

Exposition und Gefährdung der Schmetterlings-Fauna in Naturschutzgebieten durch den Anbau von Bt-Mais

Im Auftrag des Bundesamtes für Umwelt (BAFU)

Impressum

Auftraggeber: Bundesamt für Umwelt (BAFU), Abt. Boden und Biotechnologie, CH-3003 Bern
Das BAFU ist ein Amt des Eidg. Departements für Umwelt, Verkehr, Energie und Kommunikation (UVEK).

Auftragnehmer: F1BL –Forschungsinstitut für biologischen Landbau, Ackerstrasse 113, 5070 Frick

Autor/Autorin: Dr. Andreas Lang, Bernadette Oehen

Begleitung BAFU: Anne-Gabrielle Wust-Saucy, Sektionschefin Biotechnologie

Hinweis: Diese Studie/dieser Bericht wurde im Auftrag des Bundesamtes für Umwelt (BAFU) verfasst.
Für den Inhalt ist allein der Auftragnehmer verantwortlich.

Exposition und Gefährdung der Schmetterlings-Fauna in Naturschutzgebieten durch den Anbau von Bt-Mais



Auftraggeber

Bundesamt für Umwelt BAFU
z. H. Anne-Gabrielle Wust-Saucy
Abteilung Abfall, Stoffe, Biotechnologie
CH-3003 Bern

Auftragnehmer

Dr. Andreas Lang
Büro Lang
Hörnlehof
Gresgen 108
D-79669 Zell im Wiesental

Bernadette Oehen
FiBL - Forschungsinstitut für
biologischen Landbau
Ackerstrasse 113
CH-5070 Frick

Frick, 27. September 2013

Dank

Wir danken Kathrin Bieri für die Maispollenanalysen, Mechthild Schuppener für Informationen zur Maispollendeposition, Herrn Fischer, Stiftung Reusstal, Zieglerhaus Rottenschwil, Gottfried Hallwyler, Leiter des Team des Unterhaltsdienstes für die Unterstützung des Projektes, Stefan Lötters und Norman Wagner für die Überlassung des unpublizierten Amphibienberichtes, Stefan Kaiser für das Foto des Kreuzkröten-Laichgewässers, agrofutura für die Informationen betreffend Naturschutz im Kanton Aargau und der Sektion Biotechnologie, BAFU.

Zusammenfassung

Die potenzielle Gefährdung der Fauna von Naturschutzgebieten durch Anbau von gentechnisch veränderten Maissorten ist bisher unzureichend untersucht und geklärt. Kommerziell genutzter transgener Mais weist hauptsächlich zwei transgene Eigenschaften auf, Insektenresistenz (IR) und Herbizidtoleranz (HT). Insektenresistenter Bt-Mais produziert toxische Proteine gegen Frassschädlinge aus der Gruppe der Käfer (Coleoptera) oder Schmetterlinge (Lepidoptera). Da Maispollen mit dem Wind verdriftet wird, kann toxischer Bt-Pollen in Naturschutzgebiete eingetragen werden, dort auf Wirtspflanzen von Schmetterlingslarven zu liegen kommen und von den Raupen aufgenommen werden. Herbizidtoleranter HT-Mais ist tolerant gegen bestimmte Breitbandherbizide wie z.B. Glyphosat, welche zur Unkrautbekämpfung bei Anbau von HT-Mais eingesetzt werden. Die Anwendung von Breitbandherbiziden kann zu einer Verarmung der Wildkräuterfauna führen und damit die Nahrungsquellen für Schmetterlinge reduzieren. glyphosathaltige Herbizide sind oft auch toxisch für Amphibien.

Vor diesem Hintergrund wurde eine erste Abschätzung und Quantifizierung des Gefährdungspotentials durch den Anbau von gentechnisch veränderten Pflanzen auf Naturschutzgebieten erarbeitet. Im Vordergrund stand die Quantifizierung des Eintrags von Bt-Maispollen in Naturschutzgebiete und damit die mögliche Exposition von Schmetterlingslarven gegenüber dem Bt-Toxin.

Die Studie umfasst eine umfangreiche Literaturrecherche zur Verdriftung von Maispollen in der Landschaft sowie der Maispollen-Deposition auf Wirtspflanzen, und zusätzliche Felderfassungen der Pollendeposition in einem ausgewählten Fallstudiengebiet. Als Untersuchungsgebiet für die Freilandstudie wurde das Reusstal zwischen Bremgarten und Mühlau (Kanton Aargau) gewählt. In diesem Gebiet wurde die vorkommende Schmetterlingsfauna recherchiert und die zeitliche Überschneidung der einzelnen Arten mit der Maisblüte abgeschätzt. In den Jahren 2011 und 2012 wurde die Maispollendeposition auf Blättern der Brennnessel (*Urtica dioica*) quantifiziert und mögliche, die Pollenverteilung beeinflussende Faktoren analysiert. Aus diesen Daten wurde die potenzielle Exposition und mögliche Gefährdung der Schmetterlingsfauna gegenüber dem Bt-Toxin direkt abgeleitet.

Als weiterer Teilaspekt wird eine kurze Zusammenfassung zur Wirkung glyphosat-haltigen Herbiziden auf Amphibien gegeben. Zusammenfassend wird die Gefährdungssituation eingeschätzt und der aktuell bestehende Forschungsbedarf formuliert.

Aktuell sind Vorkommen von 49 Tagfalter-Arten für das Untersuchungsgebiet im Reusstal belegt. Davon stehen 15 Arten (= 31%) auf der Roten Liste der gefährdeten Tagfalter der Schweiz. Besonders hervorzuheben sind hier der „vom Aussterben bedrohte“ Kleine Moorbläuling (*Maculinea alcon*) und der „stark gefährdete“ Skabiosenscheckenfalter (*Euphydryas aurinia*). Das Ausmass der Exposition der Arten gegenüber Maispollen ist abhängig von der Dauer der Überlappung ihrer Larvalphase mit der Periode der Maisblüte. Die Zusammenstellung ergab dass 88% der Tagfalterarten (= 43 Arten) im Reusstal in unterschiedlichem Ausmass als Raupen dem Maispollen exponiert sind. In einer Tabelle wird das Ausmass der potenziellen Überlappung mit der Maisblüte für jede einzelne Art dargestellt. Eine

starke 60%ige Überlappung ihrer Larvalphase mit der Maisblüte weisen zum Beispiel der „gefährdete“ Kleine Würfeldickkopffalter (*Pyrgus malvae*), oder die erste Generation des Dunklen Dickkopffalters (*Erynnis tages*) und die zweite Generation des Hauhechel-Bläulings (*Polyommatus icarus*) auf (je 100% Überlappung).

Im Reusstal fanden sich durchschnittlich $6,49 \pm 13,58$ Maispollen pro cm^2 auf den Brennnesselblättern ($n = 263$). Die Entfernung zum Maisfeld war hierbei ein starker Einflussfaktor auf die Verteilung der Maispollen. Die höchsten Pollendichten auf den Brennnesseln wurden in kurzer Distanz zum Maisfeld festgestellt, mit einem Maximum direkt am Feldrand von 100 Pollen pro cm^2 . In weiterer Entfernung sanken die Pollendichten sehr rasch ab, aber selbst in 500 m Entfernung fanden sich maximal noch bis zu 3 Pollen pro cm^2 Brennnesselblatt. Die Exposition der Brennnesseln zum Maisfeld war ein weiterer gewichtiger Faktor: die höchsten Maispollendichten fanden sich am Süd- und Ostrand der Felder (bei im Gebiet vorherrschenden Winden aus West und Nordwest). Je höher das Blatt an der Brennnesselpflanze sass desto höher waren auch die Pollendichten.

Insgesamt sind die publizierten Arbeiten zur Dichte von Maispollen auf Wirtspflanzen von Schmetterlingen sehr begrenzt. In den zwei anderen Arbeiten mit Brennnesseln wurden höhere Maispollendichten als in der vorliegenden Studie beobachtet, direkt am Feldrand zum Teil mehr als vierfach höhere. Es fehlen vor allem Daten zu Pollendichten auf Brennnesseln (und anderen Wirtspflanzen) in einer Entfernung zum Maisfeld von mehr als 10 m. Noch höhere Maispollendichten als auf der Brennnessel fanden sich auf anderen Pflanzen, auch wieder direkt am Feldrand, z.B. im Mittel 508 - 1114 Pollenkörner/ cm^2 auf Echtem Eibisch (*Althaea officinalis*).

Die Literaturrecherche zeigte, dass der direkte Eintrag von Maispollen in die Fläche höher ist als die resultierenden Pollendichten auf den Pflanzen, vermutlich weil ein Teil des Pollens durch Wind und Regen von den Pflanzen abgetragen wird. Die durchschnittliche Maispollenzahl am Feldrand kann dabei Werte von bis zu 405 Maispollen pro cm^2 Fläche erreichen. In 35m Entfernung zum Maisfeld wurden noch Mittelwerte von 53 Pollenkörner/ cm^2 gefunden, in 55m Abstand 31 Pollen/ cm^2 und selbst in einem Abstand von über 1000 m zum nächsten Maisfeld fanden sich durchschnittlich noch 5,6 Maispollen pro cm^2 Fläche. Die gemessenen Maximalwerte lagen in einem Bereich von 2 bis 4-mal so hoch wie die Durchschnittswerte.

Sowohl auf den Brennnesseln als auch auf anderen Pflanzen erreichten die beobachteten Maispollenzahlen eine Dichte für die negative Effekte auf Schmetterlingslarven bereits berichtet wurden. Zu berücksichtigen ist, dass sich die Bt-Konzentrationen in den Maispollen von verschiedenen transgenen Bt-Maisevents stark unterscheiden können. Letztendlich hängt das reale Risiko für eine einzelne Schmetterlingsart von dem zeitlichen Auftreten der Larven der verschiedenen Schmetterlingsarten und ihrer Empfindlichkeit gegenüber Bt ab, von Zeitpunkt und Dauer der Maisblüte, dem Anteil an Bt-Maisanbau in der Region, der räumlichen Exposition der NSG zu den Maisfeldern und der Bt-Konzentration im Pollen der angebauten Bt-Events.

Die potentiellen Expositionspfade von Amphibien gegenüber Glyphosatanwendungen beinhalten das direkte Übersprühen von im Feld vorkommenden Tieren, Kontakt der juveni-

len und adulten Amphibien mit kontaminiertem Boden und Pflanzen, Abdrift der Herbizide in nahe liegende terrestrische Amphibienhabitate und Laichgewässer, sowie Anreicherung der Herbizidwirkstoffe und deren Metabolite in der Nahrungskette. In den meisten Studien zur Toxizität von Glyphosat und Glyphosat-basierten Herbiziden waren Kaulquappen die Testorganismen, während aktuell sehr wenig über die Effekte auf die terrestrischen Lebensstadien von Fröschen und Kröten bekannt ist, und allgemein wenig über Molche und Salamander. Die toxischen Effekte von Glyphosat und Glyphosat-basierten Herbiziden auf Kaulquappen können erhöhte Mortalität, endokrine Störungen, Missbildungen, Enzymhemmung, Wachstumsstörungen, oxidativer Stress, mutagene Effekte sowie verkürzte oder verlängerte Dauer bis zur Metamorphose umfassen. In manchen Fällen traten die Effekte bereits bei umweltrelevanten Konzentrationen auf. Allgemein besteht eine grosse Bandbreite bezüglich der Toxizität von Glyphosat-basierten Herbizide, manche sind hoch toxisch und andere wiederum kaum. Beimengungen zu den Herbiziden wie Tallowin-Netzmittel (POEA), aber auch andere Netzmittel, tragen stark zur Toxizität von Glyphosat-basierten Herbiziden bei. Zusammenfassend wird der Forschungsbedarf zu Glyphosat und Amphibien beschrieben.

In der Schweiz darf nach heutigem Recht (Art. 8 FrSV) in „besonders empfindlichen oder schützenswerten Lebensräumen und Landschaften“ kein Umgang mit gentechnisch veränderten Organismen erfolgen. Diese Gebiete umfassen namentlich Natur- und Landschaftsschutzgebiete nach eidgenössischem oder kantonalem Recht, ober- und unterirdische Gewässer inklusive Ufer, Wald und Jagdbanngebiete. Die Schutzgebiete im Kanton Aargau fallen klar in diese Kategorie und sind vor dem Anbau von GVO zu schützen. Zusätzliche Schutz- oder Pufferstreifen, die aufgrund des Anbaus von GVO notwendig würden, sind in der FrSV aber keine definiert. Allerdings ist über den Art 44 FrSV eine Möglichkeit gegeben, eine Bewilligung für das Inverkehrbringen von gentechnisch veränderten Organismen mit Auflagen zu verknüpfen und insbesondere die Verwendung der Organismen einzuschränken oder nur unter gewissen Voraussetzungen zu gestatten. Diese Arbeit liefert für die Schweiz die wissenschaftlichen Grundlage für eine standortangepasste Bewilligung oder Beschränkung des Inverkehrbringens von GVO und damit eine Grundlage, um Einschränkungen zur Nutzung von Bt-Mais Sorten nach Art. 44 FrSV zu definieren.

Auch in Europa ist in einigen Ländern (Lettland, Rumänien, Kärnten und Vorarlberg) in Schutzgebiete (Natura 200) kein Umgang mit GVO zugelassen. Vereinzelt sind auch Sicherheitsabstände bis zu 800 m zu Natura 2000 Gebieten festgelegt worden (Brandenburg, Ungarn).

In der Schweiz ist der Gedanke, Naturschutzgebieten vor den negativen Auswirkungen der Landwirtschaft zu schützen, breit verankert. Dennoch sind die kantonalen Vorgaben in der Schweiz sehr unterschiedlich. Im vorliegenden Fall im Kanton Aargau sind zu den Schutzgebieten rechtlich keine Pufferzonen vorgegeben. Das Einhalten von Pufferzonen (Grösse zwischen 10 – 25 m) ist aber Teil der Verträge, die für die Bewirtschaftung von Streueflächen abgeschlossen werden. Schliesst ein Bauer keinen Bewirtschaftungsvertrag ab, ist das Einhalten von Pufferzonen im Aargauer Teil der Reussebene nicht notwendig. Eingehalten werden muss der im Gewässerschutzgesetz vorgegebene Streifen von 3 m ohne Düngung

und 6 m ohne Einsatz von Pflanzenschutzmitteln, wobei unklar ist, ob Bt-Mais als Pflanzenschutzmittel betrachtet wird, und dieser 6 m Pufferzone untersteht.

Im angrenzenden Kanton Zürich ist die rechtliche Situation anders und Pufferstreifen müssen dort rechtsverbindlich eingehalten werden (M. Lüthy, agrofutura, mündliche Mitteilungen, 2013).

Das Bundesrecht lässt den Kantonen beim Schutz von Naturschutzflächen einen Umsetzungsspielraum. Dennoch sind die in der Landwirtschaft diskutierten Pufferzonen von 10 bis 25 m nicht angemessen, um Naturschutzgebiete vor dem Eintrag von Pollen von Bt-Mais zu schützen. Die Ergebnisse dieser Untersuchung empfehlen einen Puffer von im Minimum 500 m.

In klein und divers strukturierten landwirtschaftlichen Gebieten wie dem Reusstal, in dem Ackerschläge und Naturschutzgebiete eng verzahnt sind, ist ein Sicherheitsabstand zwischen transgenen Maisfeldern und Schutzgebieten unabdingbar. Aufgrund der Ergebnisse dieser Studie sowie der publizierten Resultate zu Maispollendepositionen und Empfindlichkeit von Schmetterlingslarven gegenüber Bt schlagen wir für Gebiete mit einer schützenswerten Schmetterlingsfauna wie der im Reusstal einen Sicherheitsabstand von 500 m zwischen Bt-Maisfeldern und Naturschutzflächen vor. Bei Unterschreiten dieses Sicherheitsabstandes sollte zumindest eine Umweltverträglichkeitsprüfung zwingend vorgeschrieben sein.

Inhaltsverzeichnis

1.	Einleitung	8
1.1	Hintergrund	8
1.2	Problemstellung	9
2.	Das Untersuchungsgebiet	12
3.	Exponierte Tagfalter im Reusstal	14
3.1	Einleitung und Methoden	14
3.2	Ergebnisse und Diskussion	15
4.	Maispolleneintrag	19
4.1	Freilandstudie Reusstal zur Maispollendichte auf Brennnesseln	19
4.2	Maispollen auf Wirtspflanzen von Schmetterlingsraupen	27
4.3	Literaturrecherche zur Maispollendeposition	36
5.	Amphibien und GVO	40
6.	Rechtliche Grundlagen zum Schutz von NSG vor GVO-Wirkungen	45
6.1	Der Schutz der Flächen im Reusstal	48
7.	Schlussfolgerungen	50
8.	Literatur	54

1. Einleitung

1.1 Hintergrund

Momentan weisen kommerziell genutzte, gentechnisch veränderte Kulturpflanzen (GVO) hauptsächlich zwei transgene Eigenschaften auf, Insektenresistenz (IR) und Herbizidtoleranz (HT) (Kvakkestad 2009). Dem Grossteil transgener IR-Pflanzen wurde dazu DNA des Bodenbakteriums *Bacillus thuringiensis* (Bt) übertragen, so dass diese so genannten Bt-Pflanzen nun in der Lage sind insektentoxische Proteine zu produzieren und sich gegen den Frass von Schädlingen aus der Gruppe der Käfer (Coleoptera) oder Schmetterlinge (Lepidoptera) zu schützen. HT-Pflanzen sind tolerant gegen bestimmte Breitbandherbizide, z.B. Herbizide mit den Wirkstoffen Glyphosat und Glufosinat. Beide Merkmale IR und HT wurden und werden häufig auf Mais transferiert, oft auch zusammen in einer Pflanze.

Der Bt-Mais MON810 ist in der Europäischen Union zum Anbau zugelassen und weitere Bt- und HT-Maissorten sind zum Anbau beantragt oder es liegt von der Europäischen Food Safety Authority (EFSA) ein wissenschaftliches Gutachten vor (EFSA 2013). Es ist davon auszugehen, dass neben Mais MON810 bald weitere Bt- und HT Maissorten in grösserem Massstab in Europa angebaut werden.

Die Kulturlandschaft Europas und speziell in der Schweiz ist ein Mosaik von verschiedenen Nutzungen, wo neben Agrarflächen auch natürliche oder naturnahe Gebiete wie beispielsweise Naturschutzgebiete Platz finden. Darin ist eine Vielzahl von Organismen zu finden, denen eine grosse naturschutzfachliche Bedeutung zukommt. Die Einführung von gentechnisch veränderten Pflanzen birgt das Risiko, diese Artenvielfalt in unerwünschter Weise zu beeinflussen (Ellstrand et al. 1999; Ellstrand 2003).

Von zunehmendem Interesse ist die Exposition von Nichtzielorganismen gegenüber Bt-haltigem Pflanzenmaterial z. B. Pollen. Schon seit den Arbeiten von Losey et al. 1999 und Felke&Langenbruch (2005) ist bekannt, dass Nichtzielorganismen Bt-Toxinen via Pollen exponiert sind. Es stellt sich die Frage, ob ausserhalb von Feldern mit Bt-Maisanbau Pollenkonzentrationen erreicht werden, die Schmetterlingspopulationen schädigen könnten.

Die Schweiz verpflichtet sich mit Art. 6 Abs. 3 GTG-Gentechnikgesetz, dass GVO nur dann in Verkehr gebracht werden dürfen, wenn Populationen von Organismen, die für ein Ökosystem wichtig sind, nicht beeinträchtigt werden oder es nicht zum unbeabsichtigten Aussterben von Arten kommt.

Schliesslich muss im Sinne der Vorsorge nach Art. 4 Abs. 2 FrSV-Freisetzungsverordnung für das Inverkehrbringen von GVO beurteilt werden, ob sich diese in der Umwelt ausbreiten und vermehren können und ob es mögliche Wechselwirkungen mit anderen Organismen sowie Auswirkungen auf deren Lebensräume gibt.

Hinzu kommt, dass gemäss Artikel 8 der Freisetzungsverordnung vom 10. September 2008 (FrSV; SR 814.911) Schutzgebiete nach Artikel 11 des Jagdgesetzes (Jagdbanngebiete, Wasser- und Zugvogelreservate) sowie Gebiete, die nach eidgenössischem oder kantonalem Recht unter Landschaftsschutz stehen, der direkte Umgang mit gentechnisch veränderten

Organismen verboten ist. Damit sind in diesen Schutzgebieten insbesondere Freisetzungsversuche oder der Anbau von gentechnisch veränderten Pflanzen unzulässig.

Während das Schweizer Recht verlangt, dass die Verwilderung von gentechnisch veränderten Kulturpflanzen bzw. das Auskreuzen der neuen Eigenschaften vermieden wird, ist unklar, ob der Eintrag von Bt Toxinen über Pollen in Schutzgebiete auch vermieden werden muss. Die geltende FrSV enthält keine Bestimmungen, wonach explizit ein unbeabsichtigter Eintrag von gentechnisch veränderten Organismen oder gentechnisch verändertem Material in die in Artikel 8 Absatz 2 FrSV genannten Schutzgebiete zu verhindern ist.

Im Gesetz wird auch die mit dem Anbau von GVO verbundene Anbautechnik stark vernachlässigt. So wurde bis jetzt die Umweltwirkung der Totalherbizide, die bei einem Anbau von HT-Pflanzen zum Einsatz kommen, im Rahmen der Pestizidbewilligungen abgeklärt, aber nicht im Zusammenhang mit der Zulassung von GVO.

1.2 Problemstellung

Die potenzielle Gefährdung der Fauna von verschiedenen Naturschutzgebieten durch Anbau von transgenen Maissorten ist bisher unzureichend untersucht und geklärt. Potenzielle direkte schädliche Wirkungen von Bt-Mais sind in mehrerlei Hinsicht denkbar und nachgewiesen (Snow et al. 2005; Zwahlen & Andow 2005). So kann sich der Anbau von Bt-Pflanzen negativ auf Nichtzielorganismen wie z.B. Käfer, Wanzen, Schlupfwespen und Schmetterlinge auswirken (Marvier et al. 2007) oder das Bt-Toxin im Pollen direkt Raupen von Nichtziel-Schmetterlingen schädigen (Losey et al. 1999; Felke & Langenbruch 2005, Musche et al. 2009; Lang & Otto 2010).

Nichtzielorganismen können das Bt-Toxin aktiv aufnehmen entweder durch Frass von transgenen Pflanzenprodukten (Lang & Vojtech 2006; Schmidt et al. 2009) oder indirekt durch Konsum von Beutetieren, die das Toxin aufgrund vorherigen Frasses an Bt-Pflanzen oder anderem Pflanzen-Material enthalten (Harwood et al. 2005; Snow et al. 2005; Zwahlen and Andow 2005; Peterson et al. 2009).

Der dritte Weg ist die zufällige passive Aufnahme von Bt-Toxinen das durch verschiedenen Vektoren (Wind, Wasser, Mensch) in der Umwelt verteilt wurde. Im Vordergrund steht hier Pflanzenmaterial und Pollen von Bt-Mais, der das Bt-Toxin enthalten kann. Der oft in grossen Mengen produzierte Pollen wird vom Wind verfrachtet und lagert sich auf Pflanzen bzw. dem Boden ab.

Die Gehalte an Bt Toxin im Pollen von gentechnisch veränderten Sorten sind sehr unterschiedlich. Der Gehalt im Maispollen von Bt 176, der in der EU nicht mehr zum Anbau zugelassen ist, war sehr hoch, in MON810 ist er im Pollen dagegen deutlich geringer (z.B. Lang et al. 2004). Die Expression in den Sorten, die heute in der Bewilligungspipeline der EU stehen, sind aber teilweise wieder deutlich höher (EFSA 2013).

Zu den möglichen Nebenwirkungen von Bt-Mais auf Nichtzielorganismen gibt es mittlerweile zahlreiche Studien. Prinzipiell sind zwei Expositionswege der Fauna von NSG denkbar:

- das NSG ist passiv den Wirkungen des Anbaus von gentechnisch veränderten Pflanzen exponiert (direkt und indirekt). Dazu gehört Eintrag von Pollen und von Pflanzenmaterial, die von den Vektoren Wind, Niederschlag, Mensch, Maschinen oder Tieren verbreitet werden können.
- die Fauna der NSG sucht aktiv Felder mit GVO auf z.B. zum Nahrungserwerb.

Im Zentrum dieses Projektes steht nur der erste Expositionspfad. In diesem Projekt werden nur die Bt-Effekte auf (geschützte) Schmetterlingsarten vertieft untersucht, die Bt Effekte auf die Gewässerfauna sowie die Abschätzung einer Wirkung von Roundup auf Amphibien nicht. Allerdings wird zur Wirkung von Roundup auf Amphibien in einem ersten Schritt eine Literaturübersicht erstellt.

Viele kommerziell genutzte Bt-Maissorten produzieren ein Bt-Toxin, welches toxisch auf Schmetterlinge (Lepidoptera) wirkt (Lang & Otto 2010). Da Mais ein Windblütler ist, kann und wird der Maispollen durch Wind in teils beträchtlichen Mengen und Distanzen verdriftet (Lang et al. 2004; Hofmann et al. 2008, 2009). Dieser Pollen kann auf den Wirtspflanzen der Schmetterlingsraupen zu liegen kommen und wird dort von den Raupen gefressen, die dadurch letal und subletal geschädigt werden können (Losey et al. 1999; Lang & Vojtech 2006). Aufgrund der bekannten Daten ist eine Exposition und Gefährdung von NSG in Nachbarschaft zu Bt-Maisfeldern nicht auszuschliessen (Menzel 2005).

Die potentielle Wirkung von transgenen HT-Pflanzen ist indirekt über die Anwendung des komplementären Breitband-Herbizids möglich (z.B. Roundup, Basta). Diese Herbizide können entweder toxisch auf Nichtzielorganismen wirken oder über eine Reduzierung der Wildkräuterflora die Populationen von Nichtzielorganismen beeinflussen (Bonny 2008). Die gross angelegten britischen Farm Scale Evaluations (FSE) untersuchten letzteren Fall unter anderem anhand von HT-Raps, der resistent gegen den Wirkstoff Glufosinat ist. Die Autoren beobachteten eine Abnahme der Unkrautbiomasse, der Unkrautsamen (Heard et al. 2003a; Heard et al. 2003b) sowie eine deutliche Verringerung der Artenzahl vieler Insekten (Haughton et al. 2003; Roy et al. 2003). Zur direkten Wirkung der Breitband-Herbizide auf Nichtzielorganismen gibt es hingegen deutlich weniger Untersuchungen. Die meisten Arbeiten zur Wirkung von Herbiziden wie Roundup oder Basta haben ihren Schwerpunkt in der Toxizität auf den Menschen. Basta, mit dem Wirkstoff Glufosinat, wird aufgrund von diesen Arbeiten im Jahr 2015 in der EU neu evaluiert.

Der Grossteil der bisher publizierten Studien konzentrierte sich jedoch im Wesentlichen auf die Fauna innerhalb des Maisfeldes und des Feldrandes. Die mögliche Gefährdung von Naturschutzgebieten (NSG) und ihrer Fauna wurde bisher vernachlässigt und es existieren vergleichsweise wenige Untersuchungen zu diesem Thema (Menzel 2005; Hofmann et al. 2008, 2009).

Im vorliegenden Projekt soll die potentielle Exposition von gefährdeter und geschützter Schmetterlingsfauna in ausgewählten Naturschutzgebieten theoretisch abgeschätzt und im

Gelände exemplarisch verifiziert werden. Als Untersuchungsgebiet wurde das Reusstal ausgewählt, in dem bereits in der Vorstudie (Oehen & Lang 2011) gearbeitet wurde. Allerdings beschränkt sich die folgende Arbeit auf die Naturschutzgebiet der Reusstal-Stiftung und nicht auf die im Gebiet ebenfalls vorhandenen und geschützten Gebiete der Trockenweiden und -Wiesen (TWW).

Folgende Ziele sind daher Bestandteil des Projektes:

- Abschätzung (und erste Quantifizierung) des Gefährdungspotentials durch Bt-Maispollendrift für Schmetterlinge in Naturschutzgebieten.
- Vorschläge von Massnahmen zum Schutz von Naturschutzgebieten.

Die sich aus den Zielen ergebenden Projektinhalte umfassen:

1. Eine Grundlagenrecherche in welchen Ländern, Regionen ist ein rechtlicher Schutz von Naturschutzgebieten beim Anbau von gv-Mais heute realisiert? Welche Massnahmen werden in der wissenschaftlichen Literatur und von der Politik vorgeschlagen?
2. Eine Literaturrecherche zur Maispollendrift in benachbarte Gebiete von Mais (Maispollendichte in Abhängigkeit zur Distanz vom Maisfeld).
3. a) Eine Fallstudie im Reusstal: Aufnahme von Maispollendeposition auf einer Wirtspflanze von Schmetterlingen (Brennnessel, *Urtica dioica*).
b) Fallstudie Reusstal: Identifikation von potenziell durch Maispollenflug betroffene Tagfalterarten.
4. Als Teilaspekt wird anhand einer Literaturrecherche beschrieben, inwieweit Roundup, das bei herbizid-toleranten Pflanzen zum Einsatz kommt, auch eine Wirkung auf Amphibien haben kann (z.B. Mann et al. 2009; Vera et al. 2010).
5. Einschätzung der Gefährdungssituation und Vorschläge zur Umsetzung von Schutzmassnahmen.

2. Das Untersuchungsgebiet

Das Untersuchungsgebiet sollte einen hohen Flächenumfang an landwirtschaftlicher Nutzung bzw. einen hohen Anteil an Maisfeldern aufweisen, bei gleichzeitigem Vorhandensein einer möglichst hohen Anzahl/Fläche an Schutzgebieten. Letztendlich wurde das Gebiet der Reusebene im Kanton Aargau ausgewählt (Abb. 1). Das Gebiet war aus anderen Projekten bekannt (Oehen & Lang 2011) und weist eine hohe Vernetzung von Naturschutzgebieten und landwirtschaftlicher Nutzfläche auf. Der Maisanteil in der Fruchtfolge liegt um die 40% und damit über dem Durchschnitt im Kanton Aargau (Oehen & Lang 2011).

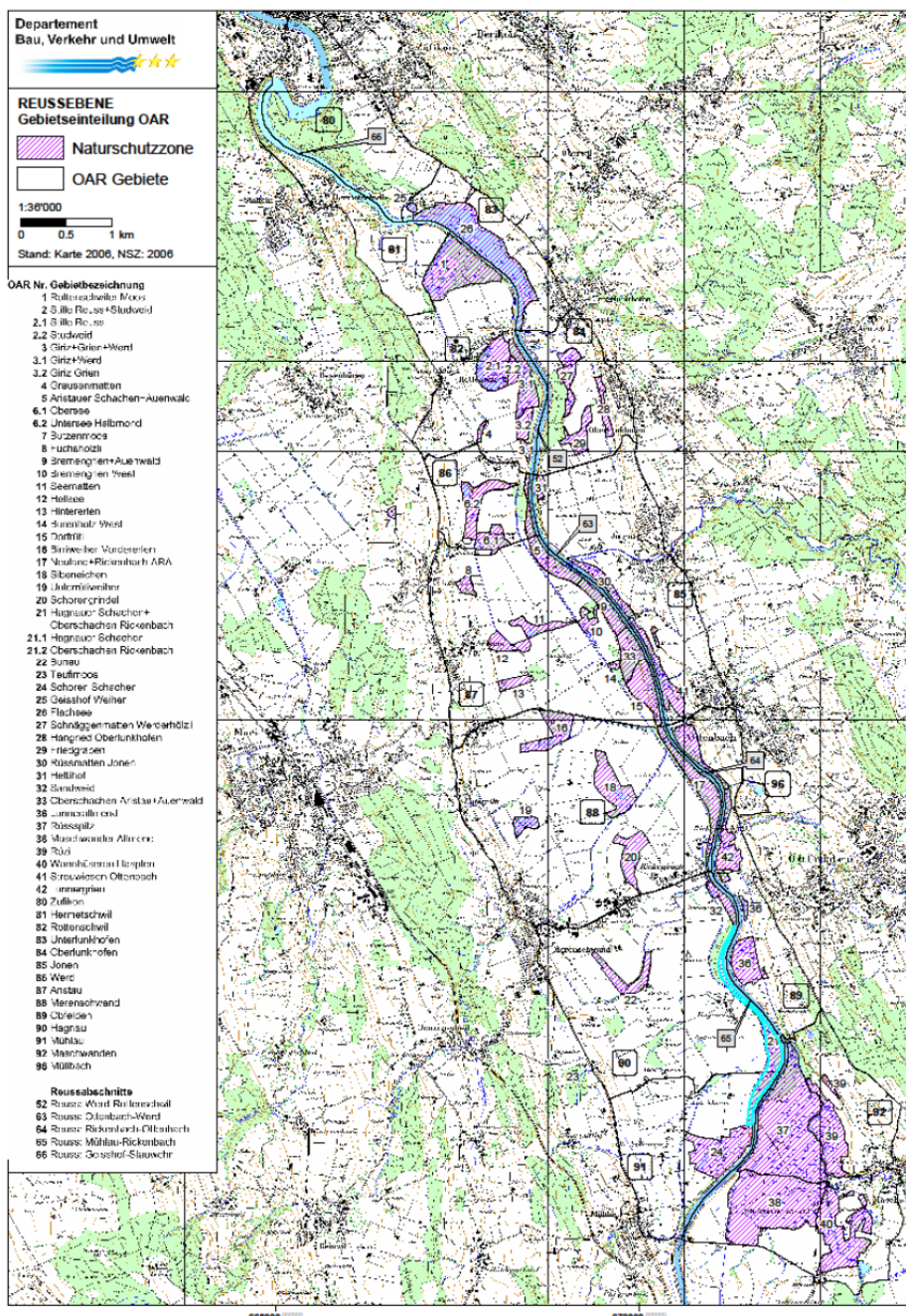


Abb. 1. Die Karte der Reusebene mit den Naturschutzgebieten (violett) eingezeichnet (OAR = Ornithologische Arbeitsgruppe Reusstal).

Die eigentliche Reussebene liegt zwischen Bremgarten und der Brücke Mühlau/AG. Das Gelände ist geprägt durch die flache Schwemmlandebene der Reuss, die hier früher stark mäandrierte, oft über die Ufer trat und das Gebiet überflutete. Seit der letzten Etappe der Melioration in den 1970er Jahren ist der Verlauf der Reuss begradigt und vollständig durch Hochwasserschutzdämme begrenzt. Ein künstlicher Kanal verläuft in einer Entfernung von 20 bis 250 Metern der Reuss entlang und sammelt das Wasser aus den Kanälen und Drainagen der entwässerten Ebene. Das Wasser muss an Pumpstationen in die Reuss hochgepumpt werden da die Ebene seit der Melioration abgesunken ist und heute tiefer liegt als der Fluss.

Weite Teile der flussangrenzenden Gebiete im Auenbereich sind als Naturschutzgebiete im Rahmen der Reusstalsanierung gesichert worden. Dazu gehören heute über 250 ha Riedflächen und Altwasser in der ganzen Ebene sowie einige Hartholzauenwälder. Flachmoore, Amphibienlaichgebiete und Auen ergänzen und überlagern sich.

Das gewählte Untersuchungsgebiet zeichnet sich durch eine weiträumige Kulturlandschaft mit parkartigem Charakter und einer Vielzahl von seltenen Naturstandorten aus. Laut Informationen der Naturschutzfachstellen der Kantone Aargau und Zürich stellt das Gebiet insbesondere ein Rückzugsgebiet für die gefährdete Flora und Fauna der Feuchtbiotope dar, mit artenreichen Pfeifengraswiesen, Kleinseggen- und Hochstaudenrieder mit einzigartigem Vorkommen der Sibirischen Schwertlilie (*Iris sibirica*) und Altwasserlandschaften (BLN-Bundesinventar der Landschaften und Naturdenkmäler von nationaler Bedeutung). Dementsprechend findet sich im gewählten Untersuchungsgebiet eine grosse Zahl an Schutzgebieten entsprechender Flächenausdehnung (Abb. 1).

Die artenreichen Pfeifengraswiesen der Reusstal sind für die Schweiz einzigartig. Die Reussebene ist somit eine schweizerische Schwerpunktlandschaft für Feuchtbiotope (Stiftung Reusstal 2011). In den verschiedenen Gewässern kommen alle 12 hier möglichen Amphibienarten vor und mit über 230 nachgewiesenen einheimischen Vogelarten gehört die Reussebene zu den artenreichsten Gebieten im Schweizerischen Mittelland. Auch für viele Insektenarten, z.B. Schmetterlinge, Libellen und Heuschrecken, hat die Reussebene gesamtschweizerische Bedeutung.

Eine GIS-Auswertung des südlichen Teils der Reusstal zwischen Birri und Mühlau ergab, dass 40% der NSG (ohne Berücksichtigung der Auenschutzgebiete) direkt an Parzellen, auf denen Maisanbau möglich ist, grenzt (Oehen & Lang 2011). Ohne Berücksichtigung der Auenschutzgebiete zwischen Reuss und Reuss-Hochwasserdamm, wo ja generell keine Ackernutzung stattfindet, grenzten 40% der restlichen NSG direkt an potenzielle Maisparzellen (siehe Beispiel in Abb. 2).

Das Gebiet in der Reusstal ist von einer Reihe von Entwässerungskanälen durchzogen, die keinen natürlichen Verlauf haben und eine befestigte Wassersohle aufweisen. Die Kanäle werden regelmässig mechanisch gereinigt. Allerdings werden im Umfeld dieser Kanäle kleine Teiche und Tümpel geschaffen, die einerseits als Rückhaltebecken bei hohem Wasserstand genutzt werden und zudem zu wertvollen kleinen Habitaten werden. Des Weiteren finden sich in der Landschaft künstlich angelegte Kleingewässer, die insbesondere für Amphibien von Bedeutung sind.



Abb. 2. Beispiel für eine Nachbarschaft von NSG und Maisanbau in der Reussebene: Bis direkt an das NSG „Schorengrindel“ (OAR-Nr. 20, vgl. Abb. 1) wurde in 2011 Mais angebaut.

3. Exponierte Tagfalter im Reusstal

3.1 Einleitung und Methoden

Schmetterlingsraupen können nur dann durch den Pollenflug von Bt-Mais geschädigt werden, wenn sie zur Zeit der Maisblüte auch als Larven auf ihren Wirtspflanzen aktiv sind und dort fressen. Diese Überlappung der Larvalphase mit der Maisblüte variiert jedoch von Art zu Art, da die Arten und ihre verschiedenen Entwicklungsstadien zu unterschiedlichen Zeiten im Jahr auftreten. So schätzten zum Beispiel Traxler et al. (2005), dass von den 215 in Österreich vorkommenden Tagfalter-Arten 152 in landwirtschaftlich genutzten Gebieten auftreten können, und dass von diesen 152 Arten nur acht ihre Larvalphase vollständig ausserhalb der Maisblüte haben. Die restlichen Arten wären alle einem Maispollenflug exponiert, allerdings in unterschiedlichem Ausmass von 8% bis zu 100% Überlappung mit der Maisblüte.

Für das Reusstal wurde ebenfalls die Überlappung der Larvalphasen der dort vorkommenden Arten mit der Periode der Maisblüte abgeschätzt. Generell wurde davon ausgegangen, dass der Mais potenziell von Mitte Juni bis Ende August blühen kann (Emberlin et al. 1999, Treu & Emberlin 2000, Feil & Schmid 2001, Lang et al. 2004). Bei den Schmetterlingsraupen wurde angenommen, dass die Raupen – je nach Wetterverhältnissen – prinzipiell von März bis Oktober aktiv sein können. Die im Untersuchungsgebiet Reusstal (vgl. Abb. 1)

vorkommenden Arten wurden anhand folgender Quellen zusammengestellt: Dusej (1997, 2003) und Dusej 2013 (persönliche Mitteilung), Biodiversitätsmonitoring Schweiz (BDM), Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF) und eigene Beobachtungen im Gelände (A. Lang). Die Zeiten der Raupenvorkommen und die Anzahl der Generationen wurden aus folgenden Standardwerken entnommen: Ebert (1991), Ebert & Rennwald (1991), SBN (1994), Settele et al. (2009) und Bräu et al. (2013).

3.2 Ergebnisse und Diskussion

Im Reusstal wurden insgesamt 56 Tagfalter nachgewiesen (Tabelle 1). Von sieben dieser Arten existiert jedoch kein rezenter Nachweis nach 1990, so dass davon ausgegangen werden muss, dass diese Arten nicht mehr im Gebiet vorkommen (orange unterlegte Arten in Tabelle 1). Von den verbleibenden 49 Arten stehen 15 Arten (= 31%) auf der Roten Liste der gefährdeten Tagfalter der Schweiz (Gonseth 1994, Tabelle 1). Besonders hervorzuheben sind hier der „vom Aussterben bedrohte“ Kleine Moorbläuling (*Maculinea alcon*) und der „stark gefährdete“ Skabiosenscheckenfalter (*Euphydryas aurinia*) (Dusej 1997, 2003). Von den aktuellen Tagfaltern im Reusstal kommen nur sechs während ihrer Larvalphase nicht zum Zeitpunkt der Maisblüte vor, nämlich *Brenthis ino*, *Neozephyrus quercus*, *Plebejus argus*, *Satyrium pruni*, *Thymelicus lineola* und *T. sylvestris* (Tabelle 1). Die restlichen 43 Arten, das heisst 88% aller vorkommenden Arten, sind in unterschiedlichem Ausmass als Raupen dem Maispollenflug ausgesetzt. Bei 93% der „Rote-Liste-Arten“ überschneidet sich die Larvalphase mit der Maisblüte, nur die Larven von *Satyrium pruni* wären nicht exponiert (Tabelle 1). Eine starke 60%ige Überlappung ihrer Larvalphase mit der Maisblüte weisen zum Beispiel der „gefährdete“ Kleine Würfeldickkopffalter (*Pyrgus malvae*), der Aurorafalter (*Anthocharis cardamines*) und der Zitronenfalter (*Gonepteryx rhamni*) auf. Manche Arten, deren Gesamtpopulation möglicherweise auf den ersten Blick nicht so stark exponiert erscheint, kommen in mehreren Generationen pro Jahr vor, und eine der Generationen kann dann stark dem Maispollenflug ausgesetzt sein. Als Beispiel seien hierfür genannt der Dunkle Dickkopffalter (*Erynnis tages*), dessen Larven der 1. Generation zu 100% Überlappung mit der Maisblüte aufweisen, was ebenso für die 2. Generation des Hauhechel-Bläulings (*Polyommatus icarus*) zutrifft (Tabelle 1). Auch Teilgenerationen der auf Brennesseln fressenden Larven vom Kleinen Fuchs (*Aglais urticae*) und dem Tagpfauenauge (*Inachis io*) überschneiden zu 75% bzw. 50% mit der Maisblüte. Zu beachten ist aber, dass diese Einschätzungen nur als allgemeine Richtwerte dienen und die tatsächlichen Überlappungen davon abweichen können, da sowohl die Larvalzeiten als auch die Maisblühperiode sehr variabel sein können, abhängig von der Region und dem vorherrschenden Klima.

Tabelle 1. Im Reusstal nachgewiesene Tagfalterarten und ihre Exposition gegenüber der Maisblüte. „RL“ = Gefährdungsgrad nach Gonseth (1994): 1 = Vom Aussterben bedroht, 2 = Stark gefährdet, 3 = Gefährdet, 4 = Potentiell gefährdet. In der Spalte „Monate“ sind die Monate von März bis Oktober (3 – 10) aufgeführt (A = Anfang, E = Ende). Der Zeitraum der Larvalvorkommen (nur aktives Stadium) ist grün unterlegt, die Monate mit potentieller Maisblüte grau unterlegt. Daraus ergibt sich die potentielle Überschneidung der aktiven Larvalphase mit der Maisblüte für die Gesamtpopulation (%). Da die Populationen mancher Arten in mehreren Generationen auftreten können, ist zusätzlich die maximale Überlappung für die entsprechende Einzel-Generation angegeben (bei Arten mit nur einer Generation sind die Werte für die gesamte Larval-Population und die maximale Überschneidung identisch). Orange unterlegte Arten wurden nach 1990 nicht mehr im Gebiet nachgewiesen, so dass diese vermutlich nicht in der Nähe der Maisfelder im Reusstal vorkommen.

Art	RL	Monate																Überschneidung der gesamten Larval-Population mit der Maisblüte (%)	Maximale Überschneidung einer Larval-Generation (%) mit der Maisblüte
		(Maisblüte grau, Larvalphase grün)																	
		A	E	A	E	A	E	A	E	A	E	A	E	A	E	A	E		
3	3	4	4	5	5	6	6	7	7	8	8	9	9	10	10				
<i>Aglais urticae</i>																	57,1	75% (2. Gen.)	
<i>Anthocharis cardamines</i>																	60,0	60%	
<i>Apatura ilia</i>	2																16,7	17%	
<i>Apatura iris</i>	3																16,7	17%	
<i>Aphantopus hyperantus</i>																	22,2	22%	
<i>Araschnia levana</i>																	50,0	66% (2. Gen.)	
<i>Argynnis adippe</i>	3																0,0	0%	
<i>Argynnis paphia</i>																	15,4	15%	
<i>Aricia agestis</i>	3																30,77	75% (1. Gen.)	
<i>Boloria dia</i>	2																35,7	100% (2. Gen.)	
<i>Boloria euphrosyne</i>																	35,7	36%	
<i>Boloria selene</i>	3																38,5	60% (1. Gen.)	
<i>Brenthis ino</i>	3																0,0	0%	
<i>Carcharodus alceae</i>	1																41,7	67% (1. Gen.)	
<i>Carterocephalus palaemon</i>																	36,4	36%	
<i>Celastrina argiolus</i>																	40,0	60% (1. Gen.)	

Art	RL	Monate (Maisblüte grau, Larvalphase grün)																Überschneidung der gesamten Larval-Population mit der Maisblüte (%)	Maximale Überschneidung einer Larval-Generation (%) mit der Maisblüte
		A 3	E 3	A 4	E 4	A 5	E 5	A 6	E 6	A 7	E 7	A 8	E 8	A 9	E 9	A 10	E 10		
<i>Coenonympha arcania</i>	4b																	35,7	36%
<i>Coenonympha pamphilus</i>																		31,3	?
<i>Colias croceus</i>																		25,0	100% (1. Gen.)
<i>Colias hyale aggr.</i>																		36,4	100% (1. Gen.)
<i>Cupido argiades</i>	1																	36,4	75% (1. Gen.)
<i>Erynnis tages</i>																		40,0	100% (1. Gen.)
<i>Euphydryas aurinia</i>	2																	35,7	36%
<i>Gonepteryx rhamni</i>																		60,0	60%
<i>Inachis io</i>																		42,9	50% (1. Gen.)
<i>Lasiommata megera</i>																		30,0	75% (1. Gen.)
<i>Leptidea reali</i>																		50,0	50% (beide Gen.)
<i>Leptidea sinapis</i>																		50,0	50% (beide Gen.)
<i>Limenitis camilla</i>																		21,4	21%
<i>Limenitis populi</i>	2																	23,1	23%
<i>Lycaena tityrus</i>																			
<i>Maculinea alcon</i>	1																	15,4	15%
<i>Maniola jurtina</i>																		28,6	29%
<i>Nymphalis antiopa</i>	3																	66,7	66%
<i>Neozephyrus quercus</i>																		0,0	0%
<i>Nymphalis polychloros</i>	3																	33,3	33%
<i>Ochlodes venata</i>																		18,2	18%

Art	RL	Monate (Maisblüte grau, Larvalphase grün)																Überschneidung der gesamten Larval-Population mit der Maisblüte (%)	Maximale Überschneidung einer Larval-Generation (%) mit der Maisblüte
		A 3	E 3	A 4	E 4	A 5	E 5	A 6	E 6	A 7	E 7	A 8	E 8	A 9	E 9	A 10	E 10		
<i>Papilio machaon</i>																		44,4	75% (1. Gen.)
<i>Pararge aegeria</i>																		33,3	40% (2. Gen.)
<i>Pieris brassicae</i>																		50,0	?
<i>Pieris mannii</i>	2																	44,4	100% (2. Gen.)
<i>Pieris napi aggr.</i>																		50,0	50%
<i>Pieris rapae aggr.</i>																		45,5	?
<i>Plebeius argus</i>	3																	0,0	0%
<i>Polygonia c-album</i>																		66,7	100% (2. Gen.)
<i>Polyommatus dorylas</i>	3																	25,0	25%
<i>Polyommatus icarus</i>																		35,7	100% (2. Gen.)
<i>Polyommatus semiargus</i>																		35,7	75% (1. Gen.)
<i>Pyrgus alveus aggr.</i>	3																	26,7	27%
<i>Pyrgus malvae</i>	3																	62,5	63%
<i>Satyrium pruni</i>	1																	0,0	0%
<i>Thecla betulae</i>																		16,7	17%
<i>Thymelicus lineola</i>																		0,0	0%
<i>Thymelicus sylvestris</i>																		0,0	0%
<i>Vanessa atalanta</i>																		55,6	?
<i>Vanessa cardui</i>																		62,5	?

4. Maispolleneintrag

4.1 Freilandstudie Reusstal zur Maispollendichte auf Brennesseln

Einleitung und Methoden

Systematische Arbeiten zur Maispollendichte auf Wirtspflanzen von Schmetterlingen existieren bisher relativ wenige. Die ersten Studien dieser Art untersuchten die Deposition von Maispollenkörnern auf der Seidenpflanze (*Asclepias syriaca*), einer Futterpflanze des amerikanischen Monarchfalters (*Danaus plexippus*) (Pleasants et al. 2001, Zangerl et al. 2001). Holst et al. (2013) haben die Maispollendeposition schematisch wie folgt beschrieben (Abb. 3): mit Beginn der Maisblüte werden Maispollen durch Wind in die Umgebung verdriftet und kommen auf den Wirtspflanzen der Raupen zu liegen. Bei andauernder Maisblüte akkumulieren Maispollen über die Zeitdauer, wodurch die Maispollendichte auf den Wirtspflanzen zunimmt. Als gleichzeitig wirkender und gegenläufiger Trend werden Maispollen z.B. durch Regen und Wind wieder von den Pflanzen abgewaschen (Lang et al., 2004; Pleasants et al., 2001). Die resultierende Pollenkonzentration auf den Wirtspflanzen hängt demnach von der Differenz von Deposition und Verlust des Maispollens ab. Nach Beendigung der Maisblüte, also wenn keine neuen Pollen auf den Wirtspflanzen zu liegen kommen, werden dann nach einer gewissen Zeit keine Maispollen mehr vorhanden sein.

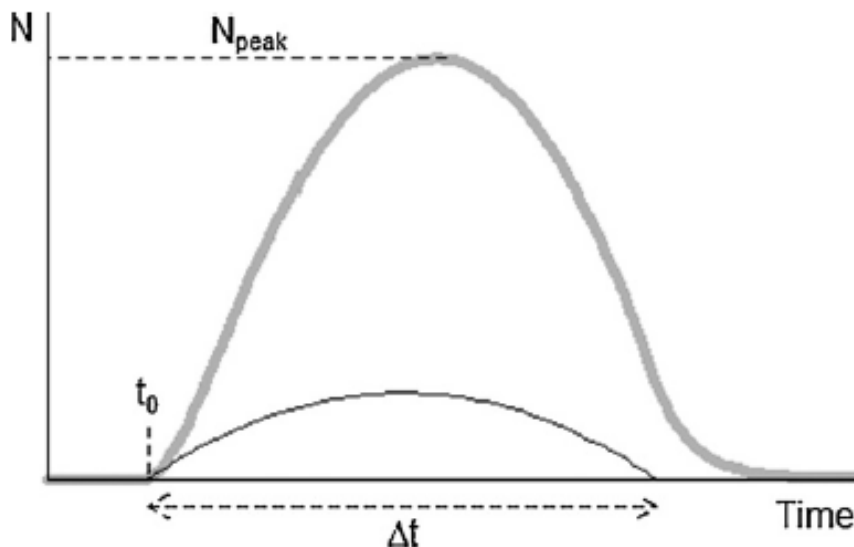


Abb. 3. Vereinfachtes Modell zur Maispollendeposition auf Wirtspflanzen von Schmetterlingsraupen (nach Holst et al. 2013). Die Maisblüte beginnt zu einem Datum t_0 und dauert Δt . Während der Maisblüte wird eine bestimmte Menge an Maispollen (N) auf den Wirtspflanzen deponiert (dünne schwarze Linie). Dieser Pollen akkumuliert auf den Wirtspflanzen (dicke graue Linie), woraus sich die resultierende Maispollenkonzentration auf den Wirtspflanzen ergibt (N/cm^2). Durch Regen und Wind ergeben sich gewisse Verluste von Pollen, so dass sich die Pollenkonzentration nach der Maisblüte wieder dem Nullwert angleicht. Die maximale Maispollenkonzentration auf den Wirtspflanzen der Raupen (N_{peak}) ergibt sich aus der Differenz von Polleneintrag und Verlust.

Bisher existiert jedoch keine einzige Arbeit, welche die Pollenverlustrate systematisch untersucht und quantifiziert hätte. Bekannt ist lediglich, dass Regen zu starkem Abwaschen des Maispollens von Wirtspflanzen führen kann (Pleasants et al. 2001, Stanley-Horn et al. 2001, Zangerl et al. 2001). Lang et al. (2004) verglichen generelle Maispollendepositionsraten und die resultierende Maispollenkonzentrationen auf Blättern von Wilder Möhre (*Daucus carota*). Die Pollenkonzentrationen auf den Möhrenblättern waren um circa 70% geringer als die Maispollendeposition auf Deckgläsern, was vermutlich auf Wind- und Niederschlagsereignissen während des Untersuchungszeitraumes zurückzuführen war, und zu einem gewissen Verlust der Pollen auf den Möhrenpflanzen führte. Die Maispollenkonzentration auf den Blättern von Wirtspflanzen hängt dabei auch von der Wirtspflanzenart und der Höhe der Wirtspflanzen bzw. des jeweiligen Blattes der Wirtspflanze ab (z.B. Zangerl et al. 2001, Gathmann et al. 2006a, Lauber 2011).

In der vorliegenden Studie sollte die Maispollenkonzentration auf Blättern von Schmetterlings-Wirtspflanzen an Ort und Stelle untersucht werden. Dazu wurden im Reusstal in den Jahren 2011 und 2012 die Maispollenkonzentrationen auf Blättern der Brennnessel (*Urtica dioica*) ermittelt. Die Brennnessel wurde exemplarisch ausgewählt, da sie eine häufige, wildwachsende Pflanze in Agrargebieten ist und die Raupen mehrerer Schmetterlingsarten die Brennnessel als Wirtspflanze benutzen (Gathmann et al. 2006b, VDI 2010).

Während der Maisblüte wurden im Reusstal Brennnesseln in verschiedenen Abständen zu Maisfeldern beprobt. Pro Brennnesselpflanze wurde von einem Blatt der Maispollen von der Ober- und Unterseite mit destilliertem Wasser in Proberöhrchen gespült. In 2011 wurden dazu 50ml-Röhrchen und in 2012 15ml-Röhrchen benutzt. Das Brennnesselblatt wurde fotografiert und die Blattfläche in cm² mittels des Programmes GSA Image Analyzer (2012-08-30) automatisch berechnet (Abb. 4).

Für den Standort jeder einzelnen Brennnesselpflanze wurden die GPS-Koordinaten aufgenommen. Die folgenden Parameter wurden zusätzlich notiert:

- die Entfernung der beprobten Brennnesselpflanze zum nächsten blühenden Maisfeld (Meter),
- die räumliche Orientierung der Brennnessel zum Maisfeld (in Grad Himmelsrichtung),
- die Höhe der Brennnesselpflanze (cm)
- die Höhe des beprobten Blattes (cm).

Die relative Blatthöhe (%) wurde aus dem Verhältnis der Höhe des beprobten Blattes zur Höhe der Brennnesselpflanze berechnet. Ebenfalls aufgenommen wurde der Entwicklungsstand der Maisblüte (BBCH Code, nach Meier 1997), die Höhe der Maispflanzen (cm) sowie mittels GIS die Fläche (Hektar) des blühenden Maisfeldes (AGIS Netzwerk 2013).

Von der nahe gelegenen Klimastation Buchs wurden folgende Daten für die jeweiligen Tageswerte der Untersuchungszeiträume bezogen: Bewölkung (%), Sonnenscheindauer (Std.), Temperatur-Mittel (°C), Temperatur Max (°C), Temperatur-Min (°C), Feuchtigkeit (%), Wind (m/s), Windrichtung (Grad) und Niederschlag (mm). Aus der Beziehung der räumlichen Orientierung der Brennnessel zum Maisfeld mit der Windrichtung wurde der Grad der Wind-Exposition berechnet. Zum Beispiel, lag die Brennnessel exakt östlich des Feldes und kam der Wind direkt aus dem Westen, so ergab das eine maximale Exposition von 180, während bei einer Lage westlich des Maisfeldes und Westwind sich die minimale Exposition von 0 ergab.

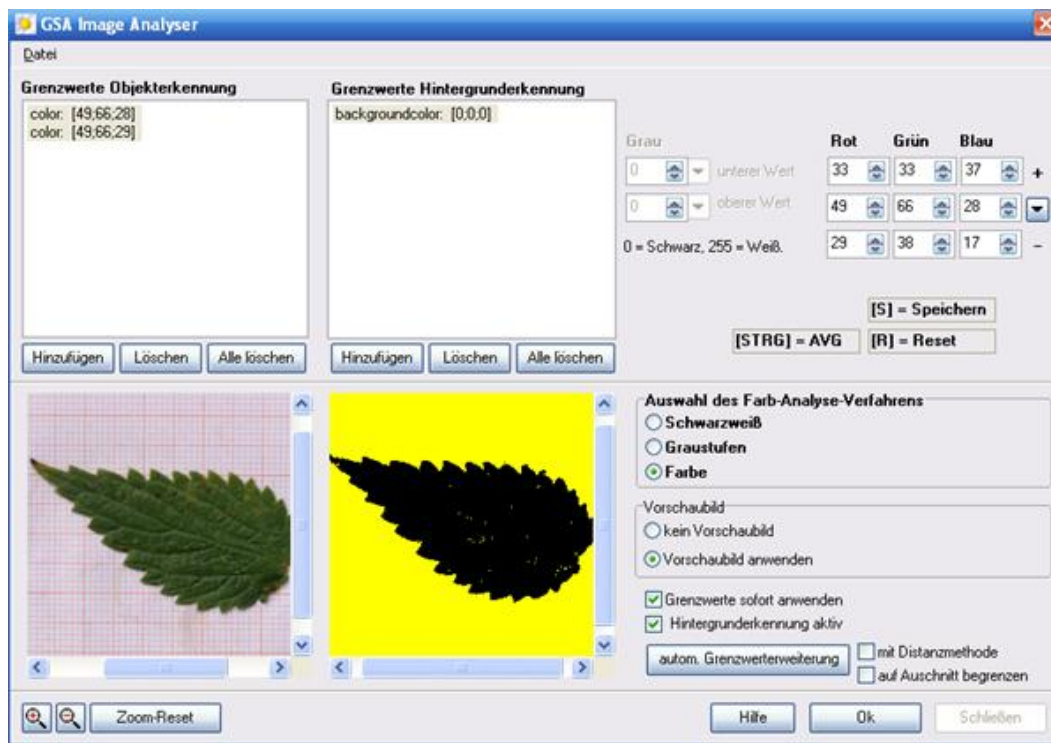


Abb. 4. Beispiel (screenshot) für die Berechnung der Fläche eines Brennnesselblattes mit der Software GSA Image Analyser.

Aufbereitung der Proben im Labor

Der Maispollen, der sich in den Proberöhrchen befand, wurde im Labor weiter aufbereitet. Dazu wurden jeder Probe standardisierte Lycopodiumsporen als Referenz beigegeben. Es wurden jeweils circa drei Tropfen aus einer Lösung von einer in 30ml aufgelösten Lycopodiumtablette zugegeben (Piana et al. 2006). Die Proben wurden dann bei 1000 g während 10 Minuten abzentrifugiert. Die überstehende Flüssigkeit wurde abgossen. Dann wurde in die grossen 50ml-Tubes, die im ersten Erhebungsjahr verwendet wurden, 25 ml destilliertes Wasser, in die kleinen 15ml-Tubes, die im zweiten Jahr eingesetzt wurden, 10 ml destilliertes Wasser, zugegeben und dann erneut bei 1000 g während 10 Minuten zentrifugiert (Von der Ohe et al. 2004).

Der Überstand wurde abgegossen und das ganze Sediment mit einer Pasteurpipette aufgenommen und auf einen Objektträger überführt. Die Objektträger wurden im Wärmeschrank bei 40°C getrocknet und mit einem Tropfen Kaiser's Glyceringelatine Merck 1.09242.0100 eingeschlossen. Auf der gesamten Präparatfläche wurden alle Maispollen mit dem Mikroskop bei 200-facher Vergrößerung ausgezählt.

Zur Kontrolle wurde der Fehler bei der Maispollengewinnung geprüft und bestimmt. Eine definierte und vorher abgezählte Anzahl von Maispollen wurde den Proberöhrchen zugesetzt und die Proben in einem Blindversuch nach oben genannten Verfahren bearbeitet und ausgezählt. Da in 2011 und 2012 verschiedene grosse Proberöhrchen benutzt wurden, wurde diese Kontrolle sowohl für 15-ml als auch 50ml-Röhrchen durchgeführt.

In die 15ml-Röhrchen wurden $49,86 \pm 50,55$ Pollenkörner eingesetzt (Mittelwert \pm Standardabweichung, $n = 14$, Min. = 5, Max. = 144) und ausgezählt wurden davon durchschnittlich $39,71 \pm 41,47$ Pollenkörner (Min. = 4, Max. = 144). Dies entsprach einer Unterschätzung der tatsächlichen Pollenzahl um $17,13 \pm 13,85\%$ (Mittelwert \pm Standardabweichung, Min. = 0%, Max. = 52%). In die 50ml-Röhrchen wurden $48,07 \pm 45,74$ Pollenkörner eingesetzt (Mittelwert \pm Standardabweichung, $n = 14$, Min. = 5, Max. = 132) und ausgezählt wurden durchschnittlich $37,86 \pm 34,71$ Pollenkörner (Min. = 2, Max. = 104). Dies entsprach einer Unterschätzung der tatsächlichen Pollenzahl um $23,66 \pm 17,53\%$ (Mittelwert \pm Standardabweichung, Min. = 0%, Max. = 60%). Der Fehler zwischen 15ml und 50ml-Röhrchen war nicht signifikant (Mann-Whitney U-Test, $p > 0.05$), so dass die Werte beider Gruppen zusammengefasst wurden. Die sich ergebene Unterschätzung der zusammengefassten Werte betrug $20,40 \pm 17,11\%$ (Mittelwert \pm Standardabweichung, $n = 28$). Die gezählten Pollenwerte wurden daher um den mittleren Faktor von 20,40% nach oben korrigiert.

Die ausgezählten Pollenkonzentrationen (n/cm^2) wurden in Beziehung zum Abstand des nächsten blühenden Maisfeldes analysiert. Des Weiteren wurde mittels einer multiplen linearen Regression der Einfluss der aufgenommenen und oben aufgelisteten Faktoren auf die Pollenkonzentration auf den *Urtica*-Blättern analysiert (schrittweise Selektion, Einschlusskriterium $p < 0,05$). Die Variable „Sonnenscheindauer“ wurde aus dem Modell von ausgeschlossen, da sie stark mit der „Bewölkung“ korreliert war ($r = -0,72$). Ebenso wurde die Höhe der *Urtica*-Pflanze aus der Analyse ausgeschlossen, da sie positiv mit der Höhe des beprobten Blattes korreliert war ($r = 0,89$). Zur Analyse wurde das SPSS-Paket, Version 21, verwendet.

Ergebnisse und Diskussion

Im Durchschnitt fanden sich $6,49 \pm 13,58$ Maispollen pro cm^2 auf den Brennnesselblättern (Mittelwert \pm Standardabweichung, $n = 263$). Maispollen sind relativ gross und schwer (Feil & Schmidt 2001), daher fanden sich die höchsten Pollendichten sehr nahe am Maisfeld (Abb. 5). Direkt am Feldrand betrug das Maximum 100 Pollen pro cm^2 (Abb. 5). In weiterer Entfernung sanken die Pollendichten sehr rasch ab (Abb. 5), aber

selbst in 500 m Entfernung fanden sich maximal noch bis zu 3 Pollen/cm² Brennnesselblatt ($1,08 \pm 1,26$ Pollen/cm², n = 6). Die Maispollenkonzentration pro cm² auf den Brennnesselblättern (N) hing von der Entfernung zum Maisfeld (m) in Form einer inversen Funktion ab: $N = 0,95 + 25,54/m$ ($R^2 = 0,61$, $p < 0,001$, Abb. 5).

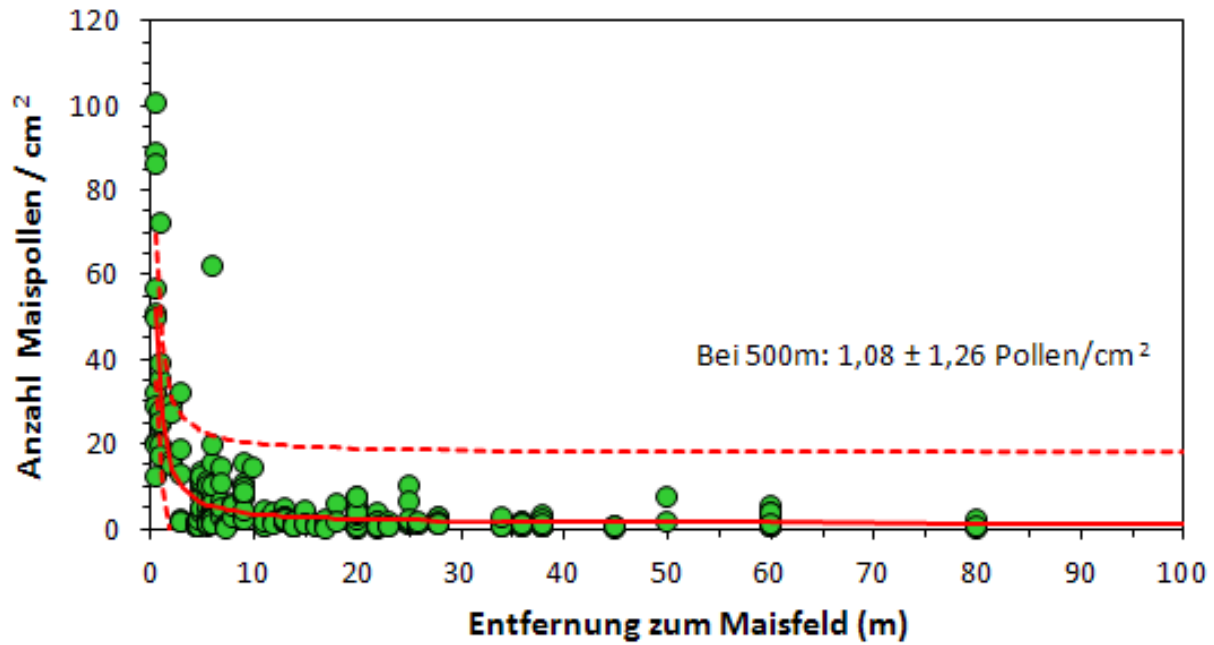


Abb. 5. Maispollenkonzentrationen (n/cm²) auf Blättern von Brennnesseln (*U. dioica*) in Abhängigkeit der Entfernung zum nächsten blühenden Maisfeld. Daten aus dem Reusstal 2011 und 2012. Eingezeichnet ist eine Inversfunktion (durchgehende Linie) mit 95% Konfidenzintervallen (gestrichelte Linien). Die Funktion lautet: $y = 0,95 + 25,54/x$ ($R^2 = 0,61$, $p < 0,001$, n = 263).

Die deskriptiven Daten aller Parameter sind aus Tabelle 2 ersichtlich, und die Beziehungen der signifikanten Einflussfaktoren mit der Pollendichte sind in Abb. 6. abgebildet. Die multiple Regressions-Analyse identifizierte sieben signifikante Faktoren, welche die Pollendichte auf *Urtica*-Blättern beeinflussten, entsprechend der folgenden Formel:

$$\text{Pollendichte auf } Urtica \text{ (Pollen/cm}^2\text{)} = -194,0 + 2,2 \cdot \text{Feuchte} + 0,06 \cdot \text{Exposition} + 9,4 \cdot \text{Wind} + 0,1 \cdot \text{relative Blatthöhe} + 1,5 \cdot \text{Maisfeldgrösse} + 0,1 \cdot \text{Maishöhe} - 0,03 \cdot \text{Distanz}$$

($R^2 = 0,28$, $p < 0,001$).

Tabelle 2. Deskriptive Werte der Parameter der Pollenstudie im Reusstal 2011/12 (n jeweils 263).

Parameter	Mittelwert \pm SD	Minimum - Maximum
Pollendichte auf <i>Urtica</i> -Blättern (n/cm ²)	6,49 \pm 13,58	0 - 100,22
Höhe <i>Urtica</i> -Blatt (cm)	73,56 \pm 28,66	10 - 154
Rel. Höhe des <i>Urtica</i> -Blattes (%)	85,02 \pm 12,88	41,18 - 100
Fläche des <i>Urtica</i> -Blattes (cm ²)	8,66 \pm 4,17	1,6 - 26,0
Maisfeldgrösse (ha)	3,17 \pm 1,37	0,68 - 6,57
Maisblüte (BBCH)	65 \pm 2,09	61 - 69
Maishöhe (cm)	274,90 \pm 26,29	220 - 300
Distanz zum Maisfeld (m)	28,64 \pm 74,30	0,5 - 500
Windexposition der Brennnessel (°)	79,48 \pm 47,85	0 - 172
Bewölkung (%)	38,22 \pm 31,48	0 - 92
Lufttemperatur (°C)	20,62 \pm 1,71	16,1 - 23,0
Rel. Feuchte (%)	67,54 \pm 2,12	61,0 - 70,9
Niederschlagssumme (mm)	2,66 \pm 5,26	0 - 16
Windgeschwindigkeit (m/s)	1,05 \pm 0,38	0,7 - 2,4

Insgesamt erklärten die mit multipler Regressionsanalyse geprüften Variablen nur 28% der Varianz der Maispollendichte auf Brennnesselblätter. Dies ist ein relativ geringer Erklärungswert, der möglicherweise darauf zurückzuführen ist, dass der Stichprobenumfang zu gering war, um die bestehende hohe Varianz der Daten ausreichend zu analysieren. Auch gilt es zu beachten, dass mittels der Regressionsanalyse nur lineare Beziehungen beschreiben werden, etliche Faktoren sich aber in nicht-linearer Weise beeinflussen, wie z.B. die Maispollenkonzentration vom Abstand zum Feldrand (Abb. 5). Des Weiteren könnten wichtige, bisher nicht berücksichtigte Faktoren existieren.

Die relative Luftfeuchte beeinflusste die Pollendichten auf Brennnesselblättern vergleichsweise stark (Abb. 6). Dies ist nicht weiter verwunderlich, da der Faktor Feuchte über mehrere relevante Faktoren integriert wie z.B. Bewölkung, Niederschlag oder Temperatur. Die Maispollenschüttung selbst hängt zudem von der Feuchtigkeit ab (Zscheischler et al. 1990, Lang et al. 2004), während auf feuchten Brennnesselblättern möglicherweise der Pollen besser haftet.

Bei geringen Windstärken wird wenig Maispollen verdriftet und es finden sich daher weniger Pollen auf den Brennnesseln (Abb. 6). Aber auch bei starkem Wind ist die Zahl der Maispollen auf Blättern der Brennnessel gering, vermutlich, weil die Pollen von den Brennnesselblättern abgeblasen werden (Abb. 6). Je höher das Blatt an der Brennnessel-

selpflanze sitzt (relative Blatthöhe) desto mehr Maispollen findet sich auf dem Blatt (Abb. 6); dies gilt nicht für die absolute Höhe der Blätter, was darauf hindeutet, dass niedriger sitzende Blätter durch darüber liegende abgeschirmt werden. Dieser Befund ist für die Risikoanalyse von Bedeutung, da z.B. Raupen vom Kleinen Fuchs (*Aglais urticae*) bevorzugt an den Spitzen der Brennnesseln fressen (Lang 2011).

Je stärker die Brennnesselblätter gegenüber dem Maisfeld und der Windrichtung exponiert sind desto mehr Maispollen findet sich auf den Blättern (Abb. 6). Während der Probenahmen blies der Wind verstärkt aus West und Nordwest (Meteoschweiz, Station Buchs-Aarau). Dementsprechend fanden sich die höchsten Pollendichten auf Brennnesseln, welche am Ost- und Südrand von Maisfeldern lagen (Abb. 7A,B). Auch die multiple Regression identifizierte den Abstand zum Maisfeldrand als einen relevanten Einflussfaktor auf die Maispollenzahl auf Brennnesseln (vgl. Abb. 5). Die Tatsache, dass die Maisfeldgrösse und die Höhe der Maispflanzen einen signifikanten Einfluss hatten, ist dadurch erklärbar, dass diese beiden Variablen und die Entfernung der Brennnesseln zu den Maisfeldern untereinander korreliert waren und sie möglicherweise auch voneinander abhängen. Deswegen lässt sich die Grösse der Effekte nicht bestimmen.

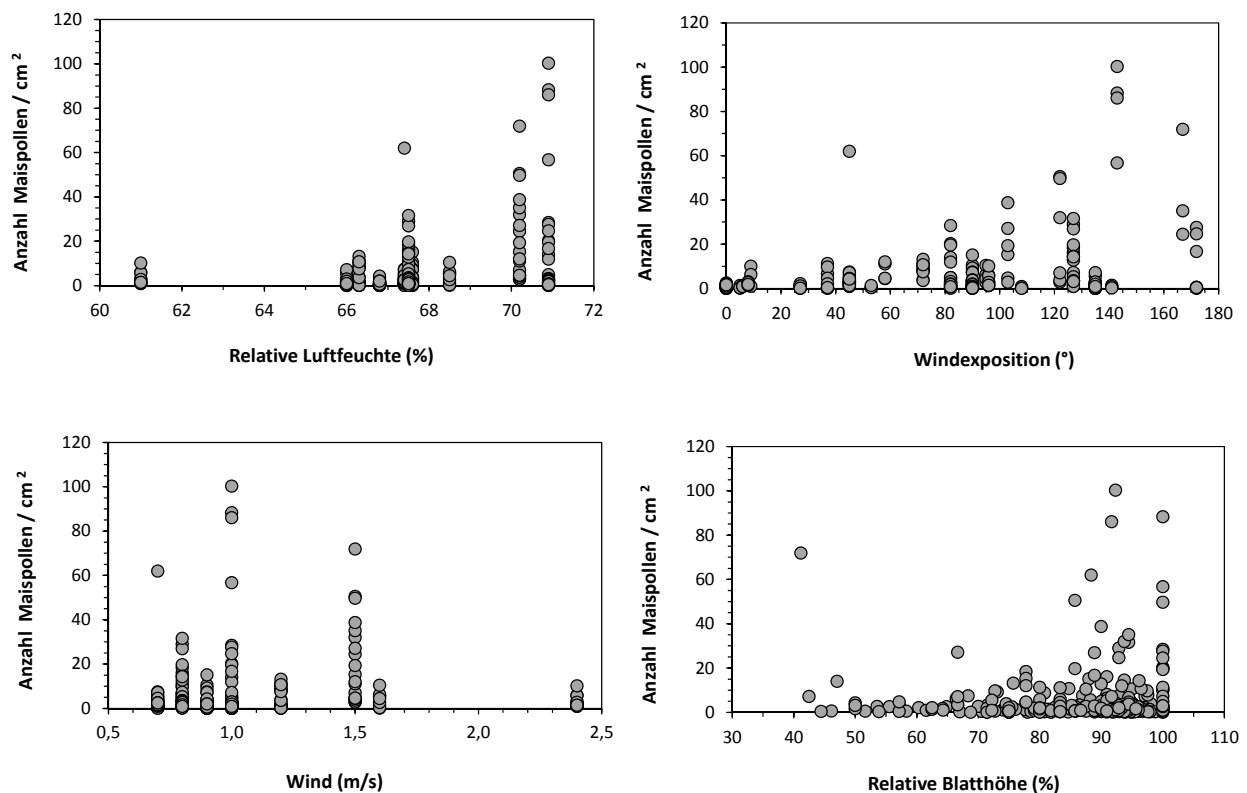


Abb. 6. Maispollendichte auf Brennnesselblättern (n/cm²) in Abhängigkeit verschiedener Faktoren im Reusstal 2011/12. Relative Luftfeuchtigkeit: $y = 1415,65 - 44,37x + 0,35x^2$ ($R^2 = 0,15$, $p < 0,001$). Windexposition: $y = -0,20 + 0,08x$ ($R^2 = 0,09$, $p < 0,001$). Windgeschwindigkeit: $y = -15,95 + 34,09x - 10,71x^2$ ($R^2 = 0,04$, $p < 0,01$). Relative Blatthöhe: $y = -8,59 + 0,17x$ ($R^2 = 0,03$, $p < 0,01$; ein Ausreißer ausgeschlossen).

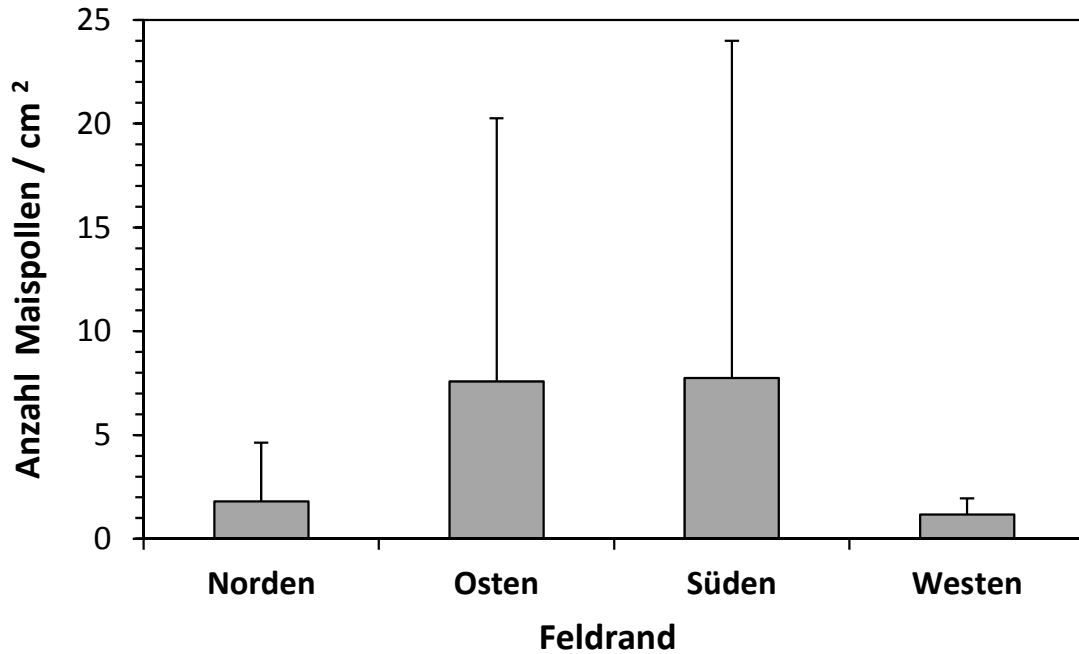


Abb. 7A. Maispollendichten auf Brennnesselblättern in Abhängigkeit von der Lage am Maisfeldrand. Mittelwerte und Standardabweichung (Stichprobenumfang: Norden = 38, Osten = 84, Süden = 127, Westen = 20).

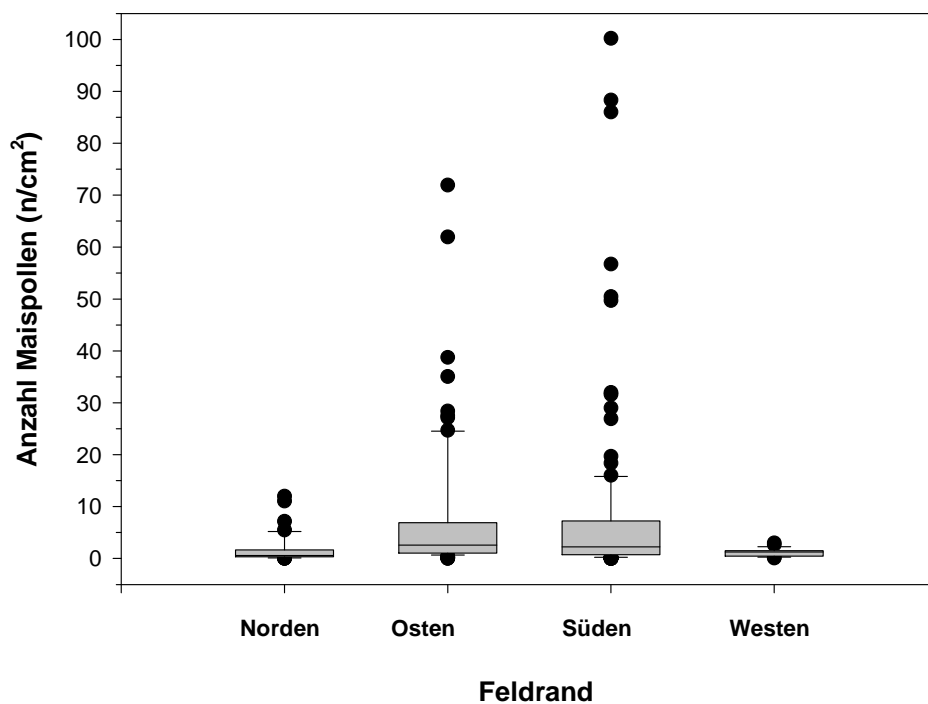


Abb. 7B. Maispollendichten auf Brennnesselblättern in Abhängigkeit von der Lage am Maisfeldrand. Die Boxen geben das 25% und 75% Quartil an und die Linie innerhalb der Box den Median (= 50% Quartil). Das 10% und 90% Perzentil sind mit den senkrechten Linien gekennzeichnet, während die Ausreißer durch die Punkte dargestellt sind (Stichprobenumfang: Norden = 38, Osten = 84, Süden = 127, Westen = 20).

4.2 Maispollen auf Wirtspflanzen von Schmetterlingsraupen

Einleitung und Methoden

Die Maispollenkonzentration auf den Blättern von Wirtspflanzen hängt auch von der jeweiligen Pflanzenart ab (z.B. Zangerl et al. 2001, Lang et al. 2004, Lauber 2011). Für eine systematische Untersuchung zum Einfluss der Pflanzenart existieren jedoch nicht ausreichend Publikationen. Dennoch wurden hier in einem ersten Ansatz die bisher publizierten Arbeiten zusammenfassend dargestellt und mit den neuen Ergebnissen aus der vorliegenden Reusstal-Studie 2011/12 zusammengefasst und verglichen. Ausgeschlossen wurden jedoch alle Veröffentlichungen, welche die Seidenpflanze (*A. syriaca*) behandelten, da diese Pflanze aus Nordamerika stammt und nicht in der Schweiz vorkommt (aber in Europa zum Teil als Zierpflanze verwendet wird und teils verwildert), und auch keine Larven von einheimischen Schmetterlingen darauf fressen. Soweit in den Publikationen erwähnt wurden die maximalen Konzentrationen von Maispollen auf den Wirtspflanzen ausgewertet, ansonsten die dargestellten Mittelwerte (siehe Abb. 8). Die Auswertung wurde geteilt in Brennesselpflanzen (*Urtica*, Abb. 8) und andere Pflanzenarten (Abb. 9).

Zum Vergleich und um die Maispollenkonzentrationen in Referenz zu ihrer toxischen Wirkung zu setzen, wurden die bisher berichteten toxischen Schwellenwerte von Bt-Maispollen auf Schmetterlingsraupen ausgewertet. Hierbei wurde diejenige Bt-Maispollenkonzentration dargestellt, bei welcher die ersten Schädigungen der Schmetterlingsraupen auftraten, unabhängig davon, um welche Art von negativem Effekt es sich hierbei handelte (wie z.B. Mortalität, verringertes Körpergewicht, etc.).

Allein aus der Anzahl konsumierter Bt-Maispollen lässt sich aber noch keine zweifelsfreie Abschätzung der negativen Wirkung auf Schmetterlingsraupen ableiten. Entscheidend ist auch, wie viel Bt-Toxin die Maispollen enthalten. Schon der Maispollen eines einzigen Bt-Events kann dabei unterschiedliche Toxinkonzentrationen aufweisen, z.B. in Abhängigkeit vom Standort und dem Jahr (Nguyen 2004, Nguyen & Jehle 2007). Insbesondere weisen aber verschiedene Bt-Maisevents zum Teil beträchtliche Unterschiede im Bt-Gehalt ihres Pollens auf. Deshalb wurde eine Zusammenstellung der Bt-Toxingehalte im Pollen gängiger Bt-Maisevents recherchiert. Als „gängige“ Bt-Maisevents wurden diejenigen betrachtet, für die in der Europäischen Union eine Anbaugenehmigung besteht oder beantragt wurde (EFSA 2013).

Ergebnisse und Diskussion

Die höchsten Dichten an Maispollen auf Brennesseln fanden sich direkt am Maisfeldrand (Abb. 8A). Im Reusstal lag der Maximalwert bei 100 Pollenkörner/cm², in der Studie von Schuppener et al. (2012) doppelt so hoch bei 200 Pollenkörner/cm², und die höchsten Werte berichtet Lauber (2011) mit 328 Pollenkörner/cm². Zu beachten ist allerdings, dass der Wert von Lauber (2011) ein Mittelwert ist, so dass der Maximalwert beträchtlich höher liegen dürfte. Werte in Abständen von grösser 10 Meter zum Maisfeld

wurden selten aufgenommen, mit Ausnahme der vorliegenden Reusstalstudie. Selbst in 50 Meter Entfernung zum Maisfeld fanden sich noch Maximalwerte von über 5 Pollenkörner/cm² auf den Brennnesselblättern und in 500 Meter noch 2,25 Pollenkörner/cm² (Abb. 8B).

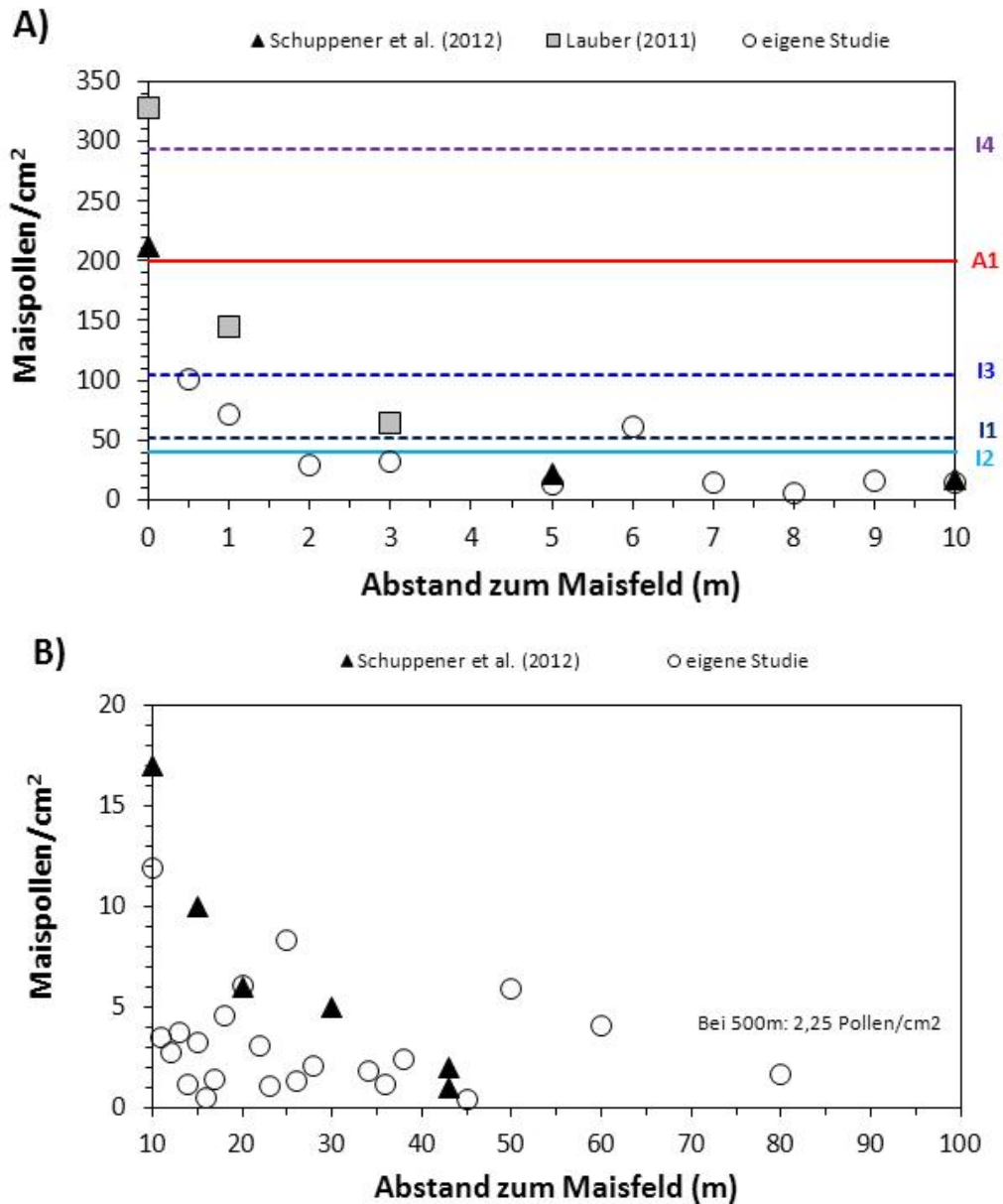


Abb. 8. Maispollenkonzentrationen (n/cm²) auf Blättern von Brennnesseln (*U. dioica*) in Abhängigkeit der Entfernung zum nächsten blühenden Maisfeld: Daten aus Lauber 2011 (Mittelwerte!), Schuppener et al. 2012 (Maximalwerte) und aus der vorliegenden Reusstalstudie 2011/12 (Maximalwerte). Entfernung zum Maisfeldrand von 0 m bis 10 m (A) und von 10 m bis 100 m (B). Die horizontalen Linien bezeichnen Schwellenwerte von Pollenzahlen von Bt-Mais, bei denen ein negativer Effekt auf Schmetterlingslarven festgestellt wurde: A1 = Kleiner Fuchs (*Aglais urticae*), L3-Larven, Pollen von DKC 5143-Bt (Schuppener et al. 2012); I1 = Tagpfauenauge (*Inachis io*), L1-Larven, Pollen von Bt176 (Felke et al. 2010); I2 = Tagpfauenauge (*I. io*), L1-Larven, Pollen von Bt176 (Felke & Langenbruch 2005); I3 = Tagpfauenauge (*I. io*), L1-Larven, Pollen von Bt176 (Felke et al. 2010); I4 = Tagpfauenauge (*I. io*), Pollen von MON810 (Lauber 2011).

Noch höhere Maispollendichten als bei der Brennnessel fanden sich auf anderen Pflanzen (Abb. 9). Direkt am Maisfeldrand mass Lauber (2011) im Mittel (!) auf Echtem Eibisch (*Althaea officinalis*) 1114 und 508 Pollenkörner/cm², auf Stechapfel (*Datura stramonium*) 339 Pollenkörner/cm² und auf Kratzbeere (*Rubus caesius*) 213 Pollenkörner/cm² (Abb. 9). Im Gegensatz zu Brennnessel existieren bei den anderen Pflanzen allerdings so gut wie keine publizierten Daten zu Entfernungen grösser als 10 Meter.

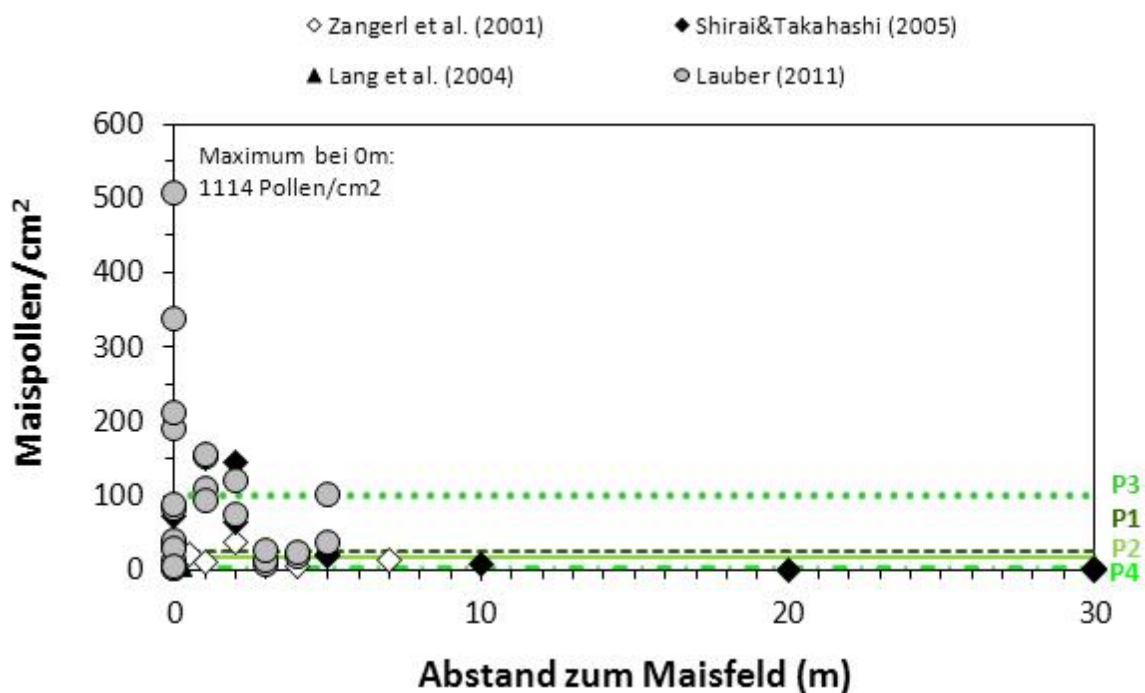


Abb. 9. Maispollenkonzentrationen (n/cm²) auf Blättern von verschiedenen Pflanzen in Abhängigkeit der Entfernung zum nächsten blühenden Maisfeld: auf Pastinake, *Pastinaca sativa* (Maximalwerte, Zangerl et al. 2001), auf Sonnenblume, *Helianthus annuus* (Mittelwerte!, Shirai & Takahashi 2005); auf Wilder Möhre, *Daucus carota* (Maximalwerte, Lang et al. 2004); auf Echtem Eibisch (*Althaea officinalis*), auf Hanf (*Cannabis sativa*), auf der Wegdistel (*Cardus acanthoides*), auf Bastard-Gänsefuß (*Chenopodium hybridum*), auf Walnuss (*Juglans regia*), auf Kratzbeere (*Rubus caesius*), auf Weissem Stechapfel (*Datura stramonium*) und auf Veilchen (*Viola* sp.) (alles Mittelwerte!, Lauber 2011). Die horizontalen Linien bezeichnen Schwellenwerte von Pollenzahlen von Bt-Mais, bei denen ein negativer Effekt auf Schmetterlingslarven festgestellt wurde: P1 = Kleiner Kohlweissling (*Pieris rapae*), L2-Larven, Pollen von Bt176 (Felke et al. 2002); P2 = Schwalbenschwanz (*Papilio machaon*), L1-Larven, Pollen von Bt176 (Lang & Vojtech 2006); P3 = Schwarzer Schwalbenschwanz (*Papilio polyxenes*), L1-Larven, Pollen von Bt176 (= keine einheimische Art, Zangerl et al. 2001); P4 = Kohlmotte (*Plutella xylostella*), L4-Larven, Pollen von Bt176 (Felke & Langenbruch 2005).

Sowohl auf den Brennnesseln (Abb. 8) als auch auf anderen Pflanzen (Abb. 9) erreichten die Maispollenzahlen eine Dichte, für die negative Effekte auf Schmetterlingslarven bereits berichtet wurden. Dies ist besonders deutlich bis zu einem Abstand von 10 Meter

zum Maisfeldrand. Es ist jedoch davon auszugehen, dass der toxische Effekt weiter reicht als 10 Meter, wie z.B. bei der Kohlmotte (siehe P4 in Abb. 9). Zum einen wird die Stärke des toxischen Effekts bei den experimentellen Schmetterlingsstudien meist unterschätzt, da keine chronische Exposition der Raupen über einen längeren Zeitraum untersucht wird. Unter natürlichen Umständen ist eine Raupe über mehrere Tage oder Wochen dem Bt-Toxin in unterschiedlichen Konzentrationen ausgesetzt. Weitere Faktoren, die zu einer Unterschätzung der Toxizitätseffekte der Bt-Pollen beitragen sind neben zu kurzer Studiendauer: die Verwendung älterer, unempfindlicherer Larven (> L1), optimale Laborbedingungen statt realistischer Freilandverhältnisse und keine Berücksichtigung von Effekten auf die Reproduktion der Adulten (Lang & Otto 2010). Auch die Maispollenzahlen werden in der Literatur teilweise nur als Durchschnittswerte angegeben (z.B. Lauber 2011), bei einer Abschätzung der Effekte auf Schmetterlingsraupen sind jedoch die maximalen Werte entscheidend.

Zu berücksichtigen ist aber, dass sich die Bt-Konzentrationen in den Maispollen von verschiedenen transgenen Bt-Maisevents unterscheiden (Tabelle 3). So weist zum Beispiel der Event Bt176 im Vergleich zu MON810 oder Bt11 einen höheren Bt-Gehalt im Pollen auf. Da ein grosser Anteil der Toxizitätstests mit Schmetterlingslarven mit diesem Bt176 durchgeführt wurde (Lang & Otto 2010) wird die Aussagekraft dieser Arbeiten heute diskutiert, da Bt 176 nicht mehr zum Anbau zugelassen ist. Aber auch neuere Events besitzen hohe Bt-Gehalte im Pollen, zum Teil sogar höher als Bt176 (Tabelle 3). Insbesondere bei den sogenannten *stacked events*, bei denen verschieden transgene Events in einer Maispflanze kombiniert werden, können sich die Bt Toxine der kombinierten Events aufaddieren (Tabelle 3). Zusätzlich weisen diese *stacked events* oft noch eine Herbizidresistenz auf (Tabelle 3). Ein zusätzlicher negativer Effekt auf die Schmetterlingslarven entsteht dadurch, dass durch die Anwendung von Totalherbiziden Futterpflanzen für die Raupen auf und neben den Ackerflächen fehlen (Haughton et al. 2003; Roy et al. 2003; Perry et al. 2012).

Tabelle 3. Aufstellung der in der Europäischen Union zum Anbau zugelassen oder beantragten transgenen Mais-Events (Stand 04. April 2013). IR = Insektenresistenz, HT = Herbizidtoleranz. Vorhandene Marker-Gene sind in der Zusammenstellung nicht aufgeführt, FG = Frischgewicht, TG = Trockengewicht. Quellen: EFSA (<http://registerofquestions.efsa.europa.eu/roqFrontend/questionsListLoader?panel=GMO&questiontype=2>). GM crop database (<http://www.cera-gmc.org>); gmo compass (<http://www.gmo-compass.org>);

Event	Firma	Eigenschaft	Transgene	Beschreibung	Zulassung (EU)	Bt-Gehalte im Pollen (µg/g)	Referenz
1507	Mycogen (c/o Dow AgroSciences); Pioneer (c/o Dupont)	IR, HT	Cry1F, PAT	Cry1F von <i>B. thuringiensis</i> (Bt) var. <i>aizawai</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces viridochromogenes</i>) gegen Glufosinat.	Risikoprüfung abgeschlossen, schwebendes Verfahren	Cry1F: ~32 µg/g	(US EPA, 2001, 2010)
1507 x 59122	DOW AgroSciences LLC and Pioneer Hi-Bred International Inc.	IR, HT	Cry1F, Cry34Ab1/Cry35Ab1, PAT	Stacked Event. <u>1507</u> : Cry1F von <i>B. thuringiensis</i> (Bt) var. <i>aizawai</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. <u>59122</u> : Cry34Ab1/Cry35Ab1 von <i>B. thuringiensis</i> (Bt) strain PS149B1 gegen Schadkäfer (<i>Dibrotica</i> spp.). In beiden Events Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces viridochromogenes</i>) gegen Glufosinat.	Beantragt	Cry1F: ~32 µg/g; Cry34Ab1: 49.7 - 103.0 µg/g TG; Cry35Ab1: 0.0 - 0.10 µg/g TG. Cry35Ab1: 62.9 - 87.2	Pioneer & Mycogen Seeds (2005)
1507 x NK603	DOW AgroSciences LLC	IR, HT	Cry1F, PAT, EPSPS	Stacked Event. <u>1507</u> : Cry1F von <i>B. thuringiensis</i> (Bt) var. <i>aizawai</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces viridochromogenes</i>) gegen Glufosinat. <u>NK603</u> : Herbizidtoleranz, CP4 EPSPS Protein gegen das Herbizid Glyphosat.	Beantragt	Cry1F: ~32 µg/g	(US EPA, 2001, 2010)

Event	Firma	Eigenschaft	Transgene	Beschreibung	Zulassung (EU)	Bt-Gehalte im Pollen (µg/g)	Referenz
59122 x 1507 x NK603	DOW AgroSciences LLC and Pioneer Hi- Bred International Inc.	IR, HT	Cry1F, Cry34Ab1/Cry35Ab1, PAT, EPSPS	Stacked Event. <u>1507</u> : Cry1F von <i>B. thuringiensis</i> (Bt) var. <i>aizawai</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. <u>59122</u> : Cry34Ab1/Cry35Ab1 von <i>B. thuringiensis</i> (Bt) strain PS149B1 gegen Schadkäfer (<i>Diabrotica</i> spp.). In beiden Events 1507 und 59122 Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces viridochromogenes</i>) gegen Glufosinat. <u>NK603</u> : Herbizidtoleranz, CP4 EPSPS Protein gegen das Herbizid Glyphosat.	Beantragt	Cry1F: ~32 µg/g; Cry34Ab1: 49.7 - 103.0 µg/g TG; Cry35Ab1: 0.0 - 0.10 µg/g TG.	Pioneer & Mycogen Seeds (2005)
Bt11	Syngenta Seeds, Inc.	IR, HT	Cry1Ab, PAT	Cry1Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces viridochromogenes</i>) gegen Glufosinat.	Risikoprüfung abgeschlossen, schwebendes Verfahren	Cry 1Ab: 0.0764 - 1.25 µg/g	(ANZFA 2000, US EPA 2009)
Bt11 x MIR604 x GA21	Syngenta Seeds, Inc.	IR, HT,	Cry1Ab, Cry3A, EPSPS, PMI	Stacked Event. <u>Bt11</u> : Cry1Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen; Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces viridochromogenes</i>) gegen Glufosinat. <u>MIR604</u> : Cry 3A von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>tenebrionis</i> gegen Schadkäfer (<i>Diabrotica</i> spp.);	Beantragt	Cry 1Ab: 0.0764 - 1.25 µg/g; Cry3A: kein Bt im Pollen.	(ANZFA 2000, US EPA 2007, 2009)

Event	Firma	Eigenschaft	Transgene	Beschreibung	Zulassung (EU)	Bt-Gehalte im Pollen (µg/g)	Referenz
Bt11 x MIR162 x MIR604 x GA21	Syngenta Seeds, Inc.	IR, HT,	Cry1Ab, Cry3A, Vip3a, PAT, EPSPS, PMI	Stacked Event. <u>Bt11</u> : Cry1Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen; Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces viridochromogenes</i>) gegen Glufosinat. <u>MIR162</u> : Vip3a von <i>B. thuringiensis</i> strain AB88 gegen Schadschmetterlinge. <u>MIR604</u> : Cry3A von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>tenebrionis</i> gegen Schadkäfer (<i>Diabrotica</i> spp. <u>GA21</u> : Herbizidtoleranz, EPSPS Protein gegen das Herbizid Glyphosat.	Beantragt	Cry 1Ab: 0.0764 - 1.25 µg/g; Cry3A: kein Bt im Pollen; Vip3a: 85.4 - 97.2 µg/g TG .	(ANZFA 2000, US EPA 2007, 2009)
Bt176	Syngenta Seeds, Inc.	IR, HT	Cry1Ab, PAT	Cry1Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. Herbizid-Toleranz PAT (N-acetyltransferase von <i>Streptomyces hygrosopicus</i>) gegen Glufosinat.	Zulassung abgelaufen, nicht erneuert.	Cry 1Ab: 1.7 µg/g FG	Nguyen (2004)
MON810	Monsanto Company	IR	Cry1Ab	Cry1Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen.	Autorisierung durch alte Zulassung, schwebende Erneuerung der Zulassung.	Cry 1Ab: 0.1 µg/g FG	Lauber (2011)
MON810 x NK603	Monsanto Company	IR, HT	Cry1Ab, EPSPS	Stacked Event. MON810: Cry1Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. NK603: CP4 EPSPS Protein gegen das Herbizid Glyphosat.	Beantragt	Cry 1Ab: 0.1 µg/g FG	Lauber (2011)

Event	Firma	Eigenschaft	Transgene	Beschreibung	Zulassung (EU)	Bt-Gehalte im Pollen (µg/g)	Referenz
MON810 x GA21	Monsanto Company	IR, HT	Cry1Ab, EPSPS	Stacked Event. <u>MON810</u> : Cry1Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. <u>GA21</u> : Herbizidtoleranz, EPSPS Protein gegen das Herbizid Glyphosat.	Antrag zurückgezogen.	Cry 1AB: 0.1 µg/g FG	Lauber (2011)
MON89034	Monsanto Company	IR	Cry1A105, Cry2Ab	Cry1A.105 and Cry2Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen.	Beantragt	Cry1A.105: 6.1-16 µg/g TG; Cry2Ab: 0.56 µg/g TG	EFSA opinion (2008)
MON89034 x MON88017	Monsanto Company	IR, HT	Cry1A105, Cry2Ab, Cry3Bb1, EPSPS	Stacked Event. <u>MON89034</u> : Cry1A.105 und Cry2Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. <u>MON88017</u> : Cry3Bb1 von <i>B. thuringiensis</i> (Bt) subsp. <i>kumamotoensis</i> gegen Schadkäfer (<i>Diabrotica</i> spp.); Herbizidtoleranz, EPSPS von <i>Agrobacterium tumefaciens</i> strain CP4 gegen Glyphosat.	Beantragt	Cry1A.105: 6.1-16 µg/g TG; Cry2Ab: 0.56 µg/g TG; Cry3Bb1: 25 µg/g TG	Canadian IFA (2006), EFSA (2008)
MON89034 x NK603	Monsanto Company	IR, HT	Cry1A105, Cry2Ab, EPSPS	Stacked Event. <u>MON89034</u> : Cry1A.105 und Cry2Ab von <i>B. thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> gegen Raupen von Schadschmetterlingen. <u>NK603</u> : CP4 EPSPS Protein gegen das Herbizid Glyphosat.	Beantragt	Cry1A.105: 6.1-16 µg/g TG; Cry2Ab: 0.56 µg/g TG	EFSA (2008)

4.3 Literaturrecherche zur Maispollendeposition

Einleitung und Methoden

Da die Anzahl der Studien zur Maispollendeposition auf Pflanzen noch sehr begrenzt ist (vgl. Kap. 4.2), wurden zusätzlich noch allgemeine Publikationen zur Maispollenverdriftung ausgewertet. Neben der Bestimmung der Pollendichte auf Pflanzen existieren verschiedene Arten von Studien und Publikationen zur Verdriftung und Deposition von Maispollen in die Landschaft: (a) Untersuchungen zu Auskreuzungsdistanzen (z.B. Feil & Schmid 2001, Vogler et al. 2009a), (b) Konzentrationen in der Luft (z.B. Vogler et al. 2009b) und (c) Deposition der Pollen in der Fläche. Im vorliegenden Projekt sind die Auskreuzungsdistanzen sowie die Konzentrationen in der Luft keine relevanten Aspekte und wurden nicht weiter berücksichtigt.

Ausgewertet wurden hier alle Publikationen, welche die Maispollendichte auf einer definierten Fläche bestimmten (exklusive Maispollen auf Pflanzen), d.h. diejenige Menge an Pollen, welche letztendlich am Boden deponiert wird. Häufig wird dies mit installierten Objektträgern, die mit Vaseline bestrichen sind, durchgeführt (z.B. Lang et al. 2004, Schuppener et al. 2012). Die so präparierten Objektträger werden eine bestimmte Zeit in der Nähe eines Maisfeldes oder in einem Maisanbaugebiet installiert, und nach der Exposition die Maispollen auf den Objektträgern ausgezählt. Eine andere Methode ist die Verwendung technischer, automatisierter Pollensammelgeräte, wie sie beispielsweise im Pollenmonitoring verwendet werden, z.B. Durham- oder Sigma2-Sammler (Kawashima et al. 2004, Hofmann et al. 2008). Es wurden weltweite Publikationen berücksichtigt, z.B. auch aus den USA (Wraight et al. 2000) oder Japan (Kawashima et al. 2004, Shirai & Takahashi 2005).

Bei denjenigen Publikationen, in welchen die Daten in Tabellen dargestellt waren, konnten diese direkt daraus bezogen werden. Bei Publikationen, in welchen die Datenpunkte in Abbildungen dargestellt waren, wurden die Abbildungen digital eingelesen und die Werte mittels Analyse durch WebPlotDigitizer (<http://arohatgi.info/WebPlotDigitizer/>) ausgelesen. Die Pollendichten wurden dann in Bezug gesetzt zum Abstand zum jeweilig untersuchten Maisfeld. In den meisten Publikationen wurden die Daten als Durchschnittswerte dargestellt (Abb. 10). Bei vier Publikationen wurden auch Maxima präsentiert und diese werden hier gesondert in Abb. 11 dargestellt. Kurvenanpassungen und Regressionsberechnungen wurden mit dem Programm SPSS, Version 21, durchgeführt.

Ergebnisse und Diskussion

Aufgrund ihrer Grösse und ihres Gewichtes (Feil & Schmidt 2001) kommt der grösste Teil des Maispollens nahe dem Maisfeld zum Liegen (Abb. 10A). Allerdings wurden auch nur in drei Publikationen Entfernungen grösser als 50 Meter zum Maisfeldrand untersucht (Abb. 10B).

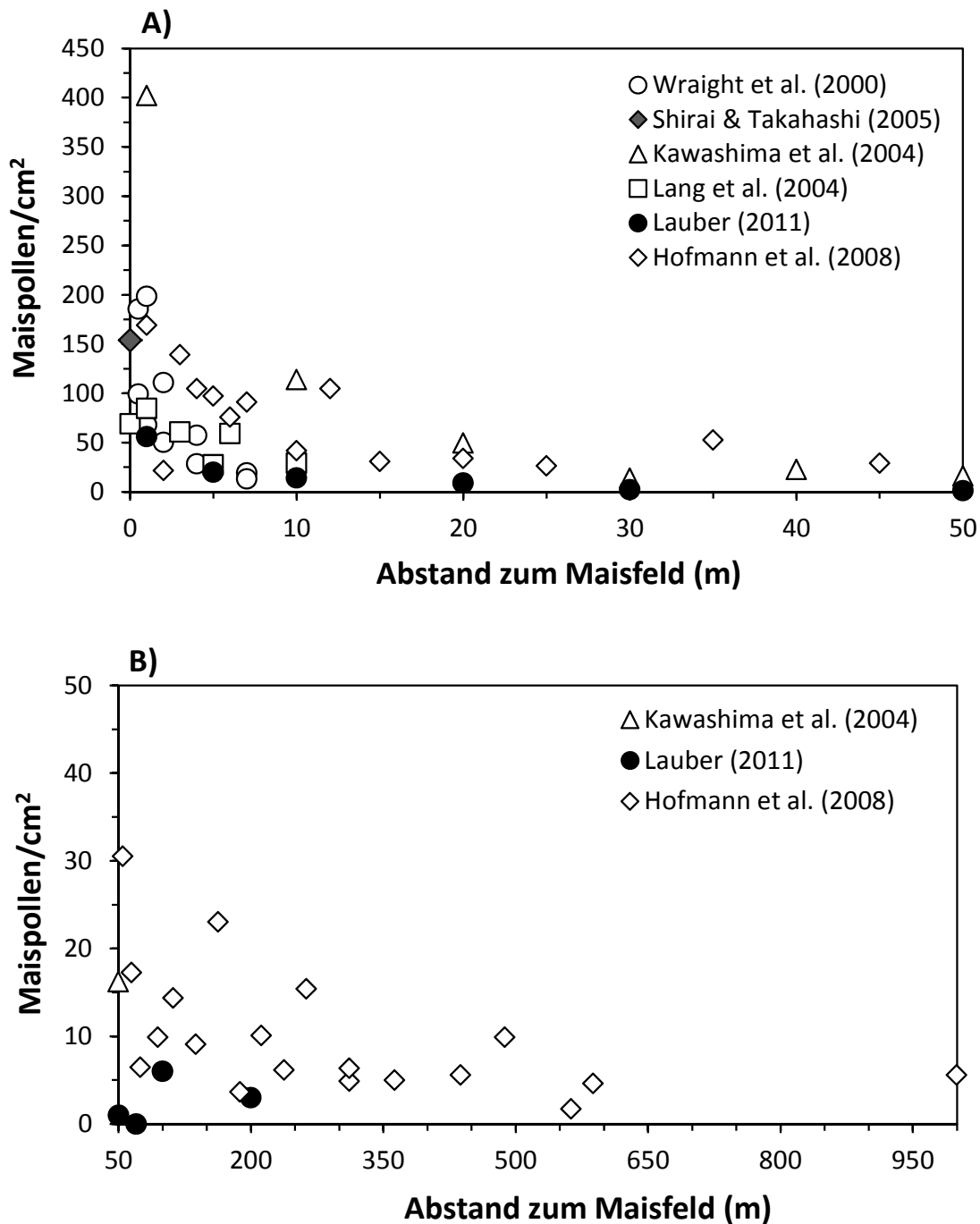


Abb. 10. Durchschnittliche Maispollendeposition (arithmetisches Mittel) in Abhängigkeit zum Abstand zum Maisfeld. Die Maispollen wurden mit Objektträgern und/oder technischen Pollensammlern ermittelt. Die verschiedenen Symbole bezeichnen die verschiedenen Publikationen. A) Abstand zum Maisfeld von 0 bis 50 Meter; B) Abstand zum Maisfeld von 50 bis 1000 Meter (der Wert von Hofmann et al. (2008) bei 1000 m fasst Werte in einem Abstand von 1000 m – 3300 m zusammen).

Die durchschnittliche Maispollenzahl am Feldrand kann dabei Werte von bis zu 405 Maispollen pro cm² erreichen (Abb. 10A, Kawashima et al. 2004). Aber auch in 35m Entfernung zum Maisfeld wurden noch Werte von 53 Pollenkörner/cm² gefunden und in 55m Abstand 31 Pollen/cm² (Abb. 10A, Hofmann et al. 2008). Selbst in einem Abstand von über 1000 m zum nächsten Maisfeld fanden sich durchschnittlich noch 5,6 Maispollen pro cm² (Abb. 10, Hofmann et al. 2008). Bei Berücksichtigung aller Studien hing die durchschnittliche deponierte Anzahl von Maispollen (N) pro cm vom Abstand in Metern (m) zum Maisfeld in Form einer logarithmischen Formel wie folgt ab: $N = 72,02 - 89,59 \cdot \ln(m)$; $R^2 = 0,25$; $p < 0,001$.

Die maximal gemessenen Werte liegen beträchtlich über den Durchschnittswerten (Abb. 11) und können direkt am Maisfeldrand 1105 Pollen pro cm² erreichen (Abb. 11A, Kawashima et al. 2004). In 50 Meter Entfernung wurden noch Maximalwerte von 57 Pollen pro cm² festgestellt, und sogar bei Abständen von ≥ 1000 Metern fanden sich maximal noch rund 20 Pollen pro cm² (Abb. 11B). Bei Berücksichtigung aller Studien hing die maximale deponierte Anzahl von Maispollen (N) pro cm² dabei vom Abstand in Metern (m) zum Maisfeld in Form einer logarithmischen Formel wie folgt ab: $N = 540,95 - 103,41 \cdot \ln(m)$; $R^2 = 0,46$; $p < 0,001$.

Es ist jedoch zu berücksichtigen, dass die jeweiligen Werte der einzelnen Studien in Abb. 10 und 11 nicht direkt vergleichbar sind. Die verschiedenen Arbeiten unterscheiden sich nicht nur in der Methodik (Objektträger vs. technische Sammler, verschiedene Expositionshöhen), sondern auch in der Dauer zu der sie im Feld installiert waren (Minimum: 24 Stunden; Maximum: 24 Tage). Weitere Unterschiede betreffen die Anzahl der blühenden Maisfelder in der Umgebung, die Himmelsrichtung zum nächsten Maisfeld und das vorherrschende Wetter während der Studienphase (insbesondere Wind, Regen und Temperatur beeinflussen den Pollenflug stark, siehe Lang et al. 2004). Durchschnittlich blüht ein Maisfeld circa 5 bis 8 Tage lang (Treu & Embertin 2000), oft aber auch bis zu 14 Tagen (z.B. Westgate et al. 2003). Je nach Standort im Maisfeld können die einzelnen Maispflanzen zu unterschiedlichen Zeiten blühen, so dass sich der Gesamtperiode der Blüte eines Feldes noch verlängern kann. Auch können Schlechtwetterperioden die Blüte eines Feldes unterbrechen, welche bei Wetterbesserung dann wieder fortgesetzt wird (Hoffmann et al. 2013a).

Zu beachten ist weiterhin, dass in einem grösseren landwirtschaftlichen Gebiet die einzelnen Maisfelder zu unterschiedlichen Zeiten und mit unterschiedlichen Sorten (frühe bis späte Sorten) angesät werden. Darüber hinaus bedingen Standortunterschiede der einzelnen Maisfelder unterschiedlich schnelle Entwicklungszeiten der Pflanzen. Lang et al. (2004) zeigten, dass sich dadurch der Start der Maisblüte in unseren Breiten mindestens von Ende Juni bis Anfang/Mitte August erstrecken kann. Als diejenige Untersuchung zur Maispollendeposition, die einen Grossteil dieser erwähnten Gegebenheiten integriert, kann momentan als einzige nur die Studie von Hofmann et al. (2008) angesehen werden.

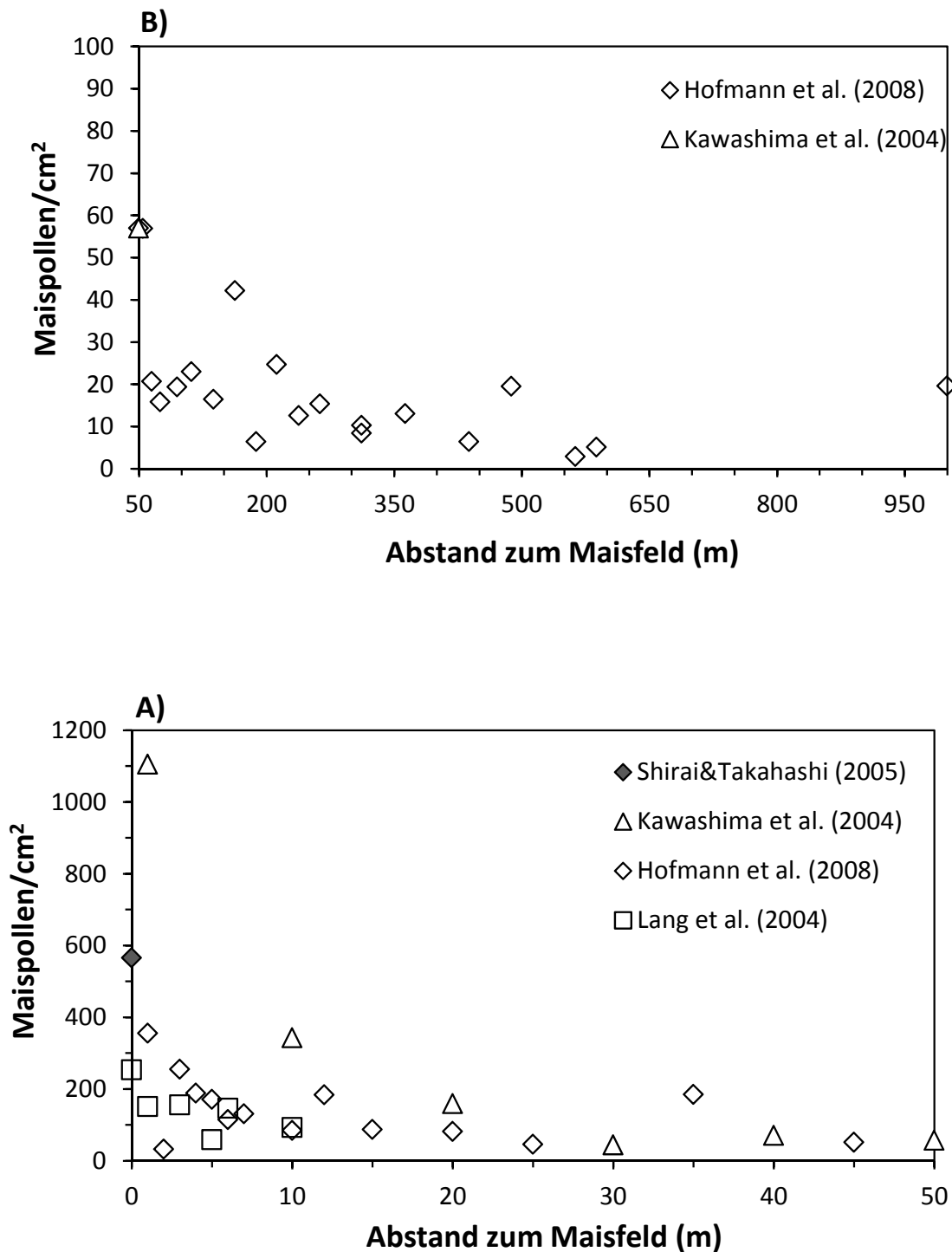


Abb. 11. Maximale Maispollendeposition (Höchstwerte) in Abhängigkeit zum Abstand zum Maisfeld. Die Maispollen wurden mit Objektträgern und/oder technischen Pollensammlern ermittelt. Die verschiedenen Symbole bezeichnen die verschiedenen Publikationen. A) Abstand zum Maisfeld von 0 bis 50 Meter; B) Abstand zum Maisfeld von 50 bis 1000 Meter (der Wert von Hofmann et al. (2008) bei 1000 m fasst die Werte im Abstand von 1000 m – 3300 m zusammen).

5. Amphibien und GVO

In landwirtschaftlichen Gebieten vorkommende Amphibien sind weniger durch den Pollenflug von transgenem Mais gefährdet, sondern durch den Einsatz von Herbiziden im Zusammenhang mit dem Anbau gentechnisch veränderter Pflanzen (GVP) (VDI 2013). Daher wird in diesem Kapitel eine kurze Zusammenfassung zum Einfluss von Glyphosat basierten Herbiziden (GBH) auf Amphibien nach dem aktuellen Stand der Forschungen gegeben. Als Grundlage dienen ein (noch) unpublizierter Bericht von Wagner & Lötters (2013)¹ für das BfN-Bundesamt für Naturschutz, Bonn, sowie Wagner et al. (2013). Der Wissenstand wird hier relativ komprimiert dargestellt, für weitere Detailinformationen wird daher auf die zitierte Literatur verwiesen.

In den letzten Jahren wurden weltweit dramatische Rückgänge von Amphibienpopulationen beobachtet. Vermutlich tragen mehrere verschiedene Faktoren zu diesem Amphibiensterben bei. Eine der diskutierten Ursachen sind Dünger- und Pestizidanwendungen in der Landwirtschaft, welche oft in der Nähe von Amphibiengewässern stattfinden (Stuart et al. 2004, 2008; Baker et al. 2013). Insbesondere die Anwendung von Breitbandherbiziden stand in den letzten Jahren im Fokus der Forschung (z.B. Relyea 2011). Gentechnisch veränderte herbizid-tolerante (HT)-Pflanzen sind zu einem gewissen Grad unempfindlich gegen bestimmte Breitbandherbizide, d.h. nicht-selektive Herbizide. Diese Breitbandherbizide kommen beim Anbau von HT-Pflanzen zum Einsatz, wodurch bei steigendem Anteil von HT-Pflanzen auch mit einem steigenden Einsatz dieser Totalherbizide in der Landwirtschaft zu rechnen ist (Duke & Powles 2008). Häufige HT-Pflanzen sind Soja, Baumwolle und Mais, und die kompletären Herbizide enthalten z.B. die Wirkstoffe Glyphosat GLY (z.B. in Roundup®) und Glufosinat (z.B. in Basta®). Weltweit gehört GLY bereits zu den dominanten und am häufigsten angewandten Herbiziden (Duke & Powles 2008). Glyphosat schädigt die meisten grünen Pflanzen letal durch die Blockierung des Enzyms 5-Enolpyruvylshikimate-3-Phosphat-Synthase (EPSPS), welches zur Katalyse der Synthese verschiedener Aminosäuren benötigt wird (z.B. Dill 2005). Den im Feld angewandten Formulierungen sind meist Netzmittel und andere Stoffe beigemischt, z.B. das Tallowamin POEA in den Glyphosat basierten Herbiziden (GBH), welche oft toxischer als der aktive Wirkstoff selbst sind (Dill et al. 2010). Auch ist die Toxizität der Abbauprodukte von GLY mit zu berücksichtigen, z.B. der Hauptmetabolit von GLY, die Aminomethylphosphonsäure AMPA (Giesy et al. 2000). AMPA adsorbiert stärker an Bodenpartikel als GLY und kann daher im Boden akkumulieren (Rueppel et al. 1977; Giesy et al. 2000).

Die potenziellen Expositionspfade sind vielfältig. Am direktesten wirkt hauptsächlich das Übersprühen von wandernden oder rastenden Tieren im Feld, und derjenigen Arten, die die Felder selbst als Teillebensräume nutzen (Relyea 2005a; Berger et al.

¹ Für dieses Kapitel wurden grosse Teile wörtlich aus Wagner & Lötters (2013) in Absprache mit den Autoren übernommen, ohne dass dies im vorliegenden Text extra gekennzeichnet wird.

2011; Brühl et al. 2011). Kontakt der juvenilen und adulten Amphibien mit kontaminiertem Boden und Pflanzen ist ein weiterer Expositionspfad (Berger et al. 2011).

Pestizide können durch Drift in nahe liegende, terrestrische Amphibienhabitate eingetragen werden (Davidson 2004). Ausserdem können die Laichgewässer kontaminiert werden, wodurch sowohl adulte und juvenile Amphibien wie auch die Larven exponiert sind (Edwards et al. 1980; Perruzo et al. 2008). Hierbei kann es sich um den Feldern benachbarte Laichgewässer handeln (s. Abb. 12), oder um sehr kleine ephemere Gewässer wie Pfützen an und in den Äckern sowie überflutete Felder (s. Abb. 13). In den Äckern liegende, nicht permanente Laichgewässer sind auch durch keinerlei Gewässerrandstreifen geschützt. Auch gilt es die Exposition über die Nahrungskette zu berücksichtigen, wie z.B. GLY enthaltende Beute oder kontaminiertes Sediment (McComb et al. 2008). Weitere indirekte Effekte können zum Beispiel die Reduzierung der Primärproduktion in den Gewässern durch die Herbizide sein, welches zu erhöhter Konkurrenz und zu Nahrungsmangel und in der Folge zu verminderten Wachstumsraten der Amphibienlarven führen kann (Baker et al. 2013). Allgemein erleichtert der Anbau von gentechnisch veränderten Pflanzen (GVP) die Vergrösserung und Zusammenlegung von Schlägen, was zu weiterer Habitatzerstörung und Isolierung von Amphibienpopulationen führen kann (Benbrook 2009, 2012).



Abb. 12. Amphibienlebensraum und Laichgewässer (NSG Obersee) neben einem Maisfeld im Reusstal bei Althäusern, Kanton Aargau (02.08.2012).



Abb. 13. Überfluteter Acker bei Emmendingen, Baden-Württemberg, Deutschland, Laichgewässer der Kreuzkröte (*Bufo calamita*). © S. Kaiser

In den meisten Studien zur Toxizität von GLY und GBH waren Kaulquappen die Testorganismen, während aktuell sehr wenig über die Effekte auf die terrestrischen Lebensstadien von Fröschen und Kröten bekannt ist, und allgemein wenig über Molche und Salamander (Wagner et al. 2013). Generell absorbieren Amphibien Pestizide schneller als andere Wirbeltiere (Quaranta et al. 2009). Übersprühen von terrestrischen Stadien mit feldrelevanten GBH-Konzentrationen konnte eine Mortalität von 30% - 79% bei juvenilen Fröschen und Kröten verursachen (Relyea 2005a; Bernal et al. 2009). Die toxische Wirkung hängt aber sehr stark von der Formulierung ab und nicht alle GBH haben einen derart starken negativen Effekt (Dinehart et al. 2009). Der direkte toxische Effekt des Wirkstoffes GLY auf Kaulquappen scheint eher gering zu sein (Bidwell & Gorrie 1995; Mann & Bidwell 1999). Manche GBH sind ebenfalls wenig toxisch, während andere (z.B. Roundup Original®) stärker toxisch wirken (z.B. King & Wagner 2010; Relyea & Jones 2009). Der breite und unterschiedliche Effektbereich von GBH scheint stark von der Beimengung der Netzmittel abzuhängen. GBH mit Tallowamin-Netzmittel (POEA) gehören offensichtlich zu den toxischsten GBH (z.B. Perkins et al. 2000; Howe et al. 2004) und sie sind deshalb in Deutschland nicht mehr zugelassen (BVL 2011). Aber auch andere Netzmittel können die Toxizität von GBH erhöhen, z.B. Nonylphenole, und auch neue GBH mit unbekanntem Netzmitteln

(z.B. Roundup OriginalMAX® oder Roundup WeatherMAX®) haben eine ähnliche oder stärkere Wirkung auf Amphibien wie die POEA enthaltenden GBH (Mann & Bidwell 1999, 2001; Trumbo 2005; Relyea & Jones 2009; Williams & Semlitsch 2010; Relyea 2011).

Die toxischen Effekte von GLY und GBH auf Kaulquappen umfassen neben erhöhter Mortalität: endokrine Störungen (Howe et al. 2004), Schäden an den Kiemen und verschiedene Missbildungen (Lajmanovich et al. 2003, Howe et al. 2004), Hemmung von Enzymen (Lajmanovich et al. 2011), Wachstumsstörungen (Mann & Bidwell 2000; Howe et al. 2004) sowie oxidativer Stress und mutagene Effekte (Clements et al. 1997; Bosch et al. 2011). Beobachtete chronische und verzögerte Effekte waren verkürzte oder verlängerte Dauer bis zur Metamorphose (z.B. Howe et al. 2004; Cauble & Wagner 2005; Williams & Semlitsch 2010). Eine verkürzte Entwicklungszeit kann zu reduzierter Fitness von Metamorphlingen und erhöhter Mortalität führen. Eine verlängerte Entwicklungszeit kann ebenfalls zu erhöhter Mortalität führen, wenn die Larven die Entwicklung nicht vor dem Austrocknen ephemerer Gewässer abschließen können (Berrill et al. 1993). In manchen Fällen traten die Effekte bereits bei umweltrelevanten Konzentrationen auf. Die Reaktionen sind oft artspezifisch und vom Entwicklungsstadium abhängig. Kaulquappen sind meist die empfindlichsten Stadien (Bidwell & Gorrie 1995; Mann & Bidwell 1999). Manche GBH können als hochtoxisch für Kaulquappen zumindest mancher Arten angesehen werden, andere GBH als praktisch nicht toxisch. Die generelle Empfindlichkeit der häufigen Familien gegenüber GBH scheint am stärksten für Laubfrösche (Hylidae) zu sein, und nimmt über die Frösche (Ranidae) zu den Kröten (Bufonidae) hin ab (King & Wagner 2010; Williams & Semlitsch 2010). Bei anderen Pestiziden als GBH kann sich die Empfindlichkeit der Arten und Familien aber wieder anders darstellen (Hammond et al. 2012).

Aufgrund der dargestellten Reaktionen muss abgeleitet werden, dass ein Anbau von gentechnisch veränderten Pflanzen mit Herbizidtoleranz und komplementärer Herbizidanwendung schädliche Effekte auf Amphibien haben kann. Grundlegende und weiterführende Felddaten fehlen jedoch zu artspezifischen Reaktionen, zu den jeweiligen Amphibienlebensstadien, den Wirkungen der verschiedenen Formulierungen und zum Einfluss von Applikationsmethode und -zeitpunkt. Die Effekte eines langfristigen GVP-Anbaus mit fast exklusivem Gebrauch von GBH auf Amphibienpopulationen sollten daher regional beobachtet und bewertet werden.

Viele Autoren fanden Interaktionen zwischen GLY und GBH mit anderen Stressoren. In den meisten Fällen verstärkte ein zusätzlicher Stressor die Toxizität des Herbizids oder das Herbizid verstärkte den Effekt des zusätzlichen Stressors (Relyea 2005b; Rohr et al. 2008; Jones et al. 2011; Puglis & Boone 2011). Da Amphibienpopulationen in der Kulturlandschaft im Normalfall einer Vielzahl biotischer und abiotischer Stressoren ausgesetzt sind, sollte der Einfluss von Herbiziden auch nicht alleinstand betrachten und getestet werden.

Als Fazit ihres ausführlichen Berichtes ziehen Wagner & Lötters (2013): „Die meisten Agrochemikalien, ob Düngemittel oder Pestizide, besitzen das Potenzial, Amphibien, welche in der Kulturlandschaft leben, zu schädigen. Jedoch hat dies nicht zwangsweise Auswirkungen auf die Population. Populationsmodelle – basierend auf einer guten Datenbasis – und/oder Langzeitmonitoring im Feld sind notwendig, um Effekte auf der Populationsebene zu untersuchen. Manche GBH, insbesondere solche mit tallo-waminhaltigen Netzmitteln, gehören scheinbar zu den toxischsten Pestiziden für Amphibien, die man kennt. Jedoch können Risiken einer GLY-Nutzung für Amphibienpopulationen nicht *per se* genannt werden, da es art-, lebensstadien-, formulierungs- und applikationsspezifische Reaktionen gibt. Zulassungen zum Anbau von GVP mit Herbizidresistenz in Deutschland sollten daher mit weiterer Grundlagenforschung und einem Monitoring verbunden werden, das mögliche Auswirkungen des Totalherbizids auf benachbarte Amphibienpopulationen erfassen kann. Dies gilt generell auch für den Anbau konventioneller Kulturen, wenn Totalherbizide bei der pfluglosen Feldbearbeitung eingesetzt werden. Zudem sollte der Totalherbizideinsatz bei der pfluglosen Feldbearbeitung bezüglich seiner Auswirkungen auf Amphibien untersucht werden.“

Aufgrund des momentanen und oben dargestellten Kenntnisstandes ergeben sich als aktueller und vordringlicher Forschungsbedarf zu GLY und Amphibien folgende Punkte:

1. Kartierung der Vorkommen und Habitate von Amphibienpopulationen in landwirtschaftlich genutzten Gebieten
2. Langzeit-Monitoring von Amphibien
3. Feststellen der tatsächlichen Umweltkonzentrationen und Verteilungen von GLY und dem Hauptmetabolit AMPA sowie den Beimengungen POEA, insbesondere in Laichgewässern (permanente und temporäre)
4. Abfluss und Abdrift der GBH und Metabolite vom Feld
5. Generell mehr Studien (Labor, Halbfreiland, Freiland) zu den negativen Effekten von GBH, insbesondere:
6. Studien mit europäischen Amphibienarten
7. Studien zum Hauptmetabolit AMPA
8. Studien von möglichen synergistischen Interaktionen (kombinierte Effekte) von GBH mit anderen Pestiziden, Düngemitteln und Stressoren
9. Studien zu chronischen und verzögerten Effekten
10. Studien mit den terrestrischen Stadien der Amphibien
11. Indirekte Effekte wie z.B. Anreicherung über die Nahrungskette, Effekte auf Beute und Nahrung der Amphibien
12. Vergleichende Studien zwischen GBH und selektiver Pestizide, z.B. Vergleich von pflugloser Bewirtschaftung mit GBH-Anwendung und pflugbasierter Bewirtschaftung mit selektiven Herbiziden

Ein geeigneter Ansprechpartner für die Thematik Amphibien und GBH in der Schweiz ist die **KARCH** (Koordinationsstelle für Amphibien- und Reptilienschutz in der Schweiz), Passage Maximilien-de-Meuron 6, 2000 Neuchâtel, Tel. 032 725 72 07, info@, karch.ch, www.karch.ch/.

6. Rechtliche Grundlagen zum Schutz von NSG vor GVO-Wirkungen

Für die Zulassung von GVOs in der EU und in der Schweiz müssen von den Herstellern Auswirkungen des jeweiligen GVO auf die Umwelt bzw. auf Nichtzielorganismen untersucht werden. Greiter et al. (2011) weisen darauf hin, dass die in diesem Zusammenhang vorgelegten Studien (i) oft nur Tests mit einigen wenigen Organismen aufweisen, (ii) nicht den GVO bzw. die verschiedenen Pflanzenteile als Futter eingesetzt wurden, sondern das bakterielle Toxin von Mikroorganismen, wie *Bacillus thuringiensis* und (iii) Untersuchungen zu Umweltauswirkungen von GVOs in Nord- oder Südamerika durchgeführt wurden.

Auf der Basis dieser Daten lassen sich neben andern Risiken, auch die Auswirkungen des Anbaus von GVO auf Naturschutzgebiete nicht beurteilen.

Wenn aber negative Umwelteffekte in einem Schutzgebiet z. B. im Rahmen eines GVO-Monitorings sichtbar werden, kann es sehr schwierig bis unmöglich sein, diese rückgängig zu machen.

Aufgrund dieser Bedenken wurde in der FrSV Art. 8 der Schutz besonders empfindlicher oder schützenswerter Lebensräume und Landschaften vor gentechnisch veränderten Organismen verankert. Nach Art. 8 Abs. 2 gilt:

Besonders empfindliche oder schützenswerte Lebensräume und Landschaften sind:

- a. Gebiete, die nach eidgenössischem oder kantonalem Recht unter Naturschutz stehen;
- b. oberirdische Gewässer und ein 3 m breiter Streifen entlang solcher Gewässer;
- c. unterirdische Gewässer und die Zone S1 sowie für Mikroorganismen die engere Schutzzone S2 von Grundwasserschutz zonen nach Artikel 29 Absatz 2 der Gewässerschutzverordnung vom 28. Oktober 1998¹;
- d. Wald;
- e. Schutzgebiete nach Artikel 11 des Jagdgesetzes vom 20. Juni 1986²;
- f. Gebiete, die nach eidgenössischem oder kantonalem Recht unter Landschaftsschutz stehen.

Ergänzt wird dieser Artikel mit Art. 44 FrSV „Erteilung der Bewilligung“, der auf Art. 8 Bezug nimmt. Hier wird nochmals betont, dass das Inverkehrbringen

„Menschen, Tiere und Umwelt nicht gefährden kann und die biologische Vielfalt und deren nachhaltige Nutzung nicht beeinträchtigt werden (Art. 7 und 8, 12 und 13 bzw. 15 und 16)“;

In Art. 44 Abs. 2 wird den Behörden die Möglichkeit gegeben, die Bewilligung mit Auflagen zu verknüpfen. So kann die Behörde

“insbesondere die Verwendung der Organismen einschränken oder nur unter gewissen Voraussetzungen zu gestatten und von der Gesuchstellerin oder vom Gesuchsteller verlangen, dass sie oder er auf eigene Kosten zusätzlich zum Überwachungsplan (Art. 28 Abs. 2 Bst. e, 29 Abs. 2 Bst. e bzw. 30 Abs. 2 Bst. e) weitere Untersuchungen zur Erkennung möglicher Spätfolgen für Menschen, Tiere und Umwelt, für die biologische Vielfalt oder deren nachhaltige Nutzung sowie für den Schutz der Produktion von Erzeugnissen ohne gentechnisch veränderte Organismen durchführt und darüber Bericht erstattet.“

Wie und ob diese Vorgaben in der Praxis anwendbar sind, wird sich vermutlich erst im konkreten Fall zeigen.

Anders als in der Schweiz gibt es in der EU-Freisetzungsverordnung keine Aufzählung von Gebieten, in denen keine GVO freigesetzt werden dürfen.

In Deutschland wurde diese Thematik erstmals im Bundesland Brandenburg systematisch angegangen. Das Ministerium für Ländliche Entwicklung, Umwelt und Verbraucherschutz – MLUV in Brandenburg/Deutschland hat aufgrund von Untersuchungen zum Polleneintrag in Naturschutzgebiete einen Erlass zu Anforderungen von Sicherheitsabständen zu Naturschutzgebieten/FFH Gebieten erlassen (MLUV Brandenburg 2008). Im Zentrum stand der Schutz von Flächen, die nach der Fauna- und Flora Habitat Richtlinie als "Natura 2000" geeignet sind² vor den negativen Wirkungen des Anbaus von Bt-Mais.

Auf der Grundlage der Studien von Hofmann et al. (2008, 2009, 2013a) empfiehlt das MLUV Brandenburg einen Sicherheitsabstand zwischen Bt-Mais-Anbau und Naturschutzgebieten bzw. FFH-Gebiet (Fauna- und Flora Habitat Gebieten) von 800 Metern. Wird dieser Sicherheitsabstand unterschritten, so wird bei FFH-Gebieten eine vorherige Verträglichkeitsprüfung erforderlich, sofern relevante Erhaltungsziele, wie

² „Natura 2000“ steht für ein europäisches Netz aus zusammenhängenden Schutzgebieten, welches zum Schutz der einheimischen Natur in Europa aufgebaut werden soll. FFH Gebiete sind Gebiete, die auch „Natura 2000“ Gebiete sind. Welche Gebiete für dieses Netz geeignet sind, bestimmen zwei gesetzliche Richtlinien: die Fauna-Flora-Habitatrichtlinie (FFH-Richtlinie, vom 21. Mai 1992, 92/43/EWG) und die Vogelschutzrichtlinie (vom 2. April 1979, 79/409/EWG). In diesen Richtlinien werden Arten und Lebensraumtypen genannt, welche besonders schützenswert sind und für die ein Schutzgebietsnetz aufgebaut werden soll.

z. B. Schmetterlingsarten oder Lebensraumtypen mit Schmetterlingen als sogenannte charakteristische Arten, betroffen sind. Wird der 800 m-Abstand zu einem Naturschutzgebiet unterschritten, so liegt nach Auffassung des MLUV Brandenburg eine Gefährdung des Naturhaushalts im NSG mit hinreichender Wahrscheinlichkeit vor, und das MLUV ist gehalten, im Einzelfall eine Untersagungsanordnung zu prüfen.

Im Jahr 2008 hat Brandenburg aufgrund eigener Messungen eine Distanz von 800 m³ zwischen Anbauflächen mit Bt-Mais und Naturschutzgebieten von vorgeschrieben.

In Österreich wird aber in den regionalen Naturschutzgesetzen bzw. den Gentechnik-Vorsorgegesetze versucht, bestimmte Bereiche der Natur (Europaschutzgebiete, Naturschutzgebiete etc.) vor negativen Auswirkungen des GVO-Anbaus zu schützen (Greiter et al. 2011).

Kärnten und Vorarlberg haben Schutzgebiete oder Natura 2000 Gebiete ausgeschieden, die im Zusammenhang mit dem Anbau von GVO vor negativen Auswirkungen geschützt werden müssen oder in denen der Anbau von GVO verboten ist.

Innerhalb der EU Rechtsetzung zu Koexistenz erwähnen Lettland, Rumänien, Zypern, Ungarn, Italien das Thema. Aber nur Ungarn macht aber Angaben zu möglichen Isolationsdistanzen, indem auf die Isolationsdistanzen zur Sicherung der Koexistenz verwiesen wird und erwähnt, dass die Distanzen auch über diesen Vorgaben liegen dürfen, aber nur max. doppelt so hoch. Die Isolationsdistanz bei Mais liegt in Ungarn heute bei 400 m (EU 2009).

6.1 Der Schutz der Flächen im Reusstal

Für die im Reusstal wirtschaftenden Landwirte ist die Richtlinie für den ÖLN relevant. (KIP Richtlinie 2008):

Landwirte müssen entlang von Waldrändern, Hecken, Feld- und Ufergehölzen einen 3 Meter breiten Pufferstreifen anlegen. Dieser muss aus einem sichtbaren Grün- oder Streueflächenstreifen bestehen. Hier dürfen weder Dünger ausgebracht noch Pflanzenschutzmittel angewendet werden.

Landwirte müssen entlang von Oberflächengewässern einen 6 Meter breiten Pufferstreifen anlegen. Dieser Streifen besteht in der Regel aus einem sichtbaren Grün- oder Streueflächenstreifen. Vorhandene Ufergehölze oder Wege können Bestandteile des Pufferstreifens sein. Sie dürfen auf den ersten 3 Metern dieser Streifen weder Dünger ausbringen noch Pflanzenschutzmittel einsetzen. Auf den zweiten 3 Metern dürfen die Landwirte Dünger ausbringen. Unkräuter dürfen nur einzelstockweise bekämpft werden, sofern eine mechanische Bekämpfung mit angemessenem Aufwand nichtmöglich ist.

Im Kanton Aargau gibt es keine weiteren rechtsverbindlichen Vorgaben, Pufferstreifen zu Schutzgebieten einzuhalten. Die Stiftung Reusstal besitzt deshalb neben den Naturschutzgebieten auch den schützenden Pufferstreifen. Mit sogenannten Bewirt-

³ http://www.mugv.brandenburg.de/cms/media.php/2318/bt_mais.pdf

schaftungsverträgen zwischen Kanton Aargau und Landwirten wird aber versucht, den Druck der Landwirtschaft auf die Schutzgebiete, namentlich den Eintrag von Nährstoffen und Pflanzenschutzmitteln, weiter zu reduzieren. Dazu werden zum Schutz der einzelnen Flächen mit den Bewirtschaftern der angrenzenden Parzellen sogenannte Bewirtschaftungsverträge abgeschlossen. Diese Bewirtschaftungsverträge regeln entweder nur die Pufferstreifen oder sie regeln die Pflege der Naturschutzgebiete und verlangen zusätzlich die Einhaltung eines Pufferstreifens, mit einer Ausdehnung von minimal 10 m und maximal 25 m (Lüthy, agrofutura, mündliche Mitteilungen).

Nicht alle Landwirte sind an diesen Bewirtschaftungsverträgen interessiert. Es ist deshalb möglich, dass Mais bis 3 m an die Uferzone eines Schutzgebietes gepflanzt werden darf. Bei offenen Gewässern gilt ein Abstand von 3m ohne Düngung und 6m ohne Pflanzenschutzmittel. Werden keine Pflanzenschutzmittel eingesetzt, ist der Anbau einer Kultur, z.B. Mais, bis 3m an ein offenes Gewässer möglich.

Als Pflanzenschutzmittel gelten nach Pflanzenschutzmittel-Verordnung Insektizide, Fungizide oder Saatgutbeizmittel. Während die Applikation von Insektiziden und Fungiziden im Pufferstreifen kontrolliert wird, ist fraglich, ob das Verbot von Saatgutbeizmitteln im Pufferstreifen verlangt wird. Verschiedene Experten sind der Meinung, dass dieses Verbot nicht umgesetzt wird. Der Schwerpunkt liegt auf der Vermeidung der Verdriftung der Pflanzenschutzmittel über die Luft. Zu klären ist im Weiteren, ob der Anbau von Bt-Mais, der ja ein Pflanzenschutzmittel enthält, auch bis 3m an ein Schutzgebiet möglich wäre oder ob hier die 6m Pufferdistanz eingehalten werden müssten.

Der angrenzende Kanton Zürich hat für viele Schutzgebiete im Reusstal rechtsverbindlich mit einer Umgebungszone in der Raumplanung festgelegt. Die Einhaltung dieser Flächen wird überwacht und ein Verstoss geahndet. Die Recherche in den Kantonen Aargau und Zürich hat aber gezeigt, dass das Bundesrecht beim Schutz von Naturschutzgebieten viele Umsetzungsvarianten bei den Kantonen zulässt.

Zu beachten ist, dass die heute geltenden Pufferdistanzen für Pflanzenschutzmittel von 6 m bis 25 m deutlich geringer sind, als die Distanzen, die heute im Zusammenhang mit der Verbreitung von GVO-Material diskutiert werden.

7. Schlussfolgerungen

Der Eintrag von Bt-Maispollen in Naturschutzgebiete stellt eine potenzielle Gefährdung der dort vorkommenden Fauna dar. Insbesondere Schmetterlingsraupen sind durch aktuelle Bt-Maissorten, welche ein schmetterlingsspezifisches Toxin produzieren, einem Risiko ausgesetzt. Das Ministerium für Ländliche Entwicklung, Umwelt und Verbraucherschutz in Brandenburg/Deutschland hat aus diesem Grund einen Erlass zu Anforderungen von Sicherheitsabständen erlassen (MLUV Brandenburg 2008). Auf der Grundlage der Studien von Hofmann et al. (2008, 2009, 2013a) empfiehlt das MLUV Brandenburg einen Sicherheitsabstand zwischen Bt-Mais-Anbau und Naturschutzgebieten bzw. FFH-Gebieten von 800 Metern. Wird dieser Sicherheitsabstand unterschritten, so wird bei FFH-Gebieten eine vorherige Verträglichkeitsprüfung erforderlich, sofern relevante Erhaltungsziele, wie z. B. Schmetterlingsarten oder Lebensraumtypen mit Schmetterlingen als sogenannte charakteristische Arten, betroffen sind. Wird der 800 m-Abstand zu einem Naturschutzgebiet unterschritten, so liegt nach Auffassung des MLUV Brandenburg eine Gefährdung des Naturhaushalts im NSG mit hinreichender Wahrscheinlichkeit vor, und das MLUV ist gehalten, im Einzelfall eine Untersagungsanordnung zu prüfen. Auch Ungarn hat eine Distanz zu Schutzgebieten festgelegt, die in dieser Größenordnung liegt (EU 2009). In der Schweiz gibt es keine generell geltenden Vorgaben. Die bestehenden Pufferstreifen zu Feld- und Ufergehölzen oder offenen Wasserläufen, die zwischen 3m und 6m betragen, bieten aufgrund der hier vorgestellten Daten einen ungenügenden Schutz vor dem Eintrag von Bt-Maispollen in Naturschutzgebiete und sollten angepasst werden.

Lang & Vojtech (2006) stellten erste negative Auswirkungen von Bt-Maispollen bei Raupen des Schwalbenschwanzes (*Papilio machaon*) ab vier gefressenen Bt-Maispollen fest (bei einer Maispollendichte von 18,8/cm² auf der Wirtspflanze). Gefüttert wurden zwar Bt176-Pollen mit einem relativ hohem Bt-Gehalt, aber auch neuere Bt-Mais-Events weisen derart hohe Bt-Konzentrationen und sogar höher auf (vgl. Tabelle 3). Diese neueren Bt-Events sind jedoch noch kaum auf ihre Wirkung auf Raupen von Nichtzielschmetterlingen getestet worden. Betrachtet man die maximalen Werte für die Boden-Deposition von Maispollen so können Pollendichten um die 18,8/cm² noch bis zu einer Entfernung von 1000 Meter Abstand zum Maisfeld vorkommen (vgl. Abb. 11B). Potenziell können die Maispollen bei mehrtägiger Pollenschüttung auf den Wirtspflanzen akkumulieren (Hofmann et al. 2013b). Die bisher publizierten Werte von Maispollendichten auf Wirtspflanzen lagen jedoch meist unter den Werten für die Deposition am Boden, möglicherweise weil der Pollen regelmässig von den Pflanzen durch Niederschlag abgewaschen oder durch Wind abgetragen wird (z.B. Lang et al. 2004). Es ist jedoch zu berücksichtigen, dass der eingetragene Pollen, auch wenn er nicht auf den Pflanzen zu liegen kommt, auf dem Boden bzw. im Habitat verbleibt und dort andere Arten exponiert sein können, z.B. Bodenorganismen oder Käfer, welche einen Teil ihres Proteinbedarfs über Pollen decken.

Auch in der vorliegenden Reusstalstudie waren die Maispollendichten auf den Brennnesseln geringer als die in der Literatur berichteten Werte der Bodendeposition. Die höchsten Pollenwerte fanden sich in dem Bereich von 10 m Abstand zum blühenden Maisfeld, aber auch bei 25m Abstand wurden noch Werte von 10 Maispollen/cm² Brennnesselblatt festgestellt. Felke & Langenbruch (2005) wiesen bei L4-Larven der Kohlmotte (*Plutella xylostella*) toxische Effekte bereits ab einer Dichte von 3,3 Bt-Maispollen pro cm² Blattfläche nach (siehe Linie P4 in Abb. 9), und in der vorliegenden Reusstalstudie fanden sich auf Brennnesseln noch in 500 m Abstand 2,25 Maispollen/cm² (Abb. 8).

Zu berücksichtigen ist des Weiteren, dass viele Bt-Mais-Events auch eine Herbizidtoleranz gegen Glyphosat oder Glufosinat beinhalten (vgl. Tabelle 3). Glyphosatanwendung kann jedoch eine schädliche Wirkung auf die benachbarte Schmetterlingsfauna haben, indem deren Futter- und Wirtspflanzen reduziert werden (Haughton et al. 2003, Roy et al. 2003), sodass hier ein zu Bt zusätzlicher negativer Stressor auf die Schmetterlingspopulationen einwirken würde. Direkte toxische Effekte von Breitbandherbiziden auf Schmetterlingslarven wurden bisher kaum untersucht, sind aber teilweise bekannt (El-Ghar 1994, Kutlesa & Caveney 2001).

Im Reusstal grenzen zahlreiche Naturschutzgebiete direkt an landwirtschaftliche Äcker mit Mais an (Oehen & Lang 2011). Bei Annahme eines Bt-Maisanteils von 80% (*worst case*) in einem exemplarischen Kartenausschnitt des Reusstals (Abb. 14) und einer Driftdistanz des Bt-Maispollens von 50 m wären circa 13.6% (14ha) der Naturschutzfläche betroffen, bei einer Drift des Pollens über 250 m bereits 87% (89ha) und bei einer angenommenen Pollendrift von 800 m die gesamte Naturschutzfläche (102ha). Da Maispollen weit über 1000 m verdriftet werden kann (Hofmann et al. 2008), ist von einer Exposition fast aller Naturschutzflächen gegenüber Maispollen auszugehen.

Die in den Schutzgebieten des Reusstals vorkommende Tagfalterfauna ist naturschutzfachlich höchst wertvoll. Zahlreiche gefährdete Arten (Dusej 1997, 2003; Tabelle 1) sind am Standort vertreten, welche beim Anbau von Bt-Mais einem potenziellen Risiko ausgesetzt wären.

Weiter gilt es zu beachten, dass im Reusstal weitere ökologisch wertvolle Flächen vorhanden sind, die aber nicht immer unter Naturschutz stehen oder in den Inventaren des Bundes oder der Kantone aufgeführt werden. Dazu gehören neu geschaffenen Rückhaltebecken oder künstlich angelegte Kleingewässer, die insbesondere für Amphibien von Bedeutung sind.

Für Schmetterlinge sind Trockenrasen und Buntbrachen/Rotationsbrachen in der Umgebung des Reusstals, die in landwirtschaftlich intensiv genutzten Gebieten liegen, von Bedeutung (Oehen & Lang 2011). Auf eine mögliche Gefährdung von Arten, die in diesen Lebensräumen vorkommen, wurde hier nicht eingegangen. Wichtig ist aber,

dass zu diesen Flächen gemäss ÖLN kein Pufferstreifen notwendig ist, denn dieser wird nur zu Gewässern, Waldrändern, Hecken, Feld- und Ufergehölzen verlangt.

Das reale Risiko für die Schmetterlingsfauna hängt letztendlich von folgenden Faktoren ab:

- dem zeitlichen Auftreten der Larven der verschiedenen Schmetterlingsarten,
- der Empfindlichkeit gegenüber Bt Toxinen,
- Zeitpunkt, Verlauf und Dauer der Maisblüte,
- Anteil an Bt-Maisanbau in der Region,
- räumliche Exposition der NSG zu den Maisfeldern
- und den angebauten Bt-Events.

Ein genereller Sicherheitsabstand der NSG zum Anbau von Bt-Mais ist daher aus naturschutzfachlicher Sicht unabdingbar. Offen ist die Frage, ob Flächen wie Waldränder oder Trockenrasen vor dem Eintrag von Bt-Pollen geschützt werden müssen

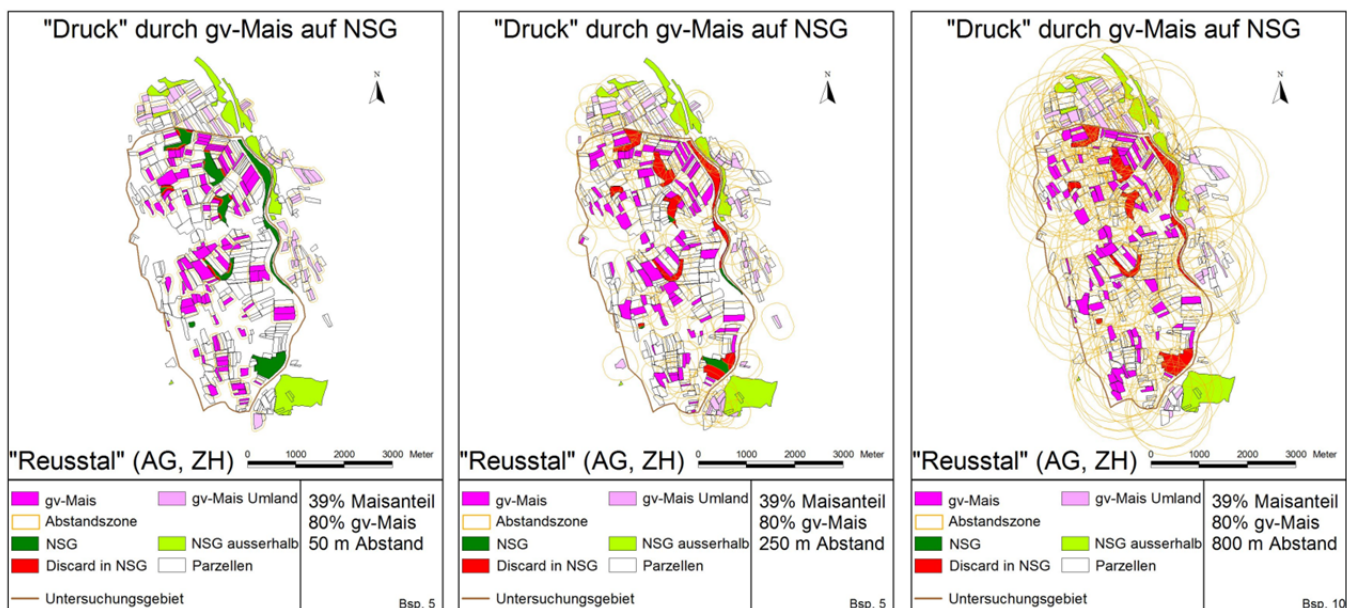


Abb. 14. Exposition der Naturschutzgebiete in einem Ausschnitt des Reusstals durch den Anbau von Bt-Mais. Es werden ein Anteil von 39% Mais in der Fruchtfolge und ein Anteil von 80% Bt-Mais unter den Maisfeldern angenommen. Es werden drei verschiedene Annahmen modelliert: dass NSG in einem Abstand von 50 m, 250 m und 800 m durch Pollenflug von Bt-Maisfeldern beeinflusst werden. Die beeinträchtigte NSG-Fläche ist rot dargestellt („Discard in NSG“) (Abbildung aus Oehen & Lang 2011).

Bei der Einschätzung der Entfernung dieses Sicherheitsabstandes von Bt-Mais zu NSG ist neben den oben dargestellten Fakten unbedingt ein zusätzlicher Sicherheitsfaktor aufzuschlagen, weil:

- die bisherigen Laborstudien zur negativen Wirkung von Bt-Maispollen auf Schmetterlingsraupen deren toxischen Effekt eher unterschätzen (Lang & Otto 2010),
- auf anderen Wirtspflanzen, als auf der Brennnessel der Maispollen nachweislich stärker akkumulieren kann (Lauber 2011, Hofmann et al. 2013b),
- in der Literatur oft nur Durchschnittswerte der Maispollendichten angegeben werden aber keine maximalen Werte (z.B. Lauber 2011),
- bisher nur ein geringer Teil der einheimischen Schmetterlingsarten auf Bt-Toxine untersucht wurden und somit nicht ausgeschlossen werden kann, dass bestimmte Arten empfindlicher reagieren als bisher bekannt (Lang & Otto 2010),
- die neuen *stacked events*, die in Zukunft angebaut werden, weisen zum Teil neuartige Bt-Proteine sowie beträchtliche Bt-Gehalte im Pollen auf, und es existieren dazu noch kaum toxische Studien zu Raupen von Nichtziel-Schmetterlingen.
- Die Pollenschüttung und Verfrachtung von der Sorte, dem Blühzeitpunkt, den lokalen Windverhältnissen und den klimatischen Bedingung, welche die Maisentwicklung beeinflusst, abhängt. Verallgemeinerungen sind schwierig und deshalb sollte immer ein *worst case* Szenario als Orientierung dienen.
- Die Arten in Naturschutzgebieten wie im Aargauer Reusstal heute schon unter starkem Druck durch die Landwirtschaft stehen.

Damit erscheint der vom MLUV Brandenburg und Ungarn eingesetzte Sicherheitsabstand von 800 Meter durchaus realistisch (MLUV Brandenburg 2008). Die vorliegenden Ergebnisse der Pollendichten auf Brennnesselblättern im Reusstal legen je nach Gegebenheiten einen Sicherheitsabstand von mindestens 100 Meter⁴ zwischen Schutzgebieten und Bt-Maisfeldern nahe.

Aufgrund der beschriebenen Unsicherheiten bei einer Abschätzung des Sicherheitsabstandes ist das als ein Mindestabstand zu verstehen, der für Bt-Mais gelten soll, der geringste Mengen von Bt-Toxin im Pollen produziert. Unter Berücksichtigung dieser erwähnten Unsicherheiten und der defizitären allgemeinen Datenlage muss daher ein gewisser Sicherheitsfaktor aufgeschlagen werden. Wir empfehlen daher die generelle Ausweisung eines **Sicherheitsabstandes von mindestens 500 m zwischen Bt-Maisfeldern und Naturschutzflächen**⁵. Bei Unterschreiten dieses Sicherheitsabstandes sollte zumindest eine Umweltverträglichkeitsprüfung durch unabhängige Stellen, zwingend vorgeschrieben sein.

⁴ N.B.: Der Sicherheitsabstand ist vom Toxingehalt im Pollen abhängig.

⁵ N.B.: Der maximal untersuchte Abstand zwischen NSG und blühendem Maisfeld war in der vorliegenden Studie nicht höher als 500 m. Die Analyse eines grösseren Abstands war im Reusstal aufgrund der engen Verzahnung von NSG und Maisfeldern nicht zu realisieren.

8. Literatur

- [MLUV Brandenburg] Ministerium für Ländliche Entwicklung, Umwelt und Verbraucherschutz des Landes Brandenburg (2008) Anbau von Bt-Mais und Schutzgebiete – Anforderungen an Sicherheitsabstände und Erforderlichkeit von Verträglichkeitsprüfungen. Runderlass des Ministeriums für Ländliche Entwicklung, Umwelt und Verbraucherschutz, D-14411 Potsdam. 4S.
- AGIS Netzwerk (2013) Online-Karten Kanton Aargau. Zuletzt besucht am 10. Mai 2013 unter: https://www.ag.ch/de/dfr/geoportal/online_karten_agis/online_karten.jsp
- ANZFA [Australia New Zealand Food Authority] (2000) Draft Risk Analysis Report. Application A386. Food derived from insect-protected, herbicide-tolerant Bt-11 corn. 74p.
- Baker N., Bancroft B.A., Garcia T.S. (2013) A meta-analysis of the effects of pesticides and fertilizers on survival and growth of amphibians. *Science of the Total Environment* 449: 150-156.
- Benbrook C.M. (2009) Impacts of genetically Engineered Crops on Pesticide Use: The First Thirteen Years. Critical Issue Report, The Organic Center, Boulder (USA).
- Benbrook C.M. (2012) Impacts of genetically engineered crops on pesticide use in the U.S. – the first sixteen years. *Environ Sci Europe* 24: 24.
- Berger G., Pfeffer H., Kalettka Th. (Hrsg.) (2011) Amphibienschutz in kleingewässerreichen Ackerbaugebieten. Grundlagen, Konflikte, Lösungen. Natur & Text, Rangsdorf: 384S.
- Bernal M.H., Solomon K.R., Carrasquilla G. (2009) Toxicity of formulated glyphosate (Glyphos) and Cosmo-Flux to larval and juvenile Colombian frogs 2. Field and laboratory microcosm acute toxicity. *J Toxicol Env Health A* 72: 966-973.
- Berrill M., Bertram S., Wilson A., Louis S. (1993) Lethal and sublethal impacts of pyrethroid insecticides on amphibian embryos and tadpoles. *Environ Toxicol Chem* 12: 525-539.
- Bidwell J.R., Gorrie J.R. (1995) Acute toxicity of a herbicide to selected frog species. Department of Environmental Protection, Technical Series 79, Perth (Australia).
- Bonny, S. (2008) Genetically modified glyphosate-tolerante soybean in the USA: adoption factors, impacts and prospects. A review. *Agron. Sustain. Dev.*(28): 21-32.
- Bosch B., Mañas F., Gorla N., Aiassa D. (2011) Micronucleus test in post metamorphic *Odonotophrynus cordobae* and *Rhinella arenarum* (Amphibia: Anura) for environmental monitoring. *J Tox Env Health Sci* 3: 155-163.
- Bräu M. Bolz R., Kolbeck H., Nummer A., Voith J., Wolf W. (2013) Tagfalter in Bayern. Stuttgart, Verlag Eugen Ulmer. 784S.
- Brühl C.A., Pieper S., Weber B. (2011) Amphibians at risk? Susceptibility of terrestrial amphibian life stages to pesticides. *Environ Toxicol Chem* 30: 2465-2472.
- BVL [Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit] (2011) Widerruf der Listung tallowaminhaltiger Zusatzstoffe zu Pflanzenschutzmitteln. Abgefragt im September 2013: http://www.bvl.bund.de/DE/04_Pflanzenschutzmittel/05_Fachmeldungen/2011/2011_12_05_Fa_streichung_zusatzstoffe.html?nn=1400938.

- Canadian IFA [Canadian Food Inspection Agency] (2006) Decision Document DD2006-57. Determination of the Safety of Monsanto Canada Inc.'s Glyphosate-Tolerant, Corn-Rootworm-Protected Corn (*Zea mays* L.) Event MON 88017. 14p.
- Cauble K., Wagner R.S. (2005) Sublethal effects of the herbicide glyphosate on amphibian metamorphosis and development. *B Environ Contam Tox* 75: 429-435.
- Clements C, Ralph S, Petras M. (1997) Genotoxicity of select herbicides in *Rana catesbeiana* tadpoles using the alkaline single-cell gel DNA electrophoresis (comet) assay. *Environ Mol Mutagen* 29: 277-288.
- Davidson C. (2004) Declining downwind: amphibian population declines in California and historical pesticide use. *Ecol Appl* 14: 1892-1902.
- Dill G.M. (2005) Glyphosate-resistant crops: history, status and future. *Pest Manag Sci* 61: 219-224.
- Dill G.M., Sammons R.D., Feng P.C.C., Kohn F., Kretzmer K., Mehrsheikh A., Bleeke M., Honegger J.L., Farmer D., Whright D., Hauptfear E.A. (2010) GLY: discovery, development, applications and properties. In: Nandula V.K. (Ed.): *Glyphosate Resistance in Crops and Weeds: History, Development, and Management*. John Wiley & Sons, Hoboken (USA): 1-33.
- Dinehart S.K., Smith L.M., McMurry S.T., Anderson T.A., Smith P.N., Haukos D.A. (2009) Toxicity of a glufosinate- and several glyphosate-based herbicides to juvenile amphibians from the Southern High Plains, USA. *Sci Total Environ* 407: 1065-1071.
- Duke S.O., Powles S.B. (2008) Glyphosate: a one-in-a-century herbicide. *Pest Manag Sci* 64: 319-152.
- Dusej, G. (1997) Die Tagfalter der Reusstaler Feuchtgebiete. Unpubl. Bericht der Stiftung Reusstal, Zieglerhaus Rottenschwil, 71 S.
- Dusej, G. (2003) Wanderbrache in Riedwiesen – Wirkungskontrolle Tagfalter Reussebene. Stiftung Reusstal, Zieglerhaus Rottenschwil, 7S. Aus dem Internet am 8.7.2011 unter <http://www.stiftung-reusstal.ch/data/public/Wanderbrache.pdf>
- Ebert (1991) Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 2: Tagfalter II. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Ebert, G., Rennwald, E. (1991) Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 1: Tagfalter I. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Edwards W.M., Triplett Jr. G.B., Kramer R.M. (1980) A watershed study of glyphosate transport in runoff. *J Environ Qual* 9: 661-665.
- EFSA [European Food Safety Authority] (2008) Application (Reference EFSA-GMO-NL-2007-37) for the placing on the market of the insect-resistant genetically modified maize MON89034, for food and feed uses, import and processing under Regulation (EC) No 1829/2003 from Monsanto1. Scientific Opinion of the Panel on Genetically Modified Organisms. (Question No EFSA-Q-2007-042). *EFSA Journal* 909: 1-30.
- EFSA [European Food Safety Authority] (2013) GMO Applications. Zuletzt besucht am 10. Mai 2013 unter: <http://www.efsa.europa.eu/en/gmo/gmorequests.htm>

- El-Ghar GESA (1994) Effects of herbicides on consumption, growth and food utilization by cotton leafworm *Spodoptera littoralis* (Boisd.) larvae. *Anzeiger Schädlingkunde Pflanzenschutz* 67: 143-146.
- Ellstrand, N.C. (2003) *Dangerous Liaisons? When Cultivated Plants Mate with their Wild Relatives*. John Hopkins University Press, Baltimore, MD.
- Ellstrand, N.C., Prentice, H.C. & Hancock, J.F. (1999) Gene flow and introgression from domesticated plants into their wild relatives. *Annual Review of Ecological Systems* 30: 539-563.
- Emberlin, J., Adams-Groom, B., Tidmarsh, J. (1999) The dispersal of maize (*Zea mays*) pollen. A report commissioned by the Soil Association: National Pollen Research Unit, University College Worcester, England.
- EU (2009) Commission staff working document. Accompanying report from the commission to the council and the European Parliament on the coexistence of genetically modified crops with conventional and organic farming. Implementation of national measures on the coexistence of GM crops with conventional and organic farming. Abgerufen im September 2013: http://ec.europa.eu/agriculture/gmo/coexistence/com2009_153_annex_en.pdf
- Feil, B., Schmid, J.E. (2001) *Pollenflug bei Mais, Weizen und Roggen*. Shaker Verlag, Aachen.
- Felke, M., Langenbruch, G.A. (2005) Auswirkungen des Pollens von transgenem Bt-Mais auf ausgewählte Schmetterlingsarten. *BfN Skripten* 157. <http://www.bfn.de/fileadmin/MDB/documents/skript157.pdf>
- Felke, M., Langenbruch, G.A., Feiertag, S., Kassa, A. (2010) Effect of Bt-176 maize pollen on first instar larvae of the Peacock butterfly (*Inachis io*) (Lepidoptera; Nymphalidae). *Environ Biosaf Res*: 9: 5-12.
- Felke, M., Lorenz, N., Langenbruch, G.A. (2002) Laboratory studies on the effects of pollen from Bt-maize on larvae of some butterfly species. *Journal of Applied Entomology* 126: 320-325.
- Gathmann, A., Wirooks, L., Eckert, J., Schuphan, I. (2006b) Spatial distribution of *Aglais urticae* (L.) and its host plant *Urtica dioica* (L.) in an agricultural landscape: implications for Bt maize risk assessment and post-market monitoring. *Environmental Biosafety Research* 5: 27-36.
- Gathmann, A., Wirooks, L., Hothorn, L.A., Bartsch, D., Schuphan, I. (2006a) Impact of Bt maize pollen (MON810) on lepidopteran larvae living on accompanying weeds. *Molecular Ecology* 15: 2677-2685.
- Giesy J.P., Dobson S., Solomon K.R. (2000) Ecotoxicological risk assessment for Roundup® Herbicide. *Rev Environ Contam Toxicol* 167: 35-120.
- Gonseth, Y. (1994) Rote Liste der gefährdeten Tagfalter der Schweiz. In: Duelli, P. (ed.), *Rote Liste der gefährdeten Tierarten der Schweiz*. BUWAL, 48-51.
- Greiter, A., Miklau, M., Heissenberger, A., Bartel A., Gaugitsch H. (2011) *GVO-Anbau und Naturschutz. Risikoszenarien und Umsetzungsstrategien*. Umweltbundesamt GmbH, Wien, ISBN 978-3-99004-113-0
- Hammond J.I., Jones D.K., Stephens P.R., Relyea R.A. (2012) Phylogeny meets ecotoxicology: evolutionary patterns of sensitivity to a common insecticide. *Evol Appl* 5: 593-606.

- Harwood, J.D., Wallin, W.G., Obrycki, J.J. (2005) Uptake of Bt endotoxins by nontarget herbivores and higher order arthropod predators: molecular evidence from a transgenic corn agroecosystem *Molecular Ecology* 14: 2815–2823.
- Houghton, A.J., Champion, G.T., Hawes, C., Heard, M.S., Brooks, D.R., Bohan, D.A., Clark, S.J., Dewar, A.M., Firbank, L.G., Osborne, J.L., et al. (2003) Invertebrate responses to the management of genetically modified herbicide tolerant and conventional spring crops. II. Within-field epigeal and aerial arthropods. *Philosophical Transactions of the Royal Society London, B Biological Sciences* 358: 1847-1862.
- Heard, M. S., Hawes, C., Champion, G. T., Clark, S. J., Firbank, L. G., et al. (2003a) Weeds in fields with contrasting conventional and genetically modified herbicide-tolerant crops. II. Effects on individual species. *Philosophical Transactions of the Royal Society London B* 358(1439): 1833-1846.
- Heard, M. S., Hawes, C., Champion, G. T., Clark, S. J., Firebank, L. G., et al. (2003b) Weeds in fields with contrasting conventional and genetically modified herbicide-tolerant crops. I. Effects on abundance and diversity. *Philosophical Transactions of the Royal Society London B* 358(1439):1819-1832.
- Hofmann, F. et al. (2013a) Variation of maize pollen shedding in North Germany and its relevance for GMO-monitoring. In: Breckling, B. & Verhoeven, R. (Hrsg.) *GM-Crop Cultivation – Ecological Effects on a Landscape Scale. Theorie in der Ökologie* 17. Frankfurt, Peter Lang.
- Hofmann, F. Schlechtriemen, U., Kuhn, U., Boessenkool, B., Haase, S., Niemann, E., Schiebel, L., Schütz, R., Schröder, B., Mante, C., Kratz, W., Vögel, R., Peil, J. (2013b) Variabilität der Maispollendeposition auf Blättern und Exposition von Gewässerökosystemen durch Pollen und Streu aus dem Maisanbau. *Fachbeiträge des LUGV Heft Nr. 133, Agrogen-technik und Naturschutz –Wie können Schutzgebiete und aquatische Systeme wirksam vor dem Eintrag von Bt-Toxin geschützt werden. LUGV, Referat Umweltinformation, Öffentlichkeitsarbeit, Seeburger Chaussee 2, D-14476 Potsdam.*
- Hofmann, F., et al. (2008) GVO-Pollenmonitoring zum Bt-Maisanbau im Bereich des NSG/FFH-Schutzgebietes Ruhlsdorfer Bruch. *Umweltwissenschaft und Schadstoff-Forschung* 20: 275-289.
- Hofmann, F., et al. (2009) Durchführung eines GVO-Pollenmonitorings an Kulturmais in FFH-Lebensräumen. Projekt im Auftrag des Landesumweltamt Brandenburg. 39S.
- Howe C.M., Berrill M., Pauli B.D., Helbing C.C., Werry K., Veldhoen N. (2004) Toxicity of glyphosate-based pesticides to four North American frog species. *Environ Toxicol Chem* 23: 1928-1938.
- Jones D.K, Hammond J.I., Relyea R.A. (2011) Competitive stress can make the herbicide Roundup® more deadly to larval amphibians. *Environ Toxicol Chem* 30: 446-454.
- Kawashima, S., Matsuo, K., Du, M., Takahashi, Y., Inoue, S., Yonemura, S. (2004) An algorithm for estimating potential deposition of corn pollen for environmental assessment. *Environmental Biosafety Research* 3: 197–207.
- King J.J., Wagner R.S. (2010) Toxic effects of Roundup® Regular on Pacific Northwestern amphibians. *Northwestern Nat* 91: 318-324.

- KIP Richtlinie (2008) KIP-Richtlinien für den ökologischen Leistungsnachweis (ÖLN), BTS und RAUS. Koordinationsgruppe Richtlinien Tessin und Deutschschweiz (KIP). AGRIDEA, Eschikon, Lindau
- Kutlesa NJ, Caveney S (2001) Insecticidal activity of glufosinate through glutamine depletion in a caterpillar. *Pest Management Science* 57: 25-32.
- Kvakkestad, V. (2009) Institutions and the R&D of GM-crops. *Ecological Economics* 68: 2688-2695. 2903-2927.
- Lajmanovich R.C, Sandoval M.T, Peltzer P.M. (2003) Induction of mortality and malformation in *Scinax nasicus* tadpoles exposed to glyphosate formulations. *B Environ Contam Tox* 70: 612-618.
- Lajmanovich R.C., Attademo A.M., Peltzer P.M., Junges C.M., Cabagna M.C. (2011) Toxicity of four herbicide formulations with glyphosate on *Rhinella arenarum* (Anura: Bufonidae) tadpoles: B-esterases and glutathione S-transferase inhibitors. *Arch Environ Contam Toxicol* 60: 681-689.
- Lang, A. & E. Vojtech (2006) The effects of pollen consumption of transgenic Bt maize on the common swallowtail, *Papilio machaon* L. (Lepidoptera, Papilionidae). *Basic and Applied Ecology* 7: 296-306.
- Lang, A. & Otto, M. (2010) A synthesis of laboratory and field studies on the effects of transgenic Bt-maize on non-target Lepidoptera. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 135: 121-134.
- Lang, A. (2011) Frass des „Nesselfalters“ Kleiner Fuchs (*Aglais urticae*) an Brennnessel (*Urtica dioica*). Studie im Auftrag des Bundesamtes für Naturschutz, Bonn.
- Lang, A., Ludy, C., Vojtech, E. (2004) Dispersion and distribution of Bt maize pollen in field margins. *Journal of Plant Diseases and Protection* 111: 417-428.
- Lauber, E. (2011) Cry1 toxin content of MON 810 Bt-corn and the effect of its pollen on protected butterfly species in Hungary, Dissertation. University of Budapest, Ungarn.
- Losey, J.E., Rayor, L.S. & Carter, M.E. (1999). Transgenic pollen harms monarch larvae. *Nature* 399: 214.
- Mann R.M., Bidwell J.R. (1999) The toxicity of glyphosate and several glyphosate formulations to four species of southwestern Australian frogs. *Arch Environ Contam Toxicol* 36: 193-199.
- Mann R.M., Bidwell J.R. (2000) Application of the FETAX protocol to assess the developmental toxicity of nonylphenol ethoxylate to *Xenopus laevis* and two Australian frogs. *Aquat Toxicol* 51: 19-29.
- Mann R.M., Bidwell J.R. (2001) The acute toxicity of agricultural surfactants to the tadpoles of four Australian and two exotic frogs. *Environ Pollut* 114: 195-205.
- Mann, R.M., Hyne, R.V., Choung, C.B., Wilson, S.P. (2009) Amphibians and agricultural chemicals: Review of the risks in a complex environment. *Environmental Pollution* 157: 2903-2927.
- Marvier, M., McCreedy, C., Regetz, J. & Kareiva, P. (2007) A meta-analysis of effects of Bt cotton and maize on nontarget invertebrates. *Science* 316: 1475-1477.

- McComb B.C., Curtis L., Chambers C.L., Newton M., Bentson K. (2008) Acute toxic hazard evaluations of glyphosate herbicide on terrestrial vertebrates of the Oregon coast range. *Environ Sci Pollut R* 15: 266-272.
- Meier, U. (ed) (1997) Growth stages of mono- and dicotyledonous plants. Federal Biological Research Centre for Agriculture and Forestry. BBCH-Monograph. Blackwell. Berlin, Wien.
- Menzel, G. (Hrsg.) (2005) Gentechnisch veränderte Pflanzen und Schutzgebiete – Wirksamkeit von Abstandsregelungen. Naturschutz und Biologische Vielfalt, BfN, Bonn.
- Musche, M., Settele, J. & Durka, W. (2009) Basisstudie zur Wechselwirkung von gentechnisch verändertem MON810-Mais mit spezifischen Schmetterlingsarten. Bericht an das Sächsische Staatsministerium für Umwelt und Landwirtschaft, Ref. 55/Bio- und Gentechnik, Chemikalien. 77S.
- Nguyen H.T., Jehle J.A. (2007) Quantitative analysis of the seasonal and tissue-specific expression of Cry1Ab in transgenic maize Mon810. *J Plant Dis Prot* 114: 82-7.
- Nguyen, H.T. (2004) Sicherheitsforschung und Monitoringmethoden zum Anbau von Bt-Mais: Expression, Nachweis und Wirkung von rekombinantem Cry1Ab in heterologen Expressionssystemen. PhD Thesis. Germany: Georg-August-Universität Göttingen.
- Niels, H., Lang, A., Lövei, G., Otto, M. (2013) Increased mortality is predicted of *Inachis io* larvae caused by Bt-maize pollen in European farmland. *Ecological Modelling* 250: 126–133.
- Oehen, B., Lang, A. (2011) Gentechnisch veränderte Pflanzen und Naturschutz. Vorprojekt: Analyse der Exposition von Naturschutzgebieten. Bericht im Auftrag des Bundesamtes für Umwelt BAFU, Abteilung Abfall, Stoffe, Biotechnologie, CH-3003 Bern.
- Perkins P.J., Boermans H.J., Stephenson G.R. (2000) Toxicity of glyphosate and triclopyr using the Frog Embryo Teratogenesis Assay-*Xenopus*. *Environ Toxicol Chem* 19: 940-945.
- Peruzzo P.J., Porta A.A., Ronco A.E. (2008) Levels of glyphosate in surface waters, sediments and soils associated with direct sowing soybean cultivation in north pampasic region of Argentina. *Environ Pollut* 156: 61-66.
- Peterson, J.A., Obrycki, J.J. & Harwood, J.D. (2009) Quantification of Bt-endotoxin exposure pathways in carabid food webs across multiple transgenic events. *Biocontrol Science and Technology* 19: 613-625.
- Piana, M. L., Belligoli, P., Persano Oddo, L., Piperno, S. (2006) Pollen analysis of royal jelly: contribution to analytical methods and characterization. *Apiacta* 41: 28-43.
- Pioneer & Mycogen Seeds (2005) Application for the authorisation of genetically modified 59122 maize and derived food and feed in accordance with regulation (EC) 1829/2003 including authorisation for cultivation in accordance with directive 2001/18/EC. Part I, Technical Dossier (Application EFSA-GMO-NL-2005-23). 306pp.
- Pleasants, J.M., Hellmich, R.L., Dively, G.P., Sears, M.K., Stanley-Horn, D.E. et al. (2001) Corn pollen deposition on milkweeds in and near corn fields. *Proceedings of the National Academy of Science of the USA* 98: 11919-11924.
- Puglis H., Boone M. (2011) Effects of technical-grade active ingredient vs. commercial formulation of seven pesticides in the presence or absence of UV radiation on survival of Green frog tadpoles. *Arch Environ Contam Toxicol* 60: 145-155.

- Quaranta A., Bellantuono V., Cassano G., Lippe C. (2009) Why amphibians are more sensitive than mammals to xenobiotics. PLoS ONE 4: e7699.
- Relyea R.A. (2005a) The lethal impact of Roundup® on aquatic and terrestrial amphibians. – Ecol. Appl. 15: 1118-1124.
- Relyea R.A. (2005b) The lethal impacts of Roundup® and predatory stress on six species of North American tadpoles. Arch Environ Contam Toxicol 48: 351-357.
- Relyea R.A. (2011) Amphibians are not ready for Roundup®. In: Elliot J.E., Bishop C.A., Morrissey C.A. (eds.), *Wildlife Ecotoxicology*, Vol.3, Emerging Topics in Ecotoxicology. Springer, New York, NY, USA: 267-300.
- Relyea R.A., Jones D.K. (2009) The toxicity of Roundup OriginalMAX® to 13 species of larval amphibians. Environ Toxicol Chem 28: 2004-2008.
- Rohr J.R., Raffel T.R., Sessions S.K., Hudson P.J. (2008) Understanding the net effects of pesticides on amphibian trematode infections. Ecol Appl 18: 1743-1753.
- Roy DB, Bohan DA, Houghton AJ, Hill MO, Osborne JL, Clark SJ, Perry JN, Rothery P, Scott RJ, Brooks DR, Champion GT, Hawes C, Heard MS, Firbank LG (2003) Invertebrates and vegetation of field margins adjacent to crops to contrasting herbicide regimes in the Farm Scale Evaluations of genetically modified herbicide-tolerant crops. Philosophical Transactions of the Royal Society London, B Biological Sciences 358: 1879-1898.
- Rueppel M.L., Brightwell B.B., Schaefer J., Marvel J.T. (1977) Metabolism and degradation of glyphosate in soil and water. J Agric Food Chem 25: 517-528.
- SBN (1994) Tagfalter und ihre Lebensräume. Band1. Schweizerischer Bund für Naturschutz, Basel.
- Schmidt, J.E.U., Braun, C.U., Whitehouse, L.P. & Hilbeck A. (2009) Effects of activated Bt transgene products (Cry1Ab, Cry3Bb) on immature stages of the ladybird *Adalia bipunctata* in laboratory ecotoxicity testing. Arch Environ Contam Toxicol 56:221–228.
- Schuppener, M., Mühlhause, J., Müller, A.-K., Rauschen, S. (2012) Environmental risk assessment for the small tortoiseshell *Aglais urticae* and a stacked Bt-maize with combined resistances against Lepidoptera and Chrysomelidae in central European agrarian landscapes. Molecular Ecology 21: 4646–4662.
- Settele, J., Steiner, R., Reinhardt, R., Feldmann, R. Hermann, G. (2009) Schmetterlinge. Die Tagfalter Deutschlands. Ulmer, Stuttgart.
- Shirai, Y., Takahashi, M. (2005) Effects of transgenic Bt corn pollen on a non-target lycaenid butterfly, *Pseucozizeeria maha*. Applied Entomology and Zoology 40: 151–159.
- Snow, A.A., Andow, D.A. et al. (2005) Genetically engineered organisms and the environment: current status and recommendations. Ecological Applications 15(2): 377 - 404.
- Stanley-Horn, D.E., Dively, G.P., Hellmich, R.L., Mattila, H.R., Sears, M.K. et al. (2001) Assessing the impact of Cry1Ab-expressing corn pollen on monarch butterfly larvae in field studies. Proceedings of the National Academy of Science of the USA 98: 11931-11936.
- Stiftung Reusstal (2011) Wir kämpfen für eine lebendige Fluss-Natur-Kultur-Landschaft im Reusstal des schweizerischen Mittellandes. Aus dem Internet am 01. Juli 2011: <http://www.stiftung-reusstal.ch/>

- Stuart S.N., Chanson J.S., Cox N.A., Young B.E., Rodrigues A.S.L., Fischman D.L., Waller R.W. (2004) Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. *Science* 306: 1783-1786.
- Stuart S.N., Hoffmann M., Chanson J.S., Cox N.A., Berridge R.J., Ramani P., Young B.E. (2008) *Threatened Amphibians of the World*. Lynx Edicions, Barcelona, Spanien.
- Traxler, A., Minarz, E., Höttinger, H., Pennerstorfer, J., Schmatzberger, A., Banko, G. et al. (2005) Biodiversitäts-Hotspots der Agrarlandschaft als Eckpfeiler für Risikoabschätzung und Monitoring von GVO. Bundesministerium für Gesundheit und Frauen, Forschungsberichte der Sektion IV, Wien, Österreich.
- Treu R.J., Emberlin, J. (2000) Pollen Dispersal in the Crops Maize (*Zea mays*), Oilseed Rape (*Brassica napus* spp. *olifera*), Potatoes (*Solanum tuberosum*), Sugar Beet (*Beta vulgaris* ssp. *vulgaris*) and Wheat (*Triticum aestivum*). Report for the Soil Association, National Pollen Research Unit, University College, Worcester, UK.
- Trumbo J. (2005) An assessment of the hazard of a mixture of the herbicide Rodeo® and the non-ionic surfactant R-11® to aquatic invertebrates and larval amphibians. *Calif Fish Game* 91: 38-46.
- US EPA [U.S. Environmental Protection Agency] (2001) Biopesticide Registration Action Document. *Bacillus thuringiensis* Cry1F Corn. Office of Pesticide Programs Biopesticides and Pollution Prevention Division. 54p.
- US EPA [U.S. Environmental Protection Agency] (2007) Biopesticide Registration Action Document. Modified Cry3A Protein and the Genetic Material Necessary for its Production (Via Elements of pZM26) in Event MIR604 Corn SYN-IR604-8. Office of Pesticide Programs Biopesticides and Pollution Prevention Division. 106p.
- US EPA [U.S. Environmental Protection Agency] (2009) Biopesticide Registration Action Document. *Bacillus thuringiensis* Vip3Aa20 Insecticidal Protein and the Genetic Material Necessary for Its Production (via Elements of Vector pNOV1300) in Event MIR162 Maize (OECD Unique Identifier: SYN-IR162-4). Office of Pesticide Programs Biopesticides and Pollution Prevention Division. 175p.
- US EPA [U.S. Environmental Protection Agency] (2010) Biopesticide Registration Action Document. Cry1Ab and Cry1F *Bacillus thuringiensis* (Bt) Corn Plant-Incorporated Protectants. Office of Pesticide Programs Biopesticides and Pollution Prevention Division. 253p.
- VDI [Verein Deutscher Ingenieure] (2010) Monitoring the effects of genetically modified organisms (GMO). Standardised monitoring of butterflies and moths (Lepidoptera) – Transect method, light trap and larval survey. VDI 4330, Part 13. Beuth Verlag, Berlin.
- VDI [Verein Deutscher Ingenieure] (2013) Monitoring der Wirkungen des Anbaus von gentechnisch veränderten Organismen (GVO). Standardisierte Erfassung von Amphibien. VDI 4333. Beuth Verlag, Berlin.
- Vera, M.S. et al. (2010) New evidences of Roundup® (glyphosate formulation) impact on the periphyton community and the water quality of freshwater ecosystems. *Ecotoxicology* (2010) 19: 710–721.
- Vogler, A., Eisenbeiss, H., Aulinger-Leipner, I., Stamp, P. (2009a) Impact of topography on cross-pollination in maize (*Zea mays* L.). *European Journal of Agronomy* 31: 99-102.

- Vogler, A., Wettstein-Bättig, M., Aulinger-Leipner, I., Stamp, P. (2009b) The airborne pollen flow of maize (*Zea mays* L.) in a multi-crop designed field plot. *Agricultural and Forest Meteorology* 149: 1776-1780.
- Von der Ohe, W., Persano Oddo, L., Piana, M.L., Morlot, M., Martin, P. (2004) Harmonized methods of melissopalynology. *Apidologie* 35, suppl. 1: 18-25.
- Wagner N., Lötters S. (2013) Expert opinion on the possible correlation of the worldwide amphibian decline and the increasing use of glyphosate in the agrarian industry, Unveröffentlichter Bericht an das Bundesamt für Naturschutz, Bonn. 201S.⁶
- Wagner N., Reichenberger W., Teichmann H., Tappeser B., Lötters, S. (2013) Questions concerning the potential impact of glyphosate-based herbicides on amphibians. *Environmental Toxicology and Chemistry*, *in press*.
- Westgate, M.E., Lizaso, J., Batchelor, W. (2003) Quantitative relationships between pollen shed density and grain yield in maize. *Crop Science* 43, 934–942.
- Williams B.K., Semlitsch R.D. (2010) Larval responses of three Midwestern anurans to chronic, low-dose exposures of four herbicides. *Arch Environ Contam Toxicol* 58: 819-827.
- Wraight, C.L., Zangerl, A.R., Carroll, M.J. & Berenbaum, M.R. (2000) Absence of toxicity of *Bacillus thuringiensis* pollen to black swallowtails under field conditions. *Proceedings National Academy Science USA* 97: 7700–7703.
- Zangerl, A.R., McKenna, D., Wraight, C.L., Carroll, M., Ficarello, P. et al. (2001) Effects of exposure to event 176 *Bacillus thuringiensis* corn pollen on monarch and black swallowtail caterpillars under field conditions. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA* 98: 11908-11912.
- Zscheischler, J., Estler, M.C., Staudacher, W., Gross, F., Burgstaller, G., Streyl, H., Rechenmann, T. (1990) *Handbuch Mais: umweltgerechter Anbau; wirtschaftliche Bewertung*. München, DLG-Verlag.
- Zwahlen, C. & Andow, D.A. (2005) Field evidence for the exposure of ground beetles to Cry1AB from transgenic corn. *Environ. Biosafety Res.* 4: 113-117.

⁶ Eine öffentlich zugängliche Publizierung im Internet auf der Seite des BfN Bonn ist geplant.