion vom Soforttyp gegen Speichelallergene. Bei Wiederkäuern tritt es sehr selten auf. Die Allergie äußert sich bei Pferden als lokalisierte, stark juckende Dermatitis mit Pusteln und Alopezie. Dieses Sommerexzem verschwindet am Ende der Weidesaison und kehrt im folgenden Sommer mit dem Auftreten von adulten Gnitzen zurück. In Europa kommt diese Erkrankung besonders häufig bei Islandpferden vor (Dietz und Huskamp, 1999).

Gnizen fungieren u. a. als Überträger für die Filarien: *Onchocerca gutturosa* (weltweites Vorkommen) und *O. gibsoni* (Nordamerika, Asien, Afrika) beim Rind (Wall und Shearer, 2001; Schnieder et al., 2006). Sie dienen hier als Zwischenwirte und übertragen beim Blutsaugen die dritte Larve. Beim Rind kommt *O. gutturosa* vor allem im straffen Bindegewebe vor (Schnieder et al., 2006).

Als Überträger für Protozoen spielen sie hauptsächlich beim Affen, Nager und Vogel eine Rolle. *Trypanosoma* spp., *Haemoproteus* spp., *Hepatozoon* spp. und *Leukocytozoon* können durch Gnizen übertragen werden (Boorman, 1993).

Die größte veterinärmedizinische Bedeutung von *Culicoides*-Spezies liegt in ihrem Potenzial als Vektor von weltweit über 50 nachgewiesenen Virusarten zu fungieren. Die durch Arthropoden übertragenen Viren nennt man Arboviren. Diese Viren infizieren ein hämatophages Insekt auf natürlichem Wege über die Blutaufnahme. Das Virus vermehrt sich im Insekt und wird anschließend durch einen weiteren Stich auf einen anderen empfänglichen Wirt übertragen (Mellor et al., 2000). Einige davon sind verantwortlich für ökonomisch bedeutsame Infektionskrankheiten im Nutztierbereich (Boorman, 1993; Schnieder et al., 2006). Beim Rind spielen die Blauzungkrankheit, das Rifttal-Fieber, die Akabane-Krankheit, das Epizootische Hämorrhagische Fieber, das Bovine Ephemeral Fieber und die Palyam-Krankheit eine große Rolle. Sie kommen aber überwiegend im afrikanischen, asiatischen und australischen Raum vor (Mellor et al., 2000). Weitere bedeutsame Viruserkrankungen sind die Afrikanische Pferdepest und die Enzootische Hämorrhagische Krankheit der Hirsche. Nur für das Oropouche-Fieber in Südamerika ist eine Übertragung auf den Menschen belegt (Linley et al., 1983). Gelegentlich scheint aber auch das Rifttal-Fieber in Afrika und angrenzenden Regionen beim Menschen vorzukommen (Boorman, 1993). In Kenia erkrankten zuletzt im Jahre 2007 viele Menschen und Rinder an dieser Virusinfektion (Alpers, 2007).

Für Deutschland spielen *Culicoides*-Spezies seit 2006 durch die Verbreitung des Blauzungenvirus eine bedeutende Rolle.

2.1.1.4.1 Blauzungkrankheit

Die Blauzungkrankheit (engl. Bluetongue disease, BTD) ist eine nicht kontagiöse Erkrankung von domestizierten und Wild-Wiederkäuern, die durch das Blauzungenvirus (engl. bluetongue-virus) verursacht wird. Das Infektionsspektrum umfasst als empfänglichste Spezies das Schaf. Zwischen den einzelnen Schafrassen bestehen Unterschiede in der Empfindlichkeit. Ziegen und Rinder erkranken weniger häufig. BTV-Antikörper konnten ebenfalls bei Weißwedelhirschen, Elchen, Antilopen und Moschustieren nachgewiesen werden (Rolle und Mayr, 2007). Unter natürlichen Bedingungen erfolgt die Übertragung des

Virus durch blutsaugende *Culicoides*-Spezies (Werner und Kampen, 2007; Kampen, 2008). BTM ist auf der OIE (World Organisation for Animal Health)-Liste A verzeichnet und in Deutschland anzeigepflichtig (FLI, 2009; OIE, 2009).

Vorkommen und Verbreitung

Die BTM ist erstmalig in Südafrika beobachtet worden und dort seit langem bekannt. Die Seuche ist von dort mit Merinoschafen in andere Teile Afrikas verschleppt worden (Rolle und Mayr, 2007). Das Verbreitungsgebiet der BTM liegt hauptsächlich etwa zwischen 40. Grad nördlicher und 35. Grad südlicher Breite. In jüngster Zeit wurden Krankheitsfälle auch bis zum 45. Grad nördlicher Breite in Europa und bis zum 50. Grad nördlicher Breite in Amerika und Asien verzeichnet (Gibbs und Greiner, 1994; Dirksen et al., 2002; Lundervold et al., 2003; Purse et al., 2005). Vor 1998 trat die BTM in Europa nur sporadisch auf. Seit 1998 haben sich die Serotypen 1, 2, 4, 9 und 16 etabliert (Saegerman et al., 2008). Viele Ausbrüche konnten auf den griechischen Inseln, den Balearen, Sardinien und in Bulgarien verzeichnet werden (Mellor et al., 2000). Die Seuche zeigt seit Jahren eine expansive Tendenz (Intervet, 2008). BTM ist an das Vorkommen von Vektoren gebunden. Diese wiederum sind von den klimatischen Bedingungen abhängig (Mellor und Boorman, 1995). Für die Ausbreitung der Krankheit Richtung Norden wird von vielen Autoren die voranschreitende Klimaerwärmung und damit auch die weitere Verbreitung potenzieller Vektoren verantwortlich gemacht (Mellor, 1996; Purse et al., 2005; Wilson und Mellor, 2009). Mehlhorn et al. (2008c) nennen als Ursache die zunehmende Globalisierung.

Am 21. August 2006 wurde die BTM in Deutschland festgestellt. Einige Tage zuvor wurde das Virus schon in den Niederlanden und Belgien nachgewiesen. Die Epidemie breitete sich weiter über die Länder Luxemburg und Frankreich aus. Bis zum Ende des Jahres 2006 wurden in Deutschland fast 900 Fälle von BTM gemeldet. Der nachgewiesene Serotyp 8 war zuvor nur in Afrika, im Bereich der Karibik, in Indien und Pakistan, nicht jedoch im Mittelmeerraum, beobachtet worden. Die Einfuhr infizierter Wiederkäuer oder Vektoren, das Verdriften infizierter Vektoren mit dem Wind und die Einfuhr infizierter Eizellen, Embryonen, Sperma und Impfstoffe wurden als mögliche Eintrittsquellen diskutiert. Gesicherte Kenntnisse liegen bisher nicht vor (Conraths et al., 2007; Mehlhorn et al., 2008c; Saegerman et al., 2008). Das Wiederauftreten der Krankheit im Juni 2007 hat gezeigt, dass BTV-8 in Mitteleuropa überwintern kann. Bis Ende 2007 wurden in Deutschland insgesamt 20.623 Fälle gemeldet (FLI, 2009). Im Jahr 2008 konnten trotz Impfung noch um die 5.000 Fälle registriert werden (BMELV, 2009). Im Herbst 2008 wurde zunächst in den Niederlanden und dann in Deutschland, Landkreis Grafschaft Bentheim, zusätzlich der Serotyp 6 nachgewiesen. Bei der Analyse des Virustyps kam heraus, dass es sich um ein Impfvirus einer afrikanischen Lebendvakzine handelt, die höchstwahrscheinlich illegal verwendet

wurde (vetion.de, 2008). Ein weiterer Serotyp, BTV-1, breitet sich bereits seit November 2007 im Südwesten Frankreichs aus. Die in Frankreich betroffenen Infektionszonen dehnten sich in der Saison 2008 deutlich nach Nordosten aus und betreffen aktuell auch die Bretagne. Trotz der bestehenden Impfpflicht gegen BTV-1 ist das Infektionsgeschehen bislang nicht zum Stillstand gekommen. In den Niederlanden wurde im November 2008 bei Rindern in der Provinz Gelderland das BTV-1 nachgewiesen. Es betraf zwei Rinder, die aus Belgien importiert worden waren. Die Rinder stammten ursprünglich aus Frankreich (Hessisches Ministerium für Umwelt, 2009). Es ist also möglich, dass das Virus der Blauzungkrankheit vom Serotyp 1 im Laufe des Jahres 2009 auch Deutschland erreicht.

Ätiologie

Der Erreger der BTB, das Bluetongue-Virus, gehört zur Familie *Reoviridae*, Genus *Orbivirus*. Das Virus verfügt über eine große genetische Variabilität. Es existieren weltweit 24 verschiedene Serotypen (Rolle und Mayr, 2007). Es gibt Anhaltspunkte für einen neuen Serotyp, der in der Schweiz beschrieben worden ist. Hierbei handelte es sich um das bei Ziegen vorkommende Toggenburger Orbivirus (Hofmann et al., 2008). Das BT-Virus ist unbehüllt, ca. 85 nm groß und besitzt als Genom eine doppelsträngige, segmentierte RNS. Die diffuse äußere Proteinschicht wird von den Strukturproteinen VP2 und VP5 gebildet. Das VP2 ist bestimmend für den BTV-Serotyp. Unter dieser Proteinschicht befindet sich das Core aus den Proteinen VP7 und VP3. Die Strukturproteine VP2 und VP7 sind verantwortlich für die Zellanheftung. In dem Core eingeschlossen sind weitere Proteine (VP1, VP4, VP6) und die zehn Segmente doppelsträngiger RNS. Zusätzlich kommen in infizierten Zellen mindestens drei Nicht-Strukturproteine (NS1, NS2, NS3) vor, die wahrscheinlich an dem Ausschleusen der Viruspartikel aus der Zelle beteiligt sind (Schwartz-Cornil et al., 2008). Das BTV gehört zu den Arboviren (arthropod-borne viruses) (Mellor, 2000).

Übertragung

Die Übertragung des BTV erfolgt durch weibliche Gnuzen der Gattung *Culicoides*. Du Toit (1944) zeigte als erster in seinen Untersuchungen, dass *Culicoides*-Spezies, hier speziell *C. imicola*, BTV von infizierten auf empfängliche Schafe übertragen kann. Die Krankheitsübertragung ist tatsächlich nur bei sieben Spezies bewiesen und zwar bei *C. actoni*, *C. brevitarsis*, *C. fulvus*, *C. imicola*, *C. insignis*, *C. nubeculosus* und *C. variipennis*. Weitere Arten wurden im Laborversuch infiziert oder das Virus wurde bei Krankheitsausbrüchen aus *Culicoides* spp. isoliert (Jennings und Mellor, 1988; Mellor, 1990; Wittmann und Baylis, 2000). *C. imicola* ist als Hauptüberträger der BTV im Mittelmeerraum bekannt. Diese Gnuzenspezies wurde bisher nördlich der Alpen nicht nachgewiesen, doch ihr Verbreitungsgebiet weitet sich nachweislich Richtung Norden aus (Purse et al., 2005). Für

den Ausbruch in Mitteleuropa 2006 werden vor allem die Arten des *Obsoletus*- und *Pulicaris*-Komplexes vermutet. In einem deutschlandweiten Gnitzenmonitoring wurden überwiegend Gnitzen aus dem *Obsoletus*-Komplex, speziell *C. obsoletus* sensu stricto, mit einem hohen Durchseuchungsgrad von BTV-8 gefangen (Hoffmann et al., 2009). In Infektionsversuchen aus England zeigten sich *C. scoticus* und *C. obsoletus* empfänglich für BTV 8 und 9 (Carpenter et al., 2008a). In Pools des *Obsoletus*-Komplexes konnte BTV-8 mittels RT-PCR nachgewiesen werden (Mehlhorn et al., 2007). Des Weiteren wurde in den Niederlanden BTV in *C. dewulfi*-Poolproben gefunden (Meiswinkel et al., 2007). Auch die Arten *C. pulicaris* und *C. punctatus* sind für BTV empfänglich (Caracappa et al., 2003; Carpenter et al., 2006). Man sollte mit der Interpretation einiger Untersuchungen vorsichtig sein, denn der Nachweis des Virus mittels der hochsensitiven RT-PCR ist nicht identisch mit der Fähigkeit zur Replikation (Wilson und Mellor, 2009). Des Weiteren besitzen einige Gnitzen innere Barrieren, die verhindern, dass es trotz Replikation des Virus zu einer Übertragung kommt.

Die *Culicoides*-Weibchen nehmen das BTV mit der Blutmahlzeit auf. Das Blut gelangt im Gegensatz zu anderen Flüssigkeiten, wie z.B. Nektar in den hinteren Teil des Mitteldarms. Ist die Gnitze empfänglich, kommt es zur Virusreplikation in den Zellen des hinteren Mitteldarmes. Die Viren werden ins Hämocoel entlassen. Es kommt zur Verbreitung und zur Infektion der sekundären Zielgewebe. Dazu gehören die Speicheldrüsen, in denen eine weitere Replikation abläuft. Die dort replizierten Viren können dann beim nächsten Saugakt erneut auf einen Wirt übertragen werden (Fu et al., 1999; Mellor, 2000). Der Vorgang von der oralen Aufnahme bis zur möglichen Übertragung (extrinsische Inkubationsperiode) ist temperaturabhängig und dauert bei 25°C zwischen 10-15 Tagen (Mellor, 1990; Wittmann et al., 2002). Einige Barrieren, wie z.B. die Darmbarriere, können dazu führen, dass replizierte Viren das Insekt nicht verlassen können. *Culicoides spp.* scheinen auch eine transovarielle Barriere für Arboviren zu haben.

Ein einmal infizierter Vektor bleibt sein Leben lang infiziert (Mellor, 1990). Da die Lebensdauer der Gnitzen nicht sehr lang ist und ihr Vorkommen saisonal verläuft, hoffte man, dass sich im Winter 2006 das Problem BTD eventuell selbständig löst. Diese Annahme bestätigte sich nicht und es kam zu einem massiven Auftreten von BTD in 2007. In der Literatur werden viele Möglichkeiten zur Überwinterung des BTV diskutiert. Das Virus könnte in der Vektorpopulation oder in der Wirtstierpopulation persistieren. Eine weitere Möglichkeit wären unbekannte Vektoren oder Wirte. Eine Persistenz des Virus innerhalb einer Population könnte durch horizontale oder vertikale Übertragung erreicht werden (Wilson et al., 2008). Der Vektor überwintert hauptsächlich als Larve 4. Das Überwintern von Adulten, wie bereits unter 2.1.1.3 aufgeführt, ist unter bestimmten klimatischen Bedingungen möglich. Dementsprechend könnten infizierte Vektoren die saisonale Lücke überbrücken (Wilson et

al., 2008). Die Überwinterung des Virus im Wirt wäre auf Grund der verlängerten Virämie bis zu 100 Tagen beim Rind (Barratt-Boyes und MacLachlan, 1994; MacLachlan et al., 1994) eine weitere Möglichkeit. So könnte eventuell das BTV in Abwesenheit des Vektors in die nächste Saison gelangen (Wilson et al., 2008). In Nordeuropa gelang der Nachweis von BTV-8 aus abortierten Rinderfeten (EFSA, 2008). Einige dieser infizierten Feten wiesen Hirnmissbildungen auf (Vercauteren et al., 2008; Wouda et al., 2008). Zu diesen Ausprägungen kommt es bei Infektionen zwischen dem 80.-125. Trächtigkeitstag (MacLachlan und Osburn, 1983). Auch neugeborene Kälber wurden BTV-8 positiv getestet (Menzies et al., 2008). Somit ist also eine transplazentare Virusübertragung eindeutig bestätigt (EFSA, 2008). Eine weitere Hypothese zum Mechanismus der Überwinterung besagt, dass latent infizierte T-Lymphozyten durch Interaktion mit Hautfibroblasten zur erneuten Virusreplikation und -freisetzung gebracht werden können. Das kann bei einem latent infizierten Tier durch einen erneuten Gnitzenstich und der folgenden Hautreaktion induziert werden (Takamatsu et al., 2003). Eine rein mechanische Übertragung durch Arthropoden, z.B. durch die Schaflausfliege *Melophagus ovinus*, wurde ebenfalls nachgewiesen (Luedke et al., 1965). Auch eine iatrogene Übertragung, z.B. durch viruskontaminierte Spritzen, erscheint möglich (Conraths et al., 2007). Das Auftreten von BTV im Sperma konnte nur während der Virämie nachgewiesen werden (Bowen et al., 1983b; Bowen et al., 1985). Beim Embryotransfer unter Standardbedingungen wird BTV nicht übertragen (Bowen et al., 1983a).

Pathogenese und Klinik

Es handelt sich im Wesentlichen um eine vasotrope Virusinfektion. Nach einer natürlichen Infektion vermehrt sich das Virus zunächst in den regionalen Lymphknoten, Tonsillen und der Milz. Es folgt die virämische Phase, die 10-15 Tage p.i. ihren Höhepunkt erreicht. Das Virus ist in großen Mengen mit Erythrozyten assoziiert und daher für lange Zeit (bis 220 Tage beim Rind und bis 100 Tage beim Schaf) in infizierten Tieren nachweisbar. Das Virus scheint aber nur für maximal 60-70 Tage infektiös zu sein (Conraths et al., 2007). BTV besitzt eine hohe Affinität für Endothelien. Nach Infektion der Endothelzellen kommt es zum Zelluntergang und damit folgen Gefäßverengungen und -verschlüsse, Stasen und Exsudationen. In den betroffenen Bereichen (Kopfschleimhäute, Zunge, Kronsaum, Zitzen) zeigen sich daher Stauungserscheinungen (Zyanose, Ödeme). Die damit verbundenen Gewebshypoxien führen zu kapillären Blutungen, Epithelnekrosen und ulzerativen Veränderungen (Dirksen et al., 2002; Rolle und Mayr, 2007).

Der Krankheitsverlauf hängt zum einen von der Art und Rasse der betroffenen Tiere ab. Zum anderen spielt die Virulenz des Virusstammes eine große Rolle. Beim Schaf beträgt die Inkubationszeit nach einer natürlichen Infektion ca. 3-7 Tage. Der akute Krankheitsverlauf ist

gekennzeichnet durch hohes Fieber (40-42°C) und vermehrte Salivation. Infolge der Zerstörung des Gefäßendothels kommt es zu Lippenödemen, oberflächlichen Geschwüren der Backenschleimhaut und Kehlkopfödemen. Das Ödem kann sich auf Kopf und Hals ausbreiten. Zusätzlich ist schleimig eitrigem Nasenausfluss mit Verkrustungen an der Nase und den Lippen festzustellen. Durch diese Verkrustungen kann es zum klinischen Bild einer Dyspnoe kommen. Im weiteren Verlauf setzen Inappetenz und Schläfrigkeit ein. Bei schweren Verläufen werden die Lippen und die Zunge zyanotisch. Entzündliche Veränderungen im Bereich des Kronsaumes und Nekrosen der Muskulatur führen zu Lahmheiten und einem steifen Gang (Hübschle, 1979; Rolle und Mayr, 2007). Auch Darpel et al. (2007) konnte diese Symptome bei BTV-8 Infektionsversuchen nachweisen. Die Mortalitätsraten variieren je nach Rasse und Land (Szmaragd et al., 2007).

Bei den Rindern liegt die Morbidität und Mortalität wesentlich niedriger. Bei den ersten Fällen der BTM in Deutschland zeigten die Rinder häufig ein ungestörtes Allgemeinbefinden. Es ließen sich nur bei wenigen Tieren in der Herde klinische Auffälligkeiten feststellen. Bei diesen Tieren wurden oberflächliche Schleimhauterosionen im Maul- und Nasenbereich, Verkrustungen der Nasenöffnungen, Konjunktivitis, stark injizierte Skleren und subepitheliale Blutungen in den Augenlidern beobachtet. Des Weiteren kam es zu Dysphagie, Apathie und Müdigkeit. Am Euter wurden teilweise großflächige Erosionen des Zitzenepithels sowie Rötungen der Euterhaut im kaudalen Bereich festgestellt. Einige Tiere zeigten ausgeprägte Stützbeinlahmheiten (Hübschle, 1979; Conraths et al., 2007). Durch transplazentare Infektionen kommt es je nach Trächtigkeitsstadium zu Aborten oder Fetopathien (EFSA, 2008; Wouda et al., 2008).

Diagnose und Differentialdiagnose

Es stehen neben den klassischen virologischen Untersuchungsmethoden (Virusanzucht über embryonierte Hühnereier oder Zellkultur) molekulargenetische Nachweisverfahren zur Verfügung. Das BTV-Genom wird heute mittels RT-PCR nachgewiesen. Für den BTV-Antikörpernachweis stehen kompetitive ELISAs zur Verfügung. Seit kurzem ist auch ein ELISA-System für den AK-Nachweis in Einzel- oder Sammelmilchproben zugelassen (Jaeger und Anczikowski, 2006; Conraths et al., 2007).

Differentialdiagnostisch kommen die Maul- und Klauenseuche, Stomatitis vesicularis, Bovine Virusdiarrhoe/Mucosal Disease, Bösartiges Katarrhalfieber, Infektiöse Bovine Rhinotracheitis, BHV1, Pneumonien, Ovine Pockenviren, Moderhinke und andere Erkrankungen des Bewegungsapparates in Betracht. Auch Photosensibilitätsreaktionen und Kupfermangel beim Schaf müssen bedacht werden (Dirksen et al., 2002; Conraths et al., 2007).

Therapie und Prophylaxe

Erkrankte Tiere können nur symptomatisch behandelt werden. Der Schwerpunkt liegt auf der Prophylaxe (Dirksen et al., 2002). Neben der Vakzinierung gegen den ursächlichen Serotyp ist eine Vektorbekämpfung möglich. Die Methoden zur Vektorbekämpfung werden ausführlich unter Punkt 2.3 erläutert.

Es existieren polyvalente Lebendvakzinen, die in einigen endemisch verseuchten Ländern eingesetzt werden. Die Nachteile sind die Gefahr der Fetopathien, das Risiko einer Neukombination sowie die potenzielle Gefahr der Verschleppung durch Vektoren (Liess und Kaaden, 2003; Venter et al., 2007). Seit Mitte Mai 2008 stehen 3 monovalente inaktivierte BTV-8 Impfstoffe zur Verfügung. Es besteht eine Impfpflicht für Rinder, Schafe und Ziegen. 2008 wurden in Deutschland schon deutlich weniger Neuinfektionen dokumentiert (BMELV, 2009; FLI, 2009).

2.2 Lästlingsinsekten des Rindes im Stallbereich

Lästlingsinsekten spielen in der landwirtschaftlichen Nutztierhaltung eine große Rolle. Durch eine starke Belästigung von stechend-saugenden und leckend-saugenden Insekten können erhebliche Leistungseinbußen (bzgl. Milchleistung, Gewichtsentwicklung) entstehen. Als mechanische Vektoren von Mikroorganismen stellen sie ein großes hygienisches Problem dar. Die wichtigsten Lästlingsinsekten im Stallbereich gehören in die Gruppe der Stallfliegen. Im Stallbereich des Rindes sind hauptsächlich *Musca domestica* und *Stomoxys calcitrans* zu finden (Hiepe, 1982; Schnieder et al., 2006).

2.2.1 Musciden

Zur Familie der Musciden gehören ungefähr 4000 Arten, die in verschiedene Gattungen aufgeteilt sind. Die größte veterinärmedizinische Bedeutung haben die Gattungen *Musca*, *Stomoxys*, *Hydrotaea* und *Haematobia*. Es sind überwiegend dunkel gefärbte, mittelgroße Fliegen mit leckend-saugenden oder stechend-saugenden Mundwerkzeugen (Lane und Crosskey, 1993).

2.2.1.1 *Musca domestica*

Die Gattung *Musca* umfasst 60 Arten (Lane und Crosskey, 1993; Schnieder et al., 2006). Der wohl bekannteste Vertreter dieser Gattung ist *Musca domestica* Linnaeus 1758 („Große Stubenfliege“). Durch ihre weltweite Verbreitung und die enge Bindung an den Menschen wird sie auch als „Kulturfolger“ bezeichnet (Hiepe, 1982).

2.2.1.1.1 Morphologie

Die Adulten sind 5-8 mm lang. Der Körper der weiblichen Fliege ist etwas größer und auch ihre roten Facettenaugen haben einen größeren Abstand voneinander als die der männlichen Tiere. Die beiden kurzen Antennen sind äußerst wichtige sensorische Organe zur Identifizierung ihrer Nahrung und Brutplätze. Der Thorax ist gelbgräulich bis dunkelgrau und besitzt vier schwarze Längsstreifen. Das Abdomen ist vollständig behaart. Die Unterseite des Abdomens ist gelblich und dorsal befindet sich ein dunkler Mittelstreifen, der auf dem vierten Segment schwimmt. Die Männchen sind grundsätzlich dunkler als die Weibchen. Die Flügel sind an der Wurzel etwas gelblich, ansonsten schwach rauchig bis klar durchsichtig. In Ruhe sind sie stets gespreizt. Die Taster, Fühler und Beine sind dunkel. Die Beine sind mehrgliedrig und dienen auch als Geschmacksorgan. Da sie ausschließlich Flüssigkeit aufnehmen, haben sie leckend-saugende Mundwerkzeuge. Der Rüssel ist zum Leckorgan ausgebildet und besitzt sogenannte Labellen. Diese können wie ein Kissen über die Nahrungspartikel gestülpt werden. So ist eine gleichmäßige Verteilung des Speicheldrüsensekretes gewährleistet. Die aufgenommene Nahrung gelangt dann in ein temporäres Nahrungsreservoir, den Kropf. Bevor sie in den Mitteldarm transportiert werden kann, muss sie erneut erbrochen werden (Martini, 1946; Hiepe, 1982; Soulsby, 1982).

2.2.1.1.2 Entwicklung

Musca domestica ist ovipar. Sie legt ihre ca. 1 mm langen, ovalen Eier in Paketen von 100-150 Eiern bevorzugt in den Dung vieler Tierarten, Misthaufen, sich zersetzendes organisches Material, wie z.B. Fleisch, Lebensmittel oder Komposthaufen. Nach einer einmaligen Befruchtung können die weiblichen Fliegen lebenslang im Abstand von 3-4 Tagen ihre Eipakete ablegen. Die Lebensdauer liegt zwischen 2-4 Wochen. Die Überwinterung erfolgt vorwiegend im Larven- oder Puppenstadium.

Innerhalb von 12 Stunden schlüpft unter günstigen Bedingungen (30-37°C) die erste Larve. Die Fliegenlarven sind Maden mit je einem Paar Atemöffnungen am Hinterende. Ab der zweiten Larve bilden sie zusätzlich noch Stigmen am Vorderende aus. Die Larven überleben Temperaturen von -2°C bis über 40°C. Die Larvenentwicklung dauert 3-7 Tage, kann jedoch unter ungünstigen Bedingungen auch bis zu drei Wochen in Anspruch nehmen. Zur Verpuppung suchen die Larven eher trockenere und kühlere Bereiche auf. Die Puppe bleibt in der letzten Larvenhaut, die sich zu einem Tönnchen verkürzt. Nach einer Puppenruhe von 3-26 Tagen (durchschnittlich 10 Tage) schlüpfen die Imagines. Bereits nach ca. 3 Tagen erreichen sie ihre Geschlechtsreife. Die Gesamtentwicklung dauert in unseren Breiten unter günstigen Bedingungen 2-3 Wochen, so dass teilweise 10 und mehr Generationen über die

Saison möglich sind. Unter diesen Umständen kann es leicht zu Massenpopulationen kommen (Martini, 1946; Hiepe, 1982; Schnieder et al., 2006).

2.2.1.1.3 Vorkommen und Epidemiologie

Musca domestica ist, wie viele andere Fliegenarten auch, weltweit verbreitet. In den fünfziger Jahren ist sie von Europa aus nach Amerika eingeschleppt worden. Sie verbreitete sich dort seitdem sehr stark (Wall und Shearer, 2001).

Musca domestica fliegt meist von Mai bis Oktober. Die Entwicklung ist stark temperaturabhängig. In Stallungen kann sie auch ganzjährig vorkommen. Sie tritt nicht streng tierartsspezifisch auf. Überwiegend kommt sie als Stallfliege in Rinder-, Schaf-, Pferde- und Schweinestallungen, aber auch als Weidefliege, vor. Am häufigsten ist sie in Schweinestallungen mit intensiven Produktionsbedingungen und in Kälberstallungen anzutreffen. Innerhalb der Stallfliegen gehört sie zu den Biotop-eigenen Arten. Das heißt, dass sie sich dort durch eigene Vermehrung hält. *Musca domestica* ist nur tagaktiv. Sie ist dann zur Nahrungsaufnahme an den Tieren zu finden. Ansonsten hält sie sich an den Wänden und Decken der Stallungen auf. Gut erkennbar sind die bevorzugten Plätze an den hinterlassenen Kotflecken. Bei Temperaturen über 14°C ist *Musca domestica* flugaktiv. Ihr Temperaturoptimum liegt bei 32°C. Bei feuchtem und kaltem Wetter wird sie träge. Ihr Aktionsradius ist mit 500-800 m gering. Damit sind sie in der Umgebung der Stallungen und auch in naheliegenden Haushalten zu finden. Eine Verbreitung über längere Strecken mit dem Wind ist möglich (Hiepe, 1982; Schnieder et al., 2006; Eckert et al., 2008).

Durch ihr ubiquitäres Vorkommen in Stallungen, Wohnbereichen und z.B. auch in Lebensmittel produzierenden Bereichen stellt sie ein großes hygienisches Problem dar. An ihrem behaarten Körper bleiben Keime (Viren, Bakterien, Protozoen) haften, die so mechanisch verschleppt werden können. Auch die Aufnahme keimhaltiger Nahrung oder Erreger ist möglich, die dann durch das Regurgitieren oder den Kotabsatz an anderer Stelle wieder ausgeschieden werden können (Eckert et al., 2008).

Neben der Vektorfunktion spielt die Belästigung eine weitere große Rolle in der Nutztierhaltung. Der Faktor Belästigung führt zu erheblichen Einbußen in der Tierproduktion (AGRAVIS, 2008).

2.2.1.2 Andere Musciden

Zu den Fliegen gehören, außer *Musca domestica*, noch weitere Arten, die ebenfalls als Lästlinge und Vektoren fungieren. Dazu zählen z.B. *Musca autumnalis*, *Stomoxys calcitrans*, *Hydrotaea irritans*, *Haematobia irritans* und *Haematobia stimulans*.

Musca autumnalis (Augen- oder Gesichtsflye) ist dem Habitus von *Musca domestica* sehr ähnlich. Sie tritt in großer Zahl am Kopf von Rindern in Erscheinung. Sie ernähren sich von Augen-, Nasen-, Maul- und auch Eutersekret. Die Aufnahme von proteinreichen Sekreten ist Voraussetzung für die Eiablage. Diese erfolgt fast ausschließlich in frische Kotfladen. Die Gesamtentwicklung nimmt im Sommer nur etwa 2 Wochen in Anspruch. Die Flugperiode dauert unter günstigen Bedingungen von Mitte April bis Anfang November (Taylor et al., 2007).

Stomoxys calcitrans (Wadenstecher) gehört zur Gruppe der Stallfliegen. Sie ist 7-8 mm lang und grau gefärbt. Das Abdomen ist kürzer und breiter als bei *Musca domestica*. Zusätzlich befinden sich auf dem zweiten und dritten Abdominalsegment je drei dunkle Flecken. Die Flügel sind im Ruhezustand weit gespreizt. Im Gegensatz zu *Musca domestica* besitzt sie einen nach vorne gerichteten Stechrüssel. Die weiblichen Tiere legen nach mehreren Blutmahlzeiten bis zu 800 Eiern, bevorzugt in organisches Material, wie Mist, Silage, feuchtes Stroh oder faulende Futterreste. Die Gesamtentwicklung dauert unter günstigen Bedingungen (warme Temperaturen) ungefähr drei Wochen. Bei mangelhafter Kotbeseitigung und hohen Temperaturen kann es zu einer explosionsartigen Vermehrung kommen. *Stomoxys calcitrans* ist tagaktiv und hat einen Aktionsradius von 40-150 m. Die höchsten Abundanzen sind im Früh- und im Spätsommer zu verzeichnen. Bei der Blutaufnahme, die bevorzugt an Pferden und Rindern vollzogen wird, nehmen sie manchmal das Doppelte ihres Eigengewichtes auf (Soulsby, 1982; Eckert et al., 2008; Lucius und Loos-Frank, 2008).

Der wichtigste Vertreter der Gattung *Hydrotaea* ist die Kopf- und Euterfliege (*Hydrotaea irritans*). Sie ähnelt in ihrer Gestalt den *Musca*-Arten. Sie besitzt leckend-saugende Mundwerkzeuge und ernährt sich überwiegend von Sekreten. Zur Eiablage benötigen die Weibchen eine proteinreiche Mahlzeit. Sie legen bis zu 60 Eier in feuchte, organische Substrate. Pro Jahr entwickelt sich meist nur eine Generation mit einem Populationshöhepunkt im Hochsommer (Lane und Crosskey, 1993; Schnieder et al., 2006).

Haematobia irritans (kleine Weidestechfliege) und *Haematobia stimulans* (große Weidestechfliege) sind zwei veterinärmedizinisch wichtige Arten aus der Gattung *Haematobia*. Sie ähneln morphologisch *Stomoxys calcitrans*, sind aber kleiner. Beide Geschlechter besitzen stechend-saugende Mundwerkzeuge und ernähren sich dementsprechend hämatophag. Die Weibchen legen bis zu 400 Eier in frischen Rinderkot. Die gesamte Entwicklung dauert etwa 10-14 Tage. So entstehen pro Weideperiode zwischen 3-5 Generationen. *Haematobia irritans* ist 3-4 mm lang. Die Adulten leben fast ständig am Rind und sitzen dort bevorzugt auf dem Rücken und an der Hornbasis. Die große Weidestechfliege (*Haematobia stimulans*) ist 5-7 mm lang und verlässt das Wirtstier häufiger

als *Haematobia irritans*. Sie verbringt die Nacht an Ruheplätzen in der umliegenden Vegetation. Im Sommer können teilweise Befallszahlen bis zu 500 Fliegen je Rind vorkommen (Soulsby, 1982; Eckert et al., 2008).

2.2.1.3 Fliegen als Krankheitsüberträger

Bei der Übertragung von Krankheitserregern durch Fliegen ist grundsätzlich zu unterscheiden, ob das Insekt nur Zwischenträger oder auch Zwischenwirt ist. Wenn die Fliege als Zwischenwirt fungiert, findet eine Weiterentwicklung des Erregers im Vektor statt. Zwischenwirte sind sie für einige Helminthen, u.a. für *Stephanofilaria*-, verschiedene *Thelazia*- und *Habronema*-Arten des Rindes (Hiepe, 1982).

Mehr als 100 verschiedene Pathogene und Parasiten sind von *Musca domestica* isoliert worden. Für 65 von ihnen ist sie biologischer oder mechanischer Vektor (Greenberg, 1973). In einer aktuellen Studie von Foerster et al. (2007) wurden Fliegenwildfänge von Rinderbetrieben auf Pathogene im Intestinaltrakt und auf der Körperoberfläche untersucht. Auf den Betrieben war eine deutliche Dominanz von *Musca domestica* (62%) und *Stomoxys calcitrans* (20%) festzustellen. Auf dem Exoskelett wurden hauptsächlich pathogene Enterobakterien, *Proteus* spp., *Staphylococcus aureus*, Koagulase negative Staphylokokken, aerobe Sporenbildner und einige *Streptococcus* spp. nachgewiesen. Im Intestinaltrakt konnten überwiegend *Enterobakterien* isoliert werden. Zusätzlich wurde auf verschiedene Pilz-Spezies untersucht. *Candida* spp. dominierten im Darmtrakt und auf der Körperoberfläche, zusätzlich wurden *Mucor* spp. und *Aspergillus* spp. nachgewiesen (Foerster et al., 2007). Ob alle diese nachgewiesenen Erreger nach einer Übertragung auch zu Erkrankungen am Tier führen, ist von verschiedenen Faktoren (Eintrittsquelle, Infektionsdosis, Empfänglichkeit, usw.) abhängig. Zu den veterinärmedizinisch bedeutenden Erkrankungen gehören die Mastitiden, hier speziell die Sommermastitis, verursacht durch *Arcanobacterium pyogenes* und die Bovine Keratokonjunktivitis (Erreger: *Moraxella bovis*). Übertragen werden diese Erreger durch *Hydrotea* spp. (Kopf- und Euterfliege) und *Musca autumnalis* (Augen- oder Gesichtsflye). Sie befallen bevorzugt das Rind an Kopf, Unterbauch und an den Zitzen. Der Ernährung dienen proteinhaltige Sekrete (Tränenflüssigkeit, Speichel, Wundsekret). Häufig sitzen sie an Stichstellen von Bremsen oder kleineren Hautwunden und nehmen dort Blut auf. In Problembeständen kann ein Großteil der Tiere erkranken. Durch die Übertragung von pathogenen *E. coli* und Kokzidienoozysten kann es unter bestimmten Bedingungen gerade im Kälberbereich zu Durchfallgeschehen kommen. Fliegen können neben bakteriellen Krankheitserregern und Protozoen auch eine Vielzahl von Viren, wie z.B. Aphotoviren (Maul- und Klauenseuche) (Hoffmann und Herrmann, 2002) oder Bovine Herpesviren (Infektiöse Bovine Rhinotracheitis) übertragen (Hiepe, 1982; Tischer, 2006; Eckert et al., 2008). Bei den stechend-saugenden

Fliegenarten wie *Stomoxys calcitrans* (Wadenstecher), *Haematobia irritans* und *-stimulans* (Kleine und Große Weidestechfliege) ist neben ihrer Rolle als Krankheitsüberträger auch der beträchtliche Blutverlust bei Massenbefall erwähnt. *Haematobia irritans* nimmt bis zu 40 Blutmahlzeiten am Tag auf. Außerdem ist sie Überträger von *Stephanofilaria stilesi*, dem Erreger der Sommerwunden des Rindes. *Stomoxys calcitrans* ist als mechanischer Überträger für viele Trypanosoma- und Habronema-Arten bekannt. Außerdem können bakterielle Erreger, wie z.B. *Salmonella* spp., *Listeria* spp., *Bacillus* spp. und *E. coli* übertragen werden (Soulsby, 1982; Schnieder et al., 2006). Sowohl die stechenden als auch die nicht stechenden Fliegenarten spielen eine Rolle bei der Verbreitung von Dermatomykosen. Der Erreger der Glatzflechte *Trichophyton verrucosum* kann durch sie von Tier zu Tier verschleppt werden (Hofmann, 2005).

Weitere Fliegenfamilien, wie die der Schmeiß-, Fleisch- und Dasselfliegen sind keine direkten Krankheitsüberträger. Sie bilden die Gruppe der veterinärmedizinisch wichtigen Myiasis-erregenden Fliegen. Myiasis bedeutet eine Invasion von Gewebe oder Organen des befallenen Wirtstieres durch lebende Fliegenlarven. Die Schmeiß- und Fleischfliegen verursachen die sogenannte Fliegenmadenkrankheit. In erster Linie werden Schafe, aber gelegentlich auch Rinder befallen. Diese Fliegen legen ihre Eier bevorzugt in verschmutzte Analregionen oder bestehende Wunden an der Körperoberfläche. Die sich entwickelnden Larven zerstören die obersten Hautschichten und ernähren sich vom entzündlichen Gewebe und austretender Lymphe. Die progressive Gewebszerstörung und die massiven Entzündungsreaktionen können bis zur Toxämie und letztendlich ohne Behandlung auch zum Tod führen (Schnieder et al., 2006; Eckert et al., 2008). Die Dasselfliegen verursachen die Hypodermose des Rindes. Die Arten *Hypoderma bovis* und *-lineatum* haben in Europa eine wirtschaftliche Bedeutung. Die Entwicklung der Larven vollzieht sich während einer Körperwanderung. Durch die Hypodermose wird eine Immunsuppression hervorgerufen, die zu einer erhöhten Anfälligkeit gegenüber Krankheitserregern führen kann (Moire, 1998).

2.2.1.4 Schadwirkung

Eine amerikanische Studie bezifferte die Verluste in der Rinderproduktion allein durch Hausfliegen auf ca. 1,3 Mio. US Dollar im Jahr 2005 im Bundesstaat Georgia (Guillebeau et al., 2005).

Seit Jahrzehnten werden Untersuchungen durchgeführt, die sich mit der Schadwirkung von *Musciden* befassen. Neben dem Auslösen von klinisch manifesten Erkrankungen spielt der Faktor Belästigung eine entscheidende Rolle. Bei Untersuchungen, die sich mit den Folgen von starkem *Musciden*befall befassen, werden häufig die Milchleistung, spezielle Milchparameter, wie der Fettgehalt, die Futteraufnahme und dementsprechend die

Gewichtszunahme als Vergleichsparameter herangezogen. Es konnte in einem Großteil der Versuche nachgewiesen werden, dass eine starke Belästigung von Milchrindern und Kälbern durch stechende und leckende *Musciden* zu allgemeiner Unruhe, verändertem Aktivitätsverhalten und entsprechenden Abwehrbewegungen führt. Die Stiche, wie von *Stomoxys calcitrans*, verursachen Schmerzen und es kommt je nach Befallsintensität zu beträchtlichen Blutverlusten (Miller et al., 1973). Diese Faktoren können bei den belästigten Tieren erheblichen Stress verursachen. Es wurde versucht mit Hilfe von Blutanalysen den Faktor Stress darzulegen. Campbell et al. (1977, 1981) konnten keine veränderten Blutwerte feststellen (Campbell et al., 1977; Campbell et al., 1981). Die Auswirkungen von Belästigung durch Fliegen auf die Milchleistung wurden schon 1925 von Freeborn et al. dokumentiert. In seinen Versuchen wies er eine Reduktion der Milchleistung um 9,26% durch Stallfliegen und um 3,33% durch Hausfliegen bei starker Belästigung nach (Freeborn, 1925). Bruce und Decker (1958) stellten ebenfalls einen Zusammenhang zwischen der Abundanz von *Stomoxys calcitrans* und einer Minderung der Milchleistung dar. Sie bezifferten die Verluste auf bis zu 0,7% pro Fliege und Kuh. Sie zeigten zusätzlich, dass eine rückläufige Milchproduktion durch die Belästigung auch noch über die Fliegensaison hinaus anhält (Bruce und Decker, 1958). Morgan und Bailie (1980) konnten in ihrem Feldversuch eine deutliche Milchleistungssteigerung durch eine Insektizidbehandlung von 0,8-1kg pro Kuh und Tag erzielen. Einen Einfluss von Belästigung auf die Gewichtsentwicklung von Fleischrindern konnte Cheng (1958) in seinen Versuchen nachweisen. Campbell et al. (1977) wiesen bei Jungrindern, die eine Wachstumsration erhielten, bei einem Besatz von 50 *Stomoxys calcitrans* pro Tier tägliche Minderzunahmen von 0,09 kg und eine um 12,9 % geringere Futtermittelverwertung nach. Dementsprechend verursachten diese Tiere mehr Futterkosten (Campbell et al., 1977). Im Gegensatz zu den bisher aufgeführten Studien steht die Untersuchung von Miller et al. (1973). In den Untersuchungen konnte kein nachteiliger Effekt von Stallfliegen auf die Futteraufnahme und Milchproduktion herausgestellt werden (Miller et al., 1973). Insgesamt ist es bei Felduntersuchungen schwierig nur einen Faktor zu bewerten oder nur die Auswirkungen einer Fliegenart beurteilen zu wollen. Sowohl die Milchleistung als auch die Gewichtszunahme werden durch viele andere Faktoren, wie Rasse, Alter, Stallklima, Krankheiten, Ernährung und Laktationsstadium beeinflusst (Morgan und Bailie, 1980).

Weitere Schäden entstehen durch eine eingeschränkte Verwertung der von Rindern stammenden Rohstoffe, wie z.B. der Häute und des Fleisches. Durch *Haematobia irritans* und *Hypoderma bovis* verursachte Läsionen kann es zu Lederschäden kommen (Eckert et al., 2008).

Da das Wohlbefinden der Tiere durch massiven Fliegenbefall erheblich beeinträchtigt werden kann, müssen tierschutzrechtliche Aspekte mit beachtet werden.

Ein weiterer wichtiger Punkt ist die Belästigung des Stallpersonals. Ruhiges, sauberes Arbeiten und eine ausreichende Tierbeobachtung sind bei einem massiven Fliegenbefall, besonders durch *Stomoxys calcitrans*, definitiv unmöglich. Zusätzlich besteht eine erhöhte Unfallgefahr durch die Abwehrbewegungen beunruhigter Tiere (Supperer und Heimbucher, 1982; Betke et al., 1985).

2.2.2 Weitere Lästlingsinsekten im Stallbereich

Neben den Gnitzen und Fliegen fungieren weitere Dipterenfamilien (*Culicidae*, *Simulidae*, *Tabanidae*) als Lästlinge des Rindes. Sie alle kommen eher im Weidebereich oder außerhalb von Stallungen vor, können jedoch unter Umständen auch in Stallungen einfliegen.

Die wichtigsten Gattungen der Familie der *Culicidae* (Stechmücken) sind *Anopheles*, *Aedes* und *Culex*. Sie sind je nach Spezies 2-10 mm lang, schlank mit langen Beinen und haben einen langen Stechrüssel zur Blutaufnahme. Die Eiablage erfolgt in stehenden Gewässern oder an Feuchtstellen am Ufer. Unter günstigen Bedingungen entwickeln sie sich über vier Larvenstadien innerhalb von 8-21 Tagen. Sie kommen von April bis Oktober vor und sind größtenteils dämmerungs- und nachtaktiv. Als Folge eines Massenbefalls und multipler Stiche kann es zu starker Unruhe, juckenden Hautirritationen und bei längerer Belästigung auch zu Produktionseinbußen kommen. Culiciden übertragen eine Reihe von Krankheitserregern, wie z.B. Plasmodien und Filarien. Eine besondere Bedeutung liegt in der Rolle als Vektor für viele Arboviren (u.a. *Bunyaviridae*, *Flaviviridae*) (Martini, 1946; Schnieder et al., 2006).

In der Familie der *Simulidae* (Kriebelmücken) ist allein die Gattung *Simulium* von veterinärmedizinischer Bedeutung. Sie parasitiert als Blutsauger vor allem bei Wiederkäuern. Die sogenannten „Blackflies“ sind 1-5 mm kleine, fliegenähnliche Mücken, die an fließenden Gewässern vorkommen. Sie fliegen eher in den Morgen- und Abendstunden und je nach Umweltbedingungen von Mitte April bis Oktober. Am gefährlichsten ist ein plötzlicher Massenschlupf bei warmen Temperaturen im Frühjahr bei dem es zu einem Massenbefall von Rindern kommen kann. Die Stiche sind sehr schmerzhaft und gerade bei einem Massenbefall kommt es häufig zu allergischen Reaktionen auf Speicheltoxine (Simuliidentoxikose). Sie treten hauptsächlich als Vektor für *Onchocerca gutturosa* (Onchocercose) und Vesiculoviren (vesikuläre Stomatitis) in Erscheinung (Hiepe, 1982; Hofmann, 2005; Schnieder et al., 2006).

Die Familie der *Tabanidae* (Bremesen) ist weltweit verbreitet. Die Gattungen *Tabanus*, *Haematopota* und *Chrysops* sind in der gemäßigten Klimazone von besonderer Bedeutung. Sie sind bis zu 25 mm lange, kräftig gebaute Fliegen mit starken, kurzen Mundwerkzeugen, die zum Stechen, Saugen und Lecken geeignet sind. Ihr Speichel enthält ein Antikoagulum. Bremesen sind vor allem tagaktiv. Die Gattung *Tabanus* hat ihre höchste Abundanz im Mai/Juni. *Haematopota* und *Chrysops* fliegen dagegen von Juli bis September (persönliche Aussage Dr. B. Bauer). Die Stiche sind verhältnismäßig tief und schmerzhaft. Es kann zu starken lokalen Hautschwellungen kommen. Das aus den Stichwunden austretende Blut lockt weitere Insekten an, die dann wiederum eine Belästigung darstellen. Bei einem starken dauerhaften Befall durch Bremesen kann es, wie bei allen anderen Lästlingen auch, zu einer gestörten Futteraufnahme und damit zu einer reduzierten Gewichtszunahme bzw. Milchleistung kommen. Auch die Tabaniden fungieren als Vektoren für Viren, Bakterien und Protozoen. Übertragen werden können z.B. das Rinderpestvirus (Morbillivirus), Leukoseviren, Clostridien spp., *Listeria monocytogenes*, Staphylo- und Streptokokken, *Anaplasma marginale* (Anaplasmosen) und *Trypanosoma theileri* (Hiepe, 1982).

2.3 Bekämpfungsmethoden

Das Wohlbefinden und die Gesundheit von Tier und Mensch sind Hauptvoraussetzungen für eine moderne, leistungsfähige und artgerechte Tierproduktion. Diese Voraussetzungen sind z.B. durch ein massives Stallfliegenproblem nicht mehr gewährleistet. Um Lästlinge effektiv bekämpfen zu können, sind Kenntnisse über die Arten, deren Biologie und Verhaltensweisen von elementarem Nutzen. Eine wirksame Bekämpfung ist nur zu erreichen, wenn alle Entwicklungsstadien gezielt reduziert werden. Ein erster entscheidender Ansatz ist die allgemeine Stall- und Umgebungshygiene. Sie ist Voraussetzung für den effizienten und erfolgreichen Einsatz von ergänzenden biologischen, physikalischen und chemischen Bekämpfungsverfahren im Stallbereich (Hiepe, 1982; Eckert et al., 2008).

2.3.1 Betriebshygiene und –management

Die Beseitigung von idealen Brutbedingungen und Brutplätzen ist sowohl bei Fliegen als auch bei Gniten ein Schlüsselpunkt der Bekämpfung. Die Hofflächen und Ställe sollten frei von Mist-, Kot- und Müllhaufen gehalten werden. Eine regelmäßige Reinigung der Stallabteile und insbesondere der Abkalbeboxen, das Entfernen von Futterresten und die Vermeidung von undichten Tränken und Wasserleitungen verhindert die Entstehung von feuchten Brutstätten. Durch eine wöchentliche Reinigung der Stallungen kann der Fliegendruck schon erheblich gesenkt werden. Ein weiterer idealer Brutplatz für Fliegen ist z.B. die Schwimmschicht auf der Gülle. Diese sollte regelmäßig mechanisch durch Rühren

oder Umpumpen zerstört werden. Festmist sollte nicht in direkter Tiernähe gelagert werden. Das Umpacken und Verdichten von Miststapeln führt dazu, dass die oberen Schichten, in denen sich die Fliegenlarven befinden, zerstört werden. Kälberiglus sollten häufig versetzt werden, damit der Untergrund abtrocknet. Offene Regenwasserauffangbecken sollten vermieden werden. Des Weiteren ist es wichtig, gelagerte Futtermittel, wie z.B. Silagen, abzudecken (AGRAVIS, 2008; Eckert et al., 2008). Die Gestaltung eines optimalen Stallklimas ist eine weitere wichtige Maßnahme. Gerade Fliegen meiden Luftzug und werden deshalb in gut belüfteten Ställen weniger zur Plage (Kühlhorn, 1965; Lüscher, 2003). In Bezug auf die Gnitzenbekämpfung wäre es möglich Feuchtbiotope in der Stallumgebung zu drainieren oder sogar trocken zu legen (Braverman, 1989; Carpenter et al., 2008b).

2.3.2 Physikalisch-mechanische Methoden

Zum Schutz vor Fliegen und anderen Lästlingen werden u.a. auch Fallen und Netze verwendet. Fallen finden z.B. in Form von Leim-, Elektro-, UV-Licht oder CO₂-Fallen Verwendung. Klebefallen sind umso effektiver, wenn sie mit einem Lockstoff oder Insektizid versetzt sind. Elektrofallen kombinieren die visuelle Anlockung durch UV-Licht mit der gleichzeitigen Abtötung durch einen Elektrokontakt (Supperer und Heimbucher, 1982; Eckert et al., 2008). Mit UV-Licht- oder CO₂-Fallen (Mosquito Magnet[®]) konnten in Stallungen zahlreiche Gnitzen gefangen werden (Cilek und Hallmon, 2005). Diese Geräte können zu einer Reduktion beitragen, sind aber bei hohen Abundanzen als alleinige Maßnahme wenig wirksam (Supperer und Heimbucher, 1982; Carpenter et al., 2008b; Eckert et al., 2008). Das Eindringen von Fliegen kann z.B. durch Fliegennetze an den Fenstern und Türen eingedämmt werden. Es verhindert bei konsequentem Verschließen der Türen den Zuflug von außen, hält aber andererseits auch die Fliegen im Stallraum fest (Groth, 1973). Der Einsatz von Netzen im Rahmen der Gnitzenbekämpfung wird unter Punkt 2.3.4.1.5 näher erläutert. Ein weiterer Bekämpfungsaspekt ist die Belüftung und Helligkeit der Stallungen. Da Gnitzen sich bevorzugt an dunklen Plätzen aufhalten, kann es sinnvoll sein die Stalldecken und Wände weiß zu streichen. In Versuchen wurden Wandfarben teilweise mit Insektiziden versetzt. Auch der Einsatz von z.B. Ventilatoren über den Tieren ist beschrieben. Da Gnitzen schwache Flieger sind, erschwert es ihnen den Einflug in die Stallungen (Braverman, 1989). Das Aufstallen von Tieren in den Hauptaktivitätszeiten ist sinnvoll, wenn der Stallbereich umfangreich vor dem Einfliegen von z.B. endophilen Gnitzenspezies geschützt ist oder es sich um Gebiete handelt, wo hauptsächlich exophile Arten vorkommen (Meiswinkel et al., 2000; Carpenter et al., 2008b).

2.3.3 Biologische Methoden

Zur biologischen Parasitenbekämpfung gehört u.a. der Einsatz von parasitischen und räuberischen Insekten, von entomopathogenen Erregern (Viren, Bakterien, Pilze) und auch von genetischen Verfahren (Hiepe et al., 2006). Im Bereich der Fliegenbekämpfung werden die Parasitoiden *Ophyra aenescens* (Güllefliegen) und *Nasonia vitripennis* (Schlupfwespen) in Ergänzung zu weiteren Bekämpfungsverfahren teilweise sehr erfolgreich eingesetzt. Die Larven der Güllefliege decken ihren Eiweißbedarf zusätzlich über Stubenfliegenlarven. Bis zu 20 Stück können von einer Larve ausgesaugt werden. Die Güllefliege selber hält sich im Unterflurbereich von Spaltenböden auf und belästigt Tier und Mensch kaum (Betke et al., 1992). Die Schlupfwespen siedeln sich eher im Dungbereich an und legen ihre Eier in die Fliegenpuppen. Mit den sich entwickelnden Larven werden die Puppen getötet. Für den Erfolg der Bekämpfungsmethode ist es wichtig den richtigen Zeitpunkt der Freilassung zu wählen und eine ausreichend hohe Populationsdichte zu erzeugen (Ribbeck et al., 1986-1988; Hiepe et al., 2006; Eckert et al., 2008). Im Bereich der entomopathogenen Erreger wird der Pilz *Empusa muscae* eingesetzt. Der Fliegenschimmel befällt die Stubenfliege unter natürlichen Bedingungen eher im Herbst und löst ein Massensterben aus. Die Sporen breiten sich im gesamten Körper der Fliege aus und brechen dann nach außen. Dieser Pilz kann in größerem Umfang in Nährmedium hergestellt und so auch in Stallungen erfolgreich zur Fliegenbekämpfung eingesetzt werden (Vogel, 1968). Ein weiterer Erreger, der teilweise erfolgreich eingesetzt werden konnte, ist *Bacillus thuringiensis* (Bt). Bt ist ein bodenbewohnendes Bakterium und setzt während der Sporenbildung Toxine frei. Die Aufnahme von Bt oder den Toxinen bewirkt bei bestimmten Dipterenlarven und Käfern weitreichende Zellschädigungen am Darmepithel, die dann zum Tod führen. In der Umwelt werden die Toxine umgehend abgebaut und auch für Vertebraten sind sie nicht toxisch (Kaiser-Alexnat, 2008). In Versuchen wurde das Bakterium an Rinder verfüttert und anschließend untersucht, ob sich Muscidenlarven in diesem Kot entwickeln können. Es konnte eine Hemmung der Larvenentwicklung beobachtet werden (Hower und Cheng, 1968). Auch in Bezug auf die Bekämpfung von *Culicoides* spp. ist die Wirkung von Bt im Labor überprüft worden. Für das Ausbleiben einer Wirkung durch Bt scheinen das Fehlen von bestimmten proteolytischen Enzymen oder ein zu niedriger pH-Wert im Gnitzen Darm verantwortlich zu sein (Lacey und Kline, 1983). Der Einsatz dieses Bakteriums wurde noch nie gegen Gnitzen im Feld getestet (Carpenter et al., 2008b). Mullens et al. (1999) konnten aus Gnitzenlarven bestimmte Iridoviren isolieren. Dieses Virus ist für sie tödlich. Da aber die Infektionsraten zu gering sind, ist der Einsatz als Bekämpfungsmittel nicht gegeben (Mullens et al., 1999; Carpenter et al., 2008b). Auch der Pilz *Lagenidium giganteum* hat für eine effektive Gnitzenbekämpfung zu geringe Infektions- und Mortalitätsraten (Wright und Easton,

1996). Die Nematode *Heleidomermis magnapapula* ist ebenfalls als Pathogen in verschiedenen *Culicoides* spp. identifiziert worden. Eine Infektion von Gnitzen im Labor war möglich, aber es fehlen Feldstudien (Hribar und Murphree, 1987; Luhring und Mullens, 1997; Carpenter et al., 2008b). Von den genetischen Bekämpfungsverfahren ist die Sterilisation von Insektenmännchen mittels Radio- oder Chemosterilanzien sowie deren Freilassung in großer Zahl in der Praxis am bedeutsamsten. Es wurden u.a. vielversprechende Bekämpfungsversuche gegen Tsetsefliegen, Fruchtfliegen, *Culex pipiens* und *Hämatobia irritans* durchgeführt (Hiepe et al., 2006).

2.3.4 Chemische Methoden

Zur Bekämpfung von Lästlingsinsekten werden Stoffe mit insektizider Wirkung, sogenannte Ektoparasitika, Insektenentwicklungshemmer und Insekten abwehrende Repellentien eingesetzt. Die größte Bedeutung unter den Ektoparasitika haben pflanzliche Insektizide aus Pyrethrum, synthetische Pyrethroide, organische Phosphorsäureester, Carbamate, Avermectine, Chlornicotinyl- und Phenylpyrazolverbindungen. Die Gruppe der chlorierten zyklischen Kohlenwasserstoffe ist auf Grund ihrer hohen Warmblütertoxizität verboten. Im Idealfall sollten Insektizide eine hohe selektive Toxizität gegenüber Arthropoden aufweisen. Teilweise haben Ektoparasitika eine ausgeprägte Schadwirkung auf nützliche Lebewesen wie Bienen und Fische. Je nach Formulierung (Spray, Flüssigkeit, Granulat) und Aufnahmeweg wirken Insektizide als Kontakt-, Fraß- oder Atemgifte. Sie werden entweder zur direkten Bekämpfung am Tier oder zur Umgebungsbehandlung eingesetzt.

Bei den Insektenwachstumshemmern beruht die Wirkung auf Eingriffe in den Larvenentwicklungsprozess. Hemmstoffe der Chitinsynthese oder Wirkstoffe, die den Häutungsprozess unterbrechen, werden erfolgreich eingesetzt.

Repellentien sind Stoffe, die nach ihrem Auftragen auf die Haut, ein Stechen von Arthropoden über eine bestimmte Zeit verhindern. Unter anderem haben Pyrethrumextrakte und Pyrethroide in geringen Dosierungen einen abschreckenden Effekt, indem sie den „Fuß-Rückzieh-Effekt“ bewirken. Weiterhin werden verschiedene ätherische Öle als Repellentien verwendet. Ihre Wirkung ist aber unsicher (Ungemach, 2006).

Da es sich bei Rindern um lebensmittelliefernde Tiere handelt, dürfen nur zugelassene Präparate verwendet werden. Die angegebenen Wartezeiten sind zu beachten, da sonst Rückstände in Lebensmitteln auftreten können (Scholtysik und Steuber, 2002).

2.3.4.1 Einsatz von Insektiziden

In der modernen Lästlingsbekämpfung kann kaum auf Insektizide verzichtet werden. Für einen möglichst langfristig wirksamen und erfolgreichen Insektizideinsatz ist ein

verantwortungsvoller und strategischer Umgang Voraussetzung. Gerade in Bezug auf die Resistenzentwicklung sollten im Umgang mit Insektiziden einige Regeln befolgt werden. Eine systematische Bekämpfung setzt schon im Larvenstadium an. Deshalb sollten immer Larvizide und Adultizide parallel zum Einsatz kommen. Die vorgeschriebenen Konzentrationen sind einzuhalten. Ein langfristiger Einsatz desselben Produktes und langfristige Unterdosierung sind begünstigende Faktoren der Resistenzbildung. Deshalb sollte darauf geachtet werden, dass Wirkstoffgruppen verschiedener Wirkmechanismen im Wechsel eingesetzt werden (Ungemach, 2006; AGRAVIS, 2008).

Die Wirkung von Insektiziden beruht in den meisten Fällen auf neurotoxischen Effekten. Diese führen dann zu einer Immobilisation und Paralyse („knock down“-Effekt). Nach der entsprechenden Einwirkzeit kommt es zum Absterben der Parasiten (Ungemach, 2006).

2.3.4.1.1 Gruppe der Pyrethroide

Die Wirkstoffgruppe der synthetischen Pyrethroide gibt es seit den siebziger Jahren. Vorläufer sind die natürlichen Pyrethrine, die in einigen Chrysanthemen-Arten vorkommen und schon seit Jahrzehnten als Insektizide eingesetzt werden. Die Pyrethroide besitzen eine höhere Lichtstabilität und Wirkdauer als ihre Vorgänger und werden auf Grund ihrer geringen Toxizität gegenüber Warmblütern und ihrer guten insektiziden Wirkung vielfältig verwendet. Zur Wirkungsverlängerung wird häufig Piperonylbutoxid (PBO) zugesetzt. Diese Substanz hat keine eigenständige Insektizidwirkung. Sie verzögert den Abbau und potenziert damit die Wirkung der Pyrethroide im Zielorganismus.

Chemisch gesehen sind die Pyrethroide Ester der Cyclopropan-carbonsäure. Diese wiederum werden eingeteilt in Typ I-Pyrethroide (ohne Substitution am Alpha-Kohlenstoff) und Typ II-Pyrethroide (mit Cyano-Substitution am Alpha-Kohlenstoff). In die erste Gruppe gehört u.a. das Permethrin und in der zweiten Gruppe findet man die weiterentwickelten Stoffe, wie Delta-, Cyper- oder Flumethrin. Pyrethroide sind lipophile Verbindungen und wirken hauptsächlich als Kontakt- oder Fraßgifte. Ihre Wirkung entsteht durch eine Hemmung der Inaktivierung neuronaler Natrium-Kanäle. Der dadurch andauernde Natrium-Einstrom führt zu einer Dauerdepolarisation. Äußerlich sind initiale Erregungszustände, Koordinationsstörungen, gefolgt von Lähmungen zu erkennen. Die betroffenen Parasiten versterben nach einer ausreichenden Wirkdauer.

Auf Grund der chemischen Struktur von Typ I und II Pyrethroiden unterscheidet sich die Symptomatik bei einer Vergiftung von Vertebraten. Die akute dermale Toxizität ist bei der Anwendung auf intakter Haut unbedeutend. Dagegen steht die unter bestimmten Umständen hohe orale Toxizität. Die Aufnahme von Typ I-Pyrethroiden führt initial zu einem ausgeprägten Tremor, gefolgt von Hyperaktivität, erhöhter Körpertemperatur und

anschließender Erschöpfung. Die Vergiftung mit Typ II Pyrethroiden dagegen ist gekennzeichnet durch starke Salivation, einen Abfall der Körpertemperatur, Tremor und tonisch-klonische Krämpfe. Pyrethroide sind hochtoxisch für Fische und Bienen (Scholtysik und Steuber, 2002; Beckmann und Haack, 2003).

Heute sind Arzneimittel mit den Wirkstoffen Permethrin, Cypermethrin, Cyhalothrin, Cyfluthrin, Deltamethrin, Fenvalerat, Flumethrin und Fluvalinat zur Arthropodenbekämpfung auf dem Markt. Sie sind für die äußerliche Anwendung zugelassen und können in Form von pour on oder spot on Verfahren, Sprüh- und Waschbehandlungen oder in Form von imprägnierten Ohrmarken verwendet werden. Der Repellent-Effekt der Pyrethroide wird gezielt zur Abwehr von stechenden und saugenden Insekten, gerade bei Weidetieren, genutzt.

Schon früh konnte eine gute insektizide Wirkung von Pyrethroiden auf *Culicoides* spp. festgestellt werden (Hull und Shields, 1939). In sogenannten Windtunneltestungen mit Pyrethroiden und Organophosphaten konnte bei *C. mississippiensis* ein fast 100%-iger „knock down“- Effekt der Pyrethroide nachgewiesen werden. Pyrethroide zeigten in einer Reihe von Untersuchungen eine effektivere Wirkung auf Gnitzen als andere Wirkstoffgruppen (Kline et al., 1981; Floore, 1985; Wade, 2007). Insbesondere Cyhalothrin erwies sich als sehr wirksam (Braverman et al., 1995).

In Deutschland sind derzeit 5 pyrethroidhaltige Präparate zur Anwendung am Rind zugelassen (Vetidata, 2009).

Tabelle 1: Übersicht pyrethroidhaltiger Ektoparasitika für die Tierart Rind, Deutschland 2009

Präparat	Butox[®] pour on	Latroxin Delta[®]pour on	Bayofly[®] pour on	Flectron[®] Ohrmarke	Auriplak[®] Ohrmarke
Wirkstoff	Deltamethrin	Deltamethrin	Cyfluthrin	Permethrin/ Cypermethrin	Permethrin
Hersteller	Intervet Deutschland GmbH	Serum-Werk- Bernburg AG	Bayer Vital GmbH	Fort Dodge Veterinär GmbH	Virbac Tierarzneimittel GmbH

Diese Präparate werden gegen den Befall mit Weidestechfliegen, Augen- und Kopffliegen, Regenbremsen und auch gegen Haarlinge und Läuse eingesetzt.

Alle Präparate sind auf Grund der aktuellen Blauzungenproblematik in Deutschland gegen Gnitzen in umfangreichen Untersuchungen getestet, aber nicht zur Bekämpfung von Gnitzen zugelassen worden. Liebisch et al. (2008a) konnten bei der Verwendung von 2 Ohrmarken pro Rind eine gute repellierende und insektizide Wirkung für ungefähr 3 Wochen feststellen. Bei der Anwendung nur einer Ohrmarke verringerte sich die Wirkungsdauer auf ungefähr eine Woche. Es konnte gezeigt werden, dass die Wirkung am schnellsten in den ventralen Körperregionen, also Unterbrust und Unterbauch, abnahm. Es muss davon ausgegangen werden, dass an den verschiedenen Körperregionen unterschiedlich hohe Wirkstoffkonzentrationen erreicht werden (Liebisch et al., 2008a). Auch aus früheren Untersuchungen ist dieser Effekt bekannt (Holbrook, 1986; Mullens, 1993). Daher sind gerade die von Gnitzen bevorzugten Körperregionen nicht ausreichend geschützt (Liebisch et al., 2008a; Liebisch und Liebisch, 2008). Auch bei den pour-on Formulierungen waren diese Verteilungseffekte nach dorsaler lege artis Applikation erkennbar. Sie zeigte dennoch eine durchschnittliche Wirkungsdauer von 3 Wochen (Liebisch et al., 2008b; Mehlhorn et al., 2008a; Mehlhorn et al., 2008b; Schmahl et al., 2008a; Schmahl et al., 2008b). Auch in den USA zeigten Untersuchungen nur einen Teilerfolg der Behandlung mit einem dorsal applizierten 5%-igen Permethrin gegen Stiche von *C. sonorensis*. Die Gnitzen tendierten nach der Behandlung zu Stichen an der ventralen Körperseite (Mullens et al., 2000). Mullens et al. (2001) applizierten in späteren Untersuchungen alle 2 Wochen 0,2% Permethrin entlang der Bauchmittellinie. Trotz der Behandlung konnte kein signifikanter Unterschied in Bezug auf die Serokonversion, also Anzahl der BTV-Infektionen, zwischen behandelten und unbehandelten Rindern festgestellt werden (Mullens et al., 2001). Braverman (1989) schlägt in seine Ausführungen noch die automatische Applikation über Sprühstände, Putzrollen oder über spezielle Fogger vor, die Pyrethroide im Stall vernebeln.

2.3.4.1.2 Weitere Wirkstoffgruppen

Organische Phosphorsäureester (OP)

OP sind Verbindungen der Alkylphosphate und wirken als Kontakt- und Fraßgift auf Arthropoden. Sie werden zur Insekten-, Zecken- und Milbenbekämpfung eingesetzt. OP verursachen eine irreversible Hemmung der Acetylcholinesterase und damit eine Störung der neuromuskulären Übertragung. Heute werden in Tierarzneimitteln nur noch aromatisch substituierte OP eingesetzt. In der Umwelt sind sie wenig persistent. Für das lebensmittelliefernde Tier dürfen nur noch die Wirkstoffe Coumafos und Phoxim verwendet werden (Ungemach, 2006). Derzeit befindet sich kein zugelassenes Produkt zur Anwendung am Tier auf dem Markt (Vetidata, 2009). In den bereits unter Punkt 2.3.4.1.1 aufgeführten

Studien zur Insektizidwirkung auf Gnitzen konnte gezeigt werden, dass OP schlechtere LC (letale Konzentration) 50 und LC 90 Werte erreichten als Pyrethroide (Floore, 1985).

Carbamate

Carbaminsäurederivate dienen ebenfalls als Kontakt- und Fraßgift gegen saugende und stechende Arthropoden. Ihre Wirkung beruht auf einer reversiblen Hemmung der Acetylcholinesterase. Es kommt zu einem schnellen „knock-down“-Effekt. Carbamate besitzen keine lange Persistenz in der Umwelt. Sie sind aber stark toxisch für Fische und Bienen. Veterinärmedizinisch wird nur noch Propoxur zur äußerlichen Anwendung eingesetzt (Scholtysik und Steuber, 2002). Kline und Roberts (1981) setzten sehr erfolgreich eine 8 %-ige Propoxurlösung auf Aluminiumnetzen ein um Haushalte vor *C. mississippiensis* zu schützen. Propoxur zeigte gegenüber Fenthion und Malathion den schnellsten „knock-down“-Effekt (Kline und Roberts, 1981).

Chlorierte cyclische Kohlenwasserstoffe

Diese Organochlorverbindungen waren die ersten synthetischen Insektizide. Der berühmteste Vertreter ist das Dichlordiphenyltrichlorethan (DDT). DDT wurde großflächig über lange Jahre in der Landwirtschaft und zur Malariabekämpfung eingesetzt. Auf Grund der sehr langen Halbwertszeit (>10 Jahre) kam es zu Anreicherungen in der Nahrungskette. Seit Beginn der 70-iger Jahre ist DDT in vielen Ländern verboten (Scholtysik und Steuber, 2002). Trapido (1947) setzte eine 5 % ige DDT-Mischung auf einem Drahtnetz zur Abwehr von *C. furens* ein.

Makrozyklische Laktone (ML)

In die Gruppe der ML gehören die Avermectine wie Ivermectin, Doramectin und Eprinomectin. Avermectine sind Stoffwechselprodukte des Bodenorganismus *Streptomyces avermitilis*. Sie stimulieren den zelleinwärts gerichteten Chlorid-Strom und rufen so eine Hyperpolarisation mit nachfolgender funktioneller Paralyse hervor. Avermectine werden nicht nur zur systemischen Bekämpfung von Nematoden, sondern auch als Fraßgifte gegen saugende und grabende Ektoparasiten verwendet (Ungemach, 2006). Da Avermectine über den Darm ausgeschieden werden, konnte in Untersuchungen gezeigt werden, dass Dung von behandelten Tieren eine insektizide Wirkung auf die Larven von blutsaugenden Dipteren und Nichtzielorganismen wie Dungkäfer hat. Der Einsatz von Ivermectinen als Bolus bei Kälbern bewirkte in deren Kot eine ausreichend hohe Konzentration um die Larven von *Stomoxys calcitrans* zu 100 % abzutöten (Wall und Strong, 1987). In Australien und in den USA sind Untersuchungen gemacht worden, um die Wirkung von subkutan injizierten Avermectinen auf Gnitzen zu testen. Im australischen Versuch lag die Mortalität von *C.*

brevitarsis nach der Blutaufnahme an behandelten Rindern für ca. 10 Tage bei 99 %. In einer amerikanischen Studie konnte aber so ein signifikanter Effekt auf *C. sonorensis* nicht nachgewiesen werden. Es konnte lediglich ein Einfluss auf die Menge an produzierten Eiern beobachtet werden (Standfast et al., 1984; Holbrook und Mullens, 1994). Derzeit gibt es keine Daten über die Wirkung von Avermectinen gegen *Culicoides* spp. in Europa (Carpenter et al., 2008b).

Insektenwachstumsregulatoren (IWR)

IWR greifen hoch selektiv in die präadulten Entwicklungsstadien von Arthropoden ein. Je nach Wirkprinzip werden Analoga der Juvenilhormone (Methopren, Pyriproxifen), Hemmstoffe der Chitinsynthese (Lufenuron, Diflubenzuron) oder Häutungshormon-antagonisten (Cyromazin) unterschieden. Da diese Wirkstoffe am Nutztier nicht zugelassen sind, werden sie vor allem als Larvizide für die Umgebungsbehandlung verwendet. In Stallungen werden diese Larvizide in Kombination mit Adultiziden erfolgreich zur Bekämpfung der Stall- und Hausfliegen eingesetzt (Ungemach, 2006). Wichtig für den Larvizid-Einsatz ist die Kenntnis über Brutplätze. Da die Brutstätten von vielen *Culicoides* spp. noch nicht bekannt sind, gestaltet sich der Einsatz schwierig (Carpenter et al., 2008b). Apperson und Yows (1976) testeten die IWR Diflubenzuron und Methopren an im Feld gesammelten *C. variipennis*-Larven. Die Ergebnisse zeigten Reduktionen je nach Konzentration der Wirkstoffe um bis zu 90 % (Apperson und Yows, 1976). Takahashi et al. (1985) konnten in ihren Untersuchungen diese Ergebnisse nicht bestätigen. Sie beobachteten aber, dass je nach Konzentration entweder der Puppentod oder eine Deformation der Adulten vorlag (Takahashi et al., 1985). Bisher wurden keine IWR an *Culicoides* spp. im Feld getestet (Carpenter et al., 2008b).

2.3.4.1.3 Behandlung am Tier

Zur Bekämpfung von Arthropoden am Rind können nur zugelassene Ektoparasitika und Repellentien verwendet werden. Auf Grund ihrer geringen Säugertoxizität handelt es sich hierbei hauptsächlich um Wirkstoffe aus der Gruppe der Pyrethroide. Die Form der Applikation schreibt das jeweilige Präparat vor. Die häufigste Applikationsart ist das pour-on Verfahren. Das Präparat wird entlang der Rückenlinie in der vorgeschriebenen Konzentration aufgetragen. Durch stark verschmutzte Hautoberflächen kann die Wirkung beeinträchtigt werden. Die Verteilung erfolgt von der Applikationsstelle aus durch Reibung der Haare untereinander im sogenannten Dachschindeleffekt. Die Wirkung hält je nach Präparat ungefähr 6 Wochen vor. Eine regelmäßige Wiederholung über die Insektensaison ist deshalb erforderlich, aber nur bei Stallhaltung erlaubt. Die mit einem Insektizid imprägnierten Ohrmarken sollen dagegen über die Weidesaison, also bis zu 5 Monaten, einen Schutz vor

Arthropoden gewährleisten. Der Wirkstoff wird kontinuierlich freigesetzt („slow-release“-System). Einen vollständigen Schutz vor Gniten können diese zugelassenen Präparate nicht bieten. Die auftretenden Probleme wurden bereits unter Punkt 2.3.4.1.1 dargestellt.

Weitere Verfahren, die zur Applikation von Ektoparasiten angewendet werden, sind Bade-, Wasch- oder Sprühbehandlungen. Verschiedene Ektoparasitika können auch peroral oder parenteral verabreicht werden. Makrocyclische Laktone werden zum Teil intraruminal in Form eines Pansenbolus verabreicht (Eckert et al., 2008; EFSA, 2008).

2.3.4.1.4 Behandlung des Tierumfeldes

Zur Bekämpfung von Arthropoden in Stallungen werden Insektizide als Sprüh-, Gieß-, Streu- oder Streichmittel eingesetzt. Die für die Umgebungsbehandlung zugelassenen Präparate enthalten Pyrethroide, Organophosphate oder Gemische verschiedener Wirkstoffe aus diesen Klassen. Sie wirken als Kontakt- oder Fraßgifte. Besonders in der Fliegenbekämpfung kommen viele dieser Formulierungen zum Einsatz. Die Insektizide werden als Beläge auf Wand- oder Deckenflächen aufgetragen, über Aerosolverfahren ausgebracht oder als Fraßgifte z.B. auf Fensterbänken ausgelegt (Lüscher, 2003; Eckert et al., 2008). Im Rahmen der Gnitenbekämpfung in Stallungen untersuchten Schmahl et al. (2008c) die Wirkung von Oxyfly® (Lambda-Cyhalothrin) auf adulte Gniten. Damit imprägnierte Flächen (250 mg/m²) zeigten über einen Zeitraum von 9 Wochen eine abtötende Wirkung (Schmahl et al., 2008c). Auf Sardinien wurden Pyrethroide großflächig in Stallungen versprüht. Nach einer Woche konnten wieder hohe Anzahlen von Gniten gefangen werden (EFSA, 2008). Diese Sprühbehandlungen erzielen eine kurzfristige Gnitenreduktion und können z.B. während Tiertransporten sinnvoll sein (Carpenter et al., 2008b).

Zur Behandlung von Brutstätten kommen Larvizide zum Einsatz, die gestreut, gespritzt oder gegossen werden können (Lüscher, 2003). Der Einsatz von Larviziden zur Gnitenbekämpfung gestaltet sich auf Grund einer zu großen Anzahl von Brutplätzen oder der Unkenntnis über ihre Lokalisationen (je nach Spezies) als schwierig (EFSA, 2008).

2.3.4.1.5 Insektizidhaltige Netze

Insektizidhaltige Netze werden hauptsächlich in den Tropen zum Schutz des Menschen vor Malaria eingesetzt. Traditionell wurden einfache unbeschichtete Bettnetze über den Schlafstätten aufgehängt (Lindsay und Gibson, 1988). Diese hielten Insekten nur mechanisch fern und konnten z.B. einen Stich durch die Maschen nicht verhindern. Nach Einführung der synthetischen Pyrethroide und ihrem Gebrauch zur Imprägnierung von Bettnetzen konnte ein wesentlich besserer Schutz gegen Mosquitos erzielt werden (Takken, 2002). Die Netze wurden im Laufe der Zeit bezüglich ihrer Wirksamkeit, Verträglichkeit und

Waschresistenz weiterentwickelt. Sie unterliegen der Kontrolle durch die WHO (Jespersen, 2008). Je nach Material, Wirkstoff und Konzentration unterscheidet sich auch die Effizienz solcher Netze (Curtis et al., 1996).

Bedingt durch ihre geringe Größe können Gnitzen (*C. obsoletus*: 0,5-1,5 mm) leicht herkömmliche Fliegen- und Mosquitonetze durchqueren (Jamnback, 1961). Trapido (1947) versuchte zur Bekämpfung von Gnitzen die Maschenweite von Mosquitonetzen durch Auftragen von Öl zu reduzieren. Durch die entstandene Enge der Maschen wurde die Luftzufuhr in die Gebäude verhindert. In weiteren Versuchen verwendete man eine 5 %-ige DDT-Mischung, die gute Resultate erzielte (Trapido, 1947). Auch Jamnback (1961, 1963) untersuchte die Wirkung von insektizidhaltigen Netzen auf Gnitzen. Er verwendete Fliegen- und Mosquitonetze, die er mit Organophosphaten und DDT behandelte. Das mit dem Wirkstoff Malathion behandelte Netz erzielte die höchste Mortalitätsrate und war nach 3 Wochen noch effektiv wirksam (Jamnback, 1961, 1963). Dukes und Axtell (1976) stellten in ihren Untersuchungen fest, dass Malathion und Propoxur (Carbamat) auf einem Aluminiumnetz am effektivsten gegen *C. furens* waren. Auch Kline und Roberts (1981) wiesen für eine Behandlung mit 8 %-igem Propoxur die schnellsten „knock-down“- und die höchsten Mortalitätsraten auf. In Kenia konnten Rinder mit insektizidhaltigen Netzen erfolgreich vor Tsetsefliegen und damit vor der Übertragung von Trypanosomen geschützt werden (Bauer et al., 2006). In Spanien zeigten Feldstudien einen deutlich reduzierten Eintritt von *C. imicola* in offene Stallungen, die mit Cypermethrin behandelten Netzen versehen waren (Calvete et al., 2009). In Deutschland wurden ebenfalls Felduntersuchungen mit pyrethroidhaltigen Netzen durchgeführt. Auf Weideflächen in Brandenburg wurde ein 1 m hohes, mit Deltamethrin behandeltes Netz zum Schutz von Pferden vor Fliegen erfolgreich eingesetzt (Blank et al., 2005). Auch auf einer Bullenstation der Rinderproduktion Berlin-Brandenburg GmbH in Schmergow wurden Felduntersuchungen mit einem mit Deltamethrin (100 mg/m²) behandelten Netz mit der Maschenweite 1 x 2 mm zum Schutz vor Gnitzen und anderen blutsaugenden Mücken durchgeführt (Bauer et al., 2009).

2.3.4.2 Ökotoxikologie

Pyrethroide besitzen bessere Umwelteigenschaften als frühere Generationen von Insektiziden, wie die Organophosphate oder die chlorierten cyclischen Kohlenwasserstoffe. Sie sind weniger toxisch für Säuger, Vögel und Reptilien, sowie chemisch und enzymatisch relativ gut abbaubar. Trotzdem ist ihre hohe Toxizität gegenüber Fischen und aquatischen Kleinlebewesen problematisch, denn es treten immer wieder Gewässerverschmutzungen mit Pyrethroiden auf. Der LC₅₀-Wert von Permethrin für die Larven der Regenbogenforellen beträgt zum Beispiel nur 0.6 µg/Liter (Ellenhorn, 1997). In Untersuchungen zeigte Cypermethrin vielfältige Auswirkungen auf aquatische Mikroorganismen und Lebewesen

(Friberg-Jensen et al., 2003). Auf Grund dieser Effekte müssen z.B. Tiere, die mit Butox[®] pour on behandelt worden sind, für 14 Tage von Oberflächengewässern ferngehalten werden. Da die Langzeiteffekte von Butox[®] 7,5 mg/ml pour on auf die Populationsdynamik von Dunginsekten bisher nicht erforscht sind, dürfen Weidetiere auf der gleichen Fläche in jeder Weidesaison nur einmal behandelt werden (Intervet, 2009). Ein entscheidender Einfluss auf Dung zersetzende Organismen und die damit verbundene Konsequenz für das Weideland ist bei Ivermectin nachgewiesen worden (Wall und Strong, 1987).

3 Eigene Untersuchungen

3.1 Material und Methoden

3.1.1 Studiendesign

Die Untersuchungen hatten das Ziel zu überprüfen, ob Milchviehstallungen durch insektizidhaltige Netze gegen den Eintrag von Gnitzen und damit gegen das Blauzungenvirus sowie Lästlingsinsekten geschützt werden können. Die Felduntersuchungen wurden auf zwei Milchviehbetrieben im Bundesland Brandenburg durchgeführt. Jeweils ein Stall pro Betrieb wurde mit dem insektizidbehandelten Netz ausgestattet. Die Gnitzen- und Fliegenfänge in dem geschützten Stall wurden mit den Fängen im Kontrollstall verglichen. Im Labor wurden die Insekten identifiziert, sortiert und ausgezählt. Über den gesamten Versuchszeitraum ist die biozide Aktivität der ausgebrachten Netze mittels eines biologischen Testverfahrens mit *Musca domestica* und später auch mit *Culicoides nubeculosus* bestimmt worden. Zusätzlich wurden im Labor Netzproben mit unterschiedlicher Insektizidkonzentration und zwei verschiedenen Insektizidformulierungen auf ihre biologische Wirksamkeit überprüft.

3.1.2 Untersuchungsgebiet

Die zwei Versuchsbetriebe befinden sich im nordwestlichen Brandenburg. Die Region liegt im Nordosten Deutschlands und damit im Norddeutschen Tiefland. Sie ist durch eine Vielzahl einzelner Landschaften charakterisiert. Die Betriebe sind in den Landkreisen Oberhavel und Ostprignitz-Ruppin, und damit auch in unterschiedlich geprägten Landschaften, angesiedelt. Der Betrieb im Landkreis Ostprignitz-Ruppin liegt im sogenannten Ruppiner Land. Im Norden grenzt das Ruppiner Land an die Mecklenburgische Seenplatte, im Süden an das Havelland mit Rhinluch und Kremmener Luch, im Westen an die Niederungen der Dosse und im Osten an die Schorfheide. Die Region besteht vor allem aus landwirtschaftlich geprägtem Flachland, Wäldern und Heidelandschaft. Das Ruppiner Land ist die seenreichste Landschaft in Brandenburg. Der zentrale Hauptfluss des Ruppiner Landes ist der Rhin, der das Rhinluch an der Grenze zum Havelland bildet (Wikipedia, 2009). In dieser landschaftlichen Region befindet sich der zweite Versuchsbetrieb. Die Havel-Landschaft ist geprägt durch die zahlreichen Kanäle und Havelseen. Da der Entwicklungszyklus von Gnitzen an feuchte Habitate (stehende Gewässer, Tümpel, Moor, etc.) gebunden ist, war eine hohe Gnitzenabundanz zur Durchführung der Felduntersuchungen zu erwarten.

3.1.3 Versuchsbetriebe

Für die Auswahl der Betriebe war es wichtig, dass eine hohe Belästigung der Tiere durch Gnitzen und Fliegen während der Untersuchungen gegeben war. Voraussetzung für die Auswahl war, dass zwei etwa gleich große, voneinander getrennte Stallungen auf einer Anlage zur Verfügung stehen. Diese sollten möglichst eine ähnliche Tieranzahl und eine homogene Aufteilung der Leistungsgruppen aufweisen, da der Kooperationspartner von der Humboldt-Universität, Auswirkungen der Schutzmaßnahmen auf das Tierverhalten und die Milchleistung untersuchen wollte.

Nach Auswahl der zwei Milchviehbetriebe im April 2008, wurde jeweils ein Stallgebäude komplett vernetzt. Das heißt, dass alle Fenster und Türen mit dem insektizidhaltigen Netz verschlossen wurden. Dieser Stall wird im Folgenden als Interventionsstall bezeichnet. Das zweite Stallgebäude blieb vollkommen ungeschützt und ist damit der Kontrollstall. Beide Stallungen wurden mit einer gleichen Anzahl von Gnitzen- und Fliegenfallen ausgestattet. Durch den Versuch sollten die täglichen Betriebsabläufe nicht beeinträchtigt werden. Auch das weitere Betriebsmanagement, z.B. die Ektoparasitenbehandlung, wurde nicht beeinflusst. Es musste lediglich darauf geachtet werden, dass nach bestimmten Arbeitsgängen, wie dem Füttern, die ebenfalls vernetzten Tore wieder geschlossen wurden.

Der erste Versuchsbetrieb ist die Agrargenossenschaft in Lögow im Landkreis Ostprignitz-Ruppin. Die Stallungen wurden 1972 nach dem Modell-Typ 203 (für circa 200 Tiere pro Stall) errichtet. Beide Stallgebäude stehen in nordwestlicher Richtung. Sie haben eine Größe von 22 x 76 m. An den kurzen Stallseiten befinden sich große zweiteilige Rolltore zum Befahren des Futterganges. Zusätzlich gibt es an der hinteren Seite zwei kleinere Tore. Die langen Seitenwände sind im oberen Drittel durchzogen von großen Fensteröffnungen. Sie können bei Bedarf durch Windnetze verschlossen werden. Auch an diesen Seiten befinden sich zusätzliche Tore, die im Sommer für eine bessere Durchlüftung geöffnet werden. Seit 1997 sind die beiden Stallungen durch ein Gebäude verbunden, in dem sich das Melkkarussell befindet. Die Lüftung erfolgt ausschließlich über die offenen Seitenflächen, den Melkgang und die Tore zum Futtergang. Alle Stallungen sind umgebaut zur Liegeboxen-Laufstallhaltung. Der Boden der Lauf- und Futtergänge ist aus Beton und wird über eine stündliche Schleppentmistung gereinigt. In der Mitte des Stalles sind die Schächte zum Gülleabfluss mit Spaltenboden bedeckt. Die Liegeboxen sind mit Gummimatten ausgelegt, die täglich abgekratzt und gekalkt werden. In jedem Stall befinden sich ca. 200 melkende Tiere der Rasse Schwarz-buntes Milchrind. Die Fütterung und das Melken erfolgen zweimal täglich. Eine Behandlung mit Ektoparasitika erfolgt im Betrieb nur bei Bedarf. Am 02. Juni 2008 wurde eine einmalige Deltamethrin-Behandlung (Butox[®] 7,5 pour on, Intervet Deutschland GmbH; Unterschleißheim) bei allen Tieren durchgeführt.

Im Landkreis Oberhavel liegt die Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt. Die Anlage gibt es seit Mitte der sechziger Jahre. Auf diesem Betrieb sind die Stallungen unterschiedlich groß. Das eine Gebäude hat eine Größe von 24 x 58 m und umfasst 3 Tiergruppen mit ca. 120 melkenden Kühen der Rasse Schwarz-buntes Milchrind. Das andere Stallgebäude ist 13 x 58 m groß. Dort stehen ca. 60 melkende Kühe. Beide stehen in Ost-West Richtung und sind über das Melkhaus verbunden. Die langen Seiten der Stallungen sind mit 90 x 200 cm großen Fensteröffnungen durchzogen. Diese können mit Windnetzen verschlossen werden. Der größere Stall hat an den kurzen Stallseiten jeweils fünf zweiteilige Holztiere, von denen die beiden zu den Futtergängen immer geöffnet sind. Der kleinere Stall verfügt über drei Tore pro kurzer Stallseite. Die Deckenhöhe in den Stallungen ist sehr niedrig. Die Luftzufuhr wird ausschließlich über die dauerhaft geöffneten Fenster und Tore geregelt. Die Luftverhältnisse im großen Stall waren nicht optimal. Das Stallklima wurde im Sommer als stickig empfunden.

Die Anbindehaltung ist 1996 umgebaut worden zur Liegeboxen-Laufstallhaltung. Die Liegeboxen werden täglich frisch mit Stroh gestreut. Das Stroh wird über einen Streuwagen mit seitlichem Förderband über den Liegeboxen ausgeworfen. Die Staubbelastung ist erheblich. Die Laufgänge werden zweimal täglich mit dem Traktor über einen Schieber entmistet. Der Misthaufen befindet sich direkt hinter den Stallungen auf einer Betonplatte. In diesem Betrieb wird ebenfalls zweimal täglich gemolken und gefüttert. Der Einsatz von Ektoparasitika erfolgt nur nach Bedarf. Am 18. März 2008 wurden alle Tiere mit Deltamethrin (Latroxin[®] Delta; Serumwerk Bernburg AG, Bernburg) behandelt. Dieser Betrieb führt zweimal im Jahr eine ausführliche Grundreinigung durch. Alle Tiere werden gruppenweise aus dem Stall entfernt. Das entsprechende Abteil wird dann mit Hochdruckgeräten nass gereinigt. Seitlich des großen Stallgebäudes schließt sich eine Weide für die trockenstehenden Kühe an. Das Tieraufkommen in und um diesen Stall ist somit sehr hoch. In Eichstädt wurde der größere Stall als Interventions- und der kleinere als Kontrollstall gewählt.

3.1.4 Insektizidbehandelte Netze

Das Versuchsmaterial lieferte die Firma Cognis GmbH aus Monheim. An der Herstellung dieses mit Deltamethrin ausgerüsteten Netzes waren mehrere Firmen beteiligt.

3.1.4.1 Netzmaterial und Ausrüstung

Bei dem zur Verfügung stehenden Netz handelte es sich um ein schwarzes Polyesternetz mit einer Maschenweite von 2 x 2 mm (Abb. 1). Das Rohmaterial wurde von der Firma Texinov[®] Textiles Techniques, Lyon, Frankreich mit einer Breite von 3 Metern hergestellt. Für

die Stabilität enthielt das Netz alle 50 cm über die gesamte Länge Verstärkungsstreifen. Das heißt, dass an diesen Stellen das Netz enger gewebt wurde. Es wurden 12 Rollen mit jeweils 150 Metern angefertigt. Dieses Netz ist dann von der Firma EMC, Tullies-Ennoblement Textile, Lyon, Frankreich mit einer Deltamethrin-Emulsion der Firma Cognis GmbH aus Monheim ausgerüstet worden. Die Deltamethrin-Emulsion beinhaltet bereits einen UV-Schutz und ein Bindemittel. Das Bindemittel wird für eine bessere Haftung des Wirkstoffes auf dem Polyesternetz eingesetzt. Ein UV-Schutz muss zum Erzielen einer ausreichenden Wirkstoffpersistenz verwendet werden, da Deltamethrin gegenüber UV-Strahlung instabil ist.

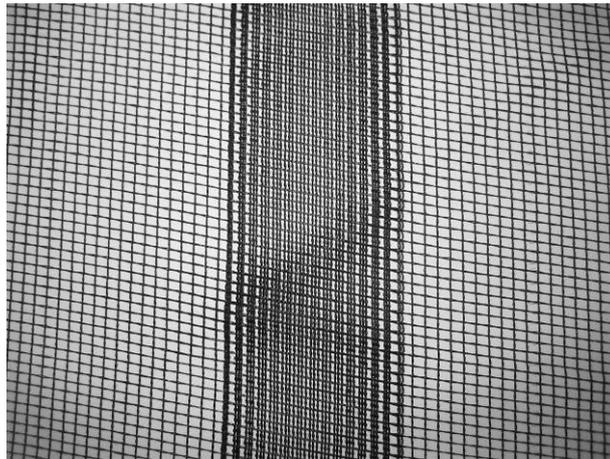


Abbildung 1: Nahaufnahme vom Netzmaterial mit Verstärkungsstreifen (Maschenweite 2 x 2 mm) der Firma Texinov® Textiles Techniques, Lyon, Frankreich, 2008.

Die Behandlung des Netzes erfolgte bei der Firma EMC, Tullies-Ennoblement Textile, Lyon, Frankreich nach dem Foulardverfahren. Bei dieser Methode im Foulard wurde das Netz in seiner vollen Breite durch einen sogenannten Trog gezogen. In diesem Trog befand sich die Behandlungsflotte, also die entsprechende Menge an Deltamethrin-Emulsion mit einem zugesetzten UV-Schutz und Bindemittel. Direkt im Anschluss wurde das Netz durch zwei gummierte Walzen geführt und mit einem definierten Druck abgequetscht. Die abgequetschte Flotte lief direkt in den Trog zurück. Nach dieser Foulardpassage wurde das Netz in einen Heißluftofen überführt. Dort wurde es in seiner vollen Breite fixiert und getrocknet. Am Ende des Ofens erfolgte das Aufrollen des Netzes. Die Flottenaufnahme des Netzes musste vorher geprüft werden. Bei bekannter Flottenaufnahme kann die Konzentration an Deltamethrin in der Flotte so gesteuert werden, dass eine bestimmte Menge Deltamethrin auf das Netz aufgebracht wird (mündliche Information von Herrn Werner Mauer, Cognis Deutschland GmbH & Co KG, Düsseldorf).

Dieses Netz sollte nach der Behandlung mit einer Konzentration von 100 mg/m² Deltamethrin ausgerüstet sein. Ende März standen die ausgerüsteten Netzrollen in Berlin zur Verfügung. Da bei der Ausrüstung der Netze Konzentrationsunterschiede auftreten können,

wurden von der Firma Cognis GmbH, Monheim, Analysen zur Bestimmung der realen Wirkstoffkonzentration in Auftrag gegeben. Dabei bestätigte sich, dass die gewünschte Konzentration nicht bei allen Rollen erreicht werden konnte. Außerdem wiesen Netzproben der jeweiligen Rollen immer wieder Konzentrationsunterschiede auf.

Um in Berlin die Netzauswahl für die Betriebe treffen zu können, wurde vor der Ausbringung im Labor des Instituts für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin ein biologischer Wirksamkeitstest (siehe Abschnitt 3.1.7) durchgeführt. Diese Testergebnisse waren entscheidend für die Auswahl der Netzrollen. Auf Grund dieser Ergebnisse wurde auf dem Betrieb in Lögow die Netzrolle 11 mit einem analysierten Gehalt von 113 mg/m² Deltamethrin verwendet. Auf der Anlage in Eichstädt kam die Rolle 8 mit einem ermittelten Gehalt von 53 mg/m² zum Einsatz. Diese beiden Rollen zeigten die beste biologische Wirksamkeit im Labor.

3.1.4.2 Ausbringung der Netze auf den Versuchsbetrieben

Mit der Ausbringung der insektizidhaltigen Netze wurde die Firma ASH Ausrüstungs GmbH für Stall- und Hoftechnik, Neuruppin beauftragt. Bei sämtlichen Arbeiten mit dem Netz wurden Handschuhe verwendet. Auf beiden Versuchsbetrieben wurden die Fenster und Tore des Interventionsstalles komplett mit Netz verschlossen. Es musste zunächst eine praktikable Möglichkeit des Anbringens der Netze gefunden werden. Es sollte stabil gegenüber Umwelteinflüssen und möglichst einfach nach der Saison wieder zu entfernen sein. Ein neues Ausrüsten in der folgenden Saison mit vorhandenem Material wäre möglich. Die Mitarbeiter der Firma ASH Ausrüstungs GmbH, Neuruppin bauten entsprechend der Fenstergrößen auf den Betrieben einfache Holzrahmen und bespannten diese mit dem Netz. Diese bespannten Holzrahmen wurden dann auf die vorhandenen Beton- oder alte Holzrahmen in beiden Betrieben geschraubt (Abb. 3/5). So könnten die Rahmen für eine eventuelle nächste Saison verwendet und die Netze leicht am Ende der Saison aus ihnen herausgeschnitten werden. Die Vernetzung der großen Zufahrtstore auf die Futtergänge gestaltete sich schwieriger. Sie werden mehrmals täglich bewegt und müssen somit einer größeren Belastung standhalten.

Auf der Anlage in Lögow bot es sich an, die vorhandenen schweren Holzrolltore auszubauen und große bespannte Holzrahmen (Abb. 2) in die vorhandenen Schienen einzuhängen. Diese leichten, aber stabilen Holzkonstruktionen waren zweiteilig und somit einfach zu bewegen. Nach jeder Stalldurchfahrt sollten sie vom Hofpersonal wieder verschlossen werden. Die kleineren Tore wurden im Sommer, zum Zeitpunkt ihrer Öffnung, vernetzt. Da die Kühe mit dem Netz an den Toren unmittelbar in Berührung kommen konnten, wurde der Holzrahmen zur Innenseite mit Kaninchendraht bespannt.



Abbildung 2: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Rolltor im Stall 4 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.



Abbildung 3: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Fenster im Stall 4 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

Auf der Anlage in Eichstädt war es schwieriger, die Tore zu den Futter- und Laufgängen vollständig zu ersetzen. Den dort im großen Stall brütenden Schwalben, musste die Möglichkeit gegeben werden, den Stall weiterhin verlassen zu können. Es wurden flexible Klappstore angefertigt, die sich nach oben öffnen ließen. Das waren große, mit Netz bespannte Holzrahmen, die oben in die vorhandenen Toröffnungen geschraubt wurden (Abb. 4). Über den Rahmen wurde Platz für den Schwalbenein- und -ausflug gelassen. Um die Tore zu öffnen, musste ein Seilzug betätigt werden. Während des Fütterns und Ausmistens blieben alle Tore täglich ca. vier Stunden geöffnet.



Abbildung 4: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Klapptor auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.



Abbildung 5: Mit insektizidhaltigem Netzmaterial ausgerüstetes Fenster auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

Mitte Mai waren auf beiden Versuchsbetrieben die Interventionsstallungen vollständig ausgestattet.

3.1.5 Entomologisches Monitoring

Die Wirksamkeit der insektizidbehandelten Netze auf Gnitzen und Fliegen wurde durch die entsprechenden Fallen auf beiden Betrieben im Rahmen eines Monitoringprogrammes überprüft und dokumentiert. Das entomologische Monitoring begann in Lögow am 19. Mai und endete am 22. Oktober 2008. In Eichstädt konnte auf Grund der jährlichen Grundreinigung erst am 26. Mai 2008 begonnen werden. Auch hier lief das Monitoring bis zum 22. Oktober 2008.

3.1.5.1 Fallen und Installation auf den Betrieben

Auf beiden Versuchsbetrieben wurden sowohl der Interventionsstall als auch der Kontrollstall mit jeweils drei speziellen Gnitzenfallen und zwei Fliegenfallen ausgerüstet. Die Fallenstandorte wurden bei einer ersten Begehung der Betriebe festgelegt.

Gnitzenfallen

Zum Fang von Gnitzen wurden Sentinel UV-Licht Fallen[®] (Abb. 6/7) der Firma Biogents aus Regensburg verwendet. Diese Fallen sind widerstandsfähig und leicht in der Handhabung. Sie benötigen eine 12 Volt Spannung. Zu ihrer Installation in den Stallungen, mussten zu den Fallenstandorten entlang der Staldecke Stromkabel verlegt werden. Die Insekten werden durch das UV-Licht in der Dämmerung und Nachts angelockt. Ein Ventilator erzeugt im Inneren der Falle einen Ansaugeffekt. Durch diesen Sog werden die Insekten, die sich über der Falle befinden, in einen mit 70%-igem Äthanol gefüllten Becher gesogen, abgetötet und zugleich konserviert. Dieser Becher wird durch einen Netzbeutel über dem Ventilator gehalten. Zur eindeutigen Zuordnung der Fänge wurden die Becher mit der entsprechenden Fallenummer versehen. Zur Steuerung der Fallen, wurden digitale Wochenzeitschaltuhren (brennenstuhl[®], Hugo Brennenstuhl GmbH & Co, Tübingen) verwendet. Die Fangzeiten wurden auf zwei Tage pro Woche eingeschränkt, um die Durchführbarkeit der Auszählungen in einem angemessenen Zeitraum gewährleisten zu können. Da Gnitzen hauptsächlich von der Abend- bis zur Morgendämmerung aktiv sind, wurden die Fangzeiten entsprechend gewählt. Die Zeitschaltuhren wurden so programmiert, dass die Fallen von Montag 17 Uhr bis Dienstag 9 Uhr und von Dienstag 17 Uhr bis Mittwoch 9 Uhr aktiviert waren. Das Entleeren der Fallen erfolgte wöchentlich am Donnerstag. Die Fangbecher wurden vorsichtig entnommen und mit einem Schraubdeckel verschlossen. Dann wurden neue Becher eingesetzt und wieder mit 300 ml Alkohol aufgefüllt. Da der Alkohol je nach Wetterlage vor der nächsten Fangperiode teilweise verdunstete, füllten Mitarbeiter des Betriebes die

Fangbecher bis zur 300 ml Markierung nach. So konnte ein Vertrocknen der gefangenen Insekten verhindert werden.



Abbildung 6: Installierte BG Sentinel UV-Licht Falle[®] im Stall auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

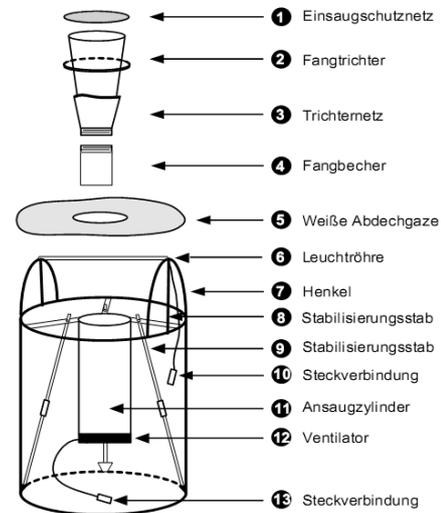


Abbildung 7: Aufbau der BG Sentinel UV-Licht Falle[®] (© Handbuch für die BG Sentinel UV-Licht Falle, BioGents GmbH, Regensburg).

In beiden Versuchsbetrieben wurden die Fallen an Haken in der Decke aufgehängt. Die Öffnung befand sich in einer Höhe von 1,50 m. Die Fallen konnten bequem und stabil auf die obere Begrenzung der Liegeboxen aufgesetzt und seitlich befestigt werden. Um sie vor den Kühen zu schützen, wurden zwei weitere Liegeplätze neben der Falle verschlossen. Es erfolgte eine identische Anordnung der Gnitzenfallen im Interventions- und Kontrollstall, um eine bessere Vergleichbarkeit zu gewährleisten.

Auf der Versuchsanlage in Lögow wurden jeweils eine Falle im vorderen und jeweils zwei im hinteren Stallbereich angebracht (Abb. 8). Sie befanden sich in unmittelbarer Nähe des insektizidbehandelten Netzes an den langen Seiten des Stallgebäudes. Die Fallenummerierung erfolgte gemäß Abb. 9.

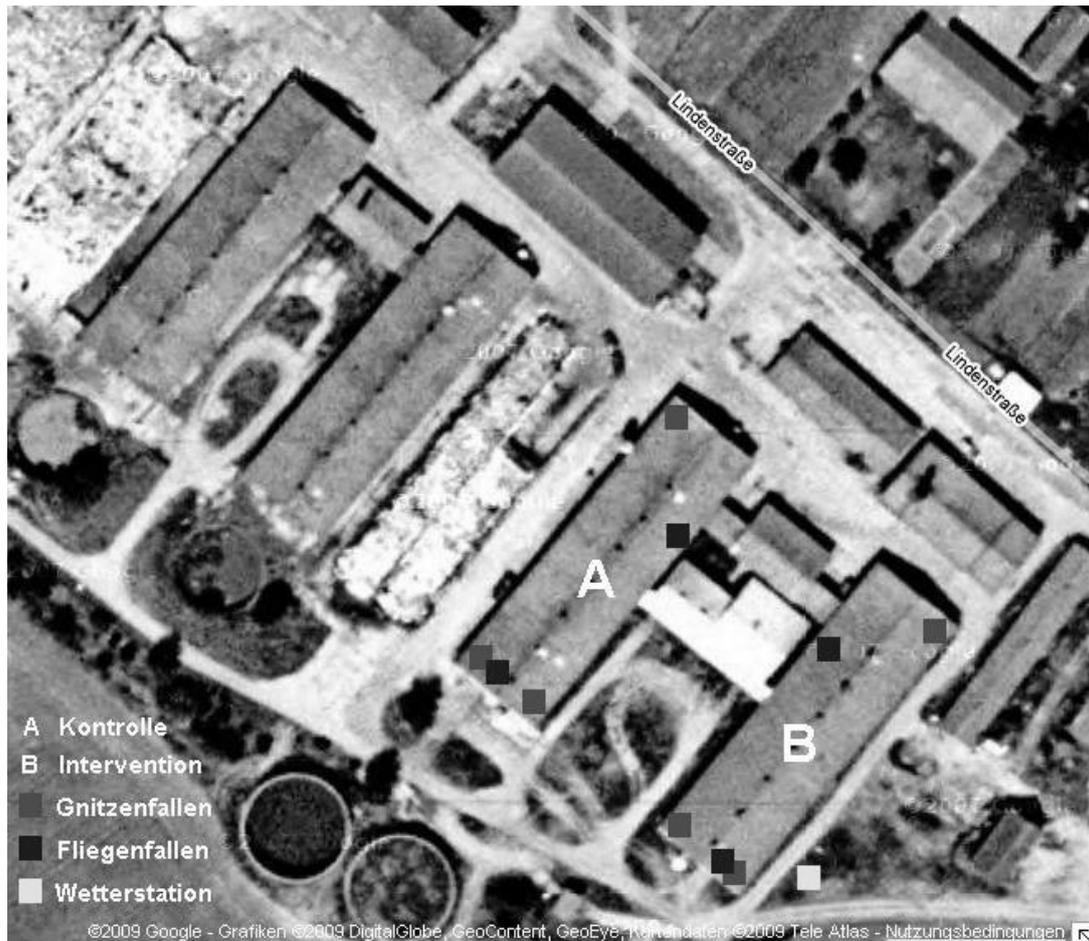


Abbildung 8: Positionierung der Gnitzen- und Fliegenfallen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008 (Quelle: www.maps.google.de).

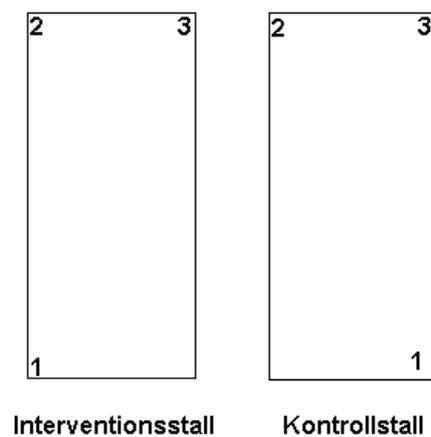


Abbildung 9: Standorte und Nummerierung der Gnitzenfallen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

Im Betrieb in Eichstädt wurden die Fallen jeweils im vorderen, mittleren und hinteren Stallbereich, an der Seite zum Futtergang, positioniert (Abb. 10). Die Nummerierung der Gnitzenfallen erfolgte gemäß Abb. 11.



Abbildung 10: Positionierung der Gnitzen- und Fliegenfallen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008 (Quelle: www.maps.google.de).

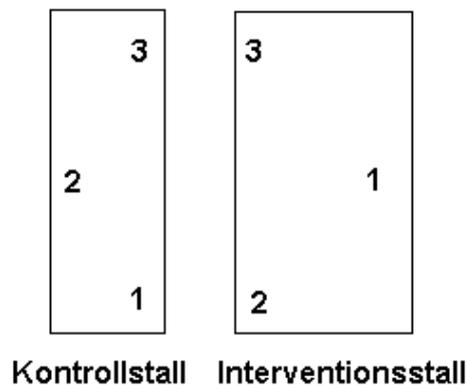


Abbildung 11: Standorte und Nummerierung der Gnitzenfallen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

Fliegenfallen

Ab Mitte Juni wurden bei dem zu erwartenden Anstieg der Fliegenpopulation pro Stall zwei Glue-Fly Klebebandfallen[®], Schippers GmbH, Kerken, installiert, um eventuelle Unterschiede zwischen Interventions- und Kontrollstall festzustellen. Die umweltfreundlichen, giftfreien Insektenfänger auf Leimbasis werden als Klebebandrollen mit einer Breite von 30 cm angeboten und an einem geeigneten Ort aufgehängt. Sie können auf eine gewünschte Länge ausgerollt werden. Im Versuch wurden die Klebstofffallen an der Decke über den Rindern befestigt und auf eine Länge von ungefähr 70 cm ausgezogen. Dieser Abschnitt hing eine Woche (Abb. 12). Jeden Donnerstag wurde die Fläche der Falle abgeschnitten und für die nächste Woche erneut ausgezogen. Auf die abgetrennten Papier-Leim-Stücke wurde Frischhaltefolie geklebt, um sie sicher ins Labor transportieren zu können. Sie wurden mit dem entsprechenden Fallenstandort und Datum gekennzeichnet. Auf beiden Betrieben hingen jeweils eine Klebstofffalle im vorderen und eine Weitere im hinteren Stallbereich.

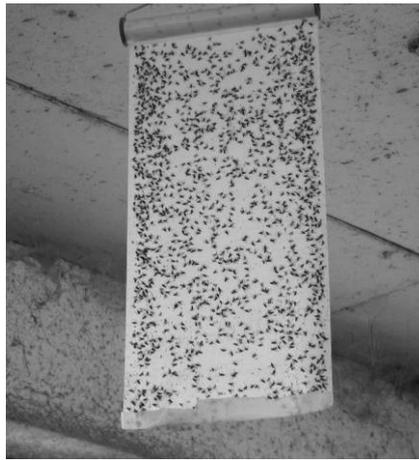


Abbildung 12: Klebstofffalle nach einer Woche im Stall auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

3.1.5.2 Auszählung und Bestimmung der Gnitzenfänge

Die Auszählung und Bestimmung der Gnitzenfänge erfolgte im entomologischen Labor des Instituts für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin an der Freien Universität Berlin. Wöchentlich wurden alle Proben zeitnah bearbeitet. Das Insekten-Alkohol-Gemisch aus den Fangbechern wurde durch ein Sieb gegeben. Der abgelaufene Alkohol wurde durch einen Filter gegossen und somit für eine erneute Nutzung gereinigt. Die im Sieb verbliebenen Insekten wurden vollständig oder je nach Menge in Portionen geteilt, in eine Petrischale gegeben. Die Insekten konnten anschließend unter dem Stereomikroskop (Carl Zeiss AG, Oberkochen) sortiert und gezählt werden. Die grobe Einteilung erfolgte in Gnitzen und restliche Insekten. Die Gruppe der restlichen Insekten wurde ohne weitere Bestimmung mit Alkohol in verschraubbare Behältnisse gefüllt und aufbewahrt.

Die Gnitzen wurden mittels ihrer Flügelzeichnung in die optisch gut zu unterscheidende Pulicaris- (Abb. 13) und Obsoletus-Gruppe (Abb. 14) sortiert. Die Zuordnung zur Pulicaris-Gruppe (*C. pulicaris*, *C. punctatus*) erfolgte anhand der sogenannten „Sanduhr“ im hinteren, oberen Bereich des Flügels. Das Merkmal für die Obsoletus-Gruppe (*C. obsoletus s. s.*, *C. scoticus*, *C. dewulfi* und *C. chiopterus*) war der dunkle Fleck am oberen Flügelrand. Gnitzen mit einer anderen Flügelzeichnung wurden dem Culicoides-Rest zugeordnet. Ein weiteres Unterscheidungskriterium war die Größe. Die Gnitzen der Obsoletus-Gruppe sind mit ca. 0,5-1,5 mm kleiner als die Gnitzen der Pulicaris-Gruppe mit ca. 2-3 mm. Innerhalb der Gruppen wurde eine Unterteilung in männliche, weibliche gesogene und weibliche ungesogene Gnitzen vorgenommen. Der Hungerzustand war ein weiteres Kriterium um die Wirksamkeit der insektizidhaltigen Netze beurteilen zu können. Tiere, die eventuell durch das

Netz hindurch kommen, sollten möglichst nicht zu einer Blutaufnahme an den Kühen fähig sein. Nach dem Sortieren in gruppenspezifisch beschriftete Petrischalen erfolgte das Auszählen. Dazu wurde ein Handzähler verwendet. Die Zahlen wurden den Fallnummern zugeordnet und dokumentiert. Anschließend sind die sortierten Gnitzen in Eppendorfgefäße verpackt worden.

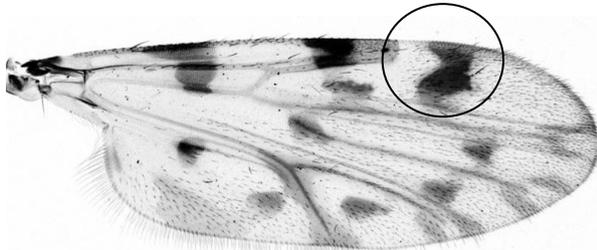


Abbildung 13: Flügelzeichnung Pulicaris-Gruppe

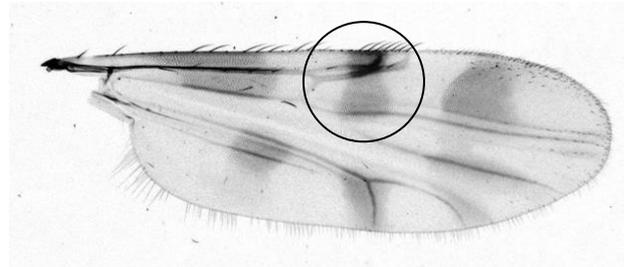


Abbildung 14: Flügelzeichnung Obsoletus-Gruppe

3.1.5.3 Auszählung der Fliegenfänge

Auf den einzelnen Abschnitten der Klebstofffallen befanden sich eine Vielzahl von Insekten. Es erfolgte nur eine Auszählung der Musciden. Die Anzahl der Musciden wurde pro Fallenstandort wöchentlich dokumentiert. Abschnitte, die bereits durch den Wind im Stall umgeschlagen waren, wurden nicht ausgewertet.

3.1.6 Probenentnahmen für Labor- und ökotoxikologische Untersuchungen

Zur Überprüfung der biologischen Wirksamkeit und des Insektizidgehaltes vor und nach Ausbringung der Netze auf beiden Versuchsbetrieben, wurden Netzproben des jeweiligen Betriebes von 1 x 1 m entnommen und durch neues Netz ersetzt. Dieses Netzstück wurde geteilt und jeweils in Alufolie verpackt und beschriftet. Die Netzstücke wurden für die Labortestungen mit Testinsekten im Institut verwendet (siehe Abschnitt 3.1.7).

Der Tiergesundheitsdienst Bayern befasste sich im Rahmen dieses Verbundprojektes mit Aspekten der Umwelttoxikologie und Rückstandsproblematik von Deltamethrin. Zur Beurteilung der Umwelttoxikologie wurden vor und nach der Netzausbringung Tränkewasserproben aus dem Stall und Bodenproben aus der Umgebung der Stallungen entnommen. Es sollte untersucht werden, ob es z.B. durch Niederschlag zur Auswaschung von Deltamethrin kommt und sich damit das Insektizid im Boden anreichert. Des Weiteren sollten Milchsammelproben und Rinderdung auf Insektizidrückstände untersucht werden. Alle Proben wurden im Abstand von vier Wochen, sowohl im Interventions- als auch im

Kontrollstall, an festgelegten Stellen entnommen, beschriftet und gekühlt zum Tiergesundheitsdienst Bayern geschickt.

Als ein weiterer Aspekt der Umwelttoxikologie wurde die Beeinflussung schützenswerter Insekten (Wildbienen, Schwebfliegen, etc.) durch die insektizidbehandelten Netze geprüft. Dazu wurden auf beiden Betrieben in der Nähe der Interventions- und Kontrollstallungen spezielle Malaise-Fallen aufgebaut. Die Auswertung der Fänge erfolgte durch das Büro für tierökologische Studien, Dr. C. Saure, Berlin und ist nicht Bestandteil dieser Arbeit.

3.1.7 Testung der bioziden Wirksamkeit von Netzproben

Für die biologischen Wirksamkeitsüberprüfungen, im folgenden Bioassay genannt, wurden im Labor gezüchtete, insektizidempfindliche Fliegen und Gnitzen verwendet. Es handelte sich um die Spezies *Musca domestica* und *Culicoides nubeculosus*. Mit Hilfe dieser Testinsekten sollte erstens die Deltamethrinpersistenz und dementsprechend die biozide Wirkung der Netze unter Umwelteinflüssen im Laufe des Versuches überprüft werden. Zweitens war eine Evaluierung spezieller im Labor ausgerüsteten Netzproben der Firma Cognis GmbH, Monheim, erforderlich. Diese Netzproben wurden mit ansteigenden Konzentrationen (100, 200, 300 mg/m²) einer Deltamethrinemulsion und einer verkapselten Deltamethrinlösung hergestellt. Es sollte überprüft werden, ob sich mit einer höheren Konzentration an Insektizid auf dem Netz auch eine stärkere biozide Wirkung auf die Testinsekten nachweisen lässt. Der zweite Aspekt war die Veränderung der chemischen Form von Deltamethrin. Die biozide Wirksamkeit der Deltamethrinemulsion sollte mit der einer verkapselten Deltamethrinformulierung auf dem Netz verglichen werden.

3.1.7.1 Testverfahren mit *M. domestica* (Fliegen-Bioassay)

Als Testinsekt zur Untersuchung der bioziden Wirkung der Netze gegenüber Fliegen standen Puppen von *Musca domestica* zur Verfügung. Das Umweltbundesamt in Berlin züchtet verschiedene Fliegenstämme und konnte Tiere des LEI-Stammes für die Untersuchungen bereitstellen. Dieser Fliegenstamm wird seit September 1961 im Umweltbundesamt gezüchtet und stammt von der Zoologischen Universität Leiden, Niederlande. Der LEI-Stamm weist nach Aussage des Umweltbundesamtes keine Resistenzen gegenüber Pyrethroiden auf. Die Fliegen hatten zur Testung ein Alter zwischen drei und sechs Tagen. Der Chitinkörper sollte möglichst ausgehärtet sein. Die Fliegen wurden in einem speziellen Zuchtkäfig im Labor bei 22 °C gehalten. Ein Milchpulver-Zucker-Gemisch und Wasser dienten der Ernährung. Am Tag der Testung wurde die entsprechende Netzprobe auf 30 x 30 cm zugeschnitten und mit Heftklammern an der Innenseite der FlyBox[®], Dr. Bauer, Freie Universität Berlin, (Abb. 15) befestigt. Die Flybox[®] ist eine speziell entwickelte, gefaltete

Schachtel aus brauner Stanzverpackung (1.30 E-Welle). Angefertigt wurde sie von der Firma FAPACK, Berlin. Sie hat an der schmalen Seite eine kleine Öffnung zum Einlassen der Insekten. Durch die Dunkelheit lassen sich die Testinsekten auf den mit Netz verkleideten Wänden der Box nieder und nehmen durch die offenen Tarsenenden das Insektizid auf. In allen Versuchen wurde eine Expositionszeit von zehn Sekunden gewählt. Um möglichst eine ähnliche Anzahl von Fliegen pro Durchgang zu haben, wurden 16 cm lange Reagenzgläser (Rotilabo[®], Carl Roth GmbH u. CoKG, Karlsruhe) mit einer Markierung versehen. Das Befüllen bis zur Markierung entsprach ungefähr 50 Testfliegen. Für jeden Fang wurden neue Reagenzgläser benutzt um eine Kontamination des Zuchtkäfigs mit dem Insektizid zu vermeiden. Das Reagenzglas wurde zum Befüllen an den Wänden des Zuchtkäfigs entlang geführt. Die gefangenen Fliegen wurden anschließend durch die Öffnung in die FlyBox[®] gegeben. Nach zehn Sekunden wurde die FlyBox[®] in einem Beobachtungskäfig geöffnet und entleert. Daraufhin erfolgte die Beobachtung der eintretenden Paralyseerscheinungen in einem definierten Zeitabschnitt. Erfasst wurde die Anzahl paralysierter Fliegen in den Abständen von 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 20, 30, 60 Minuten, 6 und 24 Stunden. Diese Beobachtungsfrequenzen erwiesen sich als sinnvoll. Während der gesamten Beobachtungszeit stand den Fliegen Wasser und Zucker zur Verfügung. Jede Netzprobe wurde dreimal getestet. Die Ergebnisse wurden protokolliert. Als Vergleichsparameter diente der Zeitpunkt, an dem 50 % der Fliegen paralytisch waren. Der sogenannte T-50 wurde aus den vorliegenden Ergebnissen errechnet.

Um eine Beeinträchtigung der Testfliegen z.B. durch eine Insektizidkontamination auszuschließen, wurde an jedem Untersuchungstag eine Kontrolltestung durchgeführt. Als Kontrolle diente das Rohnetz ohne Insektizid. Alle mit diesem Kontrollnetz exponierten Fliegen durften nach 24 h keine Paralyseerscheinungen zeigen.



Abbildung 15: FlyBox[®], geöffnet und ausgekleidet mit einem insektizidhaltigem Netz.

3.1.7.2 Testverfahren mit *C. nubeculosus* (Gnitzen-Bioassay)

Ab Anfang Oktober 2008 ergab sich die Möglichkeit, Netzproben zusätzlich mit Gnitzen auf ihre biologische Wirksamkeit hin zu testen. Das Institute for Animal Health in Pirbright, England, konnte *Culicoides nubeculosus* zur Verfügung stellen. *C. nubeculosus* ist eine Gnitzenart, die erfolgreich im Labor in England gezüchtet wird. Dieses Testinsekt ist wesentlich kleiner und damit anfälliger im Umgang als *M. domestica*. Ein passendes Testverfahren musste erst entwickelt werden. Bei jeder Testung wurden Handschuhe (Unigloves® Nitril Latexfrei, Unigloves GmbH, Troisdorf) getragen und anschließend gewechselt. Für jeden Test wurden ca. 10 Gnitzen aus ihrem Transportbehältnis (runder Pappbecher mit Gaze verschlossen) in ein 10 cm langes Reagenzglas (Schott AG, Mainz) überführt (Abb. 16). Die nach oben zeigende Öffnung wurde mit dem Netz-überzogenen Daumen verschlossen. Anschließend wurde das Reagenzglas vorsichtig umgedreht, so dass alle Gnitzen mit dem Netz in Berührung kamen (Abb. 17). Die Expositionszeit betrug auch hier zehn Sekunden. Nach dieser Zeit wurde das Reagenzglas behutsam wieder in seine Ausgangsposition zurückgedreht, das Netz entfernt und mit Watte verschlossen. Die Anzahl paralysierter Gnitzen (Abb. 18) wurde nach 2, 4, 6, 8 und 10 Minuten erfasst und vermerkt. Der Beobachtungszeitraum erwies sich als ausreichend. Der T-50 wurde nachfolgend errechnet. Jede Netzprobe wurde dreimal mit der gleichen Gnitzencharge überprüft.

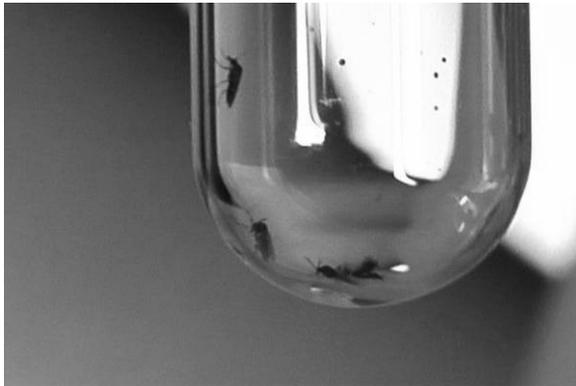


Abbildung 16: Gnitzen-Bioassay: vor der Exposition im Reagenzglas.



Abbildung 17: Gnitzen-Bioassay: 10 Sekunden Kontakt mit dem insektizidhaltigen Netzmaterial.



Abbildung 18: Gniten-Bioassay: paralysierte Gniten -10 Minuten nach der Exposition.

3.1.7.3 Nachweis der Insektizidpersistenz ausgebrachter Netze

Die auf den Versuchsbetrieben verwendeten Netze (Deltamethrin als Emulsion, Maschenweite 2 x 2 mm) wurden vor ihrer Ausbringung im Fliegen-Bioassay getestet. Da die Netze auf den Betrieben den unterschiedlichsten Umwelteinflüssen (UV-Licht, Regen, Verschmutzungen) ausgesetzt waren, wurde ihre Wirksamkeit alle vier Wochen überprüft. Die Entnahmen erfolgten am 12. Juni, 10. Juli, 07. August, 04. September, 02. und 29. Oktober 2008. Alle Proben wurden zeitnah im Fliegen-Bioassay und nachfolgend im Gniten-Bioassay geprüft.

3.1.7.4 Untersuchungen der bioziden Aktivität in Abhängigkeit von der Insektizidkonzentration und Art der Ausrüstung

Zur Optimierung der Netztechnologie wurden von dem in Lyon, Frankreich, hergestellten Polyesternetz mit einer Maschenweite von 2 x 2 mm, Netzproben (Tab. 2) mit unterschiedlichen Konzentrationen an Deltamethrin bei der Cognis GmbH, Monheim, im Labor ausgerüstet. Die Netze hatten eine Konzentration von 100, 200 und 300 mg/m². Drei Netzproben wurden mit Deltamethrin in Form der Emulsion ausgerüstet. Der Vorteil dieser Formulierung besteht darin, dass der Wirkstoff auf der Oberfläche verfügbar ist und somit eine direkte Wirkung eintreten kann.

Die Firma Cognis beherrscht ein patentiertes Verfahren (Bundesrepublik Deutschland, Deutsches Patent- und Markenamt, DE 10 2004 037 752 A1) um Wirkstoffe zu verkapseln und auf Fasern und textile Flächengebilde aufzutragen. Diese Mikroverkapselungstechnologie wurde entwickelt um Textilien mit kosmetischen Wirkstoffen waschresistent auszurüsten. Die Mikro kapseln mit einem Durchmesser von 1 bis 10 µm werden mittels ausgewählter Bindemittel fest auf den Textilien verankert. Mit Hilfe dieses Verfahrens wurde auch das Insektizid Deltamethrin bearbeitet. Der Vorteil besteht darin, dass der Wirkstoff geschützter gegenüber Umwelteinflüssen ist und somit eine längere Persistenz gewährleistet

werden kann. Der Nachteil liegt darin, dass der verkapselte Wirkstoff nicht sofort an der Oberfläche des entsprechenden Materials zur Verfügung steht. Dieses Verfahren wurde bisher nicht bei den eingesetzten Netzen verwendet. Um diese Technologie eventuell für die Netze nutzen zu können, rüstete die Firma drei weitere Netzproben mit der verkapselten Deltamethrinlösung in den oben genannten Konzentrationen für Testungen im Labor aus.

Die Effektivität aller sechs Netzproben wurde sowohl im Fliegen- als auch im Gnitzen-Bioassay überprüft.

Tabelle 2: Übersicht der Netzproben, Insektizid: Deltamethrin, getestet im Labor am Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin, Freie Universität Berlin, 2008.

Probennummer	Formulierung	Konzentration (mg/m ²)*
1	Emulsion	100
2	Emulsion	200
3	Emulsion	300
4	Kapsel	100
5	Kapsel	200
6	Kapsel	300

* nach Angaben von Cognis GmbH, Monheim

3.1.8 Wetterdaten

Auf beiden Versuchsbetrieben wurde zur Dokumentation der Wetterdaten je eine Wetterstation installiert. Folgende Parameter wurden aufgezeichnet: Temperatur, Luftdruck, Luftfeuchte, Niederschlag und Windgeschwindigkeit. Es wurde eine Funk-Wetterstation der Firma Conrad Elektronik, Hirschau, vom Typ WS 444 PC mit dem Kombisensor KS 555 (Abb. 19) verwendet. Diese Station arbeitet mit einer Frequenz von 868 MHz und ist daher für Funkstörungen durch andere technische Geräte relativ unanfällig. Dennoch kam es zwischenzeitlich zu Ausfällen und die fehlenden Werte mussten durch Daten des Deutschen Wetterdienstes, Station Neuruppin, ergänzt werden. Der Außensensor wurde auf dem Betriebsgelände und der Funk-Empfänger mit integriertem Speicher im Stall positioniert. Die Wetterstation wurde alle vier Wochen mittels eines Laptops und der zugehörigen Software „Weather professional“ ausgelesen.



Abbildung 19: Kombisensor 555 der Wetterstation 444 PC, verwendet in der Zeit des entomologischen Monitorings auf den Milchviehanlagen in Lögow und Eichstädt, Brandenburg, 2008.

3.1.9 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung der Ergebnisse wurde mit dem Programm SPSS 16.0 durchgeführt. Die ermittelten Daten bezüglich der Gnitzen- und Fliegenfangzahlen aus dem Interventions- und Kontrollstall sollten gegenübergestellt und miteinander verglichen werden, um die Wirkung der insektizidbehandelten Netze beurteilen zu können. Es handelt sich um nicht normalverteilte Daten. Der Wilcoxon Test oder Vorzeichenrangtest wurde zum Vergleich von zwei abhängigen Gruppen verwendet. Das Signifikanzniveau α liegt bei 0,05 und dementsprechend ist p (Überschreitungswahrscheinlichkeit) $< 0,05$. Die im Ergebnisteil aufgeführten Werte und Tabellen wurden mit Hilfe von Microsoft Excel errechnet und erstellt. Die Fangzahlen sind in Form von Balkendiagrammen dargestellt. Die im Labor ermittelten Paralysezeiten wurden als Mittelwerte aus drei Testungen angegeben und in den Diagrammen grundsätzlich mit Minimum und Maximum- Werten dargestellt. Die Paralysezeiten sind als Dezimalzahlen angeführt.

3.2 Ergebnisse

3.2.1 Untersuchungen auf den Versuchsbetrieben

Auf der Versuchsanlage in Lögow begannen die Untersuchungen mit den ersten Gnitzenfängen am 19. Mai 2008. In Eichstädt konnten auf Grund der jährlichen Grundreinigung erst ab dem 26. Mai 2008 die ersten Fangzahlen erhoben werden. Die Fliegenfangzahlen in den Stallgebäuden wurden ab dem 12.06.2008 ermittelt. In Eichstädt mussten die Versuche vom 29. September bis 11. Oktober 2008, auf Grund der zweiten jährlichen Grundreinigung der Stallungen, unterbrochen werden. In diesem Zeitraum konnten keine Daten ermittelt werden. In beiden Betrieben wurden die Untersuchungen bis zum 22. Oktober 2008 durchgeführt.

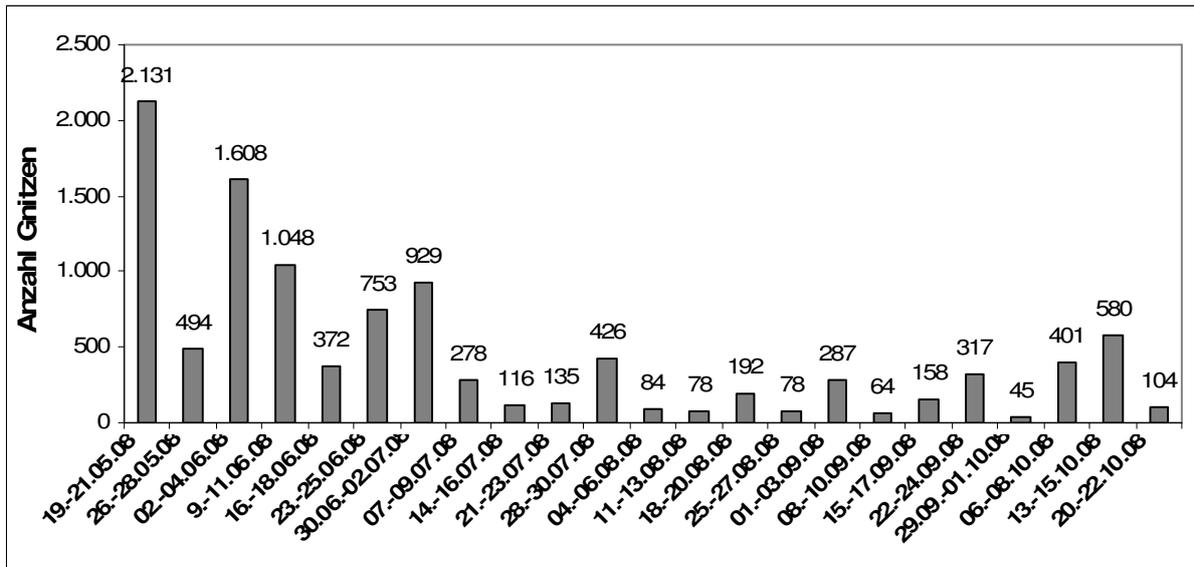
3.2.1.1 Gnitzenfangzahlen

Die Gnitzenzahlen wurden wöchentlich mittels der Sentinel UV-Licht-Fallen[®] in zwei Nächten von Montag bis Mittwoch erhoben. Auf beiden Milchviehanlagen konnten über einen Versuchszeitraum von 5 Monaten insgesamt 28.469 Gnitzen gefangen werden.

Agrargenossenschaft Lögow eG

Auf diesem Betrieb wurden vom 19. Mai bis 22. Oktober 2008 insgesamt 10.678 Gnitzen gefangen.

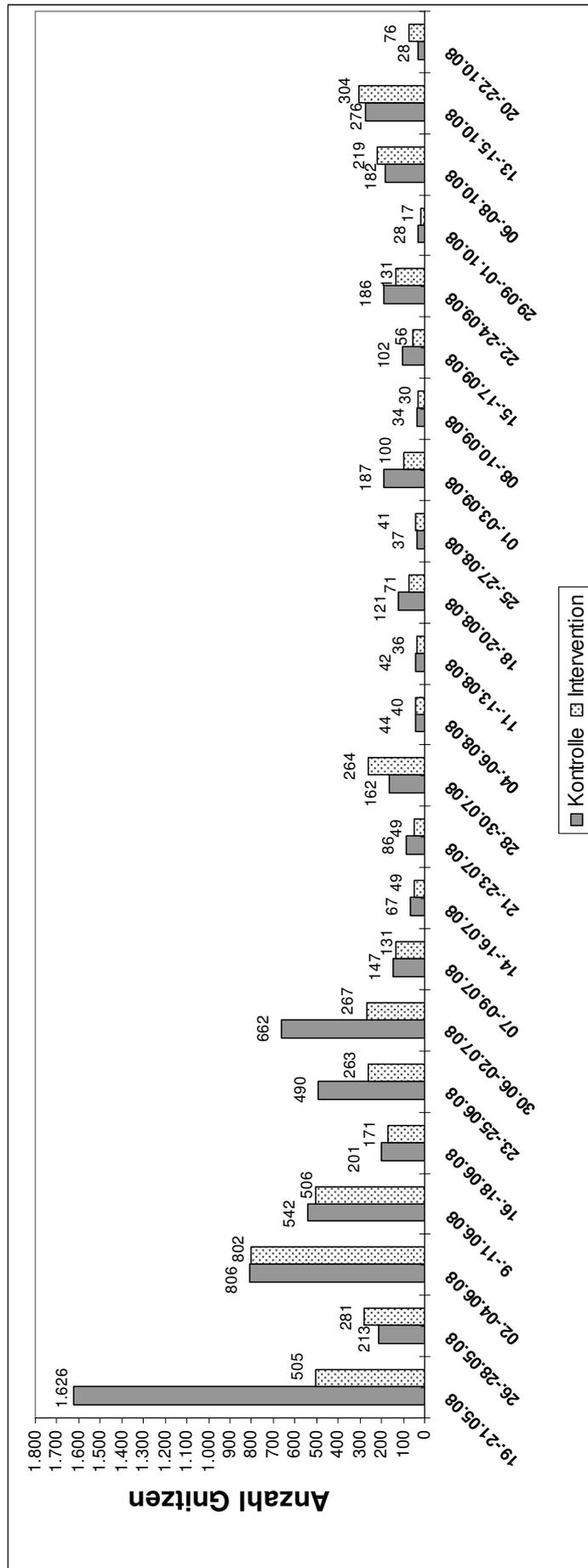
Der Verlauf der Gesamtanzahl der gefangenen Gnitzen für jede Versuchswoche ist aus Grafik 1 zu entnehmen. Die wöchentlichen Fangzahlen schwankten in Lögow über den gesamten Versuchszeitraum zwischen 2.131 (19.-21.05.08) und 45 (29.09.-01.10.08) Gnitzen. Die höchste Gnitzenabundanz zeigte sich von Mitte Mai bis Ende Juni. Ab Anfang Juli (07.-09.07.08) kam es zu einer stetigen Abnahme der Fänge. Die wöchentlichen Zahlen bewegten sich zwischen 426 (28.-30.07.08) und 64 (08.-10.09.08) gefangenen Gnitzen und erreichten Ende September mit nur 45 ihren Tiefstand. Ein kurzer Anstieg bis auf 580 Gnitzen wurde nochmals Mitte Oktober (13.-15.10.08) verzeichnet. Die Untersuchungen schlossen mit einem erneuten Abfall bis auf 104 gefangenen Gnitzen ab.



Grafik 1: Verlauf der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen (6 BG-Sentinel UV-Lichtfallen®/ 2 Fangnächte) auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

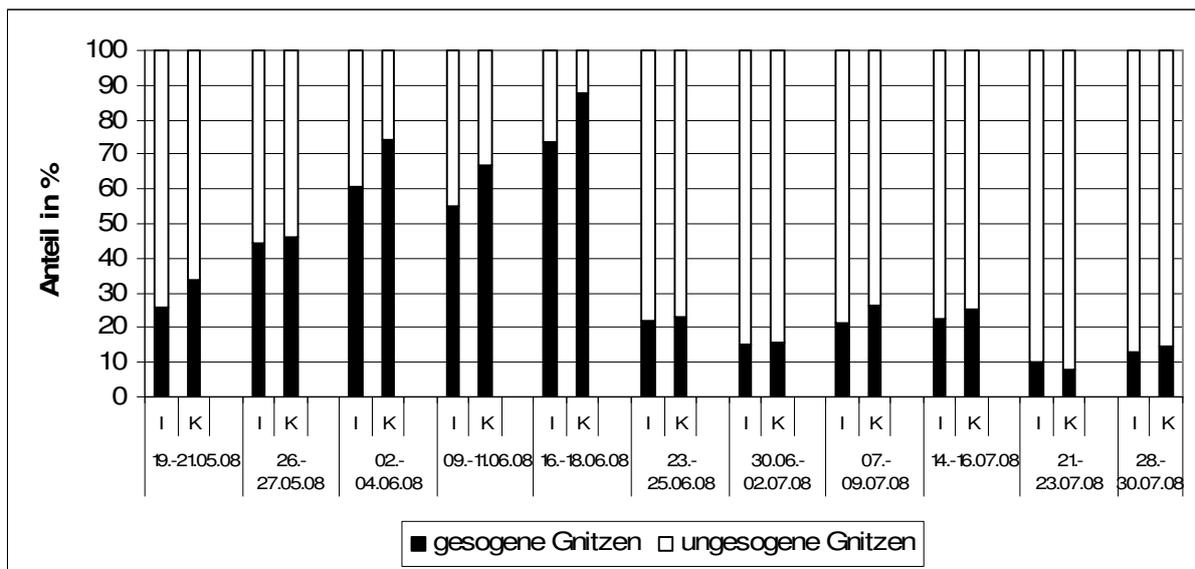
Die Grafik 2 zeigt die differenzierten Gnitzenfangzahlen aus dem Kontroll- und Interventionsstall in jeder Versuchswoche. Eine deutliche Reduktion der Gnitzen im Interventionsstall um über 50 % konnte nur in der ersten (19.-21.05.08) und siebten (30.06.-02.07.08) Versuchswoche festgestellt werden. In den Versuchswochen Ende Mai (26.-28.05.08), Ende Juli (28.-30.07.08), Ende August (25.-27.08.08) und im Oktober (06.-22.10.08) wurden mehr Gnitzen im Interventions- als im Kontrollstall gefangen. In den verbleibenden Versuchswochen schwankte die Reduktion im Interventionsstall zwischen 1% (02.-04.06.08) und 47% (01.-03.09.08).

Laut des statistischen Verfahrens nach Wilcoxon besteht kein signifikanter Unterschied zwischen der Gesamt-Gnitzenanzahl im Interventions- und Kontrollstall ($p=0,064$).

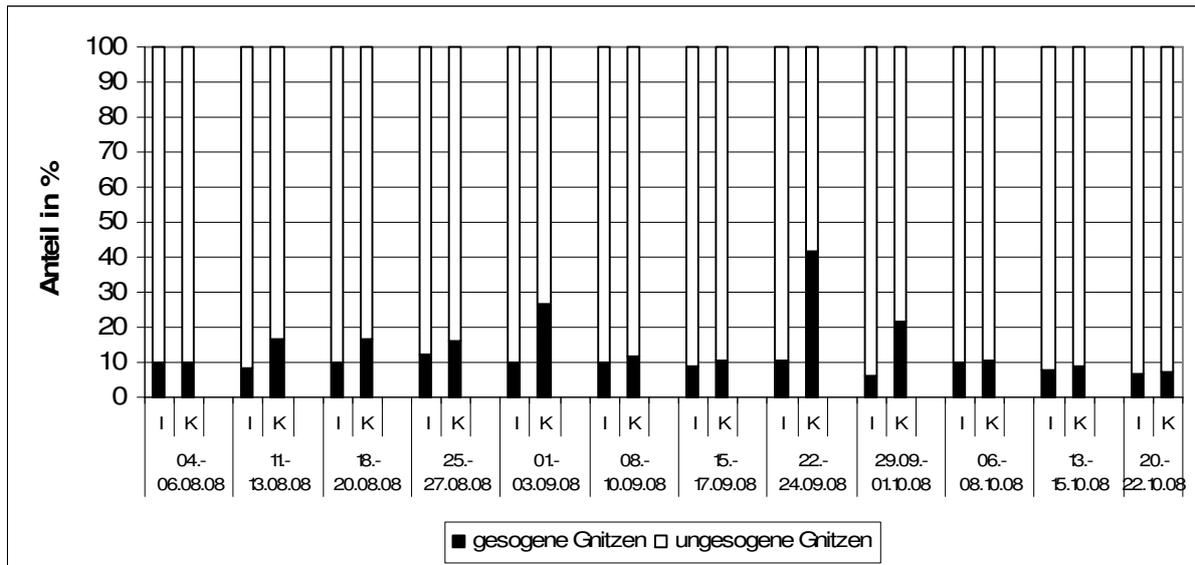


Grafik 2: Gegenüberstellung der Gnitzenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 3 BG-Sentinel UV-Lichtfallen[®] über 2 Fangnächte aktiviert). Der Interventionsstall wurde mit einem Deltamethrin-haltigen PolyesterNetz der Maschenweite 2x2 mm ausgerüstet. Milchviehanlage Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

Wie unter Punkt 3.1.5.2 erwähnt, wurde auch der Ernährungszustand der Gnitzen beurteilt. Die Einteilung erfolgte in Gnitzen, die am Tier Blut aufgenommen haben und ungesogene Exemplare. In den Grafiken 3 und 4 ist der prozentuale Anteil gesogener Gnitzen am Gesamt-Gnitzenfang im Interventions- und Kontrollstall dargestellt. In den ersten fünf Versuchswochen war der Anteil gesogener Gnitzen in beiden Stallungen wesentlich höher als in den nachfolgenden Wochen. In diesem Zeitraum konnten auch die größten Fangzahlen ermittelt werden. Von Anfang bis Mitte Juni lag der Anteil gesogener Tiere bei über 50%. Ab der letzten Juni-Woche fiel der Anteil gesogener Gnitzen am Gesamtfang auf unter 30%. In der Versuchswoche vom 22.09.08 zeigte sich im Kontrollstall ein Anstieg der gesogenen Gnitzen auf 41%. Mit Ausnahme der Versuchswoche vom 21.07.08, war der Anteil gesogener Gnitzen im Kontrollstall immer höher als im Interventionsstall. Über den gesamten Versuchszeitraum lässt sich anhand des Wilcoxon-Test's ein signifikanter Unterschied zwischen der Anzahl der gesogenen Gnitzen im Interventions- und Kontrollstall nachweisen ($p=0,002$).



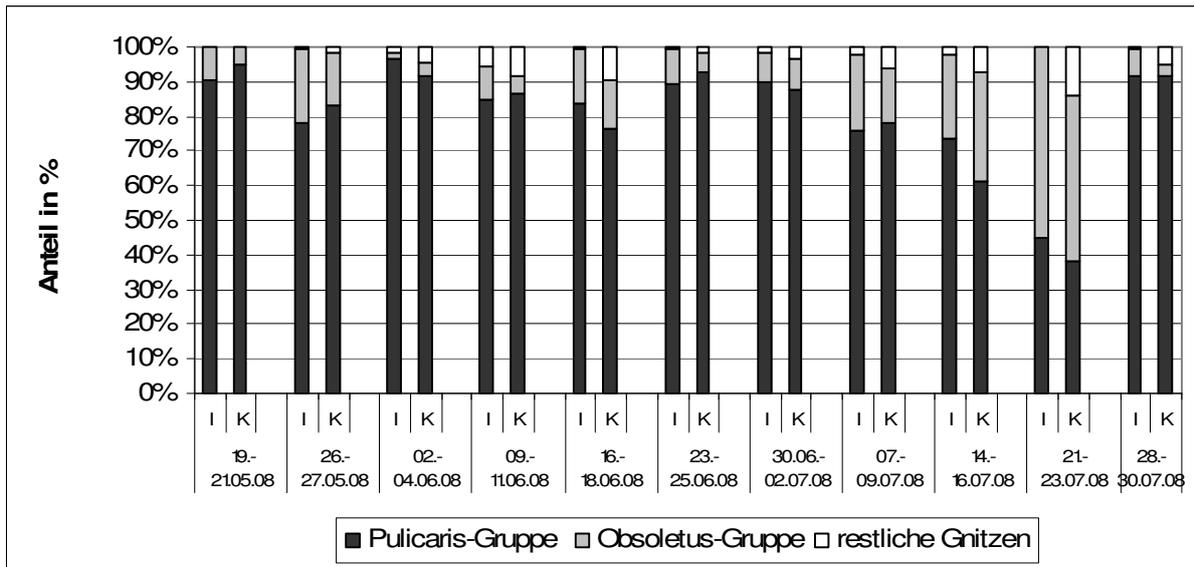
Grafik 3: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 19.05.-30.07.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008. Am 2. Juni 2008 erfolgte eine Deltamethrin pour on Behandlung aller Rinder.



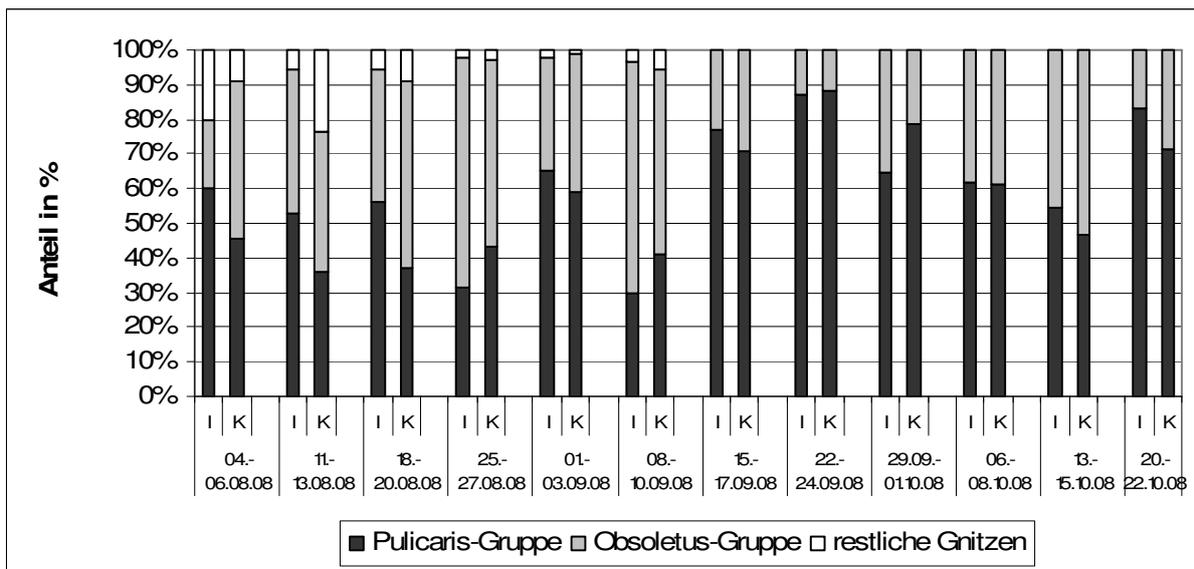
Grafik 4: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 04.08.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

Von den insgesamt 10.678 in Lögow gefangenen Gnitzen entfielen 8790 (82%) auf Exemplare aus der Pulicaris-Gruppe, bei 1607 (15%) handelte es sich um Gnitzen aus der Obsoletus-Gruppe. 281 Gnitzen (3%) konnten morphologisch weder der Pulicaris- noch der Obsoletus-Gruppe zugeordnet werden und wurden als „Rest“ zusammengefasst.

In den ersten Versuchswochen (bis zum 30.06.08) überwog der Pulicaris-Anteil (> 80%). In den Wochen bis Mitte Juli (21.-23.07.08) zeigte sich eine Zunahme der Gnitzen aus der Obsoletus-Gruppe. Ende Juli (28.-30.07.08) stieg der Anteil der Gnitzen aus der Pulicaris-Gruppe wieder auf über 90%. Von Anfang August (04.-06.08.08) bis Ende August (25.-27.08.08) fiel der Anteil der Pulicaris-Gruppe erneut ab (< 60%). In den nachfolgenden Wochen kam es immer wieder zu Schwankungen in der Zusammensetzung des Gruppenspektrums. Bis Ende September (22.-24.09.08) nahm der Anteil der Pulicaris-Gruppe bis auf über 80% zu. Ein erneuter Abfall war dann bis Anfang Oktober (06.-08.10.08) zu verzeichnen. Zu diesem Zeitpunkt bestand der Fang fast zu gleichen Anteilen aus Gnitzen der Pulicaris- und Obsoletus-Gruppe.



Grafik 5: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitzenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 19.05.-30.07.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.



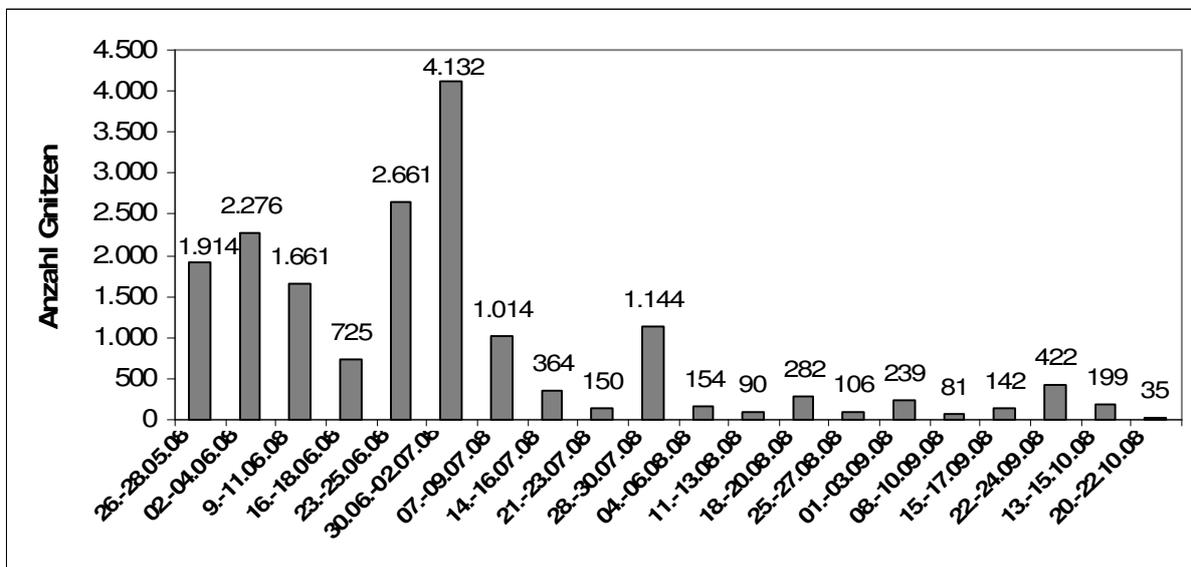
Grafik 6: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitzenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 04.08.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

Es konnte kein signifikanter Unterschied in der Anzahl von Gnitzen der Obsoletus-Gruppe ($p=0,179$) zwischen Interventions- und Kontrollstall ermittelt werden. Für das Auftreten von Gnitzen der Pulicaris-Gruppe ($p=0,243$) war ebenfalls kein signifikanter Unterschied zwischen den Stallungen festzustellen.

Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt

Über den gesamten Versuchszeitraum (20 Wochen) wurden in Eichstädt 17.791 Gnitzen gefangen.

In der folgenden Grafik 7 ist der Verlauf der wöchentlichen Gesamtanzahl der Gnitzen dargestellt. Die Gnitzenfangzahlen schwankten in Eichstädt zwischen 4.132 (30.06.-02.07.08) und 35 (20.-22.10.08). Auch auf diesem Betrieb konnte die höchste Gnitzenabundanz zu Beginn der Untersuchungen ermittelt werden. In den ersten drei Versuchswochen von Ende Mai bis Mitte Juni lagen die Fangzahlen über 1.500 Gnitzen pro Fangperiode. Nach einem Abfall auf 725 gefangene Gnitzen am 16.-18.06.08, stiegen die Zahlen erneut bis auf einen Höchstwert von 4.132 (30.06.-02.07.08) an. Ab diesem Zeitpunkt kam es zu einer stetigen Abnahme der Fangzahlen bis auf 150 Gnitzen (21.-23.07.08). In der letzten Juli-Woche (28.-30.07.08) wurde nochmals ein kurzes Ansteigen der Gnitzenzahlen mit 1.144 gefangenen Tieren registriert. In den folgenden Versuchswochen lagen die Fangzahlen zwischen 90 (11.-13.08.08) und 422 (22.-24.09.08) gefangenen Gnitzen pro Fangperiode. Ende September mussten die Untersuchungen für zwei Wochen, in denen eine umfangreiche Stallreinigung erfolgte, unterbrochen werden. Nach dieser Zeit konnten nur noch geringe Gnitzenanzahlen gefangen werden.

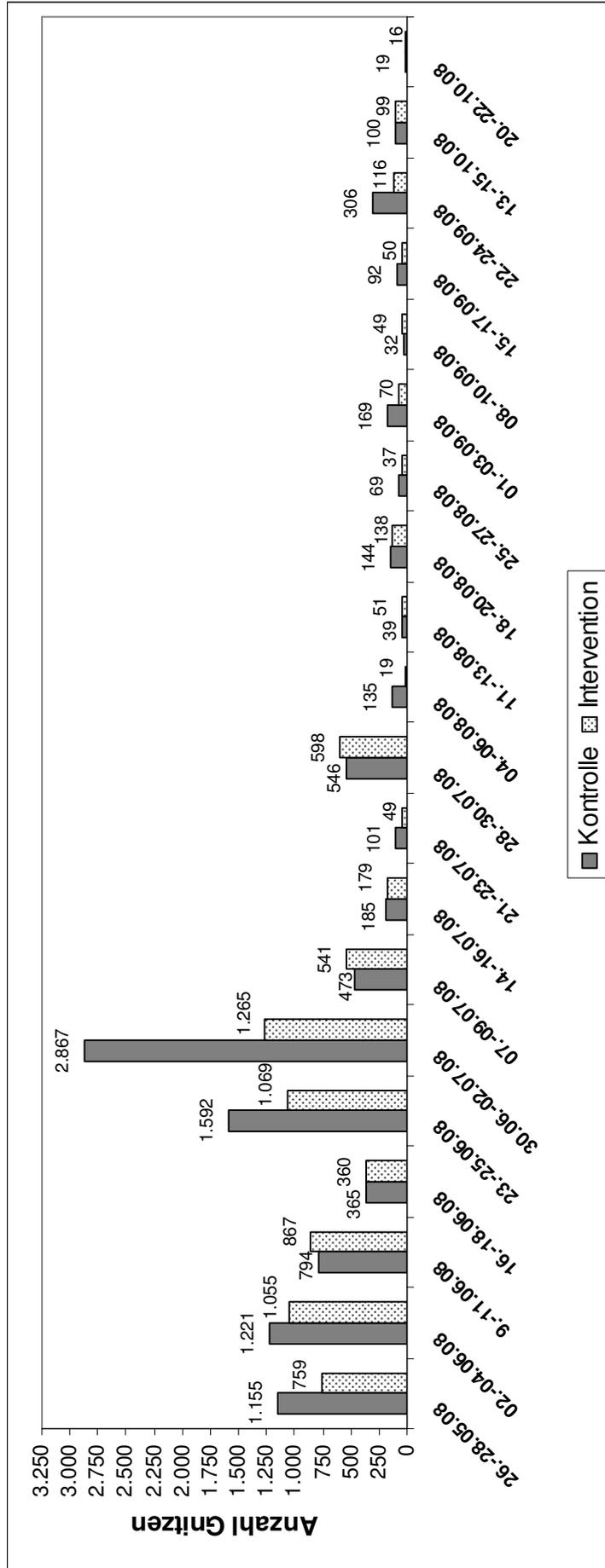


Grafik 7: Verlauf der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen (6 BG-Sentinel UV-Lichtfallen®/ 2 Fangnächte) auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

Die differenzierte Darstellung der Fangzahlen aus dem Kontroll- und Interventionsstall zeigt die Grafik 8. In nur 5 Versuchswochen (30.06.-02.07.08 / 21.-23.07.08 / 04.-06.08.08 / 01.-03.09.08 / 22.-24.09.08) konnte eine deutliche Reduktion der Gnitzenfänge im

Interventionsstall um über 50% gegenüber den Gnitzenfängen im Kontrollstall erzielt werden. In 4 dieser 5 Versuchswochen lag ein relativ niedriges Gnitzenaufkommen vor. Der umgekehrte Fall (mehr Gnitzen im Interventions- als im Kontrollstall) trat ebenfalls in 5 Fangperioden (09.-11.06.08 / 07.-09.-07.08 / 28.-30.07.08 / 11.-13.08.08 / 08.-10.09.08) ein. In den restlichen Versuchswochen variierten die Reduktionserfolge zwischen 1% und 46%.

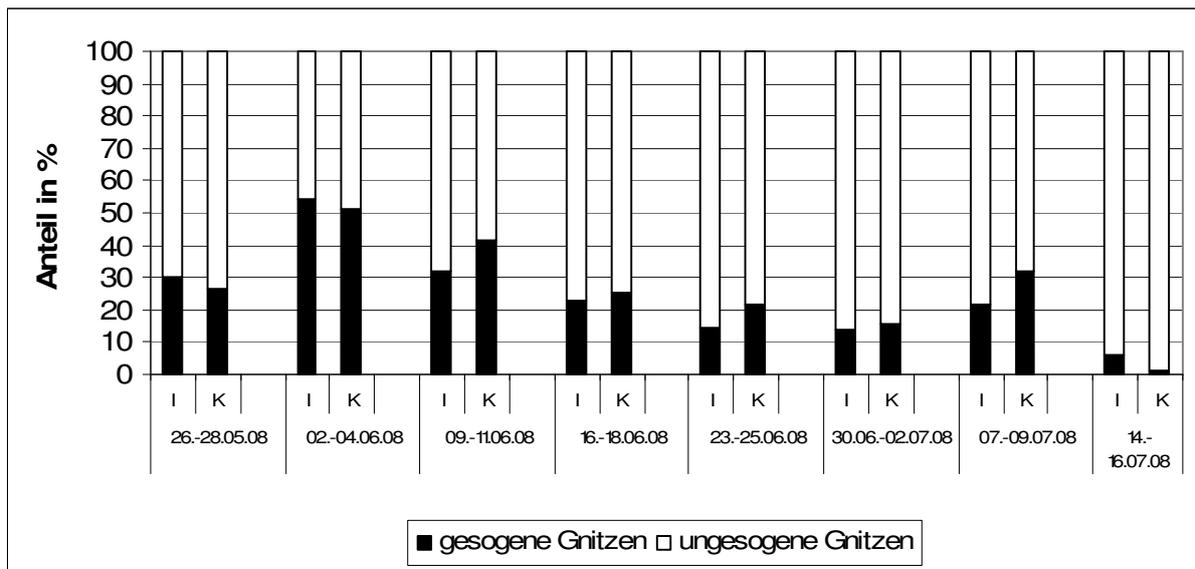
Der statistische Test nach Wilcoxon zeigt, dass sich die Gesamtanzahl der Gnitzen im Kontrollstall signifikant von der Gnitzenanzahl im Interventionsstall unterscheidet ($p=0,034$).



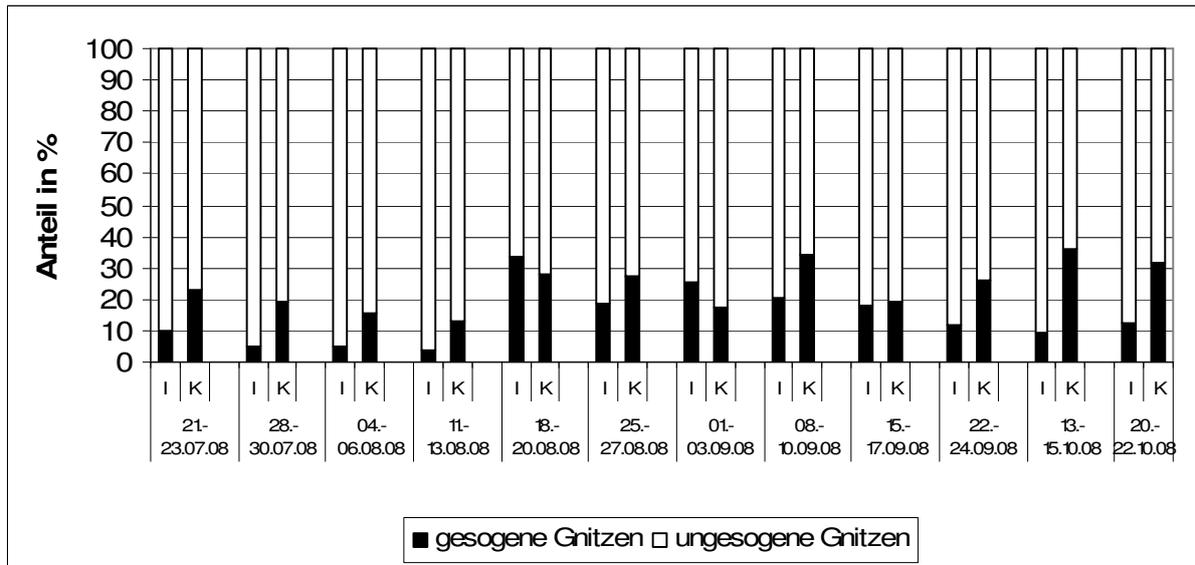
Grafik 8: Gegenüberstellung der Gnitzenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 3 BG-Sentinel UV-Lichtfallen® /über 2 Fangnächte aktiviert). Der Interventionsstall wurde mit einem Deltamethrin-haltigen Polyesternezt der Maschenweite 2x2 mm ausgerüstet. Milchviehanlage Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

Der prozentuale Anteil gesogener Gnitzen am Gesamtfang ist in den folgenden Grafiken 9 und 10 dargestellt. Auch auf diesem Betrieb konnten die höchsten Anteile an gesogenen Gnitzen zu Beginn der Versuchsperiode festgestellt werden. In der zweiten Versuchswoche (02.-04.06.08) erreichten die gesogenen Exemplare sowohl im Interventions- als auch im Kontrollstall einen Anteil von über 50%. Ab diesem Zeitpunkt blieb der Anteil gesogener Tiere am Gesamtfang über den weiteren Versuchszeitraum unter 40%. Eine Reduktion der Gnitzen, die am Tier Blut aufgenommen haben, konnte im Interventionsstall in der Mehrzahl der Versuchswochen erreicht werden. Es wurden teilweise Reduktionen bis zu 27% (13.-15.10.08) ermittelt. In 5 Versuchswochen (26.-28.05.08 / 02.-04.06.08 / 14.-16.07.08 / 18.-20.08.08 / 01.-03.09.08) lag der Anteil gesogener Gnitzen im Interventionsstall bis zu 9% höher als im Kontrollstall.

Nach Wilcoxon liegt ein signifikanter Unterschied zwischen der gesogenen Gnitzenanzahl im Interventions- und der im Kontrollstall ($p < 0,001$) vor. Es wurden sowohl absolut als auch relativ weniger gesogene Gnitzen im Interventionsstall gefangen.

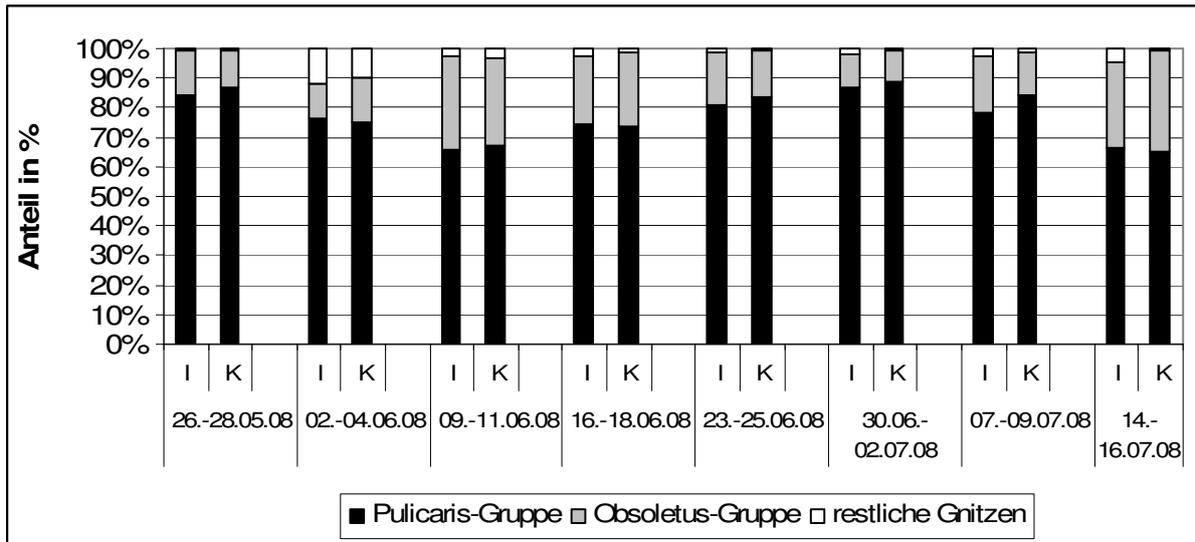


Grafik 9: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 26.05.-16.07.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

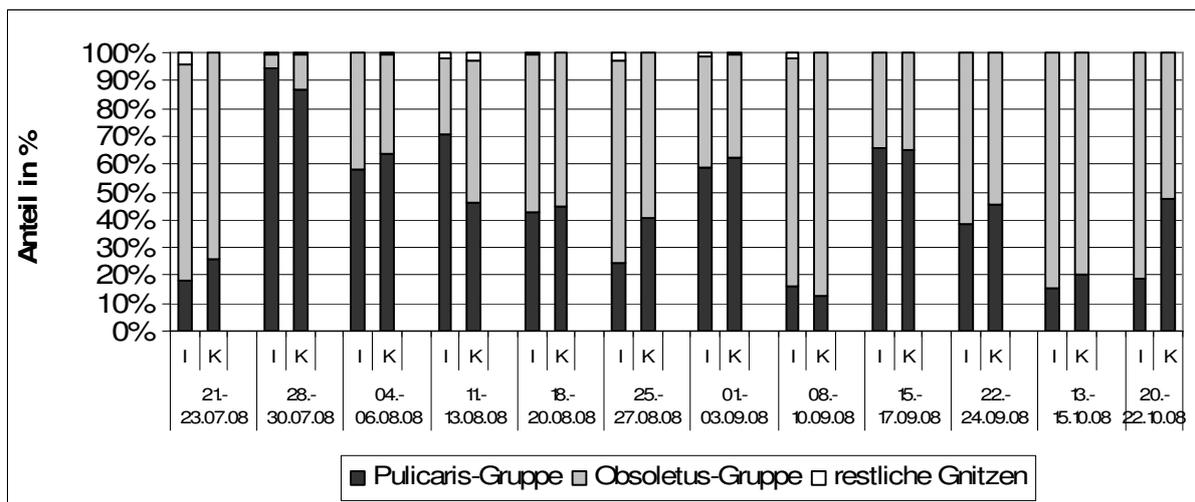


Grafik 10: Anteil gesogener Gnitzen im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 21.07.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

Aus den Grafiken 11 und 12 ist die Zusammensetzung der Fänge aus den einzelnen Gnitzen-Gruppen zu entnehmen. Von den insgesamt 17.791 in Eichstädt gefangenen Gnitzen konnten 13.758 (77%) der Pulicaris-Gruppe zugeordnet werden. 3.593 Gnitzen (20%) gehörten morphologisch der Obsoletus-Gruppe an und 440 (3%) entfielen auf die als „Rest“ identifizierte Gruppe. In den ersten 8 Versuchswochen (26.05-16.07.08) dominierte auch auf diesem Betrieb der Pulicaris-Anteil (>60%). In der Woche vom 21.07.08 überwog der Obsoletusanteil mit über 70%. In der folgenden Woche kehrte sich das Verhältnis der Vorwoche um und der Gesamtfang bestand wieder zu über 80% aus Exemplaren der Pulicaris-Gruppe. Ab diesem Zeitpunkt kam es in den folgenden Wochen zu einem erneuten Anstieg von Gnitzen der Obsoletus-Gruppe. Anfang September (08.-10.09.08) erreichten sie einen Anteil von über 80%. Insgesamt ist aus den Grafiken ersichtlich, dass die Anteile der unterschiedlichen Gnitzen-Gruppen zwischen den Stallungen nicht stark variieren. Die in die dritte Gruppe sortierten restlichen Gnitzen machten mit einem wöchentlichen Anteil von 0% bis 12% (02.-04.06.08) nur einen geringen Teil der Population in Eichstädt aus.



Grafik 11: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 26.05.-16.07.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.



Grafik 12: Prozentuale Zusammensetzung der Gnitenfänge im Interventions- (I) und Kontrollstall (K) vom 21.07.-22.10.08 auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

Es konnte ein signifikanter Unterschied in der Anzahl von Gniten aus der Obsoletus-Gruppe ($p=0,012$) zwischen Interventions- und Kontrollstall ermittelt werden. Bei der Anzahl der Gniten aus der Pulicaris-Gruppe ($p=0,005$) ließ sich ebenfalls ein signifikanter Unterschied zwischen den Stallungen nachweisen. Im Interventionsstall wurden sowohl absolut als auch relativ weniger Gniten beider Gruppen gefangen.

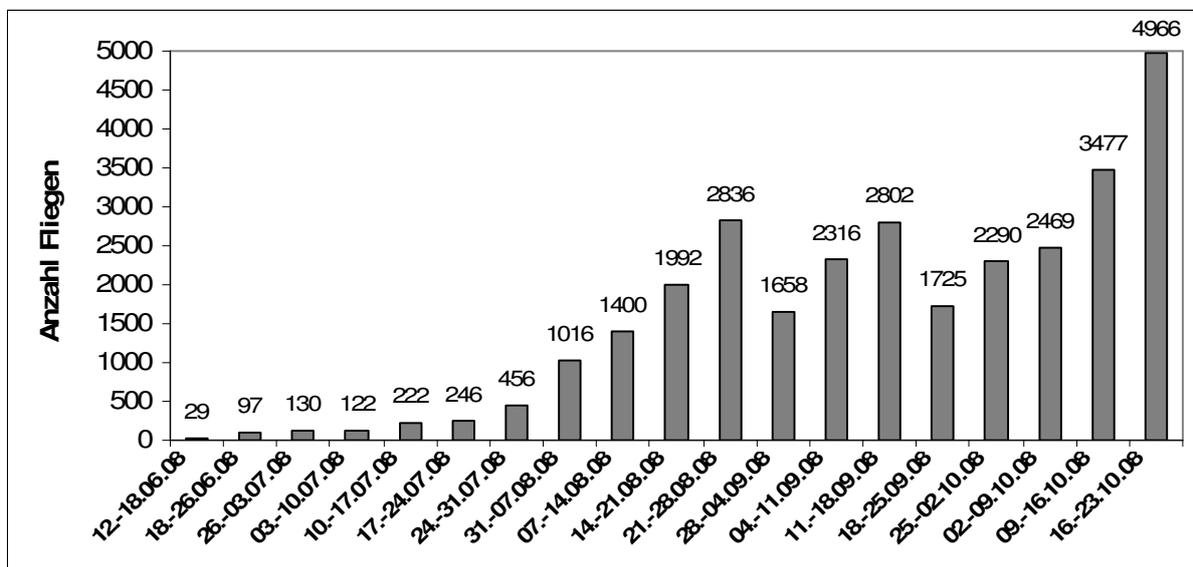
3.2.1.2 Fliegenfangzahlen

Ab dem 12. Juni 2008 wurden auf beiden Versuchsbetrieben wöchentlich die Fliegenzahlen mittels Glue-Fly Klebebandfallen[®] erhoben.

Agrargenossenschaft Lögow eG

Auf dieser Anlage wurden über einen Zeitraum von 19 Versuchswochen in beiden Stallungen 30.249 Fliegen gefangen.

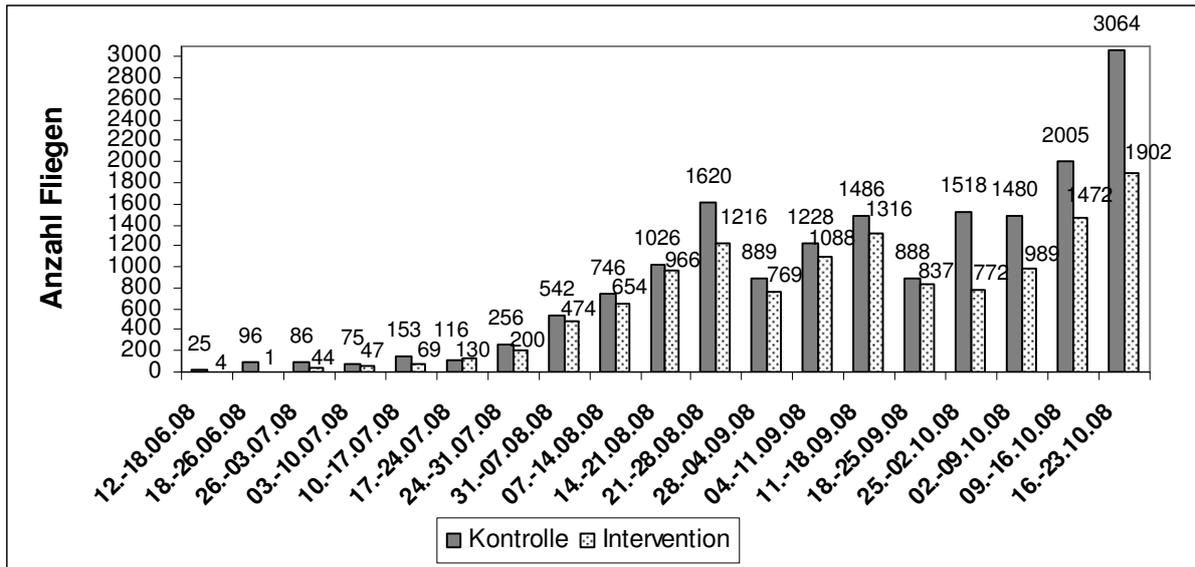
Den Verlauf der Gesamtanzahl gefangener Fliegen in Lögow pro Versuchswoche stellt Grafik 13 dar. Das Gesamtfliengenaufkommen steigerte sich von Mitte Juni (12.-18.06.08) bis Ende August (21.-28.08.08) kontinuierlich. In den ersten 4 Versuchswochen wurden in beiden Stallungen weniger als 200 Fliegen gefangen. Bis Ende August (21.-28.08.08) wurde ein erheblicher Anstieg der gefangenen Fliegen (bis auf 2.836) in den Stallungen verzeichnet. Bis Anfang Oktober (02.-09.10.08) lagen die Fangzahlen bis auf 2 Versuchswochen immer über 2000 Fliegen. In der letzten Versuchswoche kam es zu einem erneuten Anstieg der Fliegenpopulation und die Fangzahlen verdoppelten sich nochmals.



Grafik 13: Verlauf der wöchentlichen Fliegenfangzahlen (4 Gue-Fly Klebebandfallen[®]) auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

Aus der Grafik 14 sind die Fliegenfangzahlen unterteilt in Interventions- und Kontrollstall zu entnehmen. Trotz der relativ geringen Fangzahlen zu Beginn der Untersuchungen waren Unterschiede zwischen den Stallungen erkennbar. Mit Ausnahme der 6. Versuchswoche (17.-24.07.08) war die Anzahl gefangener Fliegen im Kontrollstall immer höher als im Interventionsstall. In den ersten beiden Wochen konnten Reduktionen um 84% und 99% erreicht werden. Über den gesamten Versuchszeitraum lag die durchschnittliche Reduktion der Fliegen im geschützten Stall bei 31%.

Es ist ein signifikanter Unterschied in der Fliegenzahl zwischen dem geschützten Stall und dem Kontrollstall nachzuweisen ($p < 0,001$).



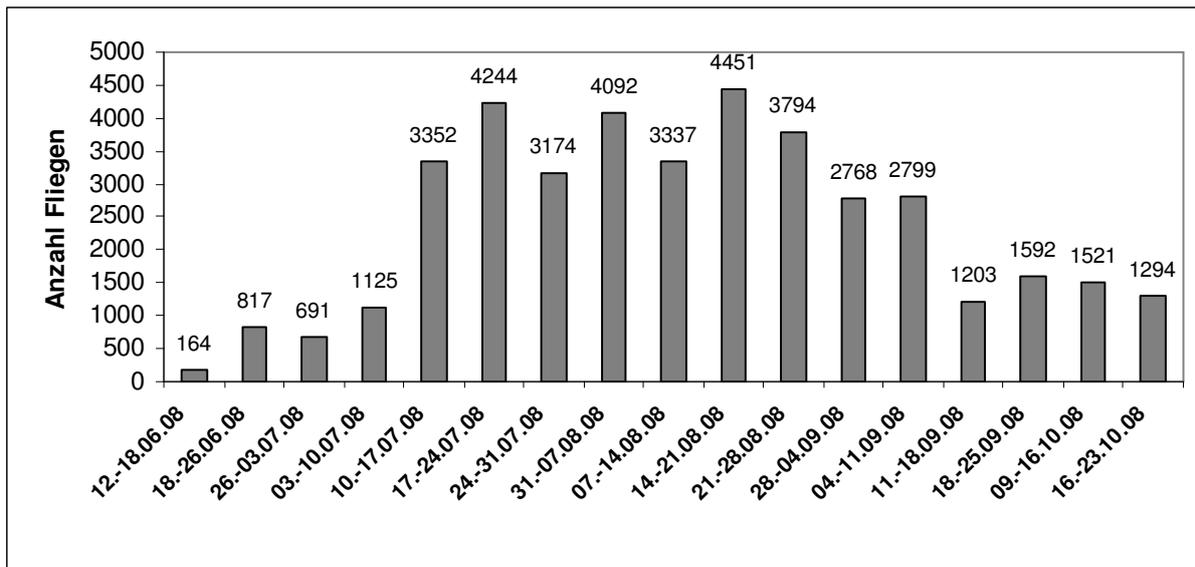
Grafik 14: Gegenüberstellung der wöchentlichen Fliegenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 2 Glue-Fly Klebebandfallen®) der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 2008.

Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt

In Eichstädt konnten über die gesamte Fangperiode 40.416 Fliegen ausgezählt werden.

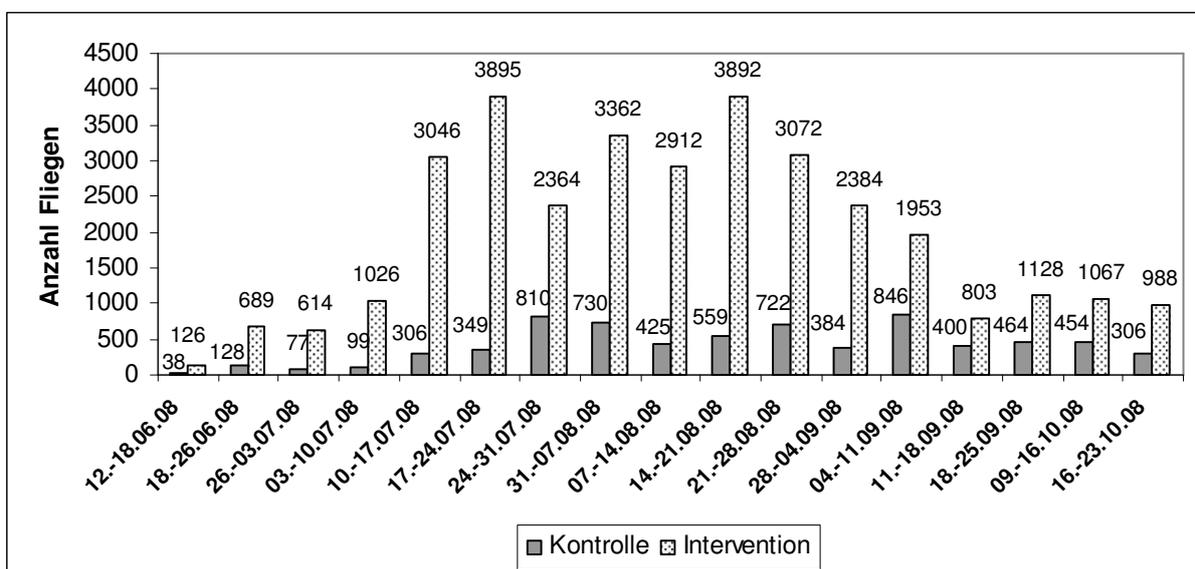
Vom 25. September bis 09. Oktober konnten auf Grund der umfangreichen Stallreinigung keine Zahlen erhoben werden.

Grafik 15 stellt den Verlauf der wöchentlich ermittelten Fliegenfangzahlen aus Eichstädt dar. In den ersten 4 Versuchswochen konnte bereits ein deutlicher Anstieg der Fangzahlen von 164 auf 1125 Fliegen registriert werden. Ab Mitte Juli (10.-17.07.08) verdrei- bis vervierfachen sich die Fliegenfangzahlen. Bis Ende August (21.-28.08.08) schwankten die Fänge zwischen 3.174 und 4.451 Fliegen. Ab Anfang September (28.08.-04.09.08) verringerten sich, anders als in Lögow, die Anzahlen kontinuierlich bis auf 1.294 Fliegen in der letzten Fangperiode.



Grafik 15: Verlauf der wöchentlichen Fliegenfangzahlen (4 Gue-Fly Klebebandfallen®) auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

In der folgenden Grafik 16 sind die aufgeschlüsselten Fangzahlen aus beiden Stallungen dargestellt. Es ist deutlich zu erkennen, dass im Interventionsstall keine Reduktion der Fliegenzahl erreicht werden konnte. Über alle Versuchswochen hinweg waren die Fangzahlen im vernetzten Stall doppelt (11.-18.09.08) bis 10fach (17.-24.07.08) so hoch.



Grafik 16: Gegenüberstellung der wöchentlichen Fliegenfangzahlen im Kontroll- und Interventionsstall (mit je 2 Glue-Fly Klebebandfallen®) der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 2008.

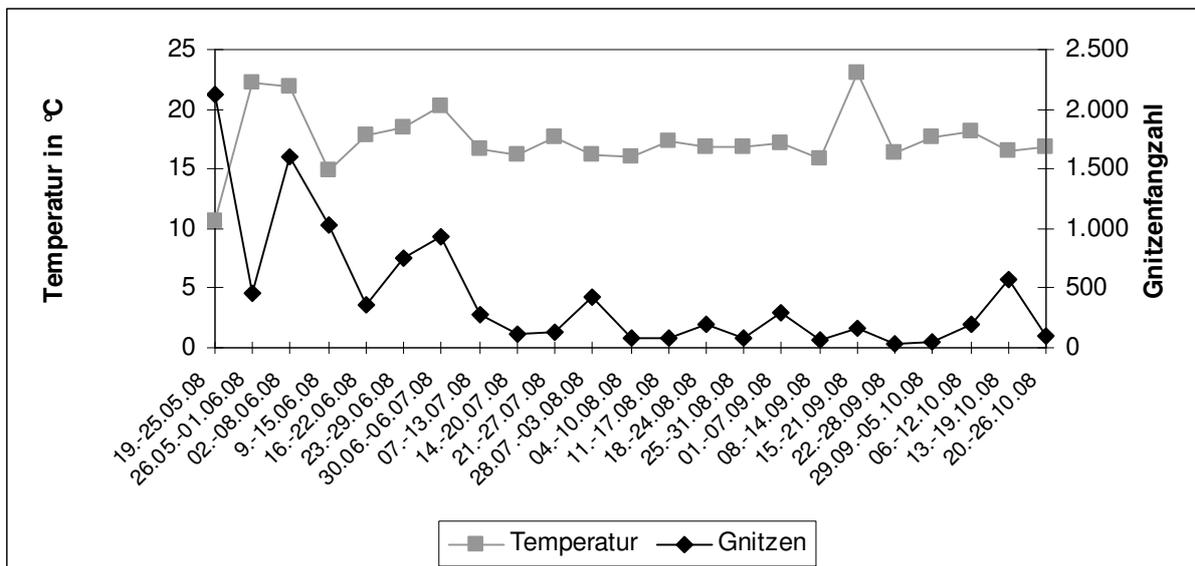
3.2.1.3 Wetterdaten

Auf beiden Betrieben wurden während der Untersuchungen Temperatur, Luftdruck, Luftfeuchte, Niederschlag und Windgeschwindigkeit aufgezeichnet. Die Wetterstationen befanden sich in unmittelbarer Nähe der vernetzten Stallungen und sollten so eine Aussage über die Verhältnisse vor Ort ermöglichen. Für die Darstellung der Wetterdaten wurden die jeweiligen wöchentlich ermittelten Durchschnittswerte verwendet. Die graphischen Darstellungen zeigen den entsprechenden Parameter im Zusammenhang mit dem wöchentlich erhobenen Gesamtfang an Gnitzen.

Insgesamt war dieses Jahr und damit auch der Versuchszeitraum eher trocken. Der Sommer zeichnete sich durch wechselhaftes Wetter aus. Laut Deutschem Wetterdienst war das Jahr 2008 mit einer Durchschnittstemperatur von 9,8°C eines der wärmsten Jahre seit Aufzeichnung der Wetterstatistik (Welt-online, 2008).

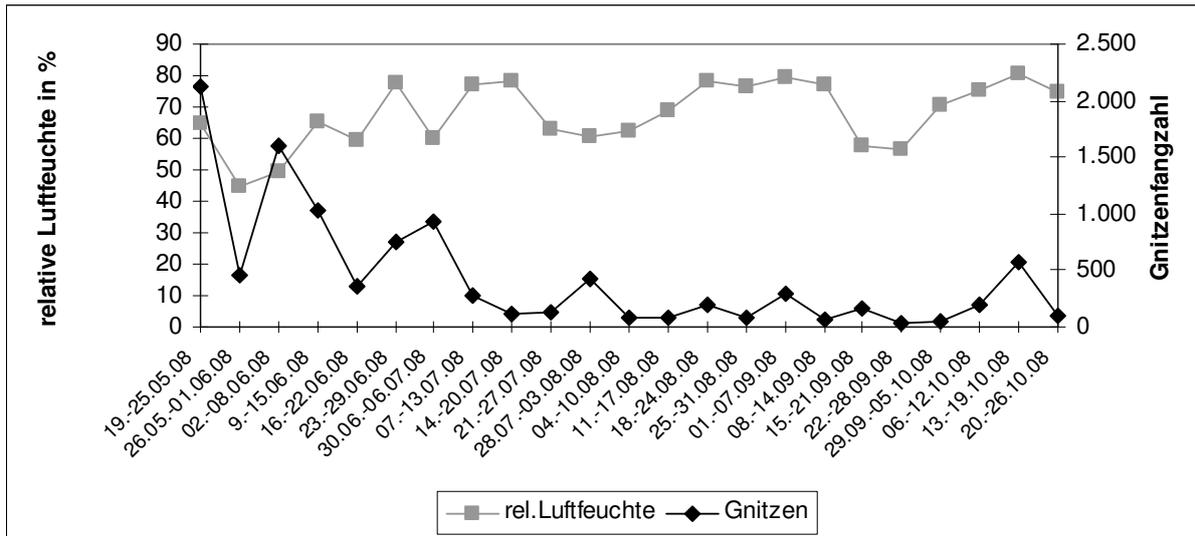
Agrargenossenschaft Lögow eG

Im Untersuchungszeitraum bewegten sich die Temperaturen durchschnittlich zwischen 11°C und 23°C (Grafik 17). Ende Mai (19.05.-01.06.08) kam es zu einem Temperaturanstieg um 11°C. Die durchschnittlichen Temperaturen im weiteren Versuchszeitraum lagen um die 17°C. Mitte September (15.-21.09.08) konnte nochmals eine wärmere Versuchsperiode beobachtet werden.



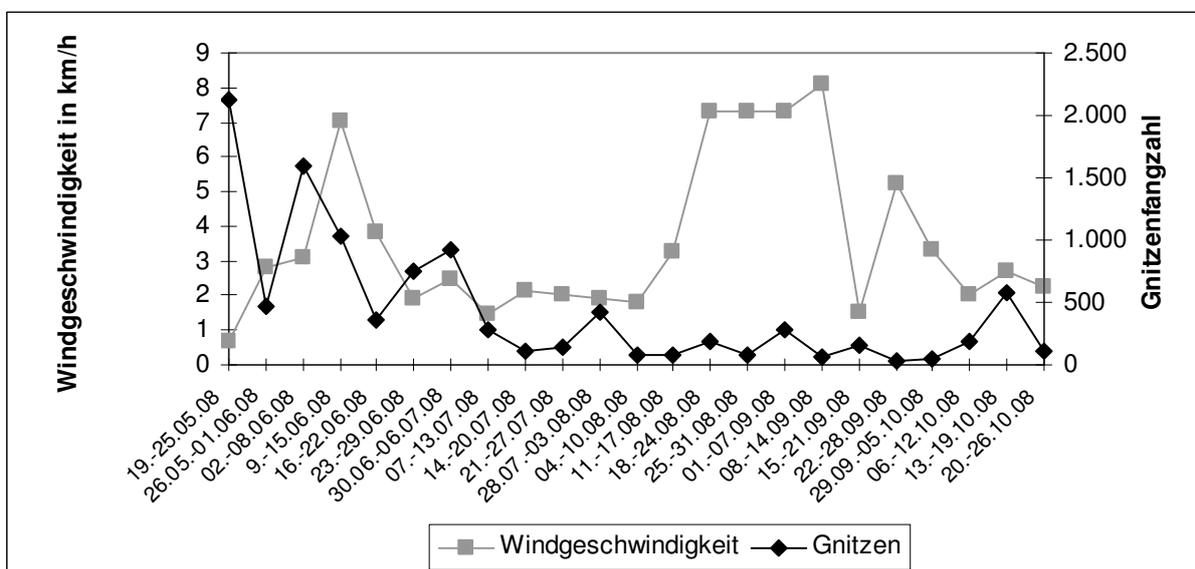
Grafik 17: Verlauf der durchschnittlichen Temperatur in °C und der wöchentlichen Gnizenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.

Die durchschnittliche relative Luftfeuchte betrug 67,7%. Sie schwankte in Bereichen zwischen 45% und 81% (Grafik 18).



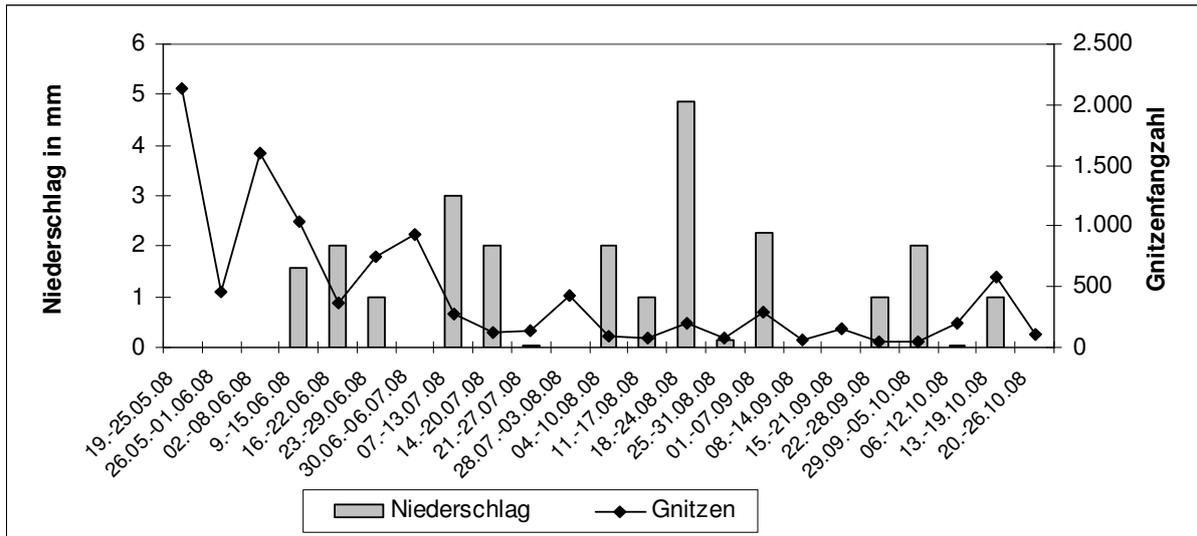
Grafik 18: Verlauf der durchschnittlichen relativen Luftfeuchte in % und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.

Die durchschnittlichen Windgeschwindigkeiten in Lögow konnten in den Bereichen von 1 km/h bis 8 km/h registriert werden (Grafik 19). Besonders in der zweiten Untersuchungshälfte gab es mehrere Perioden, in denen höheren Windgeschwindigkeiten (>7 km/h) aufgezeichnet wurden.



Grafik 19: Verlauf der durchschnittlichen Windgeschwindigkeit in km/h und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.

Die durchschnittlichen Niederschlagswerte sind in Grafik 20 dargestellt. Sie lagen zwischen 0 mm und 5 mm in der Woche. In den Untersuchungswochen mit keinem Niederschlag sind teilweise Anstiege in den Gnitzenfangzahlen zu erkennen.

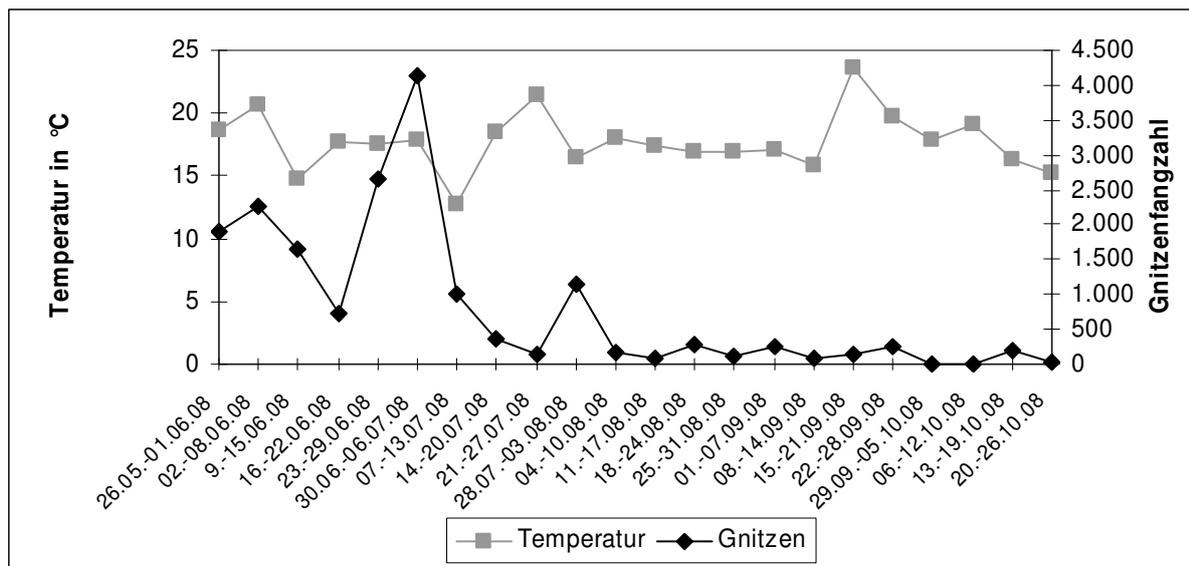


Grafik 20: Verlauf des durchschnittlichen Niederschlages in mm und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.

Der durchschnittliche Luftdruck variierte nur geringgradig mit Werten zwischen 858 hPa und 1.013 hPa über den Versuchszeitraum. Auf eine graphische Darstellung wird hier verzichtet.

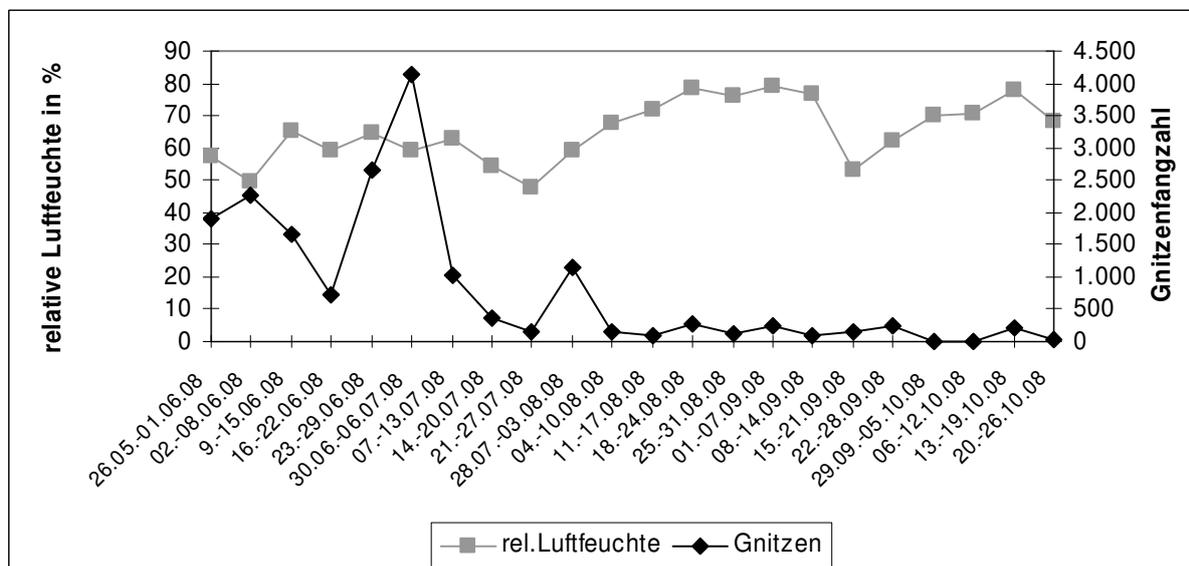
Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt

Im Untersuchungszeitraum bewegten sich die mittleren Temperaturen zwischen 13°C und 24°C (Grafik 21). Anfang Juni (09.-15.06.08) und Anfang Juli (07.-13.07.08) fielen die Temperaturen kurzzeitig unter 15 °C. Mitte September war die wärmste Wetterperiode mit durchschnittlich 24°C. In den übrigen Versuchswochen lagen die durchschnittlichen Temperaturen um die 17°C.



Grafik 21: Verlauf der durchschnittlichen Temperatur in °C und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.

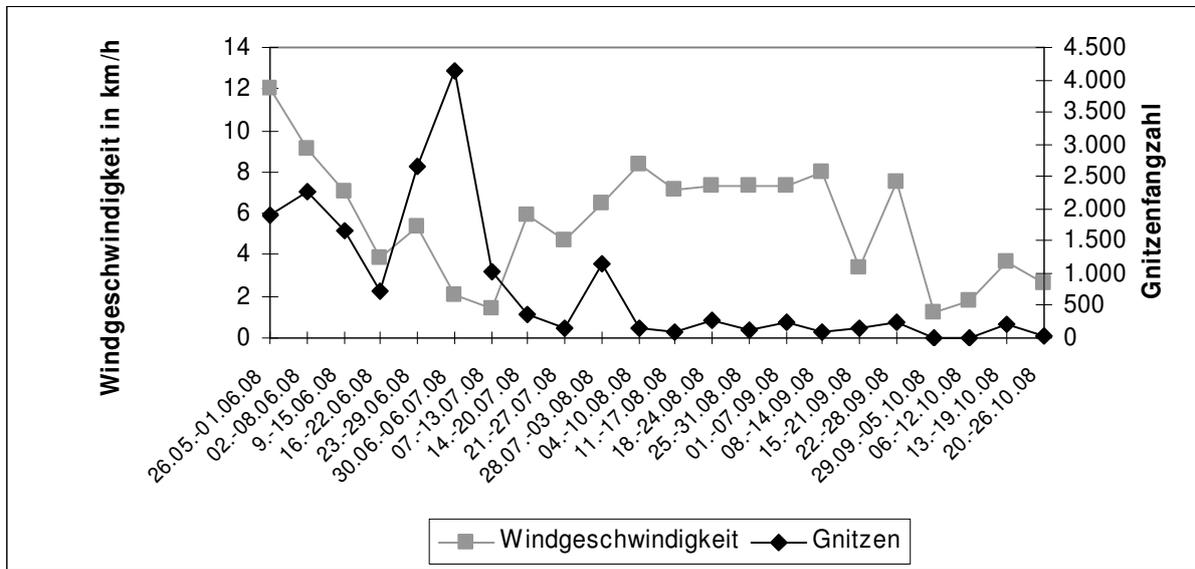
Die relative Luftfeuchte lag im Wochendurchschnitt zwischen 48% und 78% (Grafik 22). In der zweiten Versuchshälfte ab Ende Juli wurden grundsätzlich höhere Werte ermittelt.



Grafik 22: Verlauf der durchschnittlichen relativen Luftfeuchte in % und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.

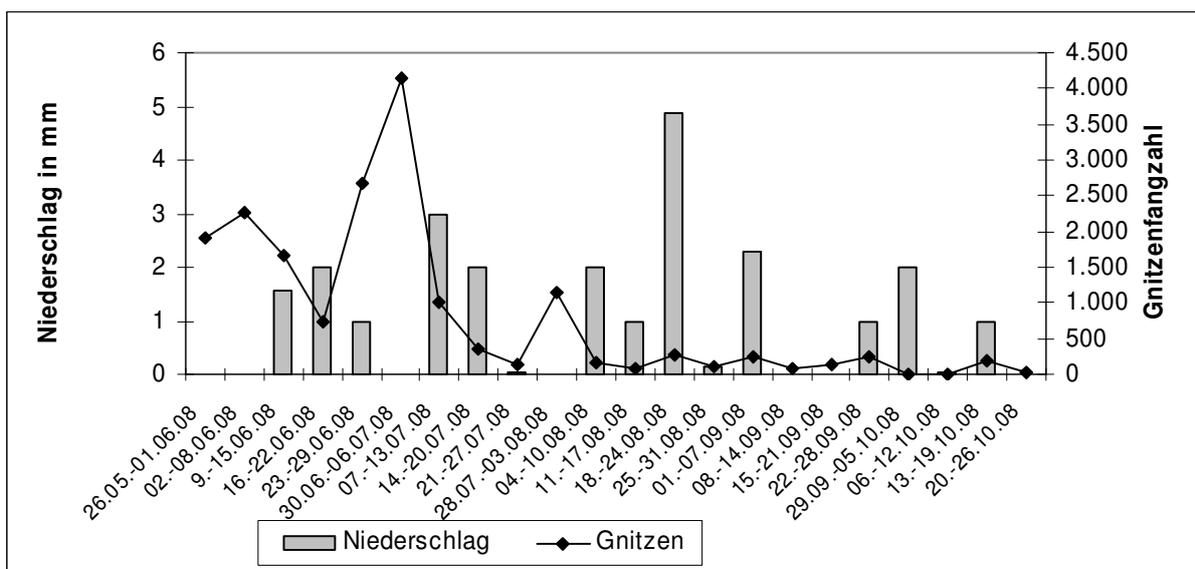
In der ersten Versuchswoche wurden die höchsten Windgeschwindigkeiten im gesamten Untersuchungszeitraum (Grafik 23) aufgezeichnet. In den folgenden Wochen zeigte sich ein Abfall. Ab Mitte Juli stiegen die durchschnittlichen Wochenwerte wieder an und es hielten

sich bis Ende September Windgeschwindigkeiten zwischen 5 km/h und 8 km/h. Zum Ende der Fangperiode wurden die geringsten Windgeschwindigkeiten registriert.



Grafik 23: Verlauf der durchschnittlichen Windgeschwindigkeit in km/h und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, 19.05.-26.10.2008.

Die durchschnittlichen Niederschlagswerte aus Eichstädt sind aus Grafik 24 ersichtlich. Die Niederschläge lagen in Bereichen von 0 mm bis 5 mm in der Woche. In den Versuchswochen mit keinem oder wenig Niederschlag sind höhere Gnitzenfänge dokumentiert worden.



Grafik 24: Verlauf des durchschnittlichen Niederschlages in mm und der wöchentlichen Gnitzenfangzahlen auf der Milchviehanlage in Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, vom 19.05.-26.10.2008.

Die Wochendurchschnitte der Luftdruckmessungen schwankten zwischen 1.000 hPa und 1.011 hPa. Auf eine graphische Darstellung wird hier verzichtet.

3.2.1.4 Windempfindlichkeit und Staubbelastung der Netze

Im Laufe der Untersuchungen war das insektizidbehandelte Netz an den Milchviehstallungen den unterschiedlichsten Umwelteinflüssen wie Wind, Regen, Sonnenlicht und Staub ausgesetzt. In beiden Betrieben wurden keine Windschäden beobachtet. Das Polyesternetz zeigte eine sehr gute Formstabilität und konnte am Ende des Versuches in seiner ursprünglichen Form aus den Rahmen entfernt werden.

Ein weiterer positiver Aspekt war die Reißfestigkeit. Trotz teilweise hoher Belastungen des Netzes durch technische Geräte (Traktoren, etc.) mussten nur wenige Netzteile in den Zufahrtstoren ausgetauscht werden.

Die zunehmende Verschmutzung der Netze (Abb. 20/21) durch Staub in den Stallungen war nicht unerheblich und führte im Laufe der Zeit zu Einschränkungen in der Luftzirkulation. Der Luftaustausch zwischen Umgebung und Stall wurde beeinträchtigt. Die Stallungen wurden gerade im Sommer sehr warm und stickig. Für eine ausreichende Luftzirkulation und das Tierwohlbefinden wurden die vernetzten Tore daher teilweise geöffnet. Durch die fortschreitende Schmutzansammlung auf dem Netz reduzierte sich auch der Lichteinfall in die Stallungen (Abb. 22/23). Es wurde sichtlich dunkler in den vernetzten Gebäuden. An windgeschützten Stallseiten mit Feuchtigkeitsansammlungen auf dem Netz kam es an stark verschmutzten Abschnitten zu flächendeckenden Schimmelbildungen. Beim Entfernen der Netze von den Stallungen im Oktober fielen die Schmutzkrusten zum Teil flächenweise ab.



Abbildung 20: Netz nach der Ausbringung, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, Mai 2008.



Abbildung 21: Verschmutzung des Netzes nach 5 Monaten, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, Landkreis Oberhavel, Brandenburg, Oktober 2008.

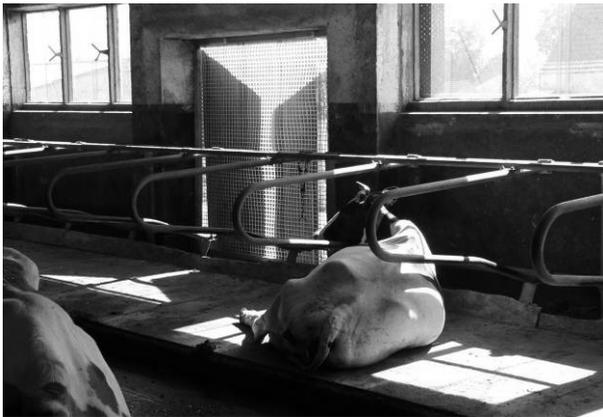


Abbildung 22: Netz nach der Ausbringung, Agrargenossenschaft Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, Mai 2008.



Abbildung 23: Deutlich reduzierter Lichteinfall in den Stall, Agrargenossenschaft Lögow, Landkreis Ostprignitz-Ruppin, Brandenburg, Oktober 2008.

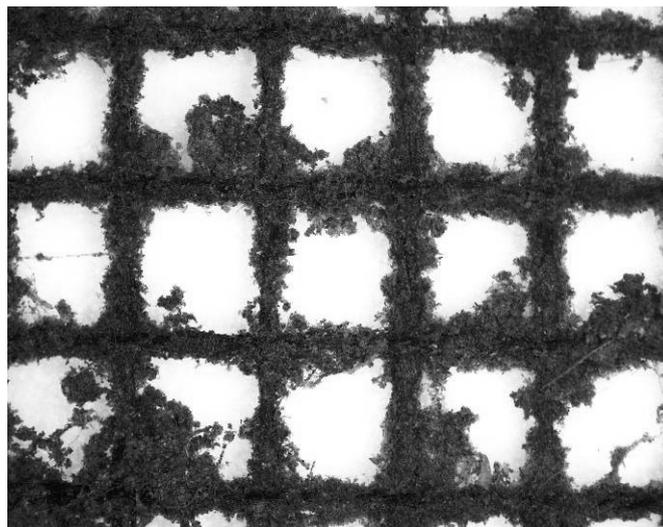


Abbildung 24: Schmutzanlagerung in den Maschen des Deltamethrin-behandelten Netzes

3.2.2 Biozide Wirksamkeit der Netze im Labor

Die Wirksamkeit und Persistenz von Deltamethrin auf dem Netz sollte mit Hilfe von insektizidempfindlichen Testinsekten (*Musca domestica* und *Culicoides nubeculosus*) im Labor nachgewiesen werden.

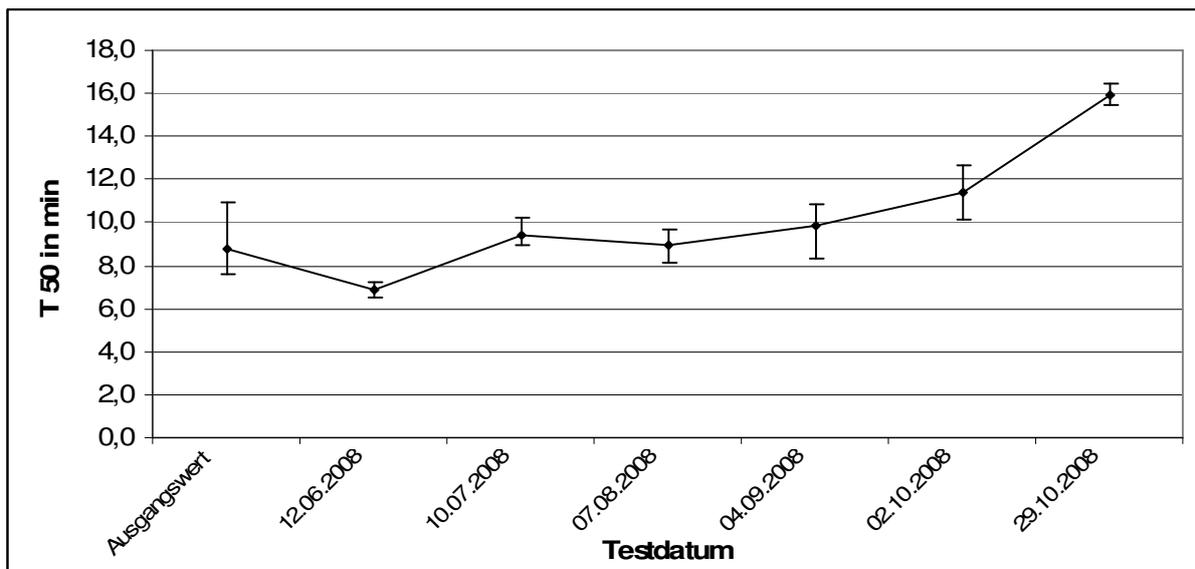
3.2.2.1 Insektizidpersistenz ausgebrachter Netze

Es erfolgte eine Testung der ausgebrachten Netze im vierwöchigen Abstand (12. Juni, 10. Juli, 07. August, 04. September, 02./29. Oktober 2008). Die Testergebnisse sollten über ein Nachlassen der Wirksamkeit von Deltamethrin Auskunft geben.

3.2.2.1.1 Testung mit *M. domestica*

Für die Beurteilung der biologischen Wirkung der mit Deltamethrin behandelten Netze wurde der T-50-Wert bestimmt (Kap. 3.1.7.1). Die Netzproben wurden vor und nach der Ausbringung auf den Milchviehbetrieben untersucht. Es erfolgte eine dreimalige Überprüfung jeder Netzprobe.

In Grafik 25 /Tab. 3 zeigt sich die Entwicklung des T-50 des Netzmaterials aus Lögow. Der mittlere T-50 des Netzes vor der Ausbringung lag bei 8,6 min, d.h., dass nach 8,6 min 50% der Testfliegen nach einer Exposition von 10 Sekunden, paralysiert waren. In den folgenden drei Monaten schwankte der durchschnittliche T-50 zwischen 6,9 und 9,8 Minuten. Eine Wirkung des Netzes konnte dementsprechend angenommen werden. Ab September zeigte sich eine ansteigende Tendenz des T-50. Bei der letzten Testung war die Hälfte der Testfliegen erst nach 15,9 min paralysiert. Es war also im Laufe der Untersuchungen ein deutlicher Anstieg des T-50 um fast 7 Minuten nachzuweisen. Die Wirksamkeit des Netzes nahm scheinbar ab.



Grafik 25: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralysiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von *Musca domestica* (N=50) für 10 Sekunden in der FlyBox® auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Lögow in monatlichen Abständen getestet.

Tabelle 3: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Fliegen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Agrargenossenschaft Lögow, 2008.

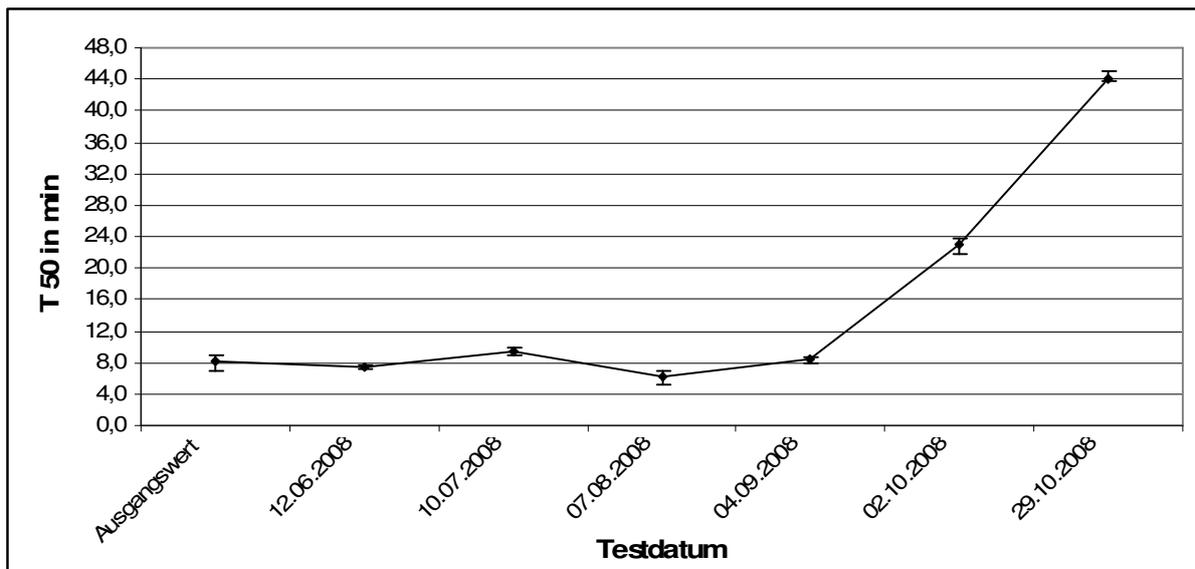
Lögow	Ausgangswert*	12.06.08	10.07.08	07.08.08	04.09.08	02.10.08	29.10.08
T-50	8,8	6,9	9,4	9,0	9,8	11,4	15,9
SD	1,9	0,4	0,7	0,7	1,3	1,2	0,5

* Ausgangswert, d.h. vor der Netzausbringung im Mai 2008

T-50: Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralytisch waren; Angabe in Minuten

SD: Standardabweichung; Angabe in Minuten

Der T-50 des Netzes in Eichstätt lag zu Beginn des Versuches bei 8,1 min (Grafik 26 / Tab. 4). In den folgenden vier Monatstestungen konnten Schwankungen zwischen 6,2 min und 9,5 min festgestellt werden. Im Oktober stieg der T-50 auf 22,9 min. In der letzten Testung waren erst nach 44,1 min 50% der Testfliegen paralytisch. Es konnte somit im Verlauf der Untersuchungen eine deutliche Verzögerung des Wirkungseintrittes nachgewiesen werden.



Grafik 26: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralytisch waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von *Musca domestica* (N=50) für 10 Sekunden in der FlyBox® auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Eichstätt in monatlichen Abständen getestet.

Tabelle 4: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Fliegen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, 2008.

Eichstädt	Ausgangswert*	12.06.08	10.07.08	07.08.08	04.09.08	02.10.08	29.10.08
T-50	8,1	7,5	9,5	6,2	8,4	22,9	44,1
SD	1,1	0,3	0,5	0,9	0,4	1,0	0,7

* Ausgangswert, d.h. vor der Netzausbringung im Mai 2008

T-50: Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralytisch waren; Angabe in Minuten

SD: Standardabweichung; Angabe in Minuten

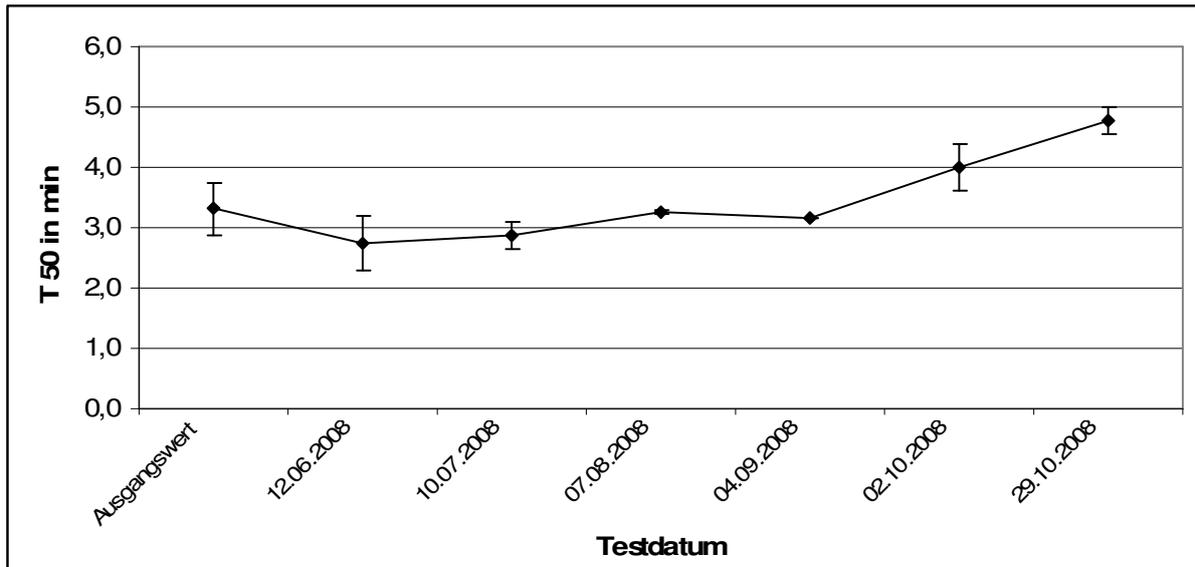
Bei den letzten Testungen im Oktober war deutlich zu erkennen, dass nach der Exposition und einer Beobachtungszeit von 6 und 24 Stunden sich paralytisierte Fliegen wieder physiologisch verhielten. In Eichstädt konnte eine 100%-ige Paralyserate mit dem am 29. Oktober entnommenen Netz nicht mehr erreicht werden.

3.2.2.1.2 Testung mit *C. nubeculosus*

Im Gnitzen-Bioassay, der nur zweimal durchgeführt werden konnte, wurde wiederum der T-50 zur Auswertung herangezogen.

In Grafik 27 stellt sich die Entwicklung des T-50 vom Netzmaterial aus Lögow dar. In der Testung des Ausgangsnetzes waren nach 3,3 min 50% der Gnitzen paralytisch. Bei den folgenden vier monatlichen Bioassay's variierten die Werte zwischen 2,8 min und 3,3 min. Im Oktober war dann ein Anstieg des T-50 in der ersten Testung auf 4,0 min und in der zweiten Testung auf 4,8 min zu ermitteln. In Tab. 5 sind die Ergebnisse dieser Untersuchungen dargestellt.

Eine Zunahme des T-50 zeigte sich also sowohl im Fliegen- als auch im Gnitzen-Bioassay. Damit lässt sich durch beide Testinsekten eine Abnahme der Wirksamkeit dokumentieren.



Grafik 27: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralyisiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von *Culicoides nubeculosus* (N=30) für 10 Sekunden auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Lögow in monatlichen Abständen getestet.

Tabelle 5: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Gnitzen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Agrargenossenschaft Lögow, 2008.

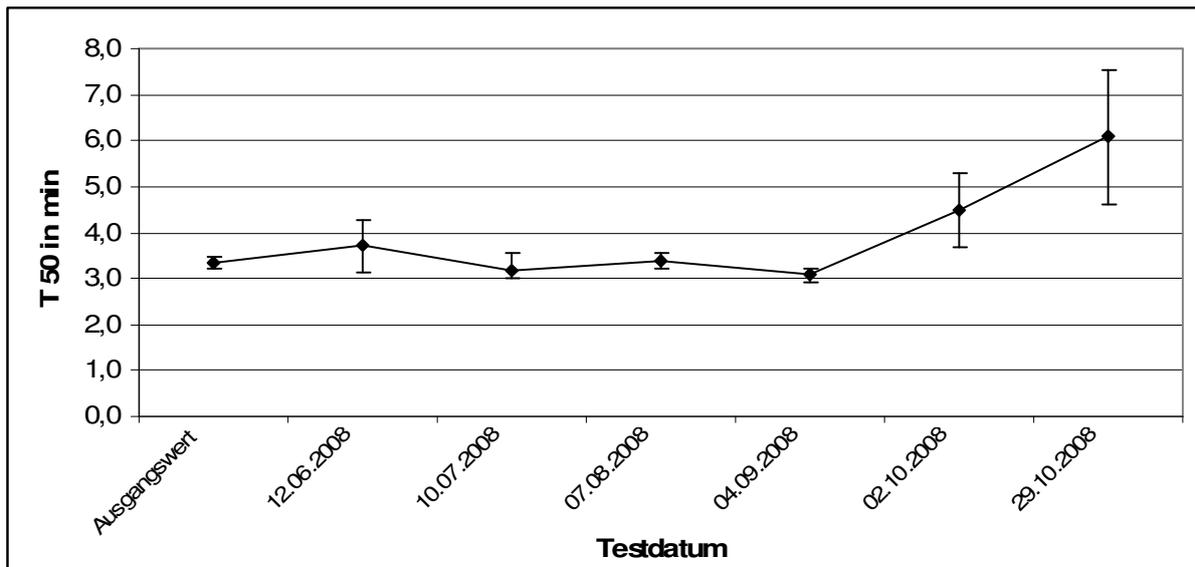
Lögow	Ausgangswert*	12.06.08	10.07.08	07.08.08	04.09.08	02.10.08	29.10.08
T-50	3,3	2,8	2,9	3,3	3,2	4,0	4,8
SD	0,6	0,6	0,3	0,0	0,0	0,5	0,3

* Ausgangswert, d.h. vor der Netzausbringung im Mai 2008

T-50: Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralyisiert waren; Angabe in Minuten

SD: Standardabweichung; Angabe in Minuten

Die Testergebnisse des Netzes in Eichstädt sind aus Grafik 28 / Tab. 6 ersichtlich. Hier lag der T-50 des Netzes vor der Ausbringung bei 3,3 min. In den nachfolgenden Bioassays waren nur geringe Schwankungen zwischen 3,1 min und 3,7 min zu beobachten. Anfang Oktober stieg der T-50 auf 4,5 min. Am Versuchsende war eine erneute Zunahme bis auf 6,1 min zu verzeichnen. Es erfolgte demnach über den gesamten Versuchszeitraum ein Anstieg des T-50 um 2,8 min.



Grafik 28: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralytisiert waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von *Culicoides nubeculosus* (N=30) für 10 Sekunden auf Deltamethrin-haltigen Netzproben. Die Netze wurden vor der Ausbringung im Mai 2008 (Ausgangswert) und nach der Ausbringung auf der Milchviehanlage in Eichstädt in monatlichen Abständen getestet.

Tabelle 6: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) im Gnitzen-Bioassay mit monatlich entnommenen Netzproben, Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt, 2008.

Eichstädt	Ausgangswert*	12.06.08	10.07.08	07.08.08	04.09.08	02.10.08	29.10.08
T-50	3,3	3,7	3,2	3,4	3,1	4,5	6,1
SD	0,2	0,8	0,3	0,3	0,2	1,1	2,1

* Ausgangswert, d.h. vor der Netzausbringung im Mai 2008

T-50: Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralytisiert waren; Angabe in Minuten

SD: Standardabweichung; Angabe in Minuten

Auf beiden Versuchsbetrieben zeigten die ausgebrachten Netze in den Bioassays Anstiege der T-50-Werte. Der Ausgangswert beider Netze lag im Fliegen-Bioassay zwischen 8-9 Minuten. Von Juni bis September wurden nur geringe Schwankungen des T-50 registriert. Im Oktober konnten dann deutlich erhöhte Werte festgestellt werden. In Eichstädt verfünffachte sich der Ausgangswert.

Im Gnitzen-Bioassay zeigten sich ähnliche Entwicklungen. Die Untersuchung des Netzmaterials vor Ausbringung ergab einen mittleren T-50 von 3,3 Minuten. Die Schwankungen in den Verlaufsuntersuchungen blieben gering. Auch in Eichstädt war der höhere Anstieg zum Ende der Untersuchungen nachzuweisen.

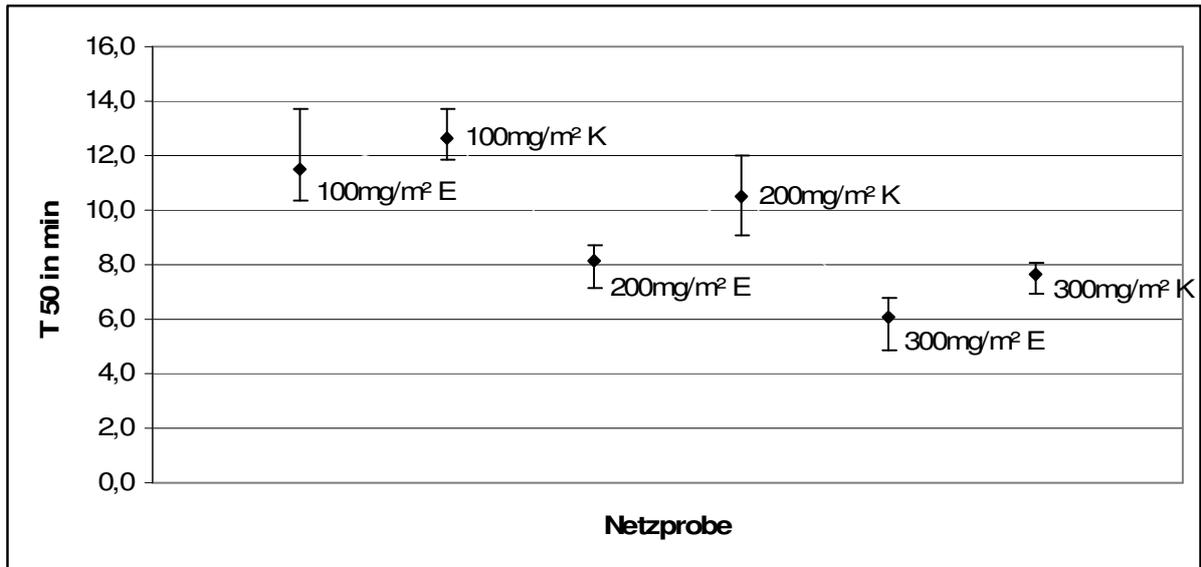
3.2.2.2 Biozide Aktivität in Abhängigkeit von der Insektizidkonzentration und der Art der Ausrüstung

Ein zweiter Teil der Laborversuche bezog sich auf die Testung von Netzprototypen mit unterschiedlichen Insektizidkonzentrationen (100, 200, 300 mg/m²) und zwei verschiedenen Formulierungen (Emulsion/Verkapselung).

3.2.2.2.1 Testung mit *M. domestica*

Anhand der Netzproben konnten im Bioassay Unterschiede des Paralysezeitpunktes in Abhängigkeit von der Wirkstoffkonzentration und der Wirkstoffformulierung gezeigt werden (Grafik 29). Es stellte sich heraus, dass der T-50 bei den Netzproben mit der Deltamethrin-Emulsion bei allen Konzentrationsstufen im Durchschnitt niedriger lag, obwohl es zu Überschneidungen der Schwankungsbreiten kam. Die Fliegen reagierten früher mit Paralyseerscheinungen auf die mit der Deltamethrin-Emulsion behandelten Netze. Bei den mit 100 mg/m² ausgerüsteten Netzen lag der Unterschied des mittleren T-50-Wertes bei 1,2 min. Bei der folgenden Konzentrationsstufe von 200 mg/m² Deltamethrin zeigte sich eine Differenz von 2,3 min. Die mit 300 mg/m² Deltamethrin-Emulsion ausgerüstete Netzprobe führte zu einem T-50, der 1,5 min früher einsetzte als der der entsprechenden verkapselten Probe.

Die Unterschiede zwischen den einzelnen Konzentrationsstufen waren sowohl bei der Emulsion als auch bei der verkapselten Deltamethrinformulierung erkennbar. Der höchste durchschnittliche T-50 wurde bei einer Konzentration von 100 mg/m² und der Niedrigste bei 300 mg/m² ermittelt. Der T-50 der mit 100 mg/m² Deltamethrin-Emulsion ausgerüsteten Netzprobe lag bei 11,5 min. Zur folgenden Konzentrationsstufe fiel der T-50 um 3,3 min. Bei der 300 mg/m² Deltamethrin-Netzprobe konnte ein T-50 von 6,1 min erhoben werden. Ein ähnliches Bild zeigte sich bei den Konzentrationsstufen der verkapselten Deltamethrinlösung. Bei einer Konzentration von 100 mg/m² setzte der T-50 nach einer Zeit von 12,7 min ein. Der Abfall zur 200 mg/m² Netzprobe (10,5 min) lag bei 2,2 min. Bei 300 mg/m² trat der T-50 schon nach 7,6 min ein. Aus Tab. 7 können alle Einzelwerte entnommen werden.



Grafik 29: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralytisch waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von *Musca domestica* (N=50) für 10 Sekunden in der FlyBox[®] auf Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung, 2008.

Tabelle 7: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) von Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung im Fliegen-Bioassay, 2008.

Netzprobe	T-50	SD
100mg/m ² Emulsion	11,5	1,9
100mg/m ² Kapsel	12,7	1,0
200mg/m ² Emulsion	8,2	0,9
200mg/m ² Kapsel	10,5	1,5
300mg/m ² Emulsion	6,1	1,1
300mg/m ² Kapsel	7,6	0,6

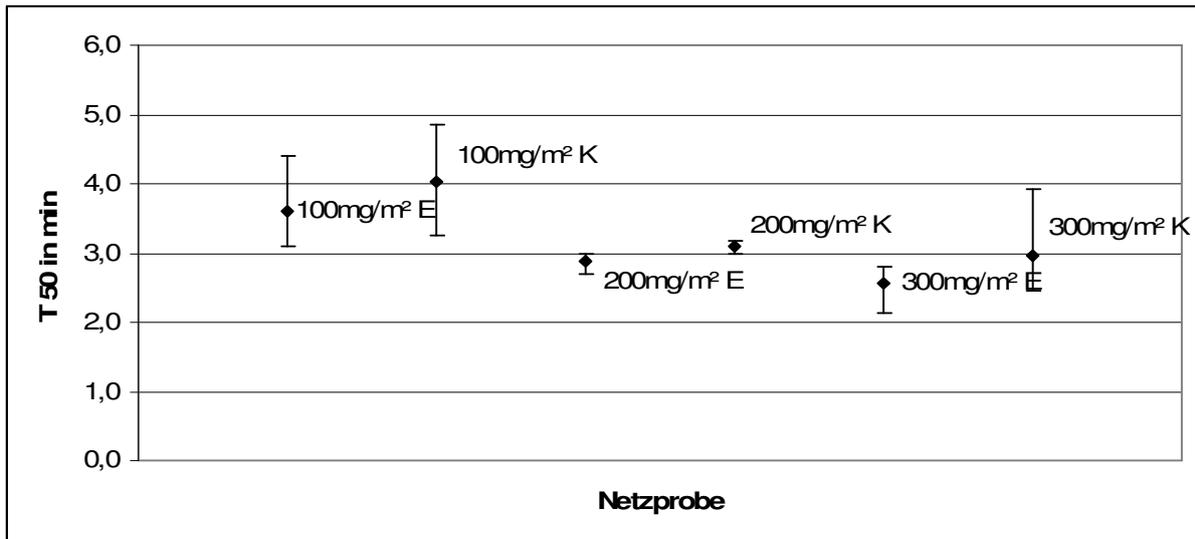
T-50: Zeitpunkt, an dem 50% der Testfliegen paralytisch waren; Angabe in Minuten

SD: Standardabweichung; Angabe in Minuten

3.2.2.2.2 Testung mit *C. nubeculosus*

Alle sechs im Labor ausgerüsteten Netzproben wurden nachfolgend auch im Bioassay mit Gniten getestet. In Grafik 30 ist der mittlere T-50 der unterschiedlichen Netzproben dargestellt. Es zeigt sich ein ähnlicher Verlauf wie im Fliegen-Bioassay. Die Deltamethrin-

Emulsion führte im Durchschnitt zu niedrigeren T-50 Werten. Das bedeutet, dass die Paralyse auch bei 50% der Gnitzen schneller einsetzte. Die Werte lagen im Bereich von 2,6 min (bei 300 mg/m² Deltamethrin als Emulsion) bis 4,0 min (bei 100 mg/m² Deltamethrin als Kapsel). Die Konzentrationsabstufungen führten auch bei den Gnitzen tendenziell zu unterschiedlichen Reaktionen, obwohl es in den Schwankungsbreiten zu Überschneidungen kam. Die Abstände zwischen den ermittelten T-50-Werten lagen im Sekunden-Bereich und waren damit viel geringer als im Fliegen-Bioassay. In Tab. 8 sind die einzelnen Ergebnisse dargestellt.



Grafik 30: Mittlere T-50- Werte (Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralytisch waren) mit Darstellung des Minimums und Maximums (n=3), nach Exposition von *Culicoides nubeculosus* (N=30) für 10 Sekunden auf Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung, 2008.

Tabelle 8: Übersicht der mittleren T-50-Werte (n=3) von Deltamethrin-haltigen Netzproben mit einer Konzentration von 100, 200, 300 mg/m² in Form einer Emulsion und verkapselten Lösung im Gnitzen-Bioassay, 2008.

Netzprobe	T-50	SD
100mg/m ² Emulsion	3,6	0,7
100mg/m ² Kapsel	4,0	0,8
200mg/m ² Emulsion	2,9	0,2
200mg/m ² Kapsel	3,1	0,1
300mg/m ² Emulsion	2,6	0,4
300mg/m ² Kapsel	3,0	0,8

T-50: Zeitpunkt, an dem 50% der Testgnitzen paralysiert waren; Angabe in Minuten

SD: Standardabweichung; Angabe in Minuten

4 Diskussion

Ziel der Untersuchungen war es zu überprüfen, ob Milchviehstallungen durch insektizidhaltige Netze gegen den Eintrag von Gnitzen und damit Rinder gegen die Blauzungenkrankheit sowie andere Lästlingsinsekten geschützt werden können.

Für diese Untersuchungen wurden im Bundesland Brandenburg in den Landkreisen Ostprignitz-Ruppin und Oberhavel zwei Milchviehbetriebe mit einem bekanntlich hohen Gnitzenaufkommen und ganzjähriger Stallhaltung ausgewählt. Zusätzlich konnte nach Angaben der Landwirte im Sommer mit hohen Fliegenabundanzen gerechnet werden. Voraussetzung für die Auswahl der Betriebe war, dass zwei etwa gleich große, voneinander getrennte Stallungen auf einer Anlage zur Verfügung standen. Diese sollten möglichst eine ähnliche Tieranzahl und eine homogene Aufteilung der Leistungsgruppen aufweisen, da der Kooperationspartner von der Humboldt-Universität Auswirkungen der Schutzmaßnahmen auf das Tierverhalten und die Milchleistung untersuchen wollte. Das zur Verfügung stehende insektizidbehandelte schwarze Polyesternetz der Maschenweite 2 x 2 mm hatte einen angestrebten Deltamethringehalt von 100 mg/m². Dieses Netz wurden vor seiner Ausbringung auf den Betrieben im Labor auf seine biologische Wirksamkeit mittels des Testinsektes *Musca domestica* untersucht. Anfang Mai 2008 wurde jeweils ein Stall pro Anlage komplett vernetzt. Der andere Stall blieb vollkommen ungeschützt. Beide Stallungen wurden mit einer identischen Anzahl von speziellen Gnitzen- und Fliegenfallen ausgestattet. Von Mitte Mai bis Ende Oktober 2008 erfolgte das entomologische Monitoring auf beiden Versuchsbetrieben. Über den gesamten Versuchszeitraum wurden die ausgebrachten Netze in vierwöchigen Abständen im Labor auf ihre biozide Aktivität untersucht. Als Testinsekten standen gezüchtete Laborstämme von *Musca domestica* und *Culicoides nubeculosus* zur Verfügung.

Die Projektpartner der Humboldt Universität zu Berlin rüsteten die beiden Stallungen der Milchviehanlage in Lögow (Landkreis Ostprignitz-Ruppin) mit zwei fest installierten und einer Dome-Kamera aus. Die Dome-Kamera ließ sich manuell steuern und somit konnten tierindividuelle Beobachtungen durchgeführt werden. Die Aufzeichnungen des Tierverhaltens und der Abwehrbewegungen erfolgten jeden Dienstag für 24 Stunden. Die Ergebnisse der Abwehrbewegungen sollten im Zusammenhang mit der Milchleistung der aufgestellten Tiergruppen ausgewertet werden.

An den Tiergesundheitsdienst Bayern erfolgte der Versand von Boden-, Wasser-, Kot- und Milchproben. Diese wurden im Rahmen von ökotoxikologischen Untersuchungen auf einen eventuell vorhandenen Deltamethringehalt untersucht. Alle Proben wurden mittels LC-MS (Flüssigchromatographie mit Massenspektrometrie-Kopplung) analysiert.

Die Firma Cognis GmbH, Monheim, stellte uns während der laufenden Untersuchungen weitere Netzprototypen im Rahmen der Netzoptimierung für Labortestungen zur Verfügung. Es sollte die biozide Wirkung von Netzen mit steigenden Insektizidkonzentrationen und verschiedenen Ausrüstungsarten anhand der Reaktionsunterschiede der Testinsekten beurteilt werden.

Versuchsaufbau

Da der Entwicklungszyklus von Gnitzen an feuchte Habitats gebunden ist (Boorman, 1993), war die Auswahl der Betriebe in der durch Seen geprägten Region Brandenburgs sicherlich eine gute Entscheidung als Versuchsstandort. Dass Gnitzen in Stallgebäude eindringen, ist bereits lange bekannt (Kühlhorn, 1964; Baldet et al., 2008). Die Voraussetzung, dass sich zwei gleich große Stallungen auf einer Anlage befinden müssen, war nicht leicht zu erfüllen. Damit fielen einige Milchviehbetriebe für die Untersuchungen aus. Mit den Betrieben in Lögow und Eichstädt waren zwei Anlagen identifiziert, die die Bedingungen in vielen Punkten erfüllten. In Lögow waren die Stallungen mit der identischen Tieranzahl belegt. Die Aufteilung der Leistungsgruppen auf die Stallungen konnte nicht beeinflusst werden. Die höherleistenden Tiere waren im vernetzten Stall und die niederleistenden Tiere im Kontrollstall untergebracht. In Eichstädt waren die Stallungen mit einer unterschiedlichen Tierzahl belegt. Im größeren, später vernetzten Stall, standen ca. 120 Kühe. Der Kontrollstall war auf Grund seiner Größe mit nur 60 Tieren belegt. Da die Aufteilung der Leistungsgruppen hier keine Vergleiche zuließ, wurden keine Tierbeobachtungen durchgeführt.

In zukünftigen Untersuchungen sollte versucht werden, die Bedingungen im Feld weiter zu optimieren, um Ergebnisse besser vergleichen zu können. Eine Nulldatenerhebung vor Beginn der Versuche wäre sinnvoll gewesen, um eine eventuell natürliche Differenz der Gnitzendichte in den Stallungen mit in die Versuchsergebnisse einbeziehen zu können.

In Bezug auf die Anwendbarkeit der Netze ist es wichtig, dass die Vernetzung von Stallungen eine individuelle Anpassung erfordert und technisch anspruchsvoll ist. Das Bespannen von angefertigten Holzrahmen mit dem insektizidbehandelten Netz erwies sich als eine praktikable und dauerhaft haltbare Methode. Da auch die Zufahrt zum Stall vernetzt wurde, mussten die Tore einer enormen Beanspruchung standhalten. Die Aufwendungen zur kompletten Vernetzung eines Stalles sind sehr hoch und man ist auf die Bereitschaft des Betriebspersonals angewiesen, die Zufahrten nach jedem Arbeitsgang erneut zu verschließen.

Die Polyesternetze erwiesen sich als sehr widerstandsfähig und sind damit für den Einsatz im Feld durchaus geeignet und zu empfehlen. Die Staub- und Schmutzbelastung der Netze

an den Stallungen war erheblich. Gerade in Eichstädt, wo die Tiere zweimal täglich mit Stroh eingestreut wurden, nahmen die Schmutzablagerungen sichtbar schnell zu. Durch diese Schmutzablagerungen verschlechterte sich merklich, vor allem im Sommer, die Luftzirkulation in den Gebäuden. Auch der Lichteinfall war deutlich reduziert. Der vernetzte Stall war auf beiden Betrieben, aber vor allem in Eichstädt, wesentlich wärmer und stickiger. Um die Luftverhältnisse in den Stallungen zu verbessern, öffneten die Landwirte zeitweise die Tore. Ein eventueller Insekteneinflug in diesen Zeiten war sehr wahrscheinlich.

Die direkte Vernetzung von Stallgebäuden ist auf Grund der geringen Maschenweite des Netzes und der doch erheblichen Verschmutzung für die Luftverhältnisse und damit auch für das Tierwohlbefinden nicht empfehlenswert. Eine Vernetzung außerhalb der Stallgebäude wäre sinnvoller, auch um den Selbstreinigungseffekt durch Regen nutzen zu können. Natürlich ist diese Form nur möglich, wenn sich das Insektizid nicht auswäscht. Deltamethrin sollte nicht in ein aquatisches System gelangen, da es hochtoxisch für Fische ist (Scholtysik und Steuber, 2002; Beckmann und Haack, 2003). In Bezug auf die Behinderung von Arbeitsabläufen müssen zukünftig auf jedem Betrieb Kompromisse gefunden werden.

Für die Durchführung des entomologischen Monitorings mussten die Fallenstandorte sinnvoll gewählt werden um aussagekräftige Ergebnisse zu erhalten. Die Gnitzen- und Fliegenfallen wurden in beiden Stallungen identisch angebracht. Sie befanden sich in der unmittelbaren Nähe zu den offenen oder vernetzten Fenstern. Es war leider nicht möglich, genau in der Mitte des Stalles in den größten Tiergruppen eine Falle zu positionieren. Man hätte dann eine Aussage darüber treffen können, ob Gnitzen nach einer Netzexposition noch in der Lage sind auch Rinder in der Mitte des Stalles anzufliegen und Blut aufzunehmen. Die verwendeten Biogents Sentinel UV-Licht-Fallen[®] funktionierten über den gesamten Versuchszeitraum ohne größere Ausfälle. Es musste lediglich darauf geachtet werden, dass im Sommer genügend Alkohol, auf Grund der schnellen Verdunstung, in den Fangbechern vorhanden war. Die Fallen waren einfach aufzubauen und in den Stallungen unkompliziert anzubringen.

Zur Aufzeichnung der örtlichen Wetterbedingungen wurde auf jedem Betrieb eine Funk-Wetterstation aufgestellt. Die einzelnen Parameter (Temperatur, Luftdruck, usw.) und die ermittelten Gnitzenfangzahlen wurden gegenübergestellt um eventuell Zusammenhänge ermitteln zu können. Im Laufe der Versuchsmonate fiel die Wetterstation immer mal wieder durch Funkstörungen aus. Für zukünftige Untersuchungen sollte auf landwirtschaftlichen Betrieben auf weniger stör anfällige Systeme zurückgegriffen werden um Datenausfällen vorzubeugen.

Netzmaterial

Die industriell hergestellten insektizidbehandelten Netze mit einer Maschenweite von 2 x 2 mm standen Ende März 2008 in Berlin zur Verfügung. Durch die eingearbeiteten Verstärkungstreifen im Netz konnte bei der Ausrüstung kein gleichmäßiger Anpressdruck im Foulard erreicht werden. Die gewünschte Deltamethrinkingonzentration von 100 mg/m² konnte nicht bei allen Rollen erreicht werden. Alle Netzrollen wurden im Labor getestet und die Wahl fiel auf die Rollen mit der besten Wirkung. Die vom Netzausrüster analysierten Deltamethringehalte wurden im Nachhinein für die verwendete Rolle in Lögow mit 113 mg/m² und in Eichstädt mit 53 mg/m² angegeben. Auch Konzentrationsunterschiede innerhalb einer Rolle konnten nicht ausgeschlossen werden. Dieser Aspekt war wichtig bei der Entnahme von Netzproben für die biologischen Wirksamkeitstestungen im Labor. Die Netzprobenentnahme erfolgte an verschiedenen Stellen. Somit war die Ausgangskonzentration nicht immer einheitlich. Dadurch lassen sich auch die Schwankungen der T-50-Werte bei den Verlaufsuntersuchungen zur biologischen Wirksamkeit sowohl im Fliegen- als auch im Gnitzen-Bioassay erklären.

Felduntersuchungen

Gnitzenfangzahlen

Grundsätzlich war auf beiden Milchviehbetrieben ein ähnlicher Verlauf der Gnitzenabundanzen über den Versuchszeitraum zu verzeichnen. Die höchsten Gesamtfangzahlen (zwischen 1.014-4.132 Gnitzen) wurden bis Ende Juni (30.06.-02.07.08) ermittelt. Danach bewegten sich die Fangzahlen hauptsächlich in Bereichen zwischen 35 (20.-22.10.08 in Eichstädt) und 580 (13.-15.10.08 in Lögow). Die Saisonaktivität von Gnitzen wird im Allgemeinen von Mitte April bis Mitte November angegeben (Olbrich, 1987). Sie ist aber abhängig von klimatischen Faktoren und dem Vorhandensein von Brutplätzen (EFSA, 2008). Die hohen Gnitzenabundanzen zu Versuchsbeginn sprechen für den warmen Winter und das feuchte Frühjahr 2007/2008. Ab Mai/Juni blieb es über den gesamten Sommer sehr trocken. Die optimalen Brutplätze für die Gnitzenentwicklung fehlten um große Populationen hervorbringen zu können.

Die differenzierten Gnitzenfangzahlen zwischen Interventions- und Kontrollstall zeigen ebenfalls auf beiden Betrieben ein ähnliches Bild. Es konnte keine kontinuierliche Reduktion der Gnitzen im Interventionsstall erreicht werden. In Lögow konnte eine deutliche Reduktion um über 50% nur in der ersten (19.-21.05.09) und in der siebten Versuchswoche (30.06.-02.07.08) festgestellt werden. In diesen Wochen konnten auch die höchsten Gesamtgnitzenzahlen ermittelt werden. In vier Versuchswochen wurden sogar mehr Gnitzen im Interventions- als im Kontrollstall gefangen. Die Reduktionserfolge schwankten ansonsten

zwischen 1% (02.-04.06.08) und 47% (01.-03.09.08). In die Versuchswochen mit geringerem Gnitzenaufkommen fielen auch die niedrigeren Reduktionserfolge. Es konnte statistisch kein signifikanter Unterschied zwischen den Gnitzenfängen im Interventions- und Kontrollstall festgestellt werden. Es zeigte sich also anhand der Ergebnisse, dass sich mit dem verwendeten Netz keine durchgehende Reduktion von Gnitzen erreichen ließ. Bei den Anteilen von gesogenen und ungesogenen Gnitzen sind in Lögow signifikante Unterschiede zwischen Interventions- und Kontrollstall festgestellt worden. Mit Ausnahme der Versuchswoche vom 21.07.08 war der Anteil gesogener Gnitzen im Kontrollstall immer höher. Das deutet darauf hin, dass Gnitzen die durch das Netz fliegen um am Rind Blut aufzunehmen durch die Deltamethrinexposition beeinträchtigt werden. Die vom Betrieb am 02. Juni 2008 durchgeführte Butox[®] (Deltamethrin) pour on Behandlung zeigte keinen Rückgang der gesogenen Gnitzen in beiden Stallungen. In den beiden nachfolgenden Wochen lag der Anteil gesogener Gnitzen wie in den vorherigen Wochen bei über 50%. Es ist bekannt, dass es bei einer pour on Behandlung zu einer ungleichmäßigen Verteilung des Wirkstoffes über die Körperoberfläche kommt. Gerade bevorzugte ventrale Körperregionen werden nicht ausreichend geschützt (Holbrook, 1986; Liebisch et al., 2008b; Bauer et al., 2009). Erst ab Ende Juni war sowohl im Interventions- als auch im Kontrollstall ein Rückgang der gesogenen Gnitzen auf unter 30% festzustellen. Eine genaue Ursache dafür konnte nicht ermittelt werden.

Es wäre auf Grund der Maschenweite von 2 x 2 mm und einer Gnitzengröße bei *C. obsoletus* von 0,5-1,5 mm möglich, dass die Gnitzen beim Durchflug auf Grund mangelnder Exposition kein oder zu wenig Insektizid aufnehmen. Anhand der Zusammensetzung der Fänge lässt sich deutlich nachweisen, dass es sich bei 82% der Gnitzen um Exemplare der Pulicaris-Gruppe handelt. Diese Gnitzen sind mit 2-3 mm größer als die Exemplare der Obsoletus-Gruppe (15%). Die hier vorliegende Verteilung des Artenspektrums steht im Gegensatz zu Untersuchungen aus dem Jahr 2007. In deutschlandweiten Monitoringprogrammen konnten überwiegend Vertreter der Obsoletus-Gruppe gefangen werden (Clausen et al., 2009; Hoffmann et al., 2009). Auch in Frankreich, Belgien und in den Niederlanden wurde überwiegend *C. obsoletus* nachgewiesen (Losson et al., 2007; Balenghien et al., 2008). Es konnte kein signifikanter Unterschied zwischen der Anzahl von Gnitzen der Obsoletus- und auch der Pulicaris-Gruppe zwischen Interventions- und Kontrollstall ermittelt werden. Das heißt, dass selbst die größere Art durch den Einsatz des Netzes nicht signifikant reduziert werden konnte. Interessant ist, dass die als eigentlich exophil und exophag bekannte Pulicaris-Gruppe (Meiswinkel et al., 2008b) in diesen Untersuchungen zu einem Großteil in den Rinderstallungen nachgewiesen werden konnte. Diese Ergebnisse decken sich mit den Untersuchungen aus Schmergow von Bauer et al. (2009). Eine Verkleinerung der Maschenweite wäre in Bezug auf die Gnitzengröße sinnvoll,

aber auf Grund der einschränkenden Luftzirkulation und Lichtverhältnisse im Stall in der hier vorliegenden Ausbringung nicht praktikabel. Diese Effekte konnten bereits in früheren Untersuchungen nachgewiesen werden (Porter, 1959). Da auch das Verhalten von Gnitzen am Netz noch nicht genau bekannt ist, wären Laboruntersuchungen zur genaueren Abklärung notwendig. Dort könnte dann in kleinen Versuchsaufbauten beobachtet werden, wie lange sich Gnitzen auf dem Netz aufhalten oder ob sie einfach ohne Netzkontakt hindurch fliegen. Zur weiteren Netzoptimierung muss mit dem Parameter Maschenweite experimentiert werden. Eine Möglichkeit, die auch nicht ausgeschlossen werden kann, ist dass sich Gnitzenpopulationen im Stall etablieren und somit eine Schutzmaßnahme an den Stallungen keinen dauerhaften Erfolg bringen kann. In einigen Untersuchungen konnten Gnitzen, darunter auch frisch gesogene, über Winter in Stallungen gefangen werden (Losson et al., 2007; Meiswinkel et al., 2008a). Um diesen Aspekt genauer untersuchen zu können, wären sicherlich langfristige entomologische Untersuchungen mit Gnitzenfallen außer- und innerhalb der Stallungen über eine ganze Saison sinnvoll.

Auch auf der Versuchsanlage in Eichstädt konnte keine dauerhafte Reduktion der Gnitzen im Interventionsstall erreicht werden. In 5 Versuchswochen (30.06.-02.07.08 / 21.-23.07.08 / 04.-06.08.08 / 01.-03.09.08 / 22.-24.09.08) konnte eine deutliche Reduktion der Gnitzenfänge im Interventionsstall um über 50% gegenüber den Gnitzenfängen im Kontrollstall erzielt werden. In 4 dieser 5 Versuchswochen lag ein relativ niedriges Gnitzenaufkommen vor. Deshalb sollte dieser Reduktionserfolg nicht überbewertet werden. Auch hier konnten in 5 Fangperioden mehr Gnitzen im vernetzten Stall gefangen werden. Laut des statistischen Tests nach Wilcoxon zeigt sich hier aber anhand der Zahlen in Eichstädt ein signifikanter Unterschied in der Gesamtanzahl der Gnitzen zwischen beiden Stallungen. Auch in der Auswertung der Anteile von gesogenen und ungesogenen Tieren lässt sich ein signifikanter Unterschied zwischen vernetztem und unernetztem Stall nachweisen. Es wurden teilweise Reduktionen bis zu 27% (13.-15.10.08) erreicht. Dies spricht eventuell dafür, dass eine Beeinträchtigung der Gnitzen zur Blutaufnahme am Rind stattfand. Bei der Zusammensetzung der Fänge dominierten auch auf dieser Anlage die Gnitzen der *Pulicaris*-Gruppe. Sie machten 77% der Gesamtfänge aus. Sowohl Gnitzen der *Obsoletus*- als auch der *Pulicaris*-Gruppe konnten in den Rinderstallungen gefangen werden. In Bezug auf die Anzahl von Gnitzen aus der *Obsoletus*- und *Pulicaris*-Gruppe ist im Vergleich der Stallungen ebenfalls ein statistisch signifikanter Unterschied nachzuweisen.

Trotz der statistischen Unterschiede ist die Wirkung des verwendeten Netzes im Feld nicht überzeugend. Zur weiteren Netzoptimierung muss mit den Parametern Maschenweite und Insektizidkonzentration gearbeitet werden. Eine gute insektizide Wirkung von Pyrethroiden auf Gnitzen konnte bereits nachgewiesen werden (Hull und Shields, 1939). Pyrethroide zeigten in einer Reihe von Untersuchungen gegenüber anderen Wirkstoffgruppen die größte

Wirkung (Kline et al., 1981; Floore, 1985; Wade, 2007). Die Maschenweite kann bei der Anwendung von Netzen am Stall nicht unendlich verkleinert werden, da die Luftverhältnisse in den Stallungen drastisch beeinflusst werden können. Das zeigten schon Untersuchungen von Trapido (1947).

Fliegenfangzahlen

Ab Mitte Juni wurden mittels zweier Klebstofffallen die Fliegenzahlen in den Stallungen erfasst. Sowohl in Lögow als auch in Eichstädt stieg die Anzahl der Fliegen kontinuierlich. In Eichstädt entwickelten sich die Zahlen wesentlich schneller. In der Versuchswoche vom 03.-10.07.08 konnten schon 1125 Fliegen auf den Fallen ausgezählt werden. In Lögow dagegen waren es insgesamt nur 122. Die schnellere Entwicklung der Fliegenpopulation ist sicherlich auf die Haltungsbedingungen der Rinder zurückzuführen. Die Rinder in Eichstädt werden auf Stroh gehalten und direkt hinter dem Stall befindet sich der Mistplatz. Damit sind für die Fliegen optimale Brutplätze vorhanden. Beim Vergleich der Fliegenfangzahlen aus dem vernetzten und unernetzten Stall fällt auf, dass im geschützten Stall in jeder Versuchswoche wesentlich mehr Fliegen verzeichnet werden konnten. Die Gründe dafür sind sicher die doppelt so hohe Tieranzahl in diesem niedrigen Stall und die dadurch enorme Wärmeentwicklung, die fehlende Durchlüftung des Stalles, die unmittelbar anschließende Koppel mit Rindern und der sehr dicht gelegene Mistplatz. Alle diese Faktoren bieten Fliegen bestmögliche Bruthabitate. Auch das Öffnen der Tore durch den Landwirt wird seinen Beitrag zu diesen hohen Fliegenzahlen geleistet haben.

In Lögow steigerte sich das Gesamtfliegenaufkommen von Mitte Juni (12.-18.06.08 / 29 Fliegen) bis Ende August (21.-28.08.08 / 2836 Fliegen). Im Oktober kam es dann noch mal zu einer Verdopplung der Fangzahlen. Über den gesamten Versuchszeitraum lag die durchschnittliche Reduktion der Fliegen im vernetzten Stall bei 31%. Es konnte ein signifikanter Rückgang der Fliegenzahlen durch das Netz nachgewiesen werden. Sicherlich spielt hier das Netz als mechanische Barriere eine große Rolle. Dass die Reduktion nicht deutlicher ausfiel, hat sicher auch damit zu tun, dass immer mehr Fliegenpopulationen gegen die herkömmlich eingesetzten Insektizide Resistenzen entwickeln.

Zur Fliegenbekämpfung auf Rinderbetrieben werden seit Jahren die zugelassenen Wirkstoffgruppen (Pyrethroide, Phosphorsäureester, etc.) je nach Intensität der Fliegenbelästigung verwendet. Jandowsky et al. (2009) untersuchten im Raum Brandenburg die Insektizidempfindlichkeit von Fliegen auf 60 Milchviehbetrieben. Lediglich zwei der insgesamt 60 untersuchten Feldpopulationen erwiesen sich nach ihrer Exponierung mit Deltamethrin als vollständig sensibel. Die übrigen 58 der untersuchten Fliegenpopulationen zeigten Auffälligkeiten in ihren Reaktionen gegenüber Deltamethrin. Davon wiesen mehr als die Hälfte der Fliegenstämme eine Resistenz von 50% oder höher auf. Auch die Betriebe

Lögow und Eichstädt gehörten zu den untersuchten Anlagen. In Eichstädt reagierten nur noch 50% der Fliegen sensibel auf die Deltamethrin-Exposition. In Lögow zeigten sogar über 80% der getesteten Fliegen keine Reaktion auf Deltamethrin (Jandowsky et al., 2009). Es liegen also auf beiden Betrieben Resistenzen gegenüber dem Pyrethroid Deltamethrin vor. Diese Ergebnisse zeigen deutlich, dass eine Fliegenbekämpfung mit Deltamethrin auf den beiden Betrieben gar nicht effektiv funktionieren kann. Auch in Bezug auf die Bekämpfung von Gnitzen sollte man den Aspekt der Insektizidresistenz nicht außer Acht lassen. Bisher gibt es dazu keine Untersuchungen, aber die Möglichkeit einer Resistenzentwicklung bei Gnitzen könnte bestehen.

Wetterdaten

Das Jahr 2008 war insgesamt ein sehr warmes und trockenes Jahr. Die höheren Gnitzenabundanzen bis Ende Juni sind vermutlich auf den warmen Winter und das feuchte Frühjahr zurückzuführen. Der Entwicklungszyklus von Gnitzen ist an Feuchtgebiete gebunden (Boorman, 1993; Werner und Kampen, 2007). Gerade für *C. obsoletus* ist bekannt, dass sie ihre Eier bevorzugt in Teiche, Moore, modernde Pflanzensubstanz und auch Fließgewässer ablegen (Havelka, 1976). In der zweiten Jahreshälfte war es in der sonst so feuchten Umgebung der Versuchsbetriebe sehr trocken. Im meteorologischen und entomologischen Monitoring konnte auf beiden Betrieben kein direkter Zusammenhang von örtlichem Wetter und Gnitzenaufkommen dargestellt werden. Anhand der örtlichen Wetteraufzeichnungen zeigt sich lediglich eine Tendenz, dass zeitlich versetzt zu Temperaturanstiegen auch die Gnitzenzahl zunahm.

Laboruntersuchungen

Die Wirksamkeit und Persistenz von Deltamethrin auf dem Netz wurde mit Hilfe von insektizidempfindlichen Testinsekten (*Musca domestica* und *Culicoides nubeculosus*) im Labor nachgewiesen. Die Testung von insektizidbehandelten Netzen mittels *M. domestica* in der FlyBox[®]-Methode ist bereits etabliert (Bauer et al., 2009; Jandowsky et al., 2009). Es ist eine einfache und schnell durchführbare Testmethode. Auf sauberes Arbeiten ist unbedingt zu achten, um Kontaminationen der sensiblen Testfliegen zu vermeiden. Zur Beurteilung der Netzwirksamkeit wurde in dieser Arbeit der T-50-Wert bestimmt. Der Zeitpunkt, an dem 50% der Testinsekten (T-50) paralysiert sind, stellte sich als ein guter Parameter zur Beurteilung der bioziden Wirksamkeit heraus. Die Auswertung anhand des 6h - 24h Paralysewertes (Bauer et al., 2009) war für die hier durchgeführten Untersuchungen zu ungenau um Unterschiede zwischen den Netzen herauszustellen. Ein Verfahren zur Testung der insektizidhaltigen Netze an Gnitzen bestand vorher nicht. Die Testung von Gnitzen im Labor konnte durch das Bereitstellen von *C. nubeculosus* aus England ermöglicht werden. Das

Verfahren zur Netztestung mit *C. nubeculosus* musste zunächst entwickelt werden. Die hier vorgestellte Methode mit dem Reagenzglas stellte sich als sehr praktikabel heraus. Beeinträchtigungen durch das Handling der sehr empfindlichen Gnitzen konnten so minimiert werden. Bei der Wahl der Expositionszeit von 10 Sekunden wurde von einer minimalen Kontaktdauer im Feld ausgegangen. Spätere Beobachtungen im Feld zeigten, dass sich z.B. Fliegen wesentlich länger auf dem Netz aufhielten.

Insektizidpersistenz ausgebrachter Netze

Die ausgebrachten Netze wurden im vierwöchigen Abstand überprüft. Die Netze beider Betriebe zeigten vor Ausbringung trotz unterschiedlicher analytischer Deltamethringehalte eine fast identische Wirkung. Der T-50 des Netzes aus Lögow lag im Fliegen-Bioassay bei durchschnittlich 8,6 min. Das Netz aus Eichstädt erreichte einen mittleren T-50 von 8,1 min. In den folgenden vier Monaten schwankte der T-50 in Lögow zwischen 6,2 min und 9,8 min. Somit konnte über diesen Zeitraum eine beständige Wirkung nachgewiesen werden. In Eichstädt lagen die Schwankungen des T-50 ebenfalls in diesem Bereich. Die Ursachen für diese Wirksamkeitsschwankungen liegen wahrscheinlich in der Netzausrüstung. Es konnte bei der Herstellung keine gleichmäßige Wirkstoffkonzentration auf dem Netz erreicht werden. Ab Oktober konnte bei beiden Netzen ein Anstieg des T-50 beobachtet werden. In Lögow stiegen die Werte am 29.10.09 bis auf 15,9 min und in Eichstädt sogar bis auf 44,1 min. Die Wirksamkeit des Netzes nahm folglich ab. Der Grund für diese deutlichen Anstiege des T-50 sind die doch enormen Schmutzablagerungen auf den Netzen. Es kam zu einer Maskierung des Wirkstoffes.

Ein ähnliches Bild zeigte der Gnitzen-Bioassay. Vor Ausbringung der Netze lag der T-50 bei durchschnittlich 3,3 min. Anhand der Zeiten wird deutlich, dass Gnitzen wesentlich schneller auf das Deltamethrin reagieren. Die Schwankungen bei den folgenden Netztestungen waren auf beiden Betrieben sehr gering. Aber auch im Gnitzen-Bioassay war ein Anstieg des T-50 ab Oktober zu verzeichnen. In Lögow lag der T-50 am 29.10.08 bei 4,8 min und in Eichstädt sogar bei 6,1 min. Somit zeigte sich hier ein Anstieg um 2,8 min, der einen Wirkungsverlust bestätigt.

Sowohl der Fliegen- als auch der Gnitzen-Bioassay belegen eine Wirksamkeit der insektizidbehandelten Netze auf die sensiblen Zielinsekten. Leider stand zur Wirksamkeitsüberprüfung an Gnitzen nur die Art *C. nubeculosus* zur Verfügung. Derzeit wird nur diese Gnitzenart im Labor gezüchtet. Im Gegensatz zu den Gnitzen der *C. obsoletus*- und *C. pulicaris*-Gruppe ist diese Art mit 4-5 mm wesentlich größer. Für zukünftige Netztestungen und eventuell auch Studien zum Durchflugverhalten sollte versucht werden, mit einheimischen Gnitzenarten zu arbeiten. Es muss auf Grund der Ergebnisse im Feld davon ausgegangen werden, dass eine Maschenweite von 2 x 2 mm nicht ausreicht um die

durchfliegenden Gnitzen ausreichend mit dem Insektizid in Kontakt zu bringen. Die Deltamethrinpersistenz auf den Netzen wird durch diese Testresultate ebenfalls nachgewiesen. Der Wirkungsverlust ab Oktober kann mit der deutlich sichtbaren Verschmutzung der Netze erklärt werden. Um diesen Faktor zu umgehen, dürften die Netze nicht unmittelbar an die Stallungen montiert werden.

Biozide Aktivität in Abhängigkeit von der Insektizidkonzentration und der Art der Ausrüstung

Der zweite Teil der Laborversuche bezog sich auf die Testung von Netzprototypen (Neuentwicklungen) mit unterschiedlichen Insektizidkonzentrationen (100, 200, 300 mg/m²) und zwei verschiedenen Formulierungen (Emulsion/Verkapselung).

Der Fliegen-Bioassay zeigte Unterschiede in der Wirksamkeit zwischen den einzelnen Konzentrationsstufen. Der Netzprototyp mit einer Konzentration von 300 mg/m² Deltamethrin in Form einer Emulsion erzielte den niedrigsten T-50-Wert (6,1 min). Der Abstand zu 100 mg/m² Deltamethrin betrug 5,4 min. Die verkapselte Version erreichte bei einer Konzentration von 300 mg/m² einen T-50 von 7,6 min. Damit wurde mit der Variante Emulsion der T-50 1,5 min früher erreicht. Es wirkte also durchschnittlich schneller. Auch eine Konzentrationserhöhung des Insektizids führte zu einem schnelleren Wirkungseintritt.

Die Ergebnisse des Gnitzen-Bioassays deckten sich mit denen des Fliegen-Bioassays. Auch hier erzielte das 300 mg/m² Netz (Emulsion) den niedrigsten durchschnittlichen T-50 (2,6 min). Ein Einfluss der Konzentration auf den T-50 zeigte sich hier ebenfalls, wenn auch nicht so stark wie im Fliegen-Bioassay. Der Unterschied des T-50 zwischen dem 100 mg/m² und dem 300 mg/m² lag sowohl bei der Emulsion als auch bei der verkapselten Form bei einer Minute. Somit zeigte sich durch beide Testinsekten eine Wirkungszunahme bei Erhöhung der Deltamethrinkonzentration. Die Deltamethrin-Emulsion erzielte in den Untersuchungen bessere Ergebnisse, weil bei der Form der Netzausrüstung das Insektizid direkt auf der Oberfläche zur Verfügung steht. Bei der verkapselten Variante ist das Insektizid eingeschlossen und wird erst nach und nach abgegeben. Der Vorteil dieser Ausrüstung ist ein Schutz gegenüber Umwelteinflüssen und damit eine längere Persistenz des Wirkstoffes.

Daten der Verbundpartner

Humboldt Universität zu Berlin

In Bezug auf die Milchleistung als Vergleichsparameter zwischen Interventions- und Kontrollstall muss die unterschiedliche Aufteilung der Leistungsgruppen auf die beiden Stallungen erwähnt werden. Es konnte im Interventionsstall eine höhere tägliche Milchleistung festgestellt werden. Diese Unterschiede sind aber darauf zurückzuführen, dass die Tiere mit höherer Leistung dort aufgestellt waren. Die Vernetzung hatte keinen Einfluss

auf die Milchleistung. Auch bei den Abwehrbewegungen und im Aktivitätsprotokoll zeigten sich zwischen den Stallungen keine signifikanten Unterschiede. Die Daten verdeutlichen, dass durch dieses insektizidbehandelte Netz keine Verbesserung des Tierwohlbefindens und damit auch keine Steigerung der Milchleistung erreicht werden konnte (Rößler, pers. Mitteilung).

Tiergesundheitsdienst Bayern

In den Milch- und Tränkewasserproben konnte kein Deltamethrin nachgewiesen werden. Die Kotproben aus Eichstädt erwiesen sich alle als Deltamethrin-negativ. In Lögow war der Kot aus beiden Stallungen in den Monaten Juni und Juli 2008 sehr gering belastet (bis zu 18,5 µg/kg). Diese niedrigen Deltamethrinnachweise sind wahrscheinlich auf die Butox[®] (Deltamethrin) pour on Behandlung am 02. Juni 2008 zurückzuführen. Die Bodenproben aus beiden Betrieben zeigen eine vernachlässigbare Belastung mit Deltamethrin - in den vernetzten Bereichen mit maximal 16,5 µg/kg und in den unvernetzten Bereichen mit maximal 4 µg/kg (Frenzel, 2008). Damit ist nachgewiesen, dass der Einsatz eines solch industriell hergestellten Netzes keinen nennenswerten Einfluss auf die hier untersuchten Proben hat.

Schlußfolgerungen

Die hier durchgeführten Untersuchungen zur Wirksamkeit insektizidbehandelter Netze gegen Gnitzen und andere Lästlingsinsekten zeigen eine gute Alternative zu den bisherigen Bekämpfungsmaßnahmen auf. Es konnte der Einflug von Gnitzen und Fliegen in einigen Versuchswochen teilweise stark reduziert werden. Eine kontinuierliche Reduktion konnte mit dem hier verwendeten Netz noch nicht erreicht werden. Zur weiteren Optimierung der Netztechnologie sollte mit den Parametern der Maschenweite und der Insektizidkonzentration gearbeitet werden. In den Laborversuchen konnte die Wirksamkeit der insektizidbehandelten Netze auf sensible Testinsekten bestätigt werden. Zukünftig wären Testungen mit Wildfängen empfehlenswert, um die Größe und die Empfindlichkeit der einheimischen Spezies berücksichtigen zu können. In Bezug auf die Resistenzsituation bei Fliegen wäre ein Wirkstoffklassenwechsel erforderlich. Leider gehören die auf dem Markt zugelassenen Insektizide fast ausschließlich der Gruppe der Pyrethroide an. Somit ergeben sich fast keine Alternativen beim Wirkstoffeinsatz. Auch eine Insektizidtoleranz von Gnitzen ist nicht auszuschließen. Die starke Verschmutzung des Netzes und die daraus resultierende Maskierung des Wirkstoffes sind durch andere Formen der Ausbringung zu minimieren.

Die Weiterentwicklung und Optimierung von insektizidbehandelten Netzen zum Schutz von Rindern vor Gnitzen und Lästlingsinsekten in Milchviehstallungen sollte auf Grund von vielversprechenden Ergebnissen anderer Veröffentlichungen (Blank et al., 2005; Maia et al.,

2005; Bauer et al., 2006; Bauer et al., 2009) und auch den Ergebnissen dieser Arbeit unbedingt vorangetrieben werden, um eine weitere Alternative neben Vakzinierung und pour on Behandlung bieten zu können.

5 Zusammenfassung

Die Blauzungenkrankheit, eine ursprünglich aus Afrika kommende Virusinfektion der Wiederkäuer, trat nach einer schnellen Verbreitung über den Mittelmeerraum im August 2006 erstmals auch in Deutschland auf. Das ubiquitäre Vorkommen potenzieller Virusüberträger (Gnitzen, *Ceratopogonidae*, *Culicoides* spp.), in der Tendenz ansteigende Temperaturen, insbesondere milde Winter, begünstigen das Überleben von Gnitzen und erhöhen somit das Übertragungsrisiko. Das Blauzungenvirus gehört zur Familie der *Reoviridae* und weltweit existieren derzeit 25 verschiedene Serotypen. Die in Deutschland seit 2008 staatlich angeordneten Impfmaßnahmen schützen nur gegen den Serotyp 8. Die Einschleppung von weiteren Serotypen ist jederzeit möglich. Auch der empfohlene Einsatz von pyrethroidhaltigen Ektoparasitika bietet keinen befriedigenden Schutz. Auf Grund von Erfahrungen aus Vorversuchen (Blank et al., 2005; Maia et al., 2005; Bauer et al., 2006) könnte die Verwendung von insektizidbehandelten Netzen eine vielversprechende Möglichkeit zum Schutz von Rindern vor Gnitzen darstellen.

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Wirksamkeit insektizidbehandelter Netze gegen den Eintrag von Gnitzen und Lästlingsinsekten in Milchviehstallungen zu prüfen und zu beurteilen, um somit einen Beitrag zur Bekämpfung der Blauzungenkrankheit und zur Steigerung des Tierwohlbefindens zu leisten.

Für die Felduntersuchungen wurden im Bundesland Brandenburg in den Landkreisen Ostprignitz-Ruppin und Oberhavel zwei Milchviehbetriebe mit einem erwarteten hohen Gnitzenaufkommen und ganzjähriger Stallhaltung ausgewählt. Voraussetzung für die Auswahl der Betriebe war, dass zwei etwa gleich große, voneinander getrennte Stallungen auf einer Anlage zur Verfügung standen. Das zur Verfügung stehende insektizidbehandelte schwarze Polyesternetz der Maschenweite 2 x 2 mm hatte einen angestrebten Deltamethringehalt von 100 mg/m². Anfang Mai 2008 wurde jeweils ein Stall pro Anlage komplett vernetzt. Der andere Stall blieb vollkommen ungeschützt und diente als Kontrolle. Beide Stallungen wurden mit einer identischen Anzahl von speziellen Gnitzen- (Biogents-Sentinel UV-Licht Fallen[®]) und Fliegenfallen (Glue-Fly Klebebandfallen[®]) ausgestattet. Von Mitte Mai bis Ende Oktober 2008 erfolgte das entomologische Monitoring auf beiden Versuchsbetrieben. Über den gesamten Versuchszeitraum wurden die ausgebrachten Netze in vierwöchigen Abständen im Labor auf ihre biozide Aktivität untersucht. Als Testinsekten standen Laborstämme von *Musca domestica* und *Culicoides nubeculosus* zur Verfügung. Die Testung von *M. domestica* erfolgte in der FlyBox[®]. Diese Box war mit der entsprechenden Netzprobe ausgekleidet. Nach einer 10 sekündigen Exposition wurden die Paralyseraten in bestimmten Zeitabständen erhoben. Ein ähnliches Verfahren kam bei der Testung mit *C. nubeculosus* zum Einsatz. Zur Beurteilung der biologischen Wirksamkeit der

Netze wurde der T-50-Wert (Zeitpunkt, an dem 50% der Testinsekten paralysiert sind) bestimmt. Zusätzlich wurden im Labor Netzprototypen (Neuentwicklungen) mit unterschiedlicher Insektizidkonzentration und zwei verschiedenen Insektizidformulierungen auf ihre biologische Wirksamkeit überprüft. Zur Beurteilung der Umwelttoxikologie wurden vor und nach der Netzausbringung Tränkwasserproben aus dem Stall und Bodenproben aus der Umgebung der Stallungen entnommen. Des Weiteren sollten Milchsammelproben und Rinderdung durch den Tiergesundheitsdienst Bayern auf Insektizidrückstände untersucht werden.

Auf beiden Milchviehanlagen konnten über einen Versuchszeitraum von 5 Monaten insgesamt 28.469 Gnitzen und 70.665 Fliegen gefangen werden. Die höchsten Gnitzenabundanzen zeigten sich auf beiden Betrieben von Mitte Mai bis Ende Juni 2008. Ab Anfang Juli kam es zu einer stetigen Abnahme der Fangzahlen. Die Ausbringung der Netze ergab auf beiden Milchviehanlagen im Vergleich zum Kontrollstall keine nachhaltige Reduktion der Gnitzen- und Fliegenzahlen im Interventionsstall. So konnte auf dem Betrieb in Lögow kein signifikanter Unterschied in der Gnitzenanzahl zwischen Interventions- und Kontrollstall festgestellt werden. Es zeigte sich aber ein signifikanter Unterschied in Bezug auf die Anzahl gesogener Gnitzen. Auf dem Betrieb in Eichstädt war ein signifikanter Unterschied zwischen den Gnitzenfangzahlen und dem Anteil gesogener Gnitzen zwischen Interventions- und Kontrollstall zu errechnen. Bei den Fliegenfangzahlen konnte in Lögow nur eine durchschnittliche Reduktion von 31% erreicht werden. Die unbefriedigende Wirkung der Netze auf Fliegen liegt vermutlich u. a. in der nachgewiesenen Resistenz gegenüber dem Pyrethroid Deltamethrin (Jandowsky et al., 2009).

Die verwendeten Netze zeigten in den Bioassays gegenüber den Deltamethrin-sensitiven Laborstämmen eine gute biologische Wirksamkeit über einen Zeitraum von 4 Monaten. Zum Ende der Untersuchungen ließen sich auf Grund von Verschmutzungen des Netzes bei beiden Testinsekten ein Anstieg des T-50 und damit ein scheinbarer Wirkungsverlust nachweisen. In weiterführenden Untersuchungen konnte gezeigt werden, dass eine Erhöhung der Wirkstoffkonzentration und die Verwendung von Deltamethrin als Emulsion zu einem schnelleren Wirkungseintritt bei beiden Testspezies führte. Im Rahmen der ökotoxikologischen Untersuchungen konnte kein Deltamethrin in Sammelmilchproben und Tränkwasserproben nachgewiesen werden. Unter den Netzen entnommene Bodenproben zeigten nur sehr geringe Belastungen mit Deltamethrin (Frenzel, 2008).

Die behandelten Polyesternetze erwiesen sich im Laufe der Untersuchungen als sehr widerstandsfähig und sind damit für den Einsatz im Feld durchaus geeignet. Die direkte Vernetzung von Stallungen ist auf Grund der geringen Maschenweite des Netzes und der doch erheblichen Verschmutzung für die Luftverhältnisse in den Stallungen und damit auch

für das Tierwohlbefinden nicht empfehlenswert. In Bezug auf die geringe Größe der Gnitzen müsste die Netzmaschenweite weiter verringert werden. Das wäre nur praktikabel, wenn eine Vernetzung außerhalb der Stallungen möglich ist. Hinsichtlich der nachgewiesenen Resistenzproblematik bei Fliegen wäre der Einsatz anderer Wirkstoffklassen notwendig.

Eine weitere Optimierung der Netze in Hinsicht auf Maschenweite und Insektizidkonzentration ist erforderlich und auf Grund der vielversprechenden Beobachtungen aus der vorliegenden Arbeit zu empfehlen.

6 Summary

The Effectiveness of Insecticide-Treated Nets for the Protection of Cattle from Biting midges and Insect Pests on Dairy Cattle Farms

Bluetongue disease (BTD), a virus infection of ruminants, originating from Africa, first occurred in Germany in August 2006. The ubiquitous presence of potential vectors of the virus (biting midges, *Ceratopogonidae*, *Culicoides* spp.) in Germany, gradually rising temperatures, especially mild winters, favour the survival of biting midges and therewith increase the risk of transmission. The bluetongue disease virus belongs to the family of *Reoviridae*; at present 25 different serotypes exist worldwide. Vaccinations, which were ordered by the government in Germany since 2008, only protect against serotype 8. Arguably, there is a risk of an introduction of other serotypes in future. The recommended application of pyrethroid ectoparasiticides does not offer satisfactory protection. On the basis of experience gained from preliminary tests (Blank et al., 2005; Maia et al., 2005; Bauer et al., 2006) the use of insecticide-treated nets could offer a very promising possibility of protecting cattle from biting midges.

The goal of the present paper was to investigate and evaluate the effectiveness of insecticide-treated nets against the invasion of biting midges and insect pests on dairy cattle farms, thus contributing to the control of BTD and to improve the well-being of livestock.

For the field tests two dairy farms were selected in the districts of Ostprignitz-Ruppin and Oberhavel in the Federal State of Brandenburg in which a high population of biting midges was expected and where most of the dairy cattle are maintained in pens throughout the year. An essential prerequisite for the selection of the farms was the availability of two separate cattle buildings of comparable size and cattle number on the respective facility. The black polyester net had a mesh size of 2 x 2 mm, containing a targeted deltamethrin content of 100 mg/m². At the beginning of May 2008 one pen in each of the facilities was completely protected with nets. The other stall served as an unprotected control. Both buildings were equipped with an identical number of special biting midges and fly traps (Biogents-Sentinel UV Light Traps[®] and Glue-Fly Ribbon Traps[®]). From mid of May to the end of October 2008 entomological monitoring was conducted in both trials. Over the entire time period the deployed nets were monitored in the laboratory every four weeks to evaluate their insecticidal activity. The test insects were laboratory strains of *Musca domestica* and *Culicoides nubeculosus*. The testing of *M. domestica* was done in the FlyBox[®]. This box was covered with the respective net samples. After a 10-second exposure, the paralysis rates were recorded in specific time intervals. A similar procedure was used to assess the susceptibility of *C. nubeculosus*. The insecticidal effects of each net sample were performed

by using a T-50 value (the point in time at which 50% of the test insects were paralysed). In addition, net prototypes (new developments) with different insecticide concentrations and two different insecticide formulations were assessed in the laboratory for their biological effectivity. Trough-water samples were taken from the pens and soil samples were taken from the vicinity of the pens in order to evaluate the environmental toxicology of using insecticide-treated nets. Additionally milk samples and cow dung were examined by the Tiergesundheitsdienst Bayern (Bavarian Animal Health Services) for insecticidal contamination.

Over a test period of 5 months, a total of 28,469 biting midges and 70,665 flies were caught in both dairy cattle facilities. The greatest abundance of biting midges occurred in both facilities from mid of May to the end of June 2008. From the beginning of July there was a gradual decline in the number of insects. The use of the nets gave no discernable reduction of the number of biting midges or flies in the respective pens of either farm when compared with their controls. However, a significant difference between the pens protected with nets and their controls with regard to the number of engorged biting midges became apparent. On the farm in Eichstätt a significant difference in the ratio of engorged biting midges was observed between the protected pens and their controls. An average reduction in the fly numbers of only 31% was found in Lögow. The unsatisfactory effect of the nets on flies is presumably due to, among other things, the detected insecticide resistance against deltamethrin (Jandowsky et al., 2009).

The nets showed distinct effects against deltamethrin-sensitive laboratory insects over a time period of 4 months. Towards the end of the tests increases of the T-50 values in both test insects and, hence, a potential decrease of the efficacy was detected; this was probably due to the soiling of the net. In further tests it was shown that an increase in concentration of the active agent and the use of deltamethrin as emulsion concentrate led to more rapid effects against both test species. Within regard to the ecotoxicological tests, no deltamethrin could be detected in the milk or trough-water samples gathered. Soil samples taken under the nets showed only a slight contamination with deltamethrin (Frenzel, 2008).

The treated polyester nets proved to be very robust over the time of the studies and therefore suitable for use in the field. The close attachment of the nets to the windows or other openings of the pens cannot be recommended because, both, the small mesh size and the considerable soiling of the net affect the climate inside the buildings and therewith the well-being of the animals. Due to the small size of the biting midges, the mesh size of the nets either needs to be reduced or the amount of the active ingredient increased. With regard to the proven problem of an increase in insecticidal resistance, the use of other classes of chemical agents should be encouraged.

A further optimisation of the nets pertaining to mesh size and concentration of active ingredient is therefore required and can be fully justified on the basis of the promising observations from the present paper.

7 Zitierte Literatur

- AGRAVIS, 2008. Der Hygienemanager - Neue Konzepte gegen Fliegen und Insekten. Kundenmagazin von DESINTEC Hygiene für Stall und Tier 1, 1-23.
- Alpers, K., 2007. Rift-Valley-Fieber: Ausbruch in den nordöstlichen und den Küstenprovinzen Kenias. *Epidemiol Bull* 3, 19.
- Apperson, C.S., Yows, D.G., 1976. Laboratory evaluation of the activity of insect growth regulators against *Culicoides variipennis* (Diptera: *Ceratopogonidae*). *J Am Mosq Control Assoc* 36, 203-204.
- Baldet, T., Delecolle, J.C., Cetre-Sossah, C., Mathieu, B., Meiswinkel, R., Gerbier, G., 2008. Indoor activity of *Culicoides* associated with livestock in the bluetongue virus (BTV) affected region of northern France during autumn 2006. *Prev Vet Med* 87, 84-97.
- Balenghien, T., Cetre-Sossah, C., Grillet, C., Delecolle, J.C., Mathieu, B., Baldet, T., 2008. Diurnal activity of potential bluetongue vectors in northern Europe. *Vet Rec* 162, 323-324.
- Barratt-Boyes, S.M., MacLachlan, N.J., 1994. Dynamics of viral spread in bluetongue virus infected calves. *Vet Microbiol* 40, 361-371.
- Bartsch, S., Bauer, B., Wiemann, A., Clausen, P.H., Steuber, S., 2009. Feeding patterns of biting midges of the *Culicoides obsoletus* and *Culicoides pulicaris* groups on selected farms in Brandenburg, Germany. *Parasitol Res* 105, 373-380.
- Bauer, B., Gitau, D., Oloo, F.P., Karanja, S.M., 2006. Evaluation of a preliminary trial to protect zero - grazed dairy cattle with insecticide-treated mosquito netting in western Kenya. *Trop Anim Health Prod* 38, 29-34.
- Bauer, B., Jandowsky, A., Schein, E., Mehlitz, D., Clausen, P.H., 2009. An appraisal of current and new techniques intended to protect bulls against *Culicoides* and other haematophagous nematocera: the case of Schmergow, Brandenburg, Germany. *Parasitol Res* 105, 359-365.
- Beckmann, M., Haack, K.J., 2003. Chemische Schädlingsbekämpfung - Insektizide in der Landwirtschaft. *Chem unserer Zeit* 37, 88-97.
- Betke, H., Schultka, H., Ribbeck, R., 1985. *Stomoxys calcitrans* Plage in einer Milchviehanlage. *Angew Parasitol* 27, 39-44.
- Betke, P., Schmäschke, R., Ribbeck, R., 1992. Biologische Fliegenbekämpfung in Stallungen mittels des Antagonisten *Ophyra aenescens*. *Mitt Dtsch Ges Allg Angew Entomol* 8, 295-297.
- Blank, J., Heile, C., Schein, E., Clausen, P.-H., Bauer, B., 2005. Einfacher Schutz von Pferden gegen stechende und saugende Weidefliegen. *Vet-Med Report, Organ für tierärztliche Fortbildungskongresse* 29, 2.

- BMELV, 2009. Blauzungenfälle in Deutschland, http://www.bmelv.de/cIn_044/nn_1020208/DE/07SchutzderTiere/Tierseuchen/Blauzungenkrankheit/Blauzungen-FaelleDeutschland2008.html. (Stand: 16.04.2009)
- Boorman, J., 1993. Biting midges (*Ceratopogonidae*). In: Lane, R.P., Crosskey, R.W. (Eds.), *Medical Insects and Arachnids*. Chapman & Hall, London, pp. 288-309.
- Bowen, R.A., Howard, T.H., Elsdon, R.P., Seidel, G.E., Jr., 1983a. Embryo transfer from cattle infected with bluetongue virus. *Am J Vet Res* 44, 1625-1628.
- Bowen, R.A., Howard, T.H., Entwistle, K.W., Pickett, B.W., 1983b. Seminal shedding of bluetongue virus in experimentally infected mature bulls. *Am J Vet Res* 44, 2268-2270.
- Bowen, R.A., Howard, T.H., Pickett, B.W., 1985. Seminal shedding of bluetongue virus in experimentally infected bulls. *Prog Clin Biol Res* 178, 91-96.
- Braverman, Y., 1989. Control of biting midges *Culicoides* (Diptera: *Ceratopogonidae*), vectors of bluetongue and inducers of sweet itch: A Review. *Isr J Vet Med* 45, 124-129.
- Braverman, Y., Wilamowsky, A., Chizov-Ginzburg, A., 1995. Susceptibility of *Culicoides imicola* to Cyhalothrin. *Med Vet Entomol* 9, 443-444.
- Bruce, W., Decker, G., 1958. The relationship of stable fly abundance to milk production in dairy cattle. *J Econ Entomol* 51, 269-274.
- Calvete, C., Estrada, R., Miranda, M.A., Del Rio, R., Borrás, D., Beldron, F.J., Martínez, A., Calvo, A.J., Lucientes, J., 2009. Protection of livestock from the bluetongue virus vector *Culicoides imicola* using insecticide-treated netting in open areas. *Med Vet Entomol* :in press.
- Campbell, J.B., Boxler, D.J., Shugart, J.I., Clanton, D.C., Crookshank, R., 1981. Effects of house flies on weight gains and feed efficiency on yearling heifers on finishing rations. *J Econ Entomol* 74, 94-95.
- Campbell, J.B., White, R., Wright, J., Crookshank, R., Clanton, D., 1977. Effects of stable flies on weight gains and feed efficiency of calves on growing or finishing rations. *J Econ Entomol* 70, 592-594.
- Caracappa, S., Torina, A., Guercio, A., Vitale, F., Calabro, A., Purpari, G., Ferrantelli, V., Vitale, M., Mellor, P.S., 2003. Identification of a novel bluetongue virus vector species of *Culicoides* in Sicily. *Vet Rec* 153, 71-74.
- Carpenter, S., Lunt, H.L., Arav, D., Venter, G.J., Mellor, P.S., 2006. Oral susceptibility to bluetongue virus of *Culicoides* (Diptera: *Ceratopogonidae*) from the United Kingdom. *J Med Entomol* 43, 73-78.

- Carpenter, S., McArthur, C., Selby, R., Ward, R., Nolan, D.V., Luntz, A.J., Dallas, J.F., Tripet, F., Mellor, P.S., 2008a. Experimental infection studies of UK *Culicoides* species midges with bluetongue virus serotypes 8 and 9. *Vet Rec* 163, 589-592.
- Carpenter, S., Mellor, P.S., Torr, S.J., 2008b. Control techniques for *Culicoides* biting midges and their application in the U.K. and northwestern Palaearctic. *Med Vet Entomol* 22, 1-13.
- Carpenter, S., Szmaragd, C., Barber, J., Labuschagne, K., Gubbins, S., Mellor, P., 2008c. An assessment of *Culicoides* surveillance techniques in northern Europe: have we underestimated a potential bluetongue virus vector? *J Appl Ecol* 45, 1237-1245.
- Cheng, T.H., 1958. The effect of biting fly control on weight gain in beef cattle. *J Econ Entomol* 51, 275-278.
- Cilek, J.E., Hallmon, C.F., 2005. The effectiveness of the Mosquito Magnet trap for reducing biting midges (Diptera: *Ceratopogonidae*) populations in coastal residential backyards. *J Am Mosq Control Assoc* 21, 218-221.
- Clausen, P.H., Stephan, A., Bartsch, S., Jandowsky, A., Hoffmann-Köhler, P., Schein, E., Mehlitz, D., Bauer, B., 2009. Seasonal dynamics of biting midges (Diptera: *Ceratopogonidae*, *Culicoides* spp.) on dairy farms of central Germany during the 2007/2008 epidemic of bluetongue. *Parasitol Res* 105, 381-386.
- Conraths, F.J., M., K., Freuling, C., Hoffmann, B., Staubach, C., Teifke, J., Mettenleitner, T.C., Beer, M., 2007. Blauzungenkrankheit in Deutschland: Klinik, Diagnostik und Epidemiologie. *Prakt Tierarzt - Supplemente* 2, 9-15.
- Curtis, C.F., Myamba, J., Wilkes, T.J., 1996. Comparison of different insecticides and fabrics for anti-mosquito bednets and curtains. *Med Vet Entomol* 10, 1-11.
- Darpe, K.E., Batten, C.A., Veronesi, E., Shaw, A.E., Anthony, S., Bachanek-Bankowska, K., Kgosana, L., bin-Tarif, A., Carpenter, S., Muller-Doblies, U.U., Takamatsu, H.H., Mellor, P.S., Mertens, P.P., Oura, C.A., 2007. Clinical signs and pathology shown by British sheep and cattle infected with bluetongue virus serotype 8 derived from the 2006 outbreak in northern Europe. *Vet Rec* 161, 253-261.
- Dietz, O., Huskamp, B. (Eds.), 1999. *Handbuch Pferdepraxis*. Ferdinand Enke Verlag Stuttgart.
- Dirksen, G., Gründer, H.-D., Stöber, M. (Eds.), 2002. *Innere Medizin und Chirurgie des Rindes*. Blackwell Verlag GmbH, Berlin.
- Du Toit, R.M., 1944. The Transmission of Blue-Tongue and Horse-Sickness by *Culicoides*. Onderstepoort *J Vet Sci Anim Ind* 19, 7-16.
- Dukes, J.C., Axtell, R.C., 1976. Residual effectiveness of insecticide - treated screens for control of biting midges, *Culicoides furens* (Diptera: *Ceratopogonidae*). *J Am Mosq Control Assoc* 36, 488-491.

- Eckert, J., Friedhoff, K.T., Zahner, H., Deplazes, P. (Eds.), 2008. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Enke Verlag Stuttgart.
- EFSA, 2007. Bluetongue Scientific Opinion of the Panel on Animal Health and Welfare. The EFSA Journal 479/480.
- EFSA, 2008. Bluetongue Scientific Opinion of the Panel on Animal Health and Welfare. The EFSA Journal 735, 1-70.
- Ellenhorn, M.J. (Ed.), 1997. Ellenhorn's Medical Toxicology. Williams & Wilkins Baltimore, Maryland.
- FLI, 2009. Blauzungenkrankheit in Deutschland, [www.fli.bund.de/253.html?&no_cache=1&tx_ttnews\[tt_news\]=297&cHash=0111265f06](http://www.fli.bund.de/253.html?&no_cache=1&tx_ttnews[tt_news]=297&cHash=0111265f06). (Stand: 16.04.2009)
- Floore, T.G., 1985. Laboratory wind tunnel tests of nine insecticides against adult *Culicoides* species. Fla Entomol 68, 678-682.
- Foerster, M., Klimpel, S., Mehlhorn, H., Sievert, K., Messler, S., Pfeffer, K., 2007. Pilot study on synanthropic flies (e.g. *Musca*, *Sarcophaga*, *Calliphora*, *Fannia*, *Lucilia*, *Stomoxys*) as vectors of pathogenic microorganisms. Parasitol Res 101, 243-246.
- Freeborn, S., 1925. The relation of flies and fly spray to milk production. J Econ Entomol 18, 779-790.
- Frenzel, K., 2008. Zusammenfassung der Ergebnisse der Phase 1 des Vorhabens "Insektizidbehandelte Netze zur Bekämpfung von tiermedizinisch bedeutenden Vektoreuseuchen". Tiergesundheitsdienst Bayern e. V. Bereich Lebensmittelhygiene.
- Friberg-Jensen, U., Wendt-Rasch, L., Woin, P., Christoffersen, K., 2003. Effects of the pyrethroid insecticide, cypermethrin, on a freshwater community studied under field conditions. Direct and indirect effects on abundance measures of organisms at different trophic levels. Aquat Toxicol 63, 357-371.
- Fu, H., Leake, C.J., Mertens, P.P., Mellor, P.S., 1999. The barriers to bluetongue virus infection, dissemination and transmission in the vector, *Culicoides variipennis* (Diptera: *Ceratopogonidae*). Arch Virol 144, 747-761.
- Gibbs, E.P., Greiner, E.C., 1994. The epidemiology of bluetongue. Comp Immunol Microbiol Infect Dis 17, 207-220.
- Greenberg, B. (Ed.), 1973. Flies and Diseases. Biology and Disease Transmission. Princeton University Press.
- Groth, U., 1973. Zuflugsbehinderung in Viehställen und Fliegendichte - Erfassungsmethoden. Angew Parasitol 14, 131-151.

- Guillebeau, P., Hinkle, N., Roberts, P., 2005. Summary of losses from insect damage and cost of control in Georgia. Department of Entomology, pp. 1-52.
<http://www.ent.uga.edu/pubs/SurveyLoss05.pdf>.(Stand: 26.01.2010)
- Havelka, P., 1976. Limnologische und systematische Studien an Ceratopogoniden. Beiträge zur Entomologie 26. Akademie-Verlag, Berlin, pp. 211-305.
- Havelka, P., 1978. *Ceratopogonidae*. In: Illies, J. (Ed.), Limnofauna Europaea. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
- Havelka, P., Aguilar, M., 1999. *Ceratopogonidae* In: Schumann, H., Bährmann, R., Stark, A. (Eds.), Checkliste der Dipteren Deutschlands-Studia dipterologica Supplemente: 2. pp. 80-82.
- Hessisches Ministerium für Umwelt, Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz, 2009. Welche Prophylaxe bzw. Behandlungsmöglichkeiten gibt es?
www.hessen.de/irj/HMULV_Internet?cid=8997ad253742f27711f726cb980574dd
Hessen.(Stand: 22.06.2009)
- Hiepe, T. (Ed.), 1982. Lehrbuch der Parasitologie, Band 4. VEB Gustav Fischer Verlag Jena.
- Hiepe, T., Lucius, R., Gottstein, B. (Eds.), 2006. Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunbiologie, Diagnostik und Bekämpfung. Parey MVS Medizinverlage Stuttgart GmbH & Co.KG.
- Hoffmann, B., Bauer, B., Bauer, C., Bätza, H.J., Beer, M., Clausen, P.H., Geier, M., Gethmann, J., Kiel, E., Liebisch, A., Liebisch, G., Mehlhorn, H., Schaub, G., Werner, D., Conraths, F.J., 2009. Monitoring of putative vectors of Bluetongue Virus Serotype 8, Germany. *Emerg Infect Dis* 15, 1481-1484.
- Hoffmann, G., Herrmann, J., 2002. Gliedertiere als mögliche Überträger des Maul- und Klauenseuche- Virus. *Bundesgesundheitsblatt* 45, 565-576.
- Hofmann, M.A., Renzullo, S., Mader, M., Chaignat, V., Worwa, G., Thuer, B., 2008. Genetic Characterization of Toggenburg Orbivirus, a New Bluetongue Virus, from Goats, Switzerland. *Emerg Infect Dis* 14, 1855-1861.
- Hofmann, W. (Ed.), 2005. Rinderkrankheiten, Innere und Chirurgische Erkrankungen. Eugen Ulmer KG Stuttgart.
- Holbrook, F.R., 1986. Exposure of *Culicoides variipennis* (Diptera: *Ceratopogonidae*) to hair clippings to evaluate insecticide-impregnated ear tags in cattle. *J Econ Entomol* 79, 1127-1129.
- Holbrook, F.R., Mullens, B.A., 1994. Effects of ivermectin on survival, fecundity, and egg fertility in *Culicoides variipennis* (Diptera: *Ceratopogonidae*). *J Am Mosq Control Assoc* 10, 70-73.
- Hower, A., Cheng, T.H., 1968. Inhibitive effects of *Bacillus thuringiensis* on the development of the face fly in cow manure. *J Econ Entomol* 61, 26-31.

- Hribar, L.J., Murphree, C.S., 1987. *Heleidomermis* sp. (Nematoda: *Mermithidae*) infecting *Culicoides variipennis* (Diptera: *Ceratopogonidae*) in Alabama. J Am Mosq Control Assoc 3, 332.
- Hübschle, O.J.B., 1979. Exotische Virusseuchen der Wiederkäuer. Tierärztl Umsch 34, 243-253.
- Hull, J.B., Shields, S.E., 1939. Pyrethrum and oils for protection against Salt-Marsh Sand Flies (*Culicoides*). J Econ Entomol 32, 93-94.
- Intervet, D., 2008. Verbreitung der Blauzungenkrankheit, <http://www.intervet.de/News/Fokusthemen/Blauzungenkrankheit/Verbreitung.asp>. (Stand: 16.04.2009)
- Intervet, D., 2009. Produktinformation, http://www.intervet.de/Produkte/Butox_75_pour_on/Butox_75_pour_on.asp. (Stand: 16.04.2009)
- Jaeger, F., Anczikowski, I., 2006. Die Blauzungenkrankheit in Deutschland-eine neue Herausforderung für die Veterinärverwaltung. Tierärztl Prax 34, 381-386.
- Jamnback, H., 1961. The effectiveness of chemically treated screens in killing annoying punkies, *Culicoides obsoletus*. J Econ Entomol 54, 578-580.
- Jamnback, H., 1963. Further observations on the effectiveness of chemically treated screens in killing biting midges, *Culicoides sanguisuga* (Diptera: *Ceratopogonidae*). J Econ Entomol 56, 719-720.
- Jandowsky, A., Schein, E., Clausen, P.H., Sievert, K., Bauer, B., 2009. Vorkommen und Verbreitung von Insektizidresistenzen bei Fliegen (*Musca domestica* L.) in Milchviehbetrieben Brandenburgs. In, Tagung der DVG-Fachgruppe "Parasitologie und parasitäre Krankheiten", Leipzig, pp. 47-48.
- Jennings, D.M., Mellor, P.S., 1988. The vector potential of British *Culicoides* species for bluetongue virus. Vet Microbiol 17, 1-10.
- Jespersen, J., 2008. Moskitonetze retten Leben. Wissenschaft populär. BASF - The Chemical Company, Ludwigshafen.
- Kaiser-Alexnat, 2008. Biologischer Pflanzenschutz: *Bacillus thuringiensis*. Julius-Kühn Institut, Institut für Biologischen Pflanzenschutz, Darmstadt.
- Kampen, H., 2008. Der Ausbruch der Blauzungenkrankheit 2006 in Mitteleuropa - Fakten und Fragen. Mitt Dtsch Ges Allg Angew Entomol 16, 393-397.
- Kampen, H., Kiel, E., 2006. Ceratopogoniden in Deutschland aus (veterinär)medizinisch - entomologischer Sicht. Nutztierpraxis Aktuell 19, 54-65.
- Kettle, D.S. (Ed.), 1984. Medical and Veterinary Entomology. Croom Helm Ltd London & Sydney.

- Kline, D.L., Haile, D.G., Baldwin, K.F., 1981. Wind tunnel tests with seven insecticides against adult *Culicoides mississippiensis* J Am Mosq Control Assoc 41, 745-747.
- Kline, D.L., Roberts, R.H., 1981. Effectiveness of chlorpyrifos, fenthion, malathion, and propoxur as screen treatments for control of *Culicoides mississippiensis*. J Econ Entomol 74, 331-339.
- Kühlhorn, F., 1964. Über das Vorkommen von *Culicoides* - Mücken im Nutztviehbereich. Gesundheitswes Desinfekt 56, 99-103.
- Kühlhorn, F., 1965. Untersuchungen über die Beziehungen zwischen den Luftbewegungen und dem Verteilungsverhalten von Dipteren im Stallraum. Gesundheitswes Desinfekt 57, 10-16.
- Lacey, L.A., Kline, D.L., 1983. Laboratory bioassays of *Bacillus thuringiensis* against *Culicoides* spp. and *Leptoconops* spp. (*Ceratopogonidae*). J Am Mosq Control Assoc 43, 502-503.
- Lane, R.P., Crosskey, R.W. (Eds.), 1993. Medical Insects and Arachnids. Chapman & Hall London.
- Liebisch, A., Liebisch, G., 2007. Biologie und Bekämpfung von *Culicoides* - Mücken als Vektoren der Bluetongue bei Rindern in Deutschland. Prakt Tierarzt 88, 440-449.
- Liebisch, A., Liebisch, G., Heine, S., Thienel, S., Hinrichs, P., 2008a. Wirksamkeit von Auriplak® Ohrclips (Permethrin) gegen Gnitzen (*Culicoides*) als Überträger des Bluetongue Virus bei Rindern. Prakt Tierarzt 89, 128-141.
- Liebisch, G., Krieger, K., Heine, S., Thienel, S., Hinrichs, P., Liebisch, A., 2008b. Bayofly® pour on (Cyfluthrin) bei der Abwehr und Bekämpfung von Gnitzen (*Ceratopogonidae*: *Culicoides*) den Überträgern des Bluetongue Virus: Felduntersuchungen und Bioassay mit Milchkühen und Jungrindern. Prakt Tierarzt 89, 411-426.
- Liebisch, G., Liebisch, A., 2008. [Efficacy of Flectron®-eartags (Cypermethrin) for control of midges (*Culicoides*) as the vectors of bluetongue virus in cattle: field studies and bioassays]. Dtsch Tierarztl Wochenschr 115, 220-230.
- Liess, B., Kaaden, O.R. (Eds.), 2003. Virusinfektionen bei Haus- und Nutztieren. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co.KG Hannover.
- Lindsay, S.W., Gibson, M.E., 1988. Bednets revisited - old idea, new angle. Parasitol Today 4, 270-272.
- Linley, J.R., Braverman, Y., 1986. The lateral abdominal pigmentation in *Culicoides variipennis* and *Culicoides furens* (Diptera: *Ceratopogonidae*) - Quantitative measurement of its relationship to age and oogenesis. J Med Entomol 23, 51-63.
- Linley, J.R., Hoch, A.L., Pinheiro, F.P., 1983. Biting midges (Diptera: *Ceratopogonidae*) and human health. J Med Entomol 20, 359-362.

- Losson, B., Mignon, B., Paternostre, J., Madder, M., De Deken, R., De Deken, G., Deblauwe, I., Fassotte, C., Cors, R., Defrance, T., Delecolle, J.C., Baldet, T., Haubruge, E., Frederic, F., Bortels, J., Simonon, G., 2007. Biting midges overwintering in Belgium. *Vet Rec* 160, 451-452.
- Lucius, R., Loos-Frank, B. (Eds.), 2008. *Biologie von Parasiten*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- Luedke, A.J., Jochim, M.M., Bowne, J.G., 1965. Preliminary bluetongue transmission with the sheep ked *Melophagus ovinus* (L.). *Can J Comp Med Vet Sci* 29, 229-231.
- Luhring, K.A., Mullens, B.A., 1997. Improved rearing methods for *Heleidomermis magnapapula* (Nematoda: *Mermithidae*), a larval parasite of *Culicoides variipennis sonorensis* (Diptera: *Ceratopogonidae*). *J Med Entomol* 34, 704-709.
- Lundervold, M., Milner-Gulland, E.J., O'Callaghan, C.J., Hamblin, C., 2003. First evidence of bluetongue virus in Kazakhstan. *Vet Microbiol* 92, 281-287.
- Lüscher, B., 2003. Stallfliegen - gibt es ein Geheimrezept? Informationsschrift der Firma Swisshgenetics 6, 20-21.
- MacLachlan, N.J., Nunamaker, R.A., Katz, J.B., Sawyer, M.M., Akita, G.Y., Osburn, B.I., Tabachnick, W.J., 1994. Detection of bluetongue virus in the blood of inoculated calves: comparison of virus isolation, PCR assay, and in vitro feeding of *Culicoides variipennis*. *Arch Virol* 136, 1-8.
- MacLachlan, N.J., Osburn, B.I., 1983. Bluetongue Virus - induced Hydranencephaly in Cattle. *Vet Pathol* 20, 563-573.
- Maia, M., Bauer, B., Mehlitz, D., Clausen, P.H., Abonuusum, A., Osei, S., Kruppa, T., May, J., Garms, R., 2005. Use of insecticide-treated nets to protect cattle against insects of veterinary and medical importance in Ghana. Bernhard Nocht Institute for Tropical Medicine - Scientific Report 2004-2005, 86-87.
- Martini, E. (Ed.), 1946. *Lehrbuch der medizinischen Entomologie*. Gustav Fischer Verlag Jena.
- Mehlhorn, H., Schmahl, G., D'Haese, J., Schumacher, B., 2008a. Butox 7.5[®] pour on: a deltamethrin treatment of sheep and cattle: pilot study of killing effects on *Culicoides* species (Ceratopogonidae). *Parasitol Res* 102, 515-518.
- Mehlhorn, H., Schmahl, G., Schumacher, B., D'Haese, J., Walldorf, V., Klimpel, S., 2008b. Effects of Bayofly[®] on specimens of *Culicoides* species when incubated in hair taken from the feet of previously treated cattle and sheep. *Parasitol Res* 102, 519-522.
- Mehlhorn, H., Walldorf, V., Klimpel, S., Jahn, B., Jaeger, F., Eschweiler, J., Hoffmann, B., Beer, M., 2007. First occurrence of *Culicoides obsoletus*-transmitted Bluetongue virus epidemic in Central Europe. *Parasitol Res* 101, 219-228.

- Mehlhorn, H., Walldorf, V., Klimpel, S., Schaub, G., Kiel, E., Focke, R., Liebisch, G., Liebisch, A., Werner, D., Bauer, C., Clausen, H., Bauer, B., Geier, M., Horbrand, T., Batza, H.J., Conraths, F.J., Hoffmann, B., Beer, M., 2009. Bluetongue disease in Germany (2007-2008): monitoring of entomological aspects. *Parasitol Res* 105, 313-319.
- Mehlhorn, H., Walldorf, V., Klimpel, S., Schmahl, G., 2008c. Outbreak of bluetongue disease (BTD) in Germany and the danger for Europe. *Parasitol Res* 103, 79-86.
- Meiswinkel, R., 1992. Afrotropical *Culicoides*: *C. (Avaritia) loxodontis* sp. nov., a new member of the *Imicola* group (Diptera: *Ceratopogonidae*) associated with the African elephant in the Kruger National Park, South Africa. *Onderstepoort J Vet Res* 59, 145-159.
- Meiswinkel, R., Baldet, T., de Deken, R., Takken, W., Delécolle, J.C., Mellor, P.S., 2008a. The 2006 outbreak of bluetongue in northern Europe - The entomological perspective. *Prev Vet Med* 87, 55-63.
- Meiswinkel, R., Baylis, M., Labuschagne, K., 2000. Stabling and the protection of horses from *Culicoides bolitinos* (Diptera: *Ceratopogonidae*), a recently identified vector of African horse sickness. *Bull Entomol Res* 90, 509-515.
- Meiswinkel, R., Goffredo, M., Dijkstra, E.G., van der Ven, I.J., Baldet, T., Elbers, A., 2008b. Endophily in *Culicoides* associated with BTV-infected cattle in the province of Limburg, south-eastern Netherlands, 2006. *Prev Vet Med* 87, 182-195.
- Meiswinkel, R., van Rijn, P., Leijts, P., Goffredo, M., 2007. Potential new *Culicoides* vector of bluetongue virus in northern Europe. *Vet Rec* 161, 564-565.
- Mellor, P.S., 1990. The Replication of Bluetongue Virus in *Culicoides* Vectors. In: Roy, P., Gorman, B.M. (Eds.), *Current Topics in Microbiology and Immunology, Bluetongue Virus*. Springer-Verlag, Berlin, pp. 145-159.
- Mellor, P.S., 1996. *Culicoides*: vectors, climate change and disease risk. *Vet Bull* 66, 301-306.
- Mellor, P.S., 2000. Replication of arboviruses in insect vectors. *J Comp Pathol* 123, 231-247.
- Mellor, P.S., Boorman, J., 1995. The transmission and geographical spread of African horse sickness and bluetongue viruses. *Ann Trop Med Parasitol* 89, 1-15.
- Mellor, P.S., Boorman, J., Baylis, M., 2000. *Culicoides* biting midges: their role as arbovirus vectors. *Annu Rev Entomol* 45, 307-340.
- Menzies, F.D., McCullough, S.J., McKeown, I.M., Forster, J.L., Jess, S., Batten, C., Murchie, A.K., Gloster, J., Fallows, J.G., Pelgrim, W., Mellor, P.S., Oura, C.A., 2008. Evidence for transplacental and contact transmission of bluetongue virus in cattle. *Vet Rec* 163, 203-209.

- Miller, R.W., Pickens, L.G., Morgan, N.O., Thimijan, R.W., Wilson, R.L., 1973. Effect of stable flies on feed intake and milk production of dairy cows. *J Econ Entomol* 66.
- Miranda, M.A., Borrás, D., Ricon, C., 2004. Seasonal abundance of *C. imicola* und *C. obsoletus* Group in the Balearic Islands (Spain). *Vet Ital* 40, 292-295.
- Moire, N., 1998. Hypodermin a and inhibition of lymphocyte proliferation. *Parasitol Today* 14, 455-457.
- Morgan, D.W., Bailie, H.D., 1980. A field trial to determine the effect of fly control using permethrin on milk yields in dairy cattle in the UK. *Vet Rec* 106, 121-123.
- Mullens, B.A., 1993. In vitro assay for permethrin persistence and interference with bloodfeeding of *Culicoides* (Diptera: *Ceratopogonidae*) on animals. *J Am Mosq Control Assoc* 9, 256-259.
- Mullens, B.A., Gerry, A.C., Velten, R.K., 2001. Failure of a permethrin treatment regime to protect cattle against bluetongue virus. *J Med Entomol* 38, 760-762.
- Mullens, B.A., Velten, R.K., Federici, B.A., 1999. Iridescent virus infection in *Culicoides variipennis sonorensis* and interactions with the mermithid parasite *Heleidomermis magnapapula*. *J Invertebr Pathol* 73, 231-233.
- Mullens, B.A., Velten, R.K., Gerry, A.C., Braverman, Y., Endris, R.G., 2000. Feeding and survival of *Culicoides sonorensis* on cattle treated with permethrin or pirimiphos-methyl. *Med Vet Entomol* 14, 313-320.
- OIE, 2009. Klassifikation von Tierseuchen, www.oie.int/eng/maladies/en_classification2009.htm?e1d7. (Stand: 16.04.2009)
- Olbrich, S., 1987. Untersuchungen zur Biologie von Gnitzen der Gattung *Culicoides* Latreille (Diptera, *Ceratopogonidae*) an Weiderindern in Norddeutschland : Ergebnisse aus dem Freiland und dem Laboratorium. Diss.rer.nat., Universität Hannover.
- Porter, J.F., 1959. Some effects of screens in retarding entry of the common salt marsh sandfly *Culicoides furens* (Poey) (Diptera: Heleidae). *J Am Mosq Control Assoc* 19, 159-163.
- Purse, B.V., Mellor, P.S., Rogers, D.J., Samuel, A.R., Mertens, P.P., Baylis, M., 2005. Climate change and the recent emergence of bluetongue in Europe. *Nat Rev Microbiol* 3, 171-181.
- Ribbeck, R., Danner, G., Schmäscke, R., 1986-1988. Grundlagenuntersuchungen im Rahmen der nichtchemischen Fliegenbekämpfung. Forschungsabschlussbericht G4, Leipzig, Institut für Parasitologie: Selbstverlag.
- Rolle, M., Mayr, A. (Eds.), 2007. Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. Enke Verlag Stuttgart.

- Saegerman, C., Berkvens, D., Mellor, P.S., 2008. Bluetongue epidemiology in the European Union. *Emerg Infect Dis* 14, 539-544.
- Schmahl, G., Klimpel, S., Walldorf, V., Al-Quraishy, S., Schumacher, B., Jatzlau, A., Mehlhorn, H., 2008a. Pilot study on deltamethrin treatment (Butox 7.5[®], Versatrine) of cattle and sheep against midges (*Culicoides* species, *Ceratopogonidae*). *Parasitol Res* 104, 809-813.
- Schmahl, G., Klimpel, S., Walldorf, V., Schumacher, B., Jatzlau, A., Al-Quraishy, S., Mehlhorn, H., 2008b. Effects of permethrin (Flypor[®]) and fenvalerate (Acadrex 60[®], Arkofly[®]) on *Culicoides* species - the vector of Bluetongue virus. *Parasitol Res* 104, 815-820.
- Schmahl, G., Walldorf, V., Klimpel, S., Al-Quraishy, S., Mehlhorn, H., 2008c. Efficacy of Oxyfly[®] on *Culicoides* species - the vectors of Bluetongue virus and other insects. *Parasitol Res* 103, 1101-1103.
- Schnieder, T., Boch, J., Supperer, R. (Eds.), 2006. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. Parey Verlag, Stuttgart.
- Scholtysik, G., Steuber, S., 2002. Antiparasitäre Chemotherapie. In: Frey, H.-H., Löscher, W. (Eds.), *Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin*. Enke Verlag, Stuttgart, pp. 433-448.
- Schwartz-Cornil, I., Mertens, P.P., Contreras, V., Hemati, B., Pascale, F., Breard, E., Mellor, P.S., MacLachlan, N.J., Zientara, S., 2008. Bluetongue virus: virology, pathogenesis and immunity. *Vet Res* 39, 46.
- Sellers, R.F., 1992. Weather, *Culicoides*, and the distribution and spread of bluetongue and African horse sickness viruses. In: Walton, T.E., Osburn, B.I. (Eds.), *Bluetongue, African Horse Sickness and Related Orbiviruses, Proceedings of the 2nd International Symposium*, Boca Raton, pp. 284-290.
- Soulsby, E.J.L. (Ed.), 1982. *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals*. Bailliere Tindall London.
- Standfast, H.A., Muller, M.J., Wilson, D.D., 1984. Mortality of *Culicoides brevitarsis* (Diptera: *Ceratopogonidae*) fed on Cattle treated with Ivermectin. *J Econ Entomol* 77, 419-421.
- Supperer, R., Heimbucher, J., 1982. Zur Biologie und Bekämpfung der Stallfliegen in Rinder- und Schweineställen. *Wien Tierarztl Monatsschr* 8/9, 229-236.
- Szmaragd, C., Wilson, A., Carpenter, S., Mertens, P.P., Mellor, P.S., Gubbins, S., 2007. Mortality and case fatality during the recurrence of BTV-8 in northern Europe in 2007. *Vet Rec* 161, 571-572.
- Takahashi, K., Yaki, K., Hattori, K., 1985. The effects of two insect growth regulators on the biting midge *Culicoides circumscriptus* Kieffer (Diptera: *Ceratopogonidae*). *Eisei Dobutsu* 36, 353-355.

- Takamatsu, H., Mellor, P.S., Mertens, P.P., Kirkham, P.A., Burroughs, J.N., Parkhouse, R.M., 2003. A possible overwintering mechanism for bluetongue virus in the absence of the insect vector. *J Gen Virol* 84, 227-235.
- Takken, W., 2002. Do insecticide-treated bednets have an effect on malaria vectors? *Trop Med Int Health* 7, 1022-1030.
- Takken, W., Verhulst, N., Scholte, E.J., Jacobs, F., Jongema, Y., van Lammeren, R., 2008. The phenology and population dynamics of *Culicoides spp.* in different ecosystems in The Netherlands. *Prev Vet Med* 87, 41-54.
- Taylor, M.A., Coop, R.L., Wall, R.L. (Eds.), 2007. *Veterinary Parasitology*. Blackwell Publishing Oxford.
- Tischer, M., 2006. Fliegen sind lästig und übertragen Krankheiten. *Tiergesundheit aktuell* 2, 6-7.
- Trapido, H., 1947. DDT residual spray control of sandflies in Panama. *J Econ Entomol* 40, 472-475.
- Ungemach, F.R., 2006. Antiparasitika. In: Löscher, W., Ungemach, F.R., Kroker, R. (Eds.), *Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren*. Parey Verlag, Stuttgart, pp. 312-329.
- Venter, G.J., Mellor, P.S., Wright, I., Paweska, J.T., 2007. Replication of live-attenuated vaccine strains of bluetongue virus in orally infected South African *Culicoides* species. *Med Vet Entomol* 21, 239-247.
- Vercauteren, G., Miry, C., Vandebussche, F., Ducatelle, R., Van der Heyden, S., Vandemeulebroucke, E., De Leeuw, I., Deprez, P., Chiers, K., De Clercq, K., 2008. Bluetongue virus serotype 8 - associated congenital hydranencephaly in calves. *Transbound Emerg Dis* 55, 293-298.
- Vetidata, 2009. Arzneimittelanwendungen, www.vetidata.de/. (Stand: 30.04.2009)
- vetion.de, 2008. Aktuelle Nachrichten Blauzungenkrankheit, http://www.vetion.de/aktuell/archiv/aktuellsearchresult.cfm?aktuell_id=12857&search1=Blauzunge&search2=xxx. (Stand: 16.04.2009)
- Vogel, H., 1968. Züchtung von *Empusa muscae* und deren Verwendung zur Fliegenbekämpfung. *J Pest Sci* 41, 76-77.
- Wade, A.J., 2007. Bluetongue and midge control. *Vet Rec* 161, 633.
- Wall, R., Shearer, D. (Eds.), 2001. *Veterinary Ectoparasites*. Blackwell Science, Oxford.
- Wall, R., Strong, L., 1987. Environmental consequences of treating cattle with the antiparasitic drug ivermectin. *Nature* 327, 418-421.

- Welt-online, 2008. 2008 war eines der wärmsten Jahre überhaupt, <http://www.welt.de/vermischtes/article2887741/2008-war-eines-der-waermsten-Jahre-ueberhaupt.html>.(Stand: 30.04.2009)
- Werner, D., Kampen, H., 2007. Gnitzen (Diptera: *Ceratopogonidae*). Stud dipterol 14, 231-257.
- Wikipedia, 2009. Ruppiner Land, http://de.wikipedia.org/wiki/Ruppiner_Land.(Stand: 05.01.2009)
- Wilson, A., Darpel, K., Mellor, P.S., 2008. Where does bluetongue virus sleep in the winter? PLoS Biol 6, 1612-1617.
- Wilson, A., Mellor, P., 2009. Bluetongue in Europe: vectors, epidemiology and climate change. Parasitol Res 104, 489.
- Wittmann, E.J., Baylis, M., 2000. Climate change: Effects on *Culicoides* - transmitted viruses and implications for the UK. Vet J 160, 107-117.
- Wittmann, E.J., Mello, P.S., Baylis, M., 2002. Effect of temperature on the transmission of orbiviruses by the biting midge, *Culicoides sonorensis*. Med Vet Entomol 16, 147-156.
- Wouda, W., Roumen, M.P., Peperkamp, N.H., Vos, J.H., van Garderen, E., Muskens, J., 2008. Hydranencephaly in calves following the bluetongue serotype 8 epidemic in the Netherlands. Vet Rec 162, 422-423.
- Wright, P.J., Easton, C.S., 1996. Natural incidence of *Lagenidium giganteum* (Oomycetes: Lagenidiales) infecting the biting midge *Culicoides molestus* (Diptera: *Ceratopogonidae*). Aust J Entomol 35, 131-134.
- Zimmer, J.-Y., Haubruge, F.F., Bortels, J., Simonon, G., 2008. Breeding sites of bluetongue vectors in northern Europe. Vet Rec 162, 131.

Veröffentlichungen

Teile der vorliegenden Dissertation wurden bereits veröffentlicht:

Clausen, P.-H., Bauer, B., Mehlitz, D., Rohrmann, K. M. A., Geerike, N., Schein, E., Körber, M., Bodmeier, R., Mathis, R., Mauer, W., Frenzel, K., Rößler, B., Peters, K. J., 2008. Insektizidbehandelte Netze zur Bekämpfung von tiermedizinisch bedeutenden Vektorensuchen. Tagung der DVG-Fachgruppe „Parasitologie und parasitäre Krankheiten“ Diagnostik, Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen bei Nutz-, Haus- und Heimtieren, Supplement zum Vet-MedReport, Sonderausgabe V3, 09.-11. Juli 2008, Wiley-Blackwell, ISSN: 1862-4073, Abstract S. 20.

Clausen, P.-H., Bauer, B., Mehlitz, D., Rohrmann, K. M. A., Geerike, N., Schein, E., Körber, M., Bodmeier, R., Mathis, R., Mauer, W., Frenzel, K., Rößler, B., Peters, K. J., 2008. Insektizidbehandelte Netze zum Schutz von Rindern vor der Blauzungenkrankheit. Tagungsband 7. Berlin-Brandenburgischer Rindertag, 9.-11. Oktober 2008, Mensch & Buch Verlag, ISBN: 978-3-86664-469-4, Abstract 17.

Rohrmann, K. M. A., Geerike, N., Clausen, P.-H., Bauer, B., Mehlitz, D., Schein, E., Mathis, R., Mauer, W., Frenzel, K., Rößler, B., Peters, K. J., 2009. Insektizidbehandelte Netze zur Bekämpfung von tiermedizinisch bedeutenden Vektorensuchen. Leipziger Blaue Hefte: Proceedings Tagung der DVG-Fachgruppe „Parasitologie und parasitäre Krankheiten“ Diagnostik, Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen bei Nutz-, Haus- und Heimtieren, 17.-19. Juni 2009, ISBN: 978-3-86583-377-8, Abstract 5.

Danksagung

Mein herzlicher Dank gilt Herrn PD Dr. P.-H. Clausen für die Überlassung des Themas, die Bereitstellung des Arbeitsplatzes und die mir jederzeit gewährte Unterstützung und fachliche Beratung bei der Erstellung dieser Arbeit.

Ich möchte mich insbesondere bei Herrn Prof. Dr. D. Mehlitz und Herrn Dr. B. Bauer für die fachlichen Anregungen, Hilfestellungen, das mühevollen Korrekturlesen und die zahlreichen persönlichen Gespräche bedanken.

Ferner danke ich Herrn Prof. Dr. E. Schein und allen Mitarbeitern des Instituts für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin für die sehr nette Aufnahme im Hause, ihre immerwährende Unterstützung und Hilfsbereitschaft in Wort und Tat.

Für die statistische Beratung danke ich Frau Dr. G. Arndt und ihren Mitarbeitern aus dem Institut für Biometrie und Informationsverarbeitung.

Ganz herzlich möchte ich mich bei den Mitarbeitern der Veterinärmedizinischen Bibliothek bedanken, die mir immer hilfsbereit und geduldig bei der Literaturrecherche zur Seite standen.

Für das Bereitstellen der Zuchtinsekten bedanke ich mich beim Umweltbundesamt, Berlin und beim Institute for Animal Health in Pirbright, England.

Ganz besonders danke ich Herrn und Frau Pomsel, sowie Herrn Freyer von der Agrargenossenschaft Lögow eG und Herrn Koslitz und Frau Schrepp von der Landwirtschaftsgesellschaft Eichstädt für die Bereitstellung ihrer Betriebe und die sehr nette Zusammenarbeit.

Herrn Dr. K. Frenzel, Tiergesundheitsdienst Bayern e.V. und Frau Dr. B. Rößler, Humboldt Universität zu Berlin danke ich für das Bereitstellen ihrer Projektergebnisse und die freundliche Zusammenarbeit.

Das dieser Dissertation zugrundeliegende Vorhaben wurde mit Mitteln des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE) im Rahmen des Programms zur Innovationsförderung gefördert. Ich danke für die gewährte Unterstützung und dem hohen Interesse an dieser Thematik.

Ein ganz großer Dank gilt meinen Mitdotorandinnen Nicol Geerike, Anabell Jandowsky und Anja Stephan, die durch ihre Tatkraft und seelische Unterstützung während der Felduntersuchungen und später auch am Schreibtisch zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben. Durch die sehr enge Zusammenarbeit sind sie längst zu Freunden geworden.

Zu guter Letzt möchte ich mich von ganzem Herzen bei meinem Freund Daniel für seine endlose Geduld und Hilfsbereitschaft und meiner Familie für ihren Rückhalt, ihren Schutz und ihre immerwährende Unterstützung danken. Ohne Euch wäre ich nicht da, wo ich heute bin.

Selbstständigkeitserklärung

Hiermit versichere ich, Karen Magdalena Alma Rohrmann, die vorliegende Arbeit selbstständig und nur auf Grundlage der angegebenen Hilfsmittel und Literaturstellen verfasst zu haben.

Berlin, den 06.10.2009