



Berichte über Landwirtschaft

Zeitschrift für Agrarpolitik und Landwirtschaft

BAND 98 | Ausgabe 1

Agrarwissenschaft
Forschung

Praxis

Pflanzenschutz und Biodiversität in Agrarökosystemen

Von Urs Niggli, Judith Riedel, Carsten Brühl, Matthias Liess, Ralf Schulz, Rolf Altenburger, Bernward Märländer, Wolfgang Bokelmann, Jürgen Heß, Annette Reineke und Bärbel Gerowitt

1 Einleitung

Im April 2013 hat die Bundesregierung einen Nationalen Aktionsplan zur nachhaltigen Anwendung von Pflanzenschutzmitteln (NAP) beschlossen und damit die in Artikel 4 der Richtlinie 2009/128/EG des Europäischen Parlaments festgelegten Ausführungen gesetzlich verankert. Ziele des NAP sind eine Reduktion der mit der Anwendung von Pflanzenschutzmitteln verbundenen Risiken für Mensch und Natur, eine Einführung und Weiterentwicklung von nichtchemischen Pflanzenschutzverfahren, verbunden mit einer Begrenzung der Anwendung von Pflanzenschutzmitteln auf das notwendige Maß, sowie eine verbesserte Information der Öffentlichkeit über Nutzen und Risiken des Pflanzenschutzes. In diesem Rahmen soll auch der weltweit bestehende Trend der Verringerung der biologischen Vielfalt (Biodiversität) umgekehrt werden (UNEP, 2018) und die Biodiversität nach den Zielen der Bundesregierung wieder das Niveau von 1995 erreichen (Bundesregierung, 2016).

Pflanzenschutz ist ein ertrags- und qualitätsbildender Faktor im Ackerbau und in noch größerem Maße in Sonderkulturen; in letzteren werden 44 % aller Wirkstoffe ausgebracht, obwohl die Fläche nur 6 % ausmacht (JKI, 2016). Gemäß einer Auswertung von FAO Daten der Jahre 1996 bis 1998 verursachten Schadorganismen globale Ernteverluste von 26 bis 40 %, je nach Kulturart, welchen durch effizienten Pflanzenschutz unter Nutzung verschiedener Methoden begegnet werden muss (Oerke und Dehne, 2004). Neuere experten-basierte Schätzungen ergaben für die fünf wichtigsten Nutzpflanzen Kartoffel, Sojabohne, Weizen, Mais und Reis durch Krankheiten und Schädlinge verursachte Ertragsausfälle von 17,2 bis 30 % im weltweiten Durchschnitt (Savary et al., 2019).

Das Ausmaß des Einsatzes chemischer Pflanzenschutzmittel wird kritisch debattiert, und nicht nur im Hinblick auf die negativen Folgen bezüglich der Biodiversität. So hat eine Analyse von Daten von 946 konventionellen Ackerbaubetrieben aus Frankreich aus den Jahren 2009 bis 2011 ergeben, dass auf zwei Dritteln der Betriebe Pflanzenschutzmittel um 42 % reduziert werden können, ohne signifikante Wirkungen auf Ertrag oder Profitabilität (Lechenet et al., 2017). Diese auf Modellrechnungen basierenden Ergebnisse lassen sich aufgrund zahlreicher Einflussfaktoren, wie Boden-Klima-Räume, Befallsdruck, Fruchtfolgen, angebaute Sorten und nationaler Pflanzenschutzgesetzgebung natürlich

nicht ohne weiteres auf andere Regionen übertragen - allerdings bieten sie Denkanstöße für mögliche Senkungen des Pflanzenschutzmitteleinsatzes auch in den Nachbarländern wie Deutschland.

Im Zusammenhang mit der Wirkung von Pflanzenschutzmitteln auf die Biodiversität in Agrarökosystemen sind laut NAP „viele früher häufige Arten der Feldfluren selten geworden oder in anhaltend starkem Rückgang begriffen“. Zugleich wird im NAP Bezug auf die Nationale Strategie zur biologischen Vielfalt genommen: „Die von der Bundesregierung beschlossene Nationale Strategie zur biologischen Vielfalt will diesen anhaltenden negativen Trend bis 2020 umkehren. Sie beschreibt Ziele und Maßnahmen – dazu zählt auch der in der Nationalen Biodiversitätsstrategie sowie der Agrobiodiversitätsstrategie erwähnte Nationale Aktionsplan zur nachhaltigen Anwendung von Pflanzenschutzmitteln“. Im Einzelnen sind Ziele, die sich auf eine Förderung der biologischen Vielfalt beziehen, bereits im NAP festgelegt.

Unter den vielen Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln ist die auf die Biodiversität eine schwer zu fassende, obwohl deren negative Auswirkungen nicht (mehr) bestritten werden. In klassischen Versuchen, welche die Grundlagen von prospektiven Entscheidungen zum Einsatz von Pflanzenschutzmitteln erforschen sollen, sind diese Wirkungen nur zu ermitteln, wenn sie als Langzeituntersuchungen angelegt sind und ihre Skala zu den zu untersuchenden Elementen der Biodiversität passt. Daten zu Effekten auf die Biodiversität werden im Allgemeinen über Laborversuche mit Einzelarten, Experimente in kontrollierten Versuchsansätzen im Freiland und aus langfristigen Feldmonitoring-Daten und Sekundärauswertungen gewonnen. Die Methodenentwicklung in der Statistik hat sich solcher Ansätze in allen Wissenschaftsbereichen angenommen. Sie stellt moderne Verfahren bereit, um hier Muster und Zusammenhänge zu erkennen. Neben den Schwierigkeiten, die Wirkungen auf die Biodiversität überhaupt zu erfassen, scheinen allerdings auch Widersprüche bezüglich der angewandten Methoden auf, je nachdem, ob eine „positive“ oder „negative“ Herangehensweise gewählt wird, also entweder der Nutzen von Pflanzenschutzmitteln für die Ertragsbildung und Qualitätssicherung bei der Erzeugung und Verarbeitung von pflanzlichen Rohstoffen oder aber die Negativwirkung auf Nichtzielorganismen und Biodiversität im Vordergrund stehen.

Für eine Bewertung einzelner Maßnahmen des NAPs und daraus abgeleiteter Förderprogramme und Leitlinien sowie für die Erarbeitung von Vorschlägen zur Weiterentwicklung des NAPs hat das Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) einen wissenschaftlichen Beirat berufen, in dem verschiedenste Disziplinen vertreten sind. Der Wissenschaftliche Beirat NAP soll das Bundesministerium durch fachliche Stellungnahmen beraten und hat in diesem Zusammenhang u.a. die Aufgabe, den NAP aus wissenschaftlicher Sicht zu evaluieren und wissenschaftliche Gutachten zu einzelnen Maßnahmen des NAP zu erstellen.

Vor dem Hintergrund der kritischen Debatte um den Einsatz chemischer Pflanzenschutzmittel kann das umfassende Fachwissen des wissenschaftlichen Beirates NAP genutzt werden, um die Wirkung von chemischen Pflanzenschutzmitteln auf die Biodiversität anhand der Literatur einheitlich zu bewerten und daraus Empfehlungen abzuleiten. Bei der Erarbeitung zukünftiger Entscheidungskriterien für den nachhaltigen Einsatz von Pflanzenschutzmitteln müssen dabei verschiedene Ebenen einbezogen werden, die von der einzelbetrieblichen Verantwortung für die Durchführung von Pflanzenschutzmaßnahmen nach guter fachlicher Praxis bis zur gesamtgesellschaftlichen Verantwortung für Politikmaßnahmen reichen. Der Beirat ist sich hierbei bewusst, dass die Lebensmittelversorgung der Bevölkerung sowie die wirtschaftlichen Erträge für die Anbauer dauerhaft sichergestellt und gewährleistet werden müssen, und die Entwicklung und der Einsatz geeigneter alternativer Methoden ein langwieriger Prozess ist. Gleichzeitig muss der negative Einfluss des Pflanzenschutzmitteleinsatzes auf Natur und Umwelt jedoch so gering wie möglich sein und ein mittel- und langfristig negativer Einfluss auf die Biodiversität und andere Schutzgüter vermieden werden. Diese Studie fokussiert die Wirkungen auf die Biodiversität.

Die vorliegende Publikation basiert auf einer Stellungnahme, in welcher der wissenschaftliche Beirat NAP vorhandene Studien in Hinblick auf die Wirkung von Pflanzenschutz auf die Biodiversität ausgewertet und daraus Maßnahmen für einen zukunftsfähigen Pflanzenschutz als Empfehlung für die Bundesregierung abgeleitet hat.

2 Zustand der Biodiversität in der Agrarlandschaft

Die Biodiversität (CBD, 1995) in der Agrarlandschaft ist seit Jahren rückläufig. So haben zum Beispiel die als Indikatoren repräsentativen Schmetterlings- und Vogelpopulationen seit 1990 bzw. 1980 um 50 % abgenommen, während die Biomasse der fliegenden Insekten seit 1989 um 75 % abgenommen hat (Van Swaay et al., 2006 und 2010, Bundesregierung, 2013, EEA, 2013, BfN, 2017, Hallmann et al., 2017). Hierbei ist zu berücksichtigen, dass die Biodiversität zu Beginn dieser Datenerhebungen schon auf einem niedrigen Stand war, da erhebliche Rückgänge schon vor 1980 stattgefunden haben (Desender und Turin, 1989, Maes und Van Dyck, 2001, Butchart et al., 2010, Pimm et al., 2014). Eine neue umfassende Meta-Analyse ergab, dass weltweit 41 % der Insektenarten und 22 % der Wirbeltierarten im Rückgang begriffen sind, mit jährlichen Rückgangsraten von 1.0 % bzw. 2.5 % (Sánchez-Bayo und Wyckhuys, 2019). Insgesamt gilt es als unbestritten, dass die Arten- und Individuenanzahlen von Ackerwildkräutern, Amphibien, Fischen, empfindlichen Wirbellosen in Gewässern, Wildbienen, Schwebfliegen, Laufkäfern, Marienkäfern und vielen weiteren Organismengruppen in der Agrarlandschaft abnehmen und dass sich die Artenzusammensetzung verändert (Liess & von der Ohe, 2005, Biesmeijer et al., 2006, Kluser und Peduzzi, 2007, Kosior et al., 2007, White & Kerr, 2007, Haupt et al., 2009, Bojková et al., 2012, Brooks et al., 2012, Meyer, 2014,

Nieto et al., 2014, Brühl et al., 2015, SRU, 2016, BfN, 2017, Hallmann et al., 2018, Feindt et al., 2018, Sánchez-Bayo und Wyckhuys, 2019).

Der Diversitätsverlust findet auch auf der gesamten Landschaftsebene statt. Von den 14 unmittelbar nutzungsabhängigen Offenland-Biototypen sind 80 % gefährdet (BfN, 2017, Finck et al., 2017). Weitere Lebensräume (Moore, Wald- und Ufersäume, Staudenfluren etc.) werden durch die landwirtschaftliche Nutzung in der Umgebung beeinträchtigt. Im Rahmen des High Nature Value Farmland (HNV)-Monitorings wurde ein Rückgang der für die Biodiversität wichtigen Landwirtschaftsflächen von 13 % in sechs Jahren (2009 bis 2015) festgestellt (Benzler et al., 2015, BfN, 2017). Im Rahmen der Nationalen Strategie zur Biologischen Vielfalt des BMUB zeigt der Indikator „Artenvielfalt und Landschaftsqualität“, wie die meisten Ziele mit Relevanz für die Agrarlandschaft, einen signifikant negativen Trend (Bundesregierung, 2016, BfN, 2017).

3 Ursachen des Verlusts an Biodiversität

Die derzeitige landwirtschaftliche Praxis wirkt sich negativ auf die Biodiversität vieler Artengruppen aus. Die Ursachen des Biodiversitätsverlustes sind vielfältig, wirken zusammen und verstärken sich wechselseitig. Daher ist die Analyse komplex und es muss das Gesamtsystem betrachtet werden, um die Ursachen für den Biodiversitätsverlust zu ermitteln (Abb. 1).

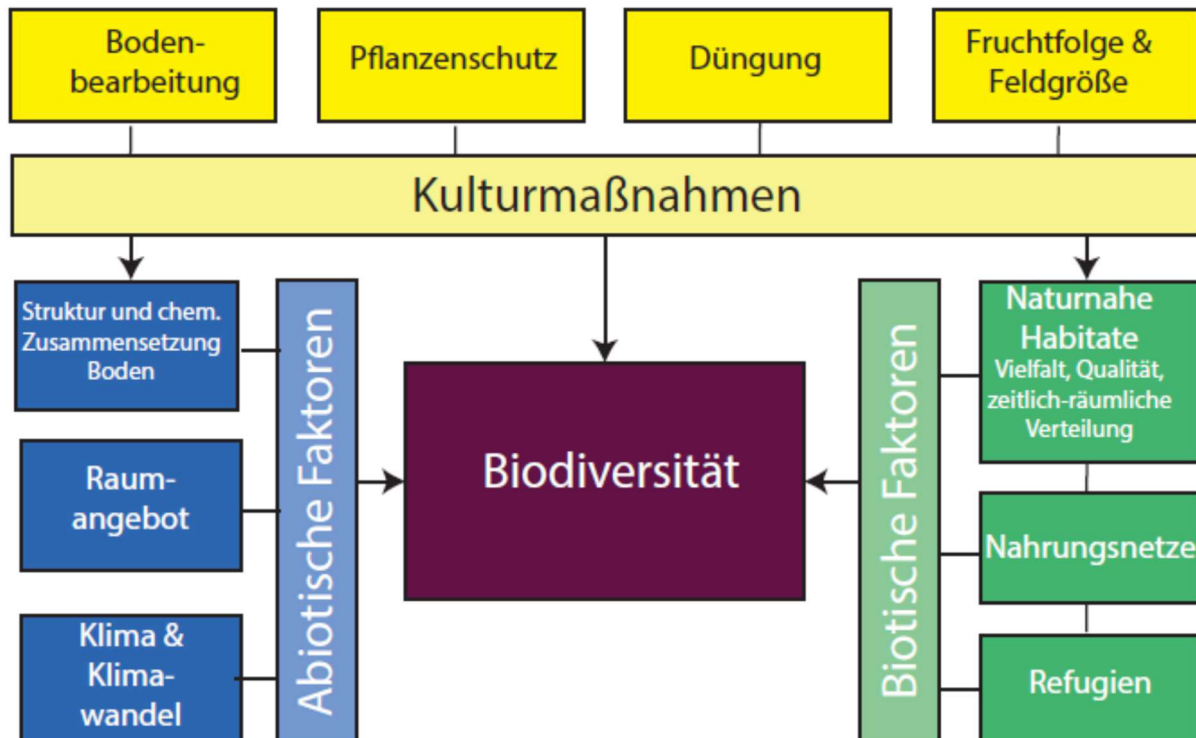


Abbildung 1: Wichtige Einflussfaktoren auf die Biodiversität der Agrarlandschaft

Mittlerweile gibt es eine Vielzahl begutachteter Veröffentlichungen, wissenschaftlicher Studien, und Berichte, die es erlauben, die Grundursachen des Biodiversitätsschwundes zu identifizieren. Darunter sind umfassende Gutachten des Umweltbundesamtes, des Sachverständigenrates für Umweltfragen, des Julius Kühn-Institutes, des Bundesamtes für Naturschutz sowie ein Diskussionspapier der Nationalen Akademie der Wissenschaften Leopoldina und zwei Stellungnahmen des Wissenschaftlichen Beirats für Biodiversität und Genetische Ressourcen beim BMEL, welche der vorliegenden Publikation maßgeblich zugrunde liegen (Jahn et al., 2014, Brühl et al., 2015, JKI, 2016a, SRU, 2016, BfN, 2017, Schäffer et al., 2018, Feindt et al., 2018, SRU und WBBGR, 2018).

Als Hauptfaktoren für die Veränderungen der Diversität der Insekten wurden bei einer weltweiten Analyse von 73 quantitativen Studien, denen tatsächlich Zeitreihen zugrunde lagen, i) vom Menschen verursachte Lebensraumveränderungen, ii) vom Menschen verursachte Verschmutzungen, iii) ein Komplex von biologischen Ursachen und iv) der Klimawandel identifiziert (Sanchez-Bayo und Wyckhuys, 2019). Die meisten Lebensraumänderungen verursachte die intensive Landwirtschaft durch Vereinfachung der Fruchtfolgen, Vergrößerung der Bewirtschaftungsparzellen und damit einhergehend Verlust an in der Regel vielfältig bewachsenen, nicht genutzten Randstrukturen, starker Rückgang bei der Ackerbegleitflora durch verbesserte Unkrautkontrollen oder durch eine Einengung des angebauten Nutzpflanzenspektrums. Pflanzenschutzmittel in der intensiven Landwirtschaft sind daran beteiligt. Diese Veränderungen in den Lebensräumen führen zu Verlusten an Habitaten und reduzieren das Nahrungsangebot (Boatman et al., 2004). Die Bodenbearbeitung in der Landwirtschaft stellt ebenfalls einen wichtigen Einflussfaktor für terrestrische Habitatveränderungen dar. So werden Bodenmikrohabitate verändert und Nahrungsnetze unterbrochen, was vor allem bei langlebigen Organismen wie Springschwänzen, Milben und Regenwürmern Schäden verursacht (Tsiadouli et al., 2015, Marwitz et al., 2011 und 2014).

Auch beim Rückgang der Amphibien- und Reptilienpopulationen ist die Beseitigung von aquatischen und terrestrischen Habitaten (Laichgewässer, Überwinterungsplätze, Verlust von Wanderungswegen etc.) in der Agrarlandschaft ein wichtiger Faktor. Reptilien sind besonders vom Verlust der nicht-produktiven Randhabitate betroffen (Baker et al., 2013).

Ein entscheidender Faktor, die vom Menschen verursachten Verschmutzungen, beinhaltet direkte Schadstoffwirkungen von Pestiziden, Düngereinträgen (Nitrat und Phosphat) sowie urbane und industrielle Schadstoffe (Sanchez-Bayo und Wyckhuys 2019). Insgesamt ist der Rückgang der Biodiversität in der Agrarlandschaft markant. Pflanzenschutzmittel sind daran direkt und im Kontext einer intensiven Landwirtschaft in besonderem Maße beteiligt. Allerdings ist die Bestimmung des Anteils einzelner Faktoren und der indirekten komplexen Wirkungen am Biodiversitätsverlust bisher nicht möglich.

Pflanzenschutzmittel (Insektizide, Fungizide, Herbizide) haben direkte toxische Wirkungen auf Nichtzielorganismen und reduzieren als indirekte Wirkung das Nahrungsangebot. Angewendete Mengen und Wirksamkeit der Mittel übersteigen dabei die Fähigkeit der Populationen, sich zu erholen (Brühl et al., 2012, Liess et al., 2013, Kattwinkel und Liess 2014, Brühl et al., 2015). Es kann zudem zu Kombinationswirkungen von Pflanzenschutzmitteln mit Umweltstressoren (Wassermangel, Trockenstress etc.) und anthropogenen Stressoren (Schadstoffe, Nährstoffüberschuss, Bodenverdichtung, verengte Fruchtfolgen etc. (Köhler und Triebkorn, 2013, Goulson et al., 2015, Liess et al., 2016, Schäffer et al., 2016) kommen, wobei das gleichzeitige Vorhandensein von Pflanzenschutzmitteln und weiteren Stressfaktoren zu einer wechselseitigen Verstärkung der negativen Effekte führt. Die Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln auf Nichtzielorganismen werden auch durch das Anbausystem beeinflusst. Nahrungsketten werden in intensiv genutzten Kulturlandschaften durch Breitbandherbizide besonders gestört, da dort wenig alternative Nahrungsquellen zur Verfügung stehen (Firbank et al., 2003, Squire et al., 2003 und 2009, Bohan et al., 2005, Schütte et al., 2017, Schäffer et al., 2018). Vergleichende Risikobetrachtungen verschiedener Anbausysteme erfordern letztlich auch die Analyse eventueller negativer Effekte, die durch den Ersatz von Pflanzenschutzmitteln entstehen. So änderten sich in einem Feldversuch die Artenzusammensetzung und die Vielfalt der Ackerflora im direkten Vergleich zwischen glyphosathaltiger Herbizidbehandlung und mechanischer Bodenbearbeitung nicht (Koning et al., 2019).

In zahlreichen Studien in der Metaanalyse von Sanchez-Bayo und Wyckhuys (2019), bei denen biologische Faktoren für Biodiversitätsverluste erwähnt wurden, waren dies hauptsächlich Krankheiten und Viren von betroffenen Arten sowie invasive Arten.

Da die Ursachen von Veränderungen der Biodiversität in anthropogen überformten Ökosystemen eine Systemwirkung darstellt, lohnt sich ein Vergleich von ganzen Anbausystemen. Solche Anbausystemvergleiche liegen für Europa vor allem hinsichtlich ökologischer und konventioneller Landbewirtschaftung mit mehr als 300 Studien in teilweise langen Zeitreihen vor. Solche Vergleiche zeigen seit 30 Jahren eine konstante Differenz von durchschnittlich 30 % mehr Arten im Ökolandbau bezogen auf die Produktionsfläche (Tuck et al., 2014, Niggli et al., 2016, Sanders und Hess, 2019). Strittig ist in dem Zusammenhang die Berücksichtigung der unterschiedlichen Erträge (Meemken und Quaim, 2018, Sanders und Hess, 2019).

4 Pflanzenschutzmittel in Umweltmedien und Biota

Pflanzenschutzmittel gelangen in und auf Pflanzen, Tiere und Böden, in die Atmosphäre und in Oberflächengewässer und Grundwasser; sie entfalten ihre schädlichen Nebenwirkungen in kurzen Zeiträumen, aber auch über Jahre und Jahrzehnte (Zaller et al., 2014, Hofmann und Schlechtriemen,

2015 und 2017, Chiaia-Hernández et al., 2017, Hvězdová et al., 2018, Schäffer et al., 2018). Dabei ist zwischen Belastung, Exposition, Gefährdung und Risiko sowie zwischen direkten und indirekten Effekten zu unterscheiden.

Belastung bezeichnet das Auftreten von Stoffen durch menschliches Handeln an Orten wo diese Stoffe nicht erwünscht sind. Der Begriff Exposition schränkt diese Betrachtung ein auf Belastungen die Organismen durch diese Stoffe erfahren. Gefährdungen kennzeichnen biologisch unerwünschte Effekte, die Stoffe, hier Pflanzenschutzmittel, in Organismen oder Ökosystemen auslösen können. Die Beurteilung von Risiken durch Pflanzenschutzmittel wird aus dem Vergleich der Stärke einer Exposition und der Stärke eines unerwünschten Effektes abgeleitet. Zur vereinfachten Risikobeurteilung werden oftmals Grenzwerte formuliert, die es ermöglichen eine beliebige Konzentration eines PSM hinsichtlich des erwartbaren Auftretens oder Nichtauftretens unerwünschter Effekte zu beurteilen. Da zahlreiche Faktoren den gezielten Nachweis von Grenzwertüberschreibungen von Pflanzenschutzmitteln in der Umwelt erschweren, ist im Regelfall davon auszugehen, dass die tatsächliche Belastungssituation deutlich über der gemessenen liegt und das Umweltrisiko daher unterschätzt wird (Liess et al., 1999, Stehle et al., 2013, Stehle und Schulz, 2015a).

Pflanzenschutzmittel-Wirkstoffe, die aufgrund ihrer chemischen Zusammensetzung zur Auswaschung neigen, werden besonders in **Gewässern und im Grundwasser** gefunden (z. B. an 19 % der von der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA) untersuchten 13 000 Grundwassermessstellen) (LAWA, 2015). Hier werden auch zulässige Grenzwerte und Umweltqualitätsnormen übertreten: in Deutschland wurde z. B. im Zeitraum 2009-2012 an 4,6 % der LAWA Grundwassermessstellen der Qualitätsgrenzwert für einzelne Pflanzenschutzwirkstoffe von 0,1 µg/l (Grundwasserrichtlinie 2006/118/EG) überschritten (LAWA, 2015). Umfangreichere Literaturdatenanalysen hinsichtlich des Vorkommens von Pflanzenschutzmitteln in Oberflächengewässern liegen vor allem für Insektizide vor, von denen zahlreiche Wirkstoffe durch ein besonders kurzfristiges Auftreten in der Umwelt gekennzeichnet sind. In einer Meta-Analyse auf europäischer Ebene (165 Studien) wurden nachgewiesene Wirkstoffkonzentrationen in Oberflächengewässern direkt mit den jeweils relevanten „Regulatorisch Akzeptablen Konzentrationen“ (RAKs) verglichen. In 45 % der 1566 Fälle wurden die RAKs überschritten (Stehle und Schulz, 2015b). Die Regulatorisch Akzeptable Konzentration (RAK) ist eine zentrale Bezugsgröße zur Bewertung der Umweltwirkung von Pflanzenschutzmitteln, welche im Rahmen des Zulassungsverfahrens festgelegt wird. Es ist die Konzentration, welche in einem Umweltmedium nicht überschritten werden darf, ohne dass es zu inakzeptablen ökologischen Auswirkungen auf Arten, Populationen oder Lebensgemeinschaften kommt. RAKs beruhen u. a. auf umfangreichen ökotoxikologischen Studien und einer Abwägung der relevanten Einflussfaktoren. Die Zulassung erfolgt unter der Annahme, dass die RAK in einem Umweltmedium nicht überschritten wird. Diese Annahme wird bisher jedoch nicht überprüft.

Die Daten für Deutschland weisen auf eine im europäischen Vergleich noch höhere Quote von 83,3 % hin (138 Werte). Hierbei ist zu berücksichtigen, dass in 90 % der 1566 Fälle Einzelmessungen oder Messungen mit festen Intervallen durchgeführt wurden und somit die tatsächliche Belastungssituation vermutlich massiv unterschätzt wurde (Stehle, et al. 2013). Zu ähnlichen Ergebnissen kommt eine Auswertung behördlicher Monitoringdaten für Herbizide, Fungizide und Insektizide: An 85,1 % der insgesamt 1037 betrachteten Messstellen in Deutschland wurde mindestens ein Wirkstoff nachgewiesen, an etwa der Hälfte der Messstellen mehrere Wirkstoffe gleichzeitig (Schreiner et al., 2016). Eine Analyse möglicher Risiken an 4000 europäischen Messstellen zeigte, dass akute Risikoschwellen (10 % der LC_{50} , Übertretung führt zu akuten ökologischen Auswirkungen) für Fische, Wirbellose und Algen in 3 %, 6 %, und 9 % der Fälle übertreten wurden, während chronische Risikoschwellen (0.1 % der LC_{50} , Übertretung führt zu Verschiebungen hin zu toleranteren Arten) in 6 %, 38 %, 13 % der Fälle übertreten wurden (Malaj et al., 2014). Insektizide waren für die meisten Überschreitungen bei Wirbellosen und Fischen verantwortlich, Herbizide für die meisten Überschreitungen bei Algen.

Für das Schutzgut **Boden** besteht kein gesetzlich vorgeschriebenes Monitoring für Pflanzenschutzmittel und deren Rückstände. Insofern ist auch die Datenverfügbarkeit gering. Aktuelle Studien legen jedoch nahe, dass in den meisten landwirtschaftlich genutzten Böden Pflanzenschutzmittel und ihre Transformationsprodukte vorkommen und einige Wirkstoffe dort viele Jahre verbleiben (BMNT, 2013, Chiaia-Hernández et al., 2017, Hvězdová et al., 2018, Silva et al., 2018). Im Fall der Organophosphate ist gezeigt worden, dass in Einzelfällen die Transformationsprodukte bis zu hundertmal giftiger sein können als die ausgebrachten Wirkstoffe (Sparling und Fellers, 2007). Es gibt zudem Hinweise, dass Neonikotinoide lange Zeit im Boden verbleiben und von Nicht-Zielpflanzen aufgenommen werden können (Goulson, 2013, Schäffer et al., 2018) wenn diese am Feldrand wachsen oder in der Fruchtfolge nach Fruchtarten mit Applikation von Neonikotinoiden angebaut werden. Dies bedeutet, dass die schädigende Wirkung der Neonikotinoide auf Nichtzielorganismen durch die Aufnahme von Pflanzen in Gründüngung und in Blühstreifen fortauern kann. Dieses Beispiel der mittlerweile im Freiland nicht mehr zugelassenen Neonikotinoide zeigt den Bedarf an mehrjährigen Studien auf, auch aufgrund des hohen Auswaschungspotentials einiger Wirkstoffe (EFSA, 2016, Bonmatin et al., 2015). In der Tschechischen Republik zeigt eine aktuelle Studie, dass in 51 % von insgesamt 75 beprobten Ackerböden drei-bis-vier Monate nach der letzten Applikation noch mindestens fünf Pflanzenschutzmittel-Wirkstoffe nachgewiesen werden konnten (Hvězdová et al., 2018). An 36 % der Standorte lagen die Werte für mindestens drei Wirkstoffe oberhalb eines im nationalen Kontext relevanten Grenzwertes von 0,01 mg/kg. Eine aktuelle europaweite Studie untersuchte die Verteilung von 76 Pestizidrückständen in 317 landwirtschaftlichen Oberbodenproben und dokumentierte in über 80 % der analysierten Proben Pestizidrückstände (Silva et al., 2018). In

58 % der Proben wurden Mischungen von zwei oder mehr Rückständen gefunden, am häufigsten Glyphosat und sein Metabolit AMPA, DDT und Metabolite sowie die Breitbandfungizide Boscalid, Epoxiconazol und Tebuconazol. Das Fehlen von Monitoring-Daten aus Böden in Deutschland darf also nicht darüber hinwegtäuschen, dass hier ein erhebliches Belastungspotenzial vorliegt und das Vorhandensein von Mischungen von Pflanzenschutzmittelrückständen in landwirtschaftlichen Böden eher die Regel ist, als die Ausnahme.

Schließlich können sich Pflanzenschutzmittel je nach Wirkstoffeigenschaft über die **Luft** verteilen. Wirkstoffe mit geringer Flüchtigkeit (z. B. Glyphosat) verteilen sich über die Luft lokal, andere werden kilometerweit verfrachtet (z. B. Pendimethalin, Prosulfocarb) (Hofmann und Schlechtriemen 2015 und 2017), wobei sie auch alpine Höhen erreichen können (z. B. Chlorpyrifos) (Ferrario et al., 2017). Selbst lang verbotene Mittel (DDT, Lindan) werden weiterhin in Luftgüteuntersuchungen gefunden, was ihre Persistenz und die anhaltende Verbreitung über den Luftweg verdeutlicht (Hofmann und Schlechtriemen 2015 und 2017). Auch in tierischen Organismen werden Pflanzenschutzmittel nachgewiesen. So fand das Deutsche Bienen-Monitoring in 70-90 % der Proben von in Bienenwaben eingelagertem Pollen („Bienenbrot“) Pflanzenschutzmittel (Rosenkranz et al., 2014). Eine weitere Studie fand in 107 von 132 untersuchten Bienenproben Pflanzenschutzmittel-Wirkstoffe bzw. deren Metaboliten (Seefeld et al., 2006).

5 Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln auf Organismen und Nichtziel-Lebensgemeinschaften

Neben den Untersuchungen im Rahmen des Zulassungsverfahrens von Pflanzenschutzmitteln liegen umfangreiche Labor-, Halbfreiland- und Freilandstudien zu möglichen Einflüssen von Pflanzenschutzmitteln auf verschiedenste Organismen und Lebensgemeinschaften der Agrarlandschaft vor. In den meisten dieser Studien werden negative Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln oder Zusammenhänge zwischen der Anwendungsmenge von Pflanzenschutzmitteln und Bestandsrückgängen verschiedener Organismen nachgewiesen (siehe z. B. Basedow et al., 1976 und 2011, Poehling und Dehne, 1984 und 1986, Poehling, 1986, Poehling et al., 1985 und 1994, Rands, 1985 und 1986, Basedow, 1987, Lübke-Al Hussein und Wetzel, 1993 und 1994, Niehoff et al., 1994, Moreby et al., 1997, Kreuter, 1998 und 2002, de Snoo, 1999, Lübke-Al Hussein und Al Hussein, 1999, Volkmar et al., 1999, Wick und Freier, 2000, Lee et al., 2001, Benton et al., 2002, Mäder et al., 2002, Carr et al., 2003, Wetzel, 2004, Hayes et al., 2005, Alston et al., 2007, Schumacher und Freier, 2008, Mann et al., 2009, Geiger et al., 2010, Zaller et al., 2014, Pisa et al., 2015, Straub et al., 2016, Münze et al., 2017, Schütte et al., 2017 und viele weitere Studien in den folgenden Kapiteln).

Neben schädlichen direkten Wirkungen schädigen Pflanzenschutzmittel die Diversität auch indirekt, hauptsächlich über trophische Ketten und Nahrungsnetze (Abb. 2; Wilson et al., 1999, Brickle et al.,

2000, Benton et al., 2002, Morris et al., 2005, Biesmeijer et al., 2006, Vickery et al., 2009, Parfitt et al., 2010, Sánchez-Moreno et al., 2014, Gaupp-Berghausen et al., 2015, Motta et al., 2018). Bestäubern, Vögeln, Amphibien, Reptilien, Bodenfauna, Fledermäusen und vielen weiteren Organismen werden durch Pflanzenschutzmittel Nahrungsgrundlage (Pollen, Samen, Arthropoden, kleine Säugetiere etc.) und Lebensraum entzogen.

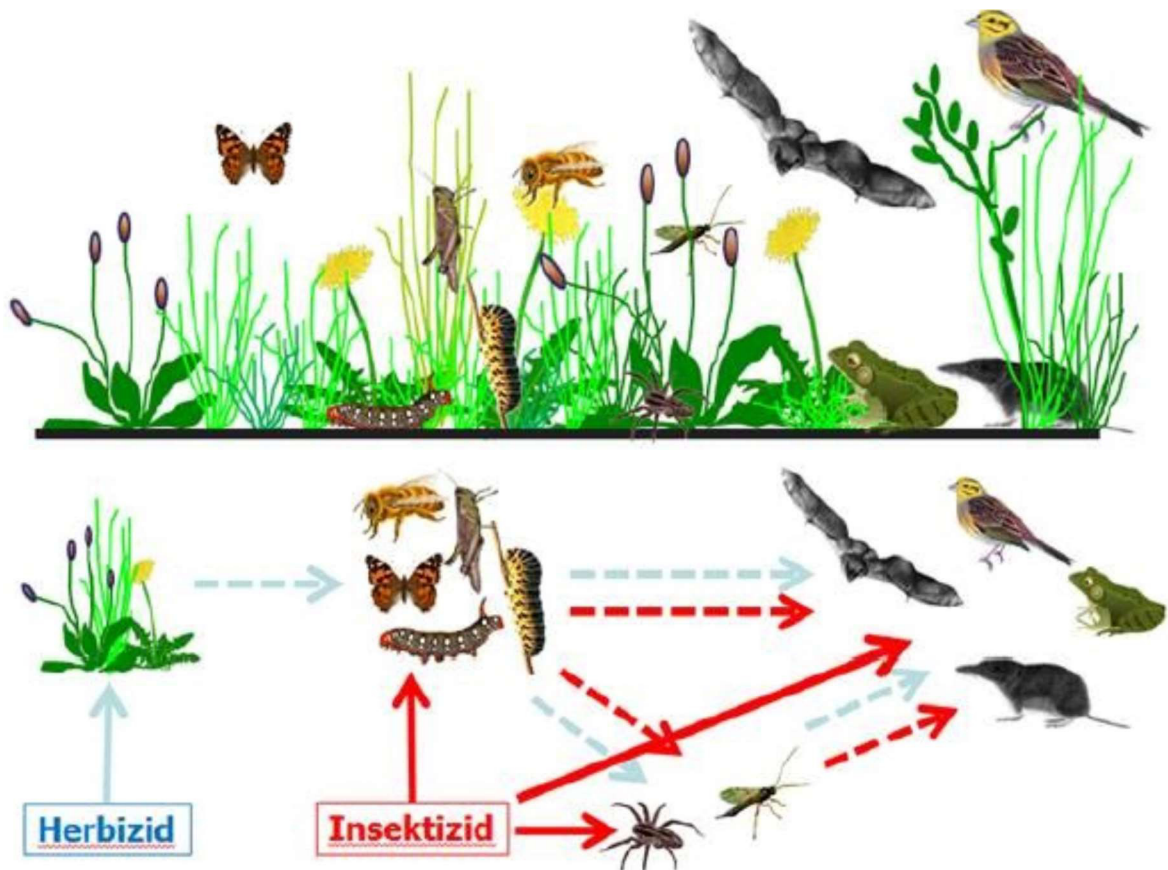


Abbildung 2: Nahrungsnetz in Feldrändern. Direkte negative Wirkungen (durchgezogene Pfeile) und indirekte Wirkungen (gestrichelte Pfeile) von Herbiziden (blau) und Insektiziden (rot) (Brühl et al., 2015).

Maßgeblich sind auch kumulative und sequenzielle Wirkungen, da Pflanzenschutzmittel häufig gemeinsam angewandt und auch gemeinsam in Organismen nachgewiesen werden. So wurde zum Beispiel in künstlichen Ökosystemen gezeigt, dass bereits sehr niedrige Insektizid-Konzentrationen, die für sich genommen keinen messbaren Effekt auf Struktur und Funktion von Nichtziel-Lebensgemeinschaften zeigen, unter natürlichen Bedingungen (Konkurrenz) in ihrer Wirkung kulminieren (Liess et al., 2013). Entsprechend kann im Freiland eine mögliche sequenzielle Belastung durch Aufwandmengen einzelner Pflanzenschutzmittel, die für sich genommen keine substantziellen Wirkungen aufweisen, dazu führen, dass lokale Populationen verloren gehen (Liess und von der Ohe, 2005). In einer Metastudie konnte gezeigt werden, dass unter Umweltstress die Sensitivität von Populationen um den Faktor 10-100 ansteigt (Liess et al., 2016). Diese kombinierte Wirkung von Umweltstressoren und Pflanzenschutzmitteln ist im Freiland relevant (Russo et al., 2018). Ein weiterer

relevanter Aspekt ist die hormonelle Wirkung bestimmter Pflanzenschutzmittel-Wirkstoffe (z. B. Endosulfan, Chlorpyrifos, Cypermethrin, Deltamethrin, Permethrin). Hormonelle Wirkungen können dazu führen, dass Stoffe auch in geringsten Konzentrationen toxisch sind (Vandenberg, 2012, Kortenkamp, 2015). Ein Beispiel ist die Verzwitterung aquatischer Lebewesen (Lambert et al. 2015). In einer europaweiten Studie in acht West- und Ost-Europäischen Ländern wurden die Effekte von 13 Faktoren der intensiven Landnutzung auf die Vielfalt von Wildpflanzen, Ackervögeln, Laufkäfern und auf die biologische Schädlingskontrolle untersucht (Geiger et al., 2010). Danach hatten verschiedene Anbaufaktoren, insbesondere der Einsatz von chemischen Pflanzenschutzmitteln, beständig negative Auswirkungen auf die Biodiversität der untersuchten Gruppen.

Im Folgenden stellen wir exemplarisch die Wirkung von Pflanzenschutzmitteln auf Wirbellose, Amphibien und Vögel dar.

Eine umfassende Literaturanalyse im Auftrag des Umweltbundesamtes auf der Basis von 132 Studien identifizierte Pestizide (Pflanzenschutzmittel und Biozide) als den Faktor (von 18 untersuchten Faktoren) mit den meisten negativen Wirkungen auf die Biodiversität (Brühl et al., 2015). Die Analyse ergab mehrheitlich negative Effekte von Pestizidanwendungen auf acht Gruppen von **Wirbellosen**, darunter Wildbienen, Laufkäfer, Kurzflügler und Schwebfliegen. Aufgrund der ökologischen Wechselwirkungen sind Beeinträchtigungen der Wirbellosen besonders folgenreich, da sie wichtige Funktionen u. a. als Bestäuber, Räuber oder Zersetzer erfüllen und eine unentbehrliche Nahrungsgrundlage für eine Vielzahl von Organismen sind (Biesmeijer et al., 2006, Pfiffner et al., 2009, Géneau et al., 2012, Balmer et al., 2013, Meissle et al., 2016).

Weitere Studien dokumentieren direkte negative Wirkungen von Insektiziden auf Spinnen-, Kurzflügler- und Laufkäfergesellschaften, sowie auf Marienkäfer und Schwebfliegen (Basedow et al., 1976 und 2011, Poehling und Dehne, 1984 und 1986, Poehling, 1986, Poehling et al., 1985 und 1994, Basedow, 1987, Niehoff et al., 1994, Al Hussein et al., 1990 und 1991, Lübke-Al Hussein, 1995, Lübke-Al Hussein und Al Hussein, 1999, Lübke-Al Hussein und Wetzler, 1993 und 1994, Wick und Freier, 2000, Kreuter, 1998 und 2002, Volkmar et al., 1999, Lee et al., 2001, Wetzler, 2004, Schumacher und Freier, 2008). Teilweise wurden in Folgejahren Erholungseffekte festgestellt (Wick und Freier, 2000). Erholungseffekte können auch durch Migration entstehen und dazu führen, dass die Felder zu Diversitäts-Senken werden (Welling et al., 1994, Brühl et al., 2012, Brühl et al., 2015). Auf angrenzenden Flächen werden Arthropoden-Gesellschaften vor allem durch die Abdrift von Insektiziden direkt beeinträchtigt (Lee et al., 2001, Brühl et al., 2015). Negative Wirkungen sind besonders stark auf den ersten Metern neben der Anwendungsfläche und dort vor allem bei der Anwendung in Raumkulturen (z. B. Obstanlagen) zu verzeichnen, da dort die Abdriftwerte höher sind als in Flächenkulturen (Brühl et al., 2015). Einheitliche Landschaften mit geringer Kultur- und

Wildpflanzenvielfalt verringern die Verfügbarkeit von Nahrung und Habitaten. So wird die Erholung der Populationen erschwert und damit die negativen Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln verstärkt. Es gibt zahlreiche wissenschaftliche Belege, dass **Bodenorganismen** wie Milben, Springschwänze und Regenwürmer durch Pflanzenschutzmaßnahmen beeinträchtigt werden können (Weber et al., 1997, Riepert et al., 2012, Scholz-Starke et al., 2013, JKI, 2016a). Bei der gut untersuchten Indikatorgruppe der Regenwürmer zeigte sich, dass insbesondere Mineralbodenbewohner auf erhöhte Kupfergehalte im Boden empfindlich reagieren was verdeutlicht, dass auch im ökologischen Landbau aufgrund der Anwendung von Kupferpräparaten negative Effekte auf die Biodiversität auftreten können (Kühne et al., 2016). Herbizide mit dem Wirkstoff Glyphosat können sich negativ auf Größe, Aktivität und Vermehrung von Regenwürmern auswirken (Zaller et al., 2014, Gaupp-Berghausen et al., 2015). Weitere Belege zeigen indirekte Effekte, so können Herbizide die biologische Vielfalt der Bodenorganismen, die von Ackerbegleitpflanzengesellschaften abhängig sind, negativ beeinflussen (Parfitt et al., 2010, Sánchez-Moreno et al., 2014, Gaupp-Berghausen et al., 2015) und Wurzelsymbiosen (arbuskuläre Mykorrhiza) reduzieren (Zaller et al., 2014). In einer anderen Studie wurde hingegen gezeigt, dass die Ausbringungsrate von Herbiziden (100 %, < 50 % und < 35 % der zulässigen Anwendungsrate) und die Anzahl der Wirkstoffe (4, 6 und 9) die mikrobielle Aktivität nicht beeinflusste (Marwitz et al., 2014). Ein möglicher positiver Effekt des Glyphosat-Einsatzes ist die anschließend durchführbare Mulchsaat, welche sich begünstigend auf die Masse und Zusammensetzung der Regenwurmpopulation auswirkt (Marwitz et al., 2014, Roß et al., 2018). Positive und negative Wirkungen des Herbizideinsatzes müssen also gegeneinander abgewogen und effiziente alternative Methoden der Unkrautkontrolle entwickelt werden. So wurden in verschiedenen EU-Forschungsprojekten Direktsaatverfahren ohne Herbizidbehandlungen entwickelt (Peigné et al., 2016).

Entsprechend ihrer blütenbesuchenden Lebensweise sind **Bestäuber** (u. a. Wildbienen inkl. Hummeln und Honigbienen), speziell durch Pflanzenschutzmittelanwendungen in der Blühphase (z. B. Apfel und Raps), Abdrift, und durch die Aufnahme von Guttationstropfen (an der Pflanzenoberfläche austretende Flüssigkeitstropfen) von saatgutbeizten Pflanzen gefährdet (Joachimsmeier et al., 2012). In Zuckerrüben ist das Risiko für Honigbienen durch die Applikation von Neonikotinoiden jedoch gering (Ulbig et al., 2010, EFSA, 2016, Wirtz et al., 2018). Wiederholt konnten Vergiftungen von Honigbienen hingegen auf die Anwendung von Neonikotinoiden als Saatbeizmittel zurückgeführt werden (Maxim und van der Sluijs, 2013). Letale und subletale Effekte (lokomotorische Aktivität, Gedächtnis, Lernverhalten, Nahrungssuche, Fortpflanzung inkl. geringere Produktion von Königinnen und reduzierte Spermienzahl von Drohnen etc.) von Neonikotinoiden auf Honigbienen, Wildbienen und viele andere Organismen wurden in zahlreichen Studien nachgewiesen (El Hassani et al., 2008, Forster, 2009, Decourtye und Devillers, 2010, Blacquiere et al., 2012, Henry et al., 2012, van der Geest, 2012,

Whitehorn et al., 2012, Feltham et al., 2014, Godfray et al., 2014, Pisa et al., 2015, Rundlöf et al., 2015, Stanley et al., 2015, Straub et al., 2016). Insgesamt ist es erwiesen, dass Neonikotinoide Honigbienen und andere Insekten dauerhaft schädigen (EASAC, 2015).

Additive und synergistische Effekte von Pflanzenschutzmitteln treten auf, ebenso können Beistoffe den Effekt verursachen und gegebenenfalls verstärken (Iwasa et al., 2004, Gill et al., 2012, EASAC, 2015, Henry et al., 2015, Pisa et al., 2015, Fine et al., 2017). Neben Neonikotinoiden können auch weitere Pflanzenschutzmittel-Wirkstoffe dramatische Auswirkungen auf Bestäuber haben, so zum Beispiel das Breitspektrum-Insektizid Phosmet (derzeit nicht in Deutschland zugelassen aber in 14 weiteren EU Ländern) (Alston et al., 2007) oder das Herbizid Glyphosat, welches sich negativ auf die Zusammensetzung des Darm-Mikrobioms der Bienen auswirkt (Motta et al., 2018). Die Beeinträchtigung der Bestäuber wiederum wirkt negativ auf die Bestände von Wildpflanzen (IPBES, 2017). Auch das weiträumige Fehlen von Wildkräutern in der Landschaft hat wegen des reduzierten Blüten- und Wirtspflanzenangebots einen negativen Effekt auf Bestäuber, besonders im Sommer (Biesmeijer et al., 2006, Nicholls und Altieri, 2013). Dies ist auch eine Folge des Herbizideinsatzes.

Hinsichtlich der **aquatischen Wirbellosen** fand eine Meta-Analyse eine um 29% reduzierte Biodiversität im Vergleich zu unbelasteten Gewässerabschnitten (Beketov et al., 2013), während regulatorische Grenzwerte nur geringfügig (Faktor 1.12) überschritten wurden (Stehle und Schulz, 2015a). Zusätzlich wurde in einer Metaanalyse auf der Basis von Untersuchungen in 73 Ländern deutlich, dass in 52,4 % der Insektizid Messwerte die regulatorisch akzeptierten Konzentrationen entweder für Oberflächenwasser oder Sedimente überschritten wurden (Stehle & Schulz 2015a). Insektenlarven und Kleinkrebse werden bereits durch niedrige Fungizidkonzentrationen beeinträchtigt, indem Pilze, welche für die Vorverdauung ihrer Nahrungsgrundlagen notwendig sind, geschädigt werden (Zubrod et al., 2015a und b).

Eine weitere von Pflanzenschutzmitteln betroffene Gruppe sind **Amphibien**. In Laboruntersuchungen führte das Überspritzen von juvenilen Fröschen bei sechs von sieben getesteten Produkten (vier Fungizide, zwei Herbizide, ein Insektizid) bei genehmigten Feldaufwandsmengen zu Mortalitätsraten von 40 % bis 100 % (Brühl et al., 2013, Brühl et al., 2015). Die Wirkung konnte dabei auch auf Formulierungsbeistoffe zurückgeführt werden. Gut belegt ist die hormonelle Wirkung des mittlerweile in Deutschland verbotenen, aber weiterhin im Grundwasser nachgewiesenen Wirkstoffs Atrazin (LAWA, 2015), welcher bereits in Konzentrationen von 0.1 ng/l die Fortpflanzung von Fröschen beeinträchtigt, bis hin zur chemischen Kastration und Geschlechtsumwandlung (Carr et al., 2003, Hayes et al., 2005). Auch glyphosathaltige Herbizide können negative Effekte bewirken, besonders Mittel mit Begleitstoffen, welche die Pflanzenoberfläche permeabel machen sollen (Solomon und Thompson, 2003, Mann et al., 2009, Baier et al., 2016). Aufgrund von Biologie und Lebensweise (Leben

an Land und im Wasser, Wanderungen zur Hauptausbringungszeit von Pflanzenschutzmitteln durch das Agrarland, permeable Haut) der Amphibien ist daher davon auszugehen, dass der Einsatz von Pflanzenschutzmitteln maßgeblich zum Diversitätsverlust beiträgt (Mann et al., 2009, Baker et al., 2013, Lenhardt et al., 2015, Brühl et al., 2015). Global gilt die Umweltverschmutzung durch Pflanzenschutzmitteleinsatz als einer der bedeutenden Faktoren der Amphibienrückgänge (Mann et al., 2009, Hayes et al., 2010, Blaustein et al., 2011). Zu diesem Ergebnis kam auch die EFSA die in einem Gutachten, welches die Aufnahme der Amphibien und Reptilien in die Risikobewertung für die Zulassung von Pflanzenschutzmitteln empfahl (Ockleford et al., 2018). Bisher werden beide Organismengruppen durch die Risikobewertung von Vögeln und Säugetieren nur unzureichend abgebildet und sind daher nicht gegenüber dem Einfluss von Pflanzenschutzmitteln geschützt.

Die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln ist auch eine der zentralen Ursachen für die Bestandsabnahmen der **Vögel** in der Kulturlandschaft (Wahl et al., 2014, Jahn et al., 2014, JKI, 2016a, BfN, 2017, Feindt et al., 2018). Insbesondere Herbizide können zu einer verminderten Nahrungs- und Habitatsverfügbarkeit für Vögel führen, wie in zahlreichen Studien aufgezeigt wurde (Rands, 1985, Wilson et al., 1999, Brickle et al., 2000, Benton et al., 2002, Morris et al., 2005, Hart et al., 2006, Vickery et al., 2009). Auch die negativen Wirkungen von bestimmten insektiziden Wirkstoffen auf Nahrungsverfügbarkeit und Bruterfolg von Vögeln sind vielfach belegt (Bellocq et al., 1992, Ewald und Aebischer, 1999, Brickle et al., 2000, Wilson et al., 1999, Marshall et al., 2001, Morris et al., 2001, Benton et al., 2002, Ewald et al., 2002, Boatman et al., 2004, Morris et al., 2005, Hart et al., 2006, Bright et al., 2008, Vickery et al., 2009). So machen beispielsweise Auswertungen des nationalen Vogelschutzberichts 2013 deutlich, dass bei Arten, die während der Brutzeit vorwiegend Kleininsekten und Spinnen fressen, besonders starke Bestandsrückgänge zu beobachten sind (Bundesregierung, 2013). Aus den Niederlanden ist belegt, dass in den Regionen mit den höchsten Konzentrationen des Neonikotinoids Imidacloprid, gemessen in Oberflächengewässern, die Bestände insektenfressender Vogelarten der Agrarlandschaft seit Mitte der 1990er Jahre am stärksten zurückgingen (Hallmann et al., 2014). Weiter kann die Änderung der Vegetationsstruktur durch Herbizide die Verluste in Nestern durch Prädatoren erhöhen (Bright et al., 2008).

6 Maßnahmen für einen zukunftsfähigen Pflanzenschutz

Direkte Pflanzenschutzmaßnahmen können chemischer, biologischer (*biologicals* und *botanicals*) oder physikalischer Natur sein. In §2 bzw. §3 des Deutschen Pflanzenschutzgesetzes ist festgeschrieben, dass Pflanzenschutz nur nach guter fachlicher Praxis durchgeführt wird und damit insbesondere die allgemeinen Grundsätze des Integrierten Pflanzenschutzes (IPS) einhalten muss. Diese umfassen vorrangig eine Kombination von biologischen, biotechnischen, pflanzenzüchterischen sowie anbau- und kulturtechnischen Maßnahmen, um chemische Pflanzenschutzmittel möglichst eingeschränkt und

nur soweit notwendig einzusetzen (Abb. 3). Die Einführung und Weiterentwicklung von integrierten Pflanzenschutzverfahren ist eines der übergeordneten Ziele des NAP. Eine Umsetzung des IPS soll mittels kulturpflanzenpezifischer Leitlinien erfolgen, deren Erarbeitung derzeit vorgenommen wird bzw. sich im Abschluss befindet. Die strikte und verbindliche Umsetzung der in den Leitlinien festgeschriebenen Maßnahmen wird ein wichtiger Baustein eines zukunftsfähigen Pflanzenschutzes in Deutschland sein.

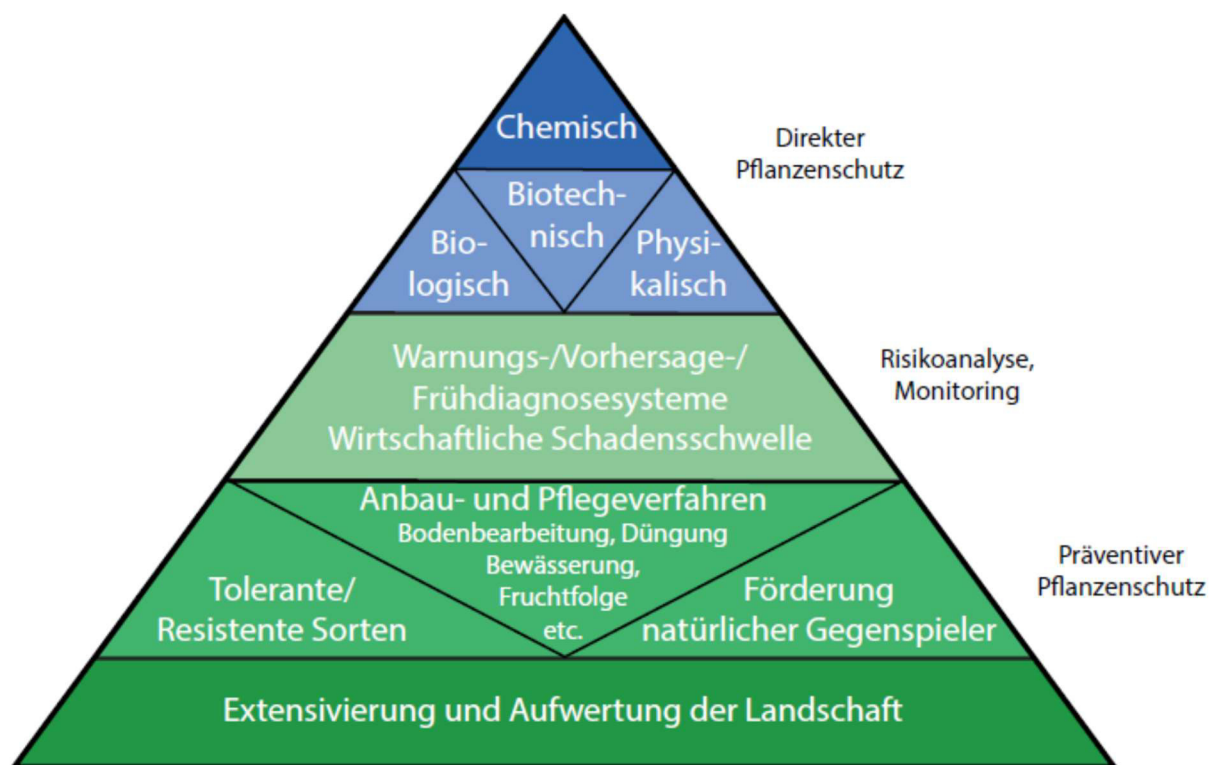


Abbildung 3: Elemente des integrierten Pflanzenschutzes (Reinhard, 2014).

Neben der zeitnahen Erarbeitung und konsequenten Umsetzung der kulturpflanzen-spezifischen Leitlinien zum IPS empfehlen wir folgende Maßnahmen, um die negativen Effekte des chemischen Pflanzenschutzes auf die Biodiversität zu vermindern:

6.1 Monitoring von Biodiversität und Pflanzenschutzmittelanwendung

Um die weitere Entwicklung der Biodiversität standardisiert beurteilen zu können, ist die Konzipierung und Einführung eines repräsentativen, umfassenden und auf die Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln ausgerichteten Langzeit-Biodiversitäts-Monitorings notwendig. Dieses muss bundesweit abgestimmt sein und mit Trends in Pflanzenschutzmittelanwendungen und anderen agrarischen Landnutzungskomponenten und Produktionsverfahren und -faktoren sowie klimatischen Veränderungen verknüpft werden.

Bei der Bewertung von Monitoring-Ergebnissen sollten die aus der behördlichen Zulassung vorliegenden Regulatorisch Akzeptablen Konzentrationen (soweit vorhanden) als nicht zu

überschreitende Grenzwerte definiert werden. So könnte einerseits der Einfluss von Pflanzenschutzmitteln auf Nichtzielorganismen und Gemeinschaften systematisch untersucht und andererseits das Vorkommen von Pflanzenschutzmitteln in Umweltmedien effektiv beurteilt werden. Ein entsprechendes Vorhaben ist das von den Bundesländern, dem Umweltbundesamt und dem Helmholtz Zentrum für Umweltforschung (UFZ) finanzierte Vorhaben Kleingewässer Monitoring-KgM (<https://www.ufz.de/kgm/index.php?de=44480>). Eine Erfassung der Belastung der Agrarböden mit Pflanzenschutzmitteln fehlt allerdings derzeit in Deutschland vollständig (vgl. Kapitel 4) und sollte dringend flächendeckend und in verschiedenen Kulturen vorgenommen werden (Siehe Bundes-Bodenschutzgesetz).

6.2 Anforderungen an die Zulassung von Pflanzenschutzmitteln hinsichtlich einer besseren Beurteilung der Wirkung auf die Biodiversität

Die Bewertung und Zulassung von Pflanzenschutzmitteln ist ein behördliches Verfahren, das sowohl in einen EU-Rahmen (Bewertung der Wirkstoffe) als auch in einen zonalen und nationalen Rahmen eingebunden ist.

Das derzeitige Zulassungsverfahren für Pflanzenschutzmittel in der EU und ihren Mitgliedsländern gilt als aufwendig und komplex, weist Defizite auf und stößt an seine Grenzen (European Parliament, 2018, Robinson et al., 2018) auch weil es zunehmend zu national differenter Zulassung einzelner Pflanzenschutzmittel kommt. Daher diskutiert auch das europäische Parlament Veränderungen im europäischen Zulassungssystem von Pflanzenschutzmitteln. Zudem werden aufgrund bestehender Lücken in dem zugrundeliegenden Risikobewertungsverfahren nicht alle relevanten Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln auf die Biodiversität berücksichtigt. Der Schutz der Biodiversität wird somit trotz des hohen Aufwands bei der Bewertung von Pflanzenschutzmitteln nicht erreicht. Ursächlich hauptverantwortlich ist folgendes Defizit: Im derzeitigen produktbezogenen Zulassungsverfahren werden additive, synergistische und kumulative Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln nicht ausreichend berücksichtigt, obwohl die zeitnahe Ausbringung unterschiedlicher Mittel gängige Praxis ist. Dies erfolgt einerseits durch die gleichzeitige Anwendung verschiedener Mittel in Form von Tankmischungen und andererseits durch die sequenziellen Anwendungen verschiedener Mittel und Tankmischungen im Saisonverlauf. So werden in Obstbaukulturen bis zu 31 chemische Pflanzenschutzmittelanwendungen pro Saison durchgeführt, im Weinbau bis zu 18 und in Kartoffeln bis zu 12 (JKI, 2016a, JKI, 2016b Papa Datenbank). Feldversuche im Rahmen der Zulassung erfolgen jedoch immer nur für einzelne Wirkstoffe bzw. Pflanzenschutzmittel. So können die in der landwirtschaftlichen Praxis üblichen wiederholten Anwendungen verschiedener Mittel eine Erholung der geschädigten Populationen verhindern, wie es z. B. bei aquatischen Organismen gezeigt wurde (Ashauer et al., 2007, Liess et al., 2013). Auch kann die Kombination verschiedener Wirkstoffe toxischer

sein als Einzelanwendungen (Laetz et al., 2009, Kortenkamp, 2014, Goodson et al., 2015, van Hoesel et al., 2017). Die Zulassung von einzelnen Pflanzenschutzmitteln kann daher reale Spritzfolgen und Tankmischungen bezüglich Risikobewertung für den Bereich der Biodiversität nicht ausreichend abdecken. Auch indirekte Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln auf höhere trophische Ebenen über Verringerungen von Nahrungsressourcen (z. B. Insektenrückgang mit Auswirkung auf die Nahrungsgrundlage für Vögel während der Brutsaison oder Habitat-Mangel) sind nicht Gegenstand der Zulassungsprüfung. Ein Diskussionspapier aus der Leopoldina schlägt deshalb vor, dass bis zum Abschluss einer Überprüfung des Verfahrens die Sicherheitsfaktoren für die Bewertung neuer Produkte und Wirkstoffe deutlich erhöht und gegebenenfalls eine Nachzulassungsphase mit Monitoring geprüft werden sollten (Schäffer et al., 2018).

Zur Überprüfung der genannten Effekte und Wissenslücken sind Maßnahmen notwendig, welche über die Methoden der Risikobewertung im derzeitigen Bewertungs- und Zulassungsverfahren hinausgehen. Wir empfehlen daher parallel zu den Arbeiten an der Novellierung im europäischen Zulassungssystem die wissenschaftliche Begleitung der Nebenwirkungen von Pflanzenschutzmitteln auf die Biodiversität durch ein umfassendes Monitoring und begleitende Forschung rasch anzugehen und die anderen hier beschriebenen Ansätze (Abschnitte 6.3 ff) konsequent zu verfolgen.

6.3 Schaffung von Anreizen zur Reduzierung der Anwendung von Pflanzenschutzmitteln

In Deutschland bestehen für die Anwender zu wenige Anreize, um die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln zu minimieren und die unterschiedlichen Risikopotentiale der einzelnen Pflanzenschutzmittel in die Entscheidung mit einzubeziehen. Aus verschiedenen Gründen kommt es dabei zu unnötigen und übermäßigen Anwendungen (Möckel et al., 2015, Lamichhane et al., 2016, Mußhoff, 2017). Gründe dafür werden in der unzureichenden Information und Beratung der Landwirte, schwer zu erreichenden äußeren Qualitätsanforderungen des Handels und in den höheren Transaktionskosten (McCann et al., 2005) gesehen. Die Einhaltung der bestehenden Vorschriften wird nicht genügend kontrolliert, auch da die Pflanzenschutzämter der Bundesländer nicht mehr über ausreichend Stellenkapazitäten verfügen (Schäffer et al., 2018). Insgesamt ist der Rückgang der Biodiversität in der Agrarlandschaft markant. Pflanzenschutzmittel sind daran im Kontext einer intensiven Landwirtschaft in besonderem Maße beteiligt. Allerdings ist die Bestimmung des Anteils einzelner Faktoren und der indirekten komplexen Wirkungen am Biodiversitätsverlust aber nicht möglich. Um einer übermäßigen Anwendung von Pflanzenschutzmitteln mit besonderem Risiko für die Umwelt entgegenzuwirken, empfehlen wir positive und negative Anreize zu schaffen, die Anwendung dieser Pflanzenschutzmittel zu reduzieren. Wir verweisen diesbezüglich explizit auf die vom WBGR vorgeschlagene Weiterentwicklung der flächenbezogenen Direktzahlungen durch Einführung einer Ökologisierungskomponente. Wir empfehlen weiterhin die Einführung einer Abgabe auf

Pflanzenschutzmittel bezüglich ihrer Wirkung auf die Biodiversität zu prüfen. Hier sind auch die Erfahrungen aus anderen Mitgliedsstaaten mit einzubeziehen.

Eine solche Abgabe kann bei angemessener Abgabenhöhe und Bemessungsgrundlage Lenkungswirkung entfalten, so dass weniger beziehungsweise weniger schädliche Mittel angewandt werden (Popp et al., 2012, Möckel et al., 2015). Eine geeignete Bemessungsgrundlage kann die Wirkstoffmenge, eingeteilt nach Risikokategorien sein. Höhere Preise für Pflanzenschutzmittel können unnötige Anwendungen reduzieren und zur vermehrten Anwendung von Maßnahmen des integrierten Pflanzenschutzes führen (Finger et al., 2017, Koch et al., 2019). Letztlich erhöht eine deutlich sichtbare Abgabe das Bewusstsein für negative Umweltwirkungen. Im Sinne des Verursacherprinzips muss eine Abgabe auf Pflanzenschutzmittel entsprechende Schutz- und Kompensationsmaßnahmen, Monitoring-Programme, Forschung und den Ausbau der Beratung finanzieren und von Herstellern, Importeuren, und Händlern entrichtet werden. Abgaben auf Pflanzenschutzmittel sind damit ein erster Schritt hin zu einem „True Cost Accounting“, welches Folgekosten (Biodiversitätsverlust u. a.) den Verursachern zurechnet. Gleichzeitig ist aber zu bedenken, dass Abgaben auch unbeabsichtigte Lenkungseffekte haben können, wie z.B. eine zusätzliche Förderung von Kulturen mit einem geringen Pflanzenschutz-Aufwand (z.B. Mais für die Biogasproduktion) oder die vermehrte Anwendung von wendender Bodenbearbeitung (Mußhoff, 2017). Das zeigt, dass staatliche Maßnahmen sorgfältig aufeinander abgestimmt werden müssen.

Weiterhin empfehlen wir, die unabhängige Officialberatung zu stärken. Dabei sollte diese noch mehr als bisher darauf ausgerichtet sein, integrierte und ökologische Pflanzenschutzmaßnahmen zu fördern und die Anwendung von chemischen Pflanzenschutzmitteln so weit wie möglich zu reduzieren. In den Kursen zur Erlangung des Sachkundenachweises sollten die Auswirkungen auf Umwelt und Biodiversität noch stärker deutlich gemacht werden.

6.4 Förderung integrierter Pflanzenschutzverfahren inklusive der Verfügbarkeit, des Anbaus und der Markteinführung resistenter Sorten

Maßnahmen des Integrierten Pflanzenschutzes (IPS) setzen vor allem auf eine Vielfalt in den angewandten Methoden zur Kontrolle der Schadorganismen, wie z. B. eine Nutzung mechanischer Verfahren zur Unkrautbekämpfung, Nutzung von Fruchtfolgewirkungen, oder den Anbau wenig anfälliger oder resistenter Sorten und Anpassung von Saatzeiten an den Standort. Solche Maßnahmen sollten die erste Wahl darstellen, werden jedoch aus verschiedenen Gründen nicht ausreichend angewandt. Es ist davon auszugehen, dass die Anwendung chemischer Pflanzenschutzmittel oft alternativen Methoden vorgezogen wird, da sie einfach anwendbar und kostengünstig sind und die herkömmliche Praxis darstellen (Schäffer et al., 2018). Wir empfehlen deshalb, die Ausbildung und Beratung der Landwirte (siehe auch 5.3) noch stärker als bisher auf den Integrierten Pflanzenschutz

auszurichten. Eine weitere Voraussetzung für den Integrierten Pflanzenschutz ist auch die ausreichende Verfügbarkeit von selektiven Pflanzenschutzmitteln. Vielfach leidet die Anbauvielfalt und damit per se die Agrobiodiversität darunter, dass für Kulturen, die nur in geringem Umfang angebaut werden, nicht ausreichend Pflanzenschutzmittel zur Verfügung stehen. Wir empfehlen deshalb, Forschungsaktivitäten auch in Hinsicht auf eine erweiterte Kulturartenvielfalt zu intensivieren. Parallel muss deren Integration in ökonomisch sinnvolle Anbaukonzepte überprüft werden. Dabei sollte auch der Ansatz des „Land sparing“, d. h. eine flächenschonende Landwirtschaft im Zusammenhang mit ausreichend naturnahen Habitaten berücksichtigt werden, denn jede Form der Landwirtschaft stellt einen deutlichen Eingriff in das Ökosystem dar (Noleppa, 2016).

Eine wichtige Methode des integrierten Pflanzenschutzes ist die biologische Schädlingsbekämpfung (z. B. Ausbringung wirbelloser Räuber, Parasitoide und Mikroorganismen oder Saatgutbehandlung mit Mikroorganismen) (Abuamsha et al., 2011, van Lenteren, 2017). Gemäß Aussagen des Fünften Statusberichts zum Biologischen Pflanzenschutz des Julius-Kühn-Instituts (Koch et al., 2019) zeichnet sich hier bereits eine Trendwende ab, da bereits die Hälfte aller Genehmigungsanträge in der Europäischen Union für neue Wirkstoffe zu den biologischen Pflanzenschutzmitteln zählen. Die natürliche biologische Kontrolle durch im Feld vorhandene Populationen von Antagonisten profitiert von allen Maßnahmen, welche die Agrarlandschaft bereichern und die Anwendung von (unspezifischen) Pflanzenschutzmitteln reduzieren. Zur weiteren Förderung des biologischen Pflanzenschutzes ist zu prüfen, ob Botanicals und Biologicals gegebenenfalls als Pflanzenschutzmittel mit geringerem Risiko zugelassen werden. Selbstverständlich sind dabei potentielle Risiken insbesondere von Mikroorganismen auf die Gesundheit von Mensch und Tier und den Naturhaushalt nicht außer Acht zulassen. Auch zonale Zulassung, langfristige Registrierungen und wechselseitige Anerkennung der Registrierung durch die Mitgliedsstaaten der EU können zu einer verstärkten Anwendung biologischer Verfahren führen. Die Entwicklung eines spezifischen Protokolls zur Registrierung mikrobieller biologischer Kontrollsubstanzen wäre ein weiterer Schritt. Deswegen empfehlen wir, die Grundlagenforschung im Bereich des biologischen Pflanzenschutzes zu fördern, um Methoden und Kenntnisse weiter zu verbessern. Bis die Industrieforschung die Entwicklung von biologischem Pflanzenschutz ausreichend übernommen hat, sind dabei auch praxisnahe Forschungsprojekte voranzutreiben.

Resistente Sorten (auch partielle Resistenzen, welche die Schaderregerentwicklung bremsen) sind ein zentraler Bestandteil des integrierten Pflanzenschutzes. Sowohl die klassische als auch die biologische und die moderne Pflanzenzüchtung einschließlich CRISPR-Cas und RNAi, helfen, robuste IPS-Programme zu entwickeln. Die Forschung an innovativen Züchtungsmethoden in nachhaltigen Anbausystemen wie das z.B. im IPAS-Programm des BMBF initiiert wurde (<https://www.biooekonomie-bw.de/de/fachbeitrag/pm/bmbf-innovative-pflanzenzuechtung-im->

anbausystem-ipas/), sollte intensiviert werden und gesetzliche Rahmenbedingungen für den Anbau geprüft werden. Weitere Chancen bestehen in der Digitalisierung. Ein Beispiel sind hochauflösende Satellitendaten oder eine sensorspezifische Erfassung von Schaderregern, welche die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln präzisieren können.

6.5 Förderung des Ökolandbaus

Der ökologische Landbau bietet für die Biodiversität eine hohe Qualität von Lebens- und Rückzugsräumen und zahlreiche langjährige Studien in gemäßigten Klimazonen zeigen im Mittel 30 % mehr Arten als in konventionell bewirtschafteten Vergleichsflächen (Mäder et al., 2002, JKI, 2016, Tuck et al., 2014, Sanders und Hess, 2019).

Der Ökolandbau arbeitet im Ackerbau und auf dem Grünland ohne chemisch-synthetische Pflanzenschutzmittel. In diesen Kulturen stellt ökologischer Anbau daher die wirksamste Maßnahme zur Vermeidung von direktem chemischen Pflanzenschutz dar. Er ersetzt diesen durch vorbeugende Maßnahmen wie weite Fruchtfolgen, mechanische Regulierung, robuste oder resistente Sorten, Arten- und Sortengemische. Gleichzeitig wirken sich auch Düngungstechniken des Ökolandbaus (organische Dünger, Nutzung von Symbiosen) auf die Biodiversität positiv aus. Modellierungen für die Schweiz haben ergeben, dass auf den übrigen sechs Prozent der Fläche, wo Sonderkulturen inklusive Kartoffeln angebaut werden, auch im Ökolandbau der Pflanzenschutz intensiv ist, so dass bei den ausgebrachten Mengen gegenüber der IPS nur etwa 20 Prozent eingespart würden. Bei den PSM, welche im Ökolandbau zugelassen sind, sind vor allem die Wirkstoffe Kupfer und Spinosin (bakterielles Insektizid) für ihre Nebenwirkungen auf die Biodiversität bekannt. Hier besteht der gleiche Forschungsbedarf, wie er bereits im Kapitel 6.5 erwähnt ist.

Der Anteil des ökologischen Landbaus an der gesamten landwirtschaftlich genutzten Fläche beträgt in Deutschland gegenwärtig jedoch nur 8 %. Wir empfehlen daher, Rahmenbedingungen zu schaffen, die es begünstigen, um das im NAP verankerte Ziel, den Anteil des ökologischen Landbaus auf 20 % auszudehnen, möglichst schnell zu erreichen.

6.6 Schaffung von ausreichend Refugien und naturnahen Flächen in der Agrarlandschaft

Aufgrund des anhaltenden Rückganges von naturnahen und von Pflanzenschutzmitteln unbelasteten Habitaten im Agrarland leidet die Biodiversität. Solche Refugien bestehen in Pufferzonen (keine Anwendung von Pflanzenschutzmitteln) und Ausgleichsflächen (keine Anwendung und kein Eintrag von Pflanzenschutzmitteln). Beispiele sind Gewässerrandstreifen, Feldränder, Blühstreifen, Hecken und Brachen. Solche Habitate sind wichtige Rückzugsräume und können eine Erholung von Beständen bewirken. Vielfach ist die Qualität der Refugien nicht ausreichend (SRU, 2016, BfN, 2017). Damit sie

ihre biodiversitätsbewahrende Funktion erfüllen können, müssen Refugien jedoch von hoher Qualität und in ausreichender Menge vorhanden sein. So sollten Gewässerrandstreifen eine Mindestbreite von 10 Metern haben, ebenso Blühstreifen, welche aus vielen standortgemäßen Pflanzenarten bestehen (Nationale Akademie der Wissenschaften Leopoldina, 2018).

Insgesamt sollte der Anteil von naturnahen Flächen am Agrarland und die Struktur- und Pflanzenvielfalt erhöht werden (Hötker et al., 2018). In Feldern und Landschaft sollten über die gesamte Vegetationszeit genügend Blüten- und Nahrungsressourcen zur Verfügung stehen. Strukturen durch Feldränder und Hecken sollen erhalten und verbessert werden, u. a. durch das Einrichten von Pufferstreifen im Feld.

Wir empfehlen daher zu prüfen, inwieweit es praktikabel ist, Refugien im Rahmen der Flächennutzung von landwirtschaftlichen Betrieben zu verankern („Anerkennungspflichtige Ausgleichsfläche“ (BfN, 2017) oder „Biodiversitätsfläche“ (Nationale Akademie der Wissenschaften Leopoldina, 2018)). Gegebenenfalls sind auch regionalisierte Mindestanteile von Refugialflächen für Agrarlandschaften einschließlich der Flächen in kommunaler Verfügung zu definieren oder diese über ein weiterentwickeltes Greening in der der Gemeinsamen Agrarpolitik (GAP) als Ökologische Vorrangflächen (ÖVF) zu schaffen. Die Maßnahmen des Cross Compliance und des Greenings sollten so gestaltet werden können, dass sie den IPS im Sinne des NAP deutlich verstärken. Dabei sollte der Anteil wenig biodiversitätswirksamer ÖVF-Typen (Zwischenfrüchte/Untersaaten und Leguminosen) von gegenwärtig 50 % zugunsten der dafür hochwirksamen ÖVF-Typen (Blühstreifen und Brachen) reduziert werden (BfN, 2017). Solche naturnahen Habitate sollten vor allem auch in Landschaften mit intensiven Produktionsverfahren gezielt geschaffen werden, da sie dort besonders wenig Flächen aufweisen und viel Wirkung entfalten können. Der Anteil der ÖVF am Agrarland von gegenwärtig 5 % sollte erheblich gesteigert werden. Bestehende Flächen sollten dafür durch neugeschaffene ergänzt werden und ÖVF sollten auch im Grünland zur Pflicht werden. Eine weitere Möglichkeit zur Schaffung von Refugien sind Agrarumweltmaßnahmen, die über den Europäischen Landwirtschaftsfonds ELER finanziert werden. Zur erfolgreichen Umsetzung von Agrarumweltmaßnahmen tragen eine genügend hohe Finanzierung dieser im ELER, genügend hohe Förderbeträge und ein geringer administrativer Aufwand bei. Weiter ist eine hohe ökologische Qualität der geförderten Maßnahmen notwendig.

Zusammenfassend empfehlen wir auf Landschaftsebene eine Vielfalt von Habitaten und Arealgrößen zu ermöglichen. Die gemeinsame EU-Agrarumweltpolitik sollte entsprechend ausgestaltet werden. Eine Mischung aus unterschiedlichen Landnutzungsformen (extensiv, integriert mit wenig chemischen Pflanzenschutz, ökologisch, artenreiches Grünland, nicht genutzte Flächen und Blühstreifen) in allen Agrarlandschaften ist das Ziel. Dazu sollten alle genannten Instrumente regional angepasst eingesetzt werden.

Zusammenfassung

Pflanzenschutz und Biodiversität in Agrarökosystemen

Der Wissenschaftliche Beirat des Nationalen Aktionsplan zur nachhaltigen Anwendung von Pflanzenschutzmitteln (NAP) berät das Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL). Er hat zu den Wirkungen des Pflanzenschutzes auf die Biodiversität in Agrarökosystemen Stellung genommen. Die vorliegende Publikation beruht auf dieser Stellungnahme.

Pflanzenschutz ist ein ertrags- und qualitätssichernder Faktor im Ackerbau und in noch größerem Maße in Sonderkulturen. Globale Meta-Analysen und Expertenauswertungen schätzen den potentiellen Ertragsausfall durch Schadorganismen je nach Nutzpflanze zwischen 17 und 40 % ein. Dieser wird mit direktem chemischen, biologischen oder physikalischen Pflanzenschutz und mit indirekten vorbeugenden, systembezogenen Maßnahmen verringert.

Unter den vielen Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln ist diejenige auf die Biodiversität eine schwer zu fassende. Die derzeitige intensive, betriebswirtschaftlich optimierte und international wettbewerbsfähige Landwirtschaft verändert multikausal die Landschafts- und Lebensräume, reduziert die Vielfalt der natürlichen Habitate und Agrarökosysteme, und wirkt sich damit negativ auf die Biodiversität vieler Artengruppen aus. Zudem beeinflusst auch der Klimawandel die Biodiversität in der Agrarlandschaft negativ.

Der Rückgang der Biodiversität in der Agrarlandschaft ist markant. So haben Schmetterlings- und Vogelpopulationen seit 1990 bzw. 1980 um 50 % und die Biomasse der fliegenden Insekten seit 1989 um 75 % abgenommen. Arten- und Individuen-Anzahlen von Ackerwildkräutern, Amphibien, Fischen, empfindlichen Wirbellosen in Gewässern, Wildbienen, Schwebfliegen, Laufkäfern, Marienkäfern und vielen weiteren Organismengruppen nehmen ab. Von den 14 unmittelbar nutzungsabhängigen Offenland-Biototypen sind in Deutschland 80 % gefährdet. Weitere Lebensräume (Moore, Wald- und Ufersäume, Staudenfluren etc.) werden durch die landwirtschaftliche Nutzung in der Umgebung beeinträchtigt.

Direkte und indirekte Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln werden durch eine große Zahl von wissenschaftlichen Studien in Deutschland und im europäischen Umfeld dokumentiert. Die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln (Insektizide, Fungizide, Herbizide) stellt in dem komplexen Gesamtsystem von Faktoren einen bedeutenden Einflussfaktor mit meistens signifikant negativen in Ausnahmefällen jedoch auch positiven Auswirkungen auf die Biodiversität in Agrarökosystemen dar. Pflanzenschutzmittel gelangen in und auf Pflanzen, Tiere und Böden, in die Atmosphäre sowie in Gewässer und Grundwasser; sie entfalten ihre schädlichen Nebenwirkungen in kurzen, aber auch sehr langen Zeiträumen. Sie können direkte toxische Wirkungen auf Nichtzielorganismen hervorrufen und indirekt Nahrung und Lebensräume einer Vielzahl von Organismen reduzieren. Hinzu kommen kumulative und sequenzielle Wirkungen, da Pflanzenschutzmittel häufig gemeinsam angewandt

werden und eine kombinierte Wirkung von Umweltstressoren und Pflanzenschutzmitteln insbesondere bei Anwendung im Freiland relevant wird.

Der Wissenschaftliche Beirat NAP schlägt daher folgende Maßnahmen für einen zukunftsfähigen Pflanzenschutz vor:

1. Die weitere Entwicklung der Biodiversität soll durch die Einführung eines repräsentativen, umfassenden und auf die Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln ausgerichteten Langzeit-Biodiversitäts-Monitorings standardisiert beurteilt werden.
2. Das Zulassungsverfahren von Pflanzenschutzmitteln soll auf mögliche Lücken bei der Beurteilung von Wirkungen auf die Biodiversität auf der Basis des neusten Wissensstands überprüft werden, und diese Erkenntnisse sollen in die Novellierung des europäischen Zulassungsrechtes eingebracht werden.
3. Es sollen positive und negative Anreize für die landwirtschaftliche Praxis geschaffen werden, um die Anwendung von Pflanzenschutzmitteln in der Praxis zu reduzieren. Dazu soll auch eine Abgabe auf Pflanzenschutzmitteln geprüft werden, und mittelfristig soll ein wissenschaftlich basiertes System der Internalisierung der Umweltkosten (True Cost Accounting) vorgeschlagen werden.
4. Integrierte Pflanzenschutzverfahren sollen durch Forschung und Beratung weiter gestärkt, in der Züchtung soll ein Schwerpunkt auf Schaderreger-tolerante oder -resistente Sorten gelegt werden.
5. Die Rahmenbedingungen für den Ökologischen Landbau sollen weiter verbessert werden, um das Ziel der Bundesregierung, seinen Flächenanteil auf 20 % auszudehnen, möglichst schnell zu erreichen.
6. Im Rahmen der Gemeinsamen Agrarpolitik (GAP) und der Agrarumweltmaßnahmen (ELER) sollen in deutlich größerem Umfang als bisher vielfältige Landschaftselemente, Habitate und in die Produktionsfläche integrierte ökologische Vorzugsflächen und Pufferzonen gefördert werden.

Summary

Crop protection and biodiversity in agro-ecosystems

The Scientific Advisory Board for the National Action Plan on the Sustainable Use of Plant Protection Products (NAP) advises the German Federal Ministry of Food and Agriculture (BMEL). The Board has provided its opinion on the impact of crop protection on biodiversity in agro-ecosystems. This publication is based on the Board's position.

Crop protection safeguards crop yields and crop quality in arable farming, and especially in the production of specialty crops. Global meta-analyses and expert assessments estimate the potential yield loss due to pests and diseases to be in the order of 17 to 40%, depending on the crop species.

These losses are reduced through the use of direct chemical, biological or physical crop protection, and by means of indirect, systematic, preventative measures.

Out of the many effects of crop pesticides, their impact on biodiversity is difficult to grasp. Current intensive farming is geared towards efficiency and global competitiveness. It is bringing about multicausal changes in landscapes and ecosystems, reducing the diversity of natural habitats and agro-ecosystems, and is thus adversely impacting on the biodiversity of numerous groups of species. At the same time, climate change is having a negative impact on biodiversity within the agricultural landscape.

The decline in biodiversity within the agricultural landscape is striking. Populations of butterflies and birds, for example, have declined by 50% since 1990 and 1980 respectively, and the biomass of flying insects has fallen by 75% since 1989. Species diversity and the abundance of arable weeds, amphibians, fish, sensitive aquatic invertebrates, wild bees, hover flies, carabids, ladybirds and many other groups of organisms are on the decline. Out of the 14 open habitat types in Germany that are immediately dependent on land-use management, 80% are at risk. Other habitat types (peatland, woodland, shorelines, meadows etc.) are adversely impacted by nearby agricultural land.

The direct and indirect consequences of crop pesticides have been documented in a large number of scientific studies conducted in Germany and Europe. The use of pesticides (insecticides, fungicides, herbicides) is a significant factor within the complex overall range of factors impacting on biodiversity in agro-ecosystems. It mostly has significant negative consequences, although a positive impact has been observed in exceptional cases. Crop pesticides end up in and on plants, animals and the soil, in the atmosphere, as well as in water and the groundwater. Their harmful side-effects can manifest quickly or over long periods of time. They can be directly toxic to non-target organisms and indirectly reduce the food supply and habitats for a wide range of different organisms. Moreover, there are also cumulative and sequential impacts, as crop pesticides are often applied together and the combined impact of environmental stressors and crop pesticides is particularly relevant where pesticides are used on open land.

The NAP Scientific Advisory Board therefore proposes the following measures for sustainable crop protection:

1. A representative, comprehensive, long-term biodiversity monitoring scheme should be introduced which focuses on the impact of crop pesticides and provides for standardised assessments of further changes in biodiversity.
2. Based on the latest state of knowledge, crop pesticide approval processes should be reviewed with a view to identifying potential gaps in the assessment of impacts on biodiversity, and the resultant findings should be taken into account in amendments to EU legislation governing the approval of pesticides.

3. Both positive and negative incentives for farming practice should be created with a view to reducing the use of pesticides in farming. Moreover, the feasibility of a levy on crop pesticides should be investigated, and a science-based system for the internalisation of environmental costs (True Cost Accounting) should be proposed over the medium term.
4. Integrated crop protection methods should be encouraged through research and consultancy; whilst there should be a focus on pest-tolerant and disease-tolerant or resistant species in plant breeding.
5. The framework conditions for organic agriculture should be further improved with a view to achieving the Federal Government's objective to extend the area under organic management to 20% of the agricultural area as soon as possible.
6. In the context of the Common Agricultural Policy (CAP) and the agri-environmental measures (EAFRD), support for diverse landscape elements, habitats and integrating ecological focus areas and buffer zones into farmland should be significantly increased.

Literatur

1. Abuamsha R, Salman M, Ehlers R-U (2011): Effect of seed priming with *Serratia plymuthica* and *Pseudomonas chlororaphis* to control *Leptosphaeria maculans* in different oilseed rape cultivars. *European Journal of Plant Pathology* 130(3), 287-295. <https://doi.org/10.1007/s10658-011-9753-y>
2. Al Hussein I, Lübke M, Wetzel T (1991): Zum Einfluß von Insektiziden auf die Aktivitätsdichte der Laufkäfer (Col., Carabidae) im Winterweizen. *Journal of Applied Entomology* 112(1-5), 499-504. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1991.tb01083.x>
3. Al Hussein I, Lübke M, Wetzel T (1990): Nebenwirkungen von Insektiziden auf Kurzflügelkäfer (Col., Staphylinidae) in Winterweizenfeldern. *Journal of Applied Entomology* 109(1-5), 226-232. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1990.tb00044.x>
4. Alston DG, Tepedino VJ, Bradley BA, Toler TR, Griswold TL, Messinger SM (2007): Effects of the insecticide phosmet on solitary bee foraging and nesting in orchards of Capitol Reef National Park, Utah. *Environmental Entomology* 36(4), 811-816. <https://doi.org/10.1093/ee/36.4.811>
5. Ashauer R, Boxall AB, Brown CD (2007): Modeling combined effects of pulsed exposure to carbaryl and chlorpyrifos on *Gammarus pulex*. *Environmental Science & Technology* 41(15), 5535-5541. <https://doi.org/10.1021/es070283w>
6. Baier F, Gruber E, Hein T, Bondar-Kunze E, Ivanković M, Mentler A, Brühl CA, Spangl B, Zaller JG (2016): Non-target effects of a glyphosate-based herbicide on Common toad larvae (*Bufo bufo*, Amphibia) and associated algae are altered by temperature. *PeerJ* 4, e2641. <https://doi.org/10.7717/peerj.2641>
7. Baker NJ, Bancroft BA, Garcia TS (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. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2013.01.056>

8. Balmer O, Pfiffner L, Schied J, Willareth M, Leimgruber A, Luka H, Traugott M (2013): Noncrop flowering plants restore top-down herbivore control in agricultural fields. *Ecology and Evolution* 3(8), 2634-2646. <https://doi.org/10.1002/ece3.658>
9. Basedow Th, Beckmann C, Runge I (1987): Problematik von Freilandveruchen zur Prüfung der Wirkung von Pflanzenschutzmitteln auf epigäische Raubarthropoden. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 94: 260-275
10. Basedow T, Borg Å, Scherney F (1976): Auswirkungen von Insektizidbehandlungen auf die epigäischen Raubarthropoden in Getreidefeldern, insbesondere die Laufkäfer (Coleoptera, Carabidae). *Entomologia Experimentalis et Applicata* 19(1), 37-51. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1976.tb02579.x>
11. Beketov MA, Kefford BJ, Schäfer RB, Liess M (2013): Pesticides reduce regional biodiversity of stream invertebrates. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 110(27), 11039-11043
12. Bellocoq M, Bendell J, Cadogan B (1992): Effects of the insecticide *Bacillus thuringiensis* on *Sorex cinereus* (masked shrew) populations, diet, and prey selection in a jack pine plantation in northern Ontario. *Canadian Journal of Zoology* 70(3), 505-510
13. Benton TG, Vickery JA, Wilson JD (2003): Farmland biodiversity: is habitat heterogeneity the key? *Trends in Ecology & Evolution* 18(4), 182-188
14. Benzler A, Fuchs D, HÜNING C (2015): Methodik und erste Ergebnisse des Monitorings der Landwirtschaftsfläche mit hohem Naturwert in Deutschland. Beleg für aktuelle Biodiversitätsverluste in der Agrarlandschaft. *Natur und Landschaft* 90(7), 309-316
15. BfN, Bundesamt für Naturschutz (2017): Agrar-Report 2017 – Biologische Vielfalt in der Agrarlandschaft. Bonn. https://www.bfn.de/fileadmin/BfN/landwirtschaft/Dokumente/BfN-Agrar-Report_2017.pdf
16. Biesmeijer JC, Roberts SP, Reemer M, Ohlemüller R, Edwards M, Peeters T, Schaffers A, Potts SG, Kleukers R, Thomas C (2006): Parallel declines in pollinators and insect-pollinated plants in Britain and the Netherlands. *Science* 313(5785), 351-354
17. Blacquiere T, Smagghe G, Van Gestel CA, Mommaerts V (2012): Neonicotinoids in bees: a review on concentrations, side-effects and risk assessment. *Ecotoxicology* 21(4), 973-992
18. Blaustein AR, Han BA, Relyea RA, Johnson PT, Buck JC, Gervasi SS, Kats LB (2011): The complexity of amphibian population declines: understanding the role of cofactors in driving amphibian losses. *Annals of the New York Academy of Sciences* 1223(1), 108-119
19. BMNT, Bundesministerium für Nachhaltigkeit und Tourismus von Österreich (2013): Pestizide im Grundwasser. Wien. <https://www.bmnt.gv.at/wasser/wasserqualitaet/grundwasser/pestizidegrundwasser.html>
20. Boatman ND, Brickle NW, Hart JD, Milsom TP, Morris AJ, Murray AW, Murray KA, Robertson PA (2004): Evidence for the indirect effects of pesticides on farmland birds. *Ibis* 146, 131-143
21. Bohan DA, Boffey CW, Brooks DR, Clark SJ, Dewar AM, Firbank LG, Houghton AJ, Hawes C, Heard MS, May MJ (2005): Effects on weed and invertebrate abundance and diversity of herbicide management in genetically modified herbicide-tolerant winter-sown oilseed rape. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 272(1562), 463-474
22. Bojková J, Komprdova K, Soldán T, Zahrádková S (2012): Species loss of stoneflies (Plecoptera) in the Czech Republic during the 20th century. *Freshwater Biology* 57(12), 2550-2567
23. Bonmatin J-M, Giorio C, Girolami V, Goulson D, Kreutzweiser D, Krupke C, Liess M, Long E, Marzaro M, Mitchell EA (2015): Environmental fate and exposure; neonicotinoids and fipronil. *Environmental Science and Pollution Research* 22(1), 35-67

24. Brickle NW, Harper DG, Aebischer NJ, Cockayne SH (2000): Effects of agricultural intensification on the breeding success of corn buntings *Miliaria calandra*. *Journal of Applied Ecology* 37(5), 742-755
25. Bright JA, Morris T, Winspear RJ A review of Indirect Effects of Pesticides on Birds and mitigating land-management practices. Hrsg. Edition.: RSPB Sandy, Bedfordshire, UK, 2008. ISBN 1905601093
26. Brooks DR, Bater JE, Clark SJ, Monteith DT, Andrews C, Corbett SJ, Beaumont DA, Chapman JW (2012): Large carabid beetle declines in a United Kingdom monitoring network increases evidence for a widespread loss in insect biodiversity. *Journal of Applied Ecology* 49(5), 1009-1019
27. Brühl CA, Alscher A, Hahn M, Berger G, Bethwell C, Graef F, Schmidt T, Weber B (2015): Protection of biodiversity in the risk assessment and risk management of pesticides (plant protection products & biocides) with a focus on arthropods, soil organisms and amphibians. Federal Environment Agency, Dessau, Germany,
28. Brühl CA, Schmidt T, Pieper S, Alscher A (2013): Terrestrial pesticide exposure of amphibians: An underestimated cause of global decline? *Scientific Reports* 3, 1135
29. Brühl CA, Neumann P, Aldershof S, Bohan D, Brown K, Candolfi M, Geiger F, Kovalkovičová N, Kula C, Nienstedt K, Pestanudo S, Roembke J, Schmidt T, Topping C, van Vliet P (2012). Recovery. In: Alix A, Bakker F, Barrett K, Brühl C, Coulson M, Hoy S, Jansen J, Jepson P, Lewis G, Neumann P, Hrsg. *ESCORT 3 - Linking non-target arthropod testing and risk assessment with protection goals* CRC. SETAC Press: 41-44.
30. Bundesregierung (2013): Nationaler Bericht 2013 nach Art. 12 der Vogelschutzrichtlinie. Berlin. Übermittlung an die EU-Kommission am 20.12.2013. Berlin. <https://www.bfn.de/themen/natura-2000/berichte-monitoring/nationaler-vogelschutzbericht/2013.html>
31. Bundesregierung (2016): Deutsche Nachhaltigkeitsstrategie. Neuauflage 2016 - Entwurf. Nachhaltigkeitsstrategie 2016. Berlin. https://www.bundesregierung.de/Content/DE/StatischeSeiten/Breg/Nachhaltigkeit/0-Buehne/2016-05-31-download-nachhaltigkeitsstrategie-entwurf.pdf?__blob=publicationFile&v
32. Butchart SH, Walpole M, Collen B, Van Strien A, Scharlemann JP, Almond RE, Baillie JE, Bomhard B, Brown C, Bruno J (2010): Global biodiversity: indicators of recent declines. *Science* 328(5982), 1164-1168
33. Carr JA, Gentles A, Smith EE, Goleman WL, Urquidi LJ, Thuett K, Kendall RJ, Giesy JP, Gross TS, Solomon KR (2003): Response of larval *Xenopus laevis* to atrazine: assessment of growth, metamorphosis, and gonadal and laryngeal morphology. *Environmental Toxicology and Chemistry: An International Journal* 22(2), 396-405
34. Chiaia-Hernandez AC, Keller A, Wächter D, Steinlin C, Camenzuli L, Hollender J, Krauss M (2017): Long-term persistence of pesticides and TPs in archived agricultural soil samples and comparison with pesticide application. *Environmental Science & Technology* 51(18), 10642-10651
35. CBD, Convention on Biological Diversity (1992): <https://www.cbd.int/convention/articles/default.shtml?a=cbd-02,%2008.11.2018>
36. Decourtye A, Devillers J. Ecotoxicity of neonicotinoid insecticides to bees. In *Insect nicotinic acetylcholine receptors*. Springer, 2010, p. 85-95.
37. Desender K, Turin H (1989): Loss of habitats and changes in the composition of the ground and tiger beetle fauna in four West European countries since 1950 (Coleoptera: Carabidae, Cicindelidae). *Biological Conservation* 48(4), 277-294
38. de Snoo G (1999): Unsprayed field margins: effects on environment, biodiversity and agricultural practice. *Landscape and Urban Planning* 46(1-3), 151-160

39. EASAC, European Academies Science Advisory Council (2015): Ecosystem services, agriculture and neonicotinoids. EASAC policy report 26. Halle. https://easac.eu/fileadmin/Reports/Easac_15_ES_web_complete.pdf
40. EEA, European Environmental Agency (2013): The European Grassland Butterfly Indicator: 1990-2011. Technical Report No 11/2013. Copenhagen. <https://www.eea.europa.eu/publications/the-european-grassland-butterfly-indicator-19902011>
41. EFSA, European Food Safety Authority (2016): Peer review of the pesticide risk assessment for the active substance imidacloprid in light of confirmatory data submitted. EFSA Journal 14(11), e04607. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2016.4607>
42. European Parliament (2018): Report on the Unions authorisation procedure for pesticides. (2018/2153(INI)) Group of Chief Scientific Advisers 2018 EU Authorisation processes of plant protection products - from a scientific point of view. European Commission, Directorate-General for Research and Innovation, Brüssel
43. El Hassani AK, Dacher M, Gary V, Lambin M, Gauthier M, Armengaud C (2008): Effects of sublethal doses of acetamiprid and thiamethoxam on the behavior of the honeybee (*Apis mellifera*). Archives of Environmental Contamination and Toxicology 54(4), 653-661
44. Ewald J, Aebischer N (1999): Pesticide use, avian food resources and bird densities in Sussex Joint Nature Conservation Committee Report. Peterborough, UK,
45. Ewald J, Aebischer N, Brickle N, Moreby S, Potts G, Wakeham-Dawson A (2002): Spatial variation in densities of farmland birds in relation to pesticide use and avian food resources. Avian Landscape Ecology IALE (UK), 305-312
46. Feindt PH, Bahrs E, Engels E-M, Hamm U, Herdegen M, Isselstein J, Schröder S, Wätzold F, Wolters V (2018): Für eine Gemeinsame Agrarpolitik, die konsequent zum Erhalt der biologischen Vielfalt beiträgt. https://www.bmel.de/SharedDocs/Downloads/Ministerium/Beiraete/Biodiversitaet/StellungnahmeAgrarpolitikErhaltbioVielfalt.pdf?__blob=publicationFile
47. Feltham H, Park K, Goulson D (2014): Field realistic doses of pesticide imidacloprid reduce bumblebee pollen foraging efficiency. Ecotoxicology 23(3), 317-323
48. Ferrario C, Finizio A, Villa S (2017): Legacy and emerging contaminants in meltwater of three Alpine glaciers. Science of the Total Environment 574, 350-357
49. Finck P, Heinze S, Raths U, Riecken U, Ssymank A Rote Liste der gefährdeten Biotoptypen Deutschlands: dritte fortgeschriebene Fassung 2017. Edition ed.: Bundesamt für Naturschutz, 2017. ISBN 3784340563.
50. Fine JD, Cox-Foster DL, Mullin CA (2017): An inert pesticide adjuvant synergizes viral pathogenicity and mortality in honey bee larvae. Scientific reports 7, 40499
51. Finger R, Böcker T, Möhring N, Dalhaus T (2017): Lenkungsabgaben auf Pflanzenschutzmittel. Recherche Agronomique Suisse 8(5), 176-183. <https://doi.org/10.3929/ethz-b-000130876>
52. Firbank L, Heard M, Woiwod I, Hawes C, Haughton A, Champion G, Scott R, Hill M, Dewar A, Squire G (2003): An introduction to the Farm-Scale Evaluations of genetically modified herbicide-tolerant crops. Journal of Applied Ecology 40(1), 2-16
53. Forster R (2009): Bee poisoning caused by insecticidal seed treatment of maize in Germany in 2008. Julius-Kühn-Archiv (423), 126-131
54. Gaupp-Berghausen M, Hofer M, Rewald B, Zaller JG (2015): Glyphosate-based herbicides reduce the activity and reproduction of earthworms and lead to increased soil nutrient concentrations. Scientific reports 5, 12886

55. Geiger F, Bengtsson J, Berendse F, Weisser WW, Emmerson M, Morales MB, Ceryngier P, Liira J, Tschardt T, Winqvist C (2010): Persistent negative effects of pesticides on biodiversity and biological control potential on European farmland. *Basic and Applied Ecology* 11(2), 97-105
56. Géneau CE, Wäckers FL, Luka H, Daniel C, Balmer O (2012): Selective flowers to enhance biological control of cabbage pests by parasitoids. *Basic and Applied Ecology* 13(1), 85-93
57. Gill RJ, Ramos-Rodriguez O, Raine NE (2012): Combined pesticide exposure severely affects individual-and colony-level traits in bees. *Nature* 491(7422), 105
58. Godfray HCJ, Blacquiere T, Field LM, Hails RS, Petrokofsky G, Potts SG, Raine NE, Vanbergen AJ, McLean AR (2014): A restatement of the natural science evidence base concerning neonicotinoid insecticides and insect pollinators. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 281(1786), 20140558
59. Goodson III WH, Lowe L, Carpenter DO, Gilbertson M, Manaf Ali A, Lopez de Cerain Salsamendi A, Lasfar A, Carnero A, Azqueta A, Amedei A (2015): Assessing the carcinogenic potential of low-dose exposures to chemical mixtures in the environment: the challenge ahead. *Carcinogenesis* 36(Suppl_1), S254-S296
60. Goulson D (2013): An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. *Journal of Applied Ecology* 50(4), 977-987
61. Goulson D, Nicholls E, Botías C, Rotheray EL (2015): Bee declines driven by combined stress from parasites, pesticides, and lack of flowers. *Science* 347(6229), 1255957
62. Hallmann CA, Foppen RP, van Turnhout CA, de Kroon H, Jongejans E (2014): Declines in insectivorous birds are associated with high neonicotinoid concentrations. *Nature* 511(7509), 341
63. Hallmann CA, Sorg M, Jongejans E, Siepel H, Hofland N, Schwan H, Stenmans W, Müller A, Sumser H, Hörren T (2017): More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas. *PloS one* 12(10), e0185809. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0185809>.F
64. Hallmann CA, Zeegers T, van Klink R, Vermeulen R, van Wielink P, Spijkers H, Jongejans E (2018): Analysis of insect monitoring data from De Kaaistoep and Drenthe. *Reports Animal Ecology and Physiology* 2018, 2
65. Hart J, Milsom T, Fisher G, Wilkins V, Moreby S, Murray A, Robertson P (2006): The relationship between yellowhammer breeding performance, arthropod abundance and insecticide applications on arable farmland. *Journal of Applied Ecology* 43(1), 81-91
66. Haupt H, Ludwig G, Gruttke H, Binot-Hafke M, Otto C, Pauly A (2009): Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands: Band 1: Wirbeltiere. Bundesamt für Naturschutz, Bonn.
67. Hayes T (2005): From silent spring to silent night: endocrine disruption, amphibian declines and environmental justice. *Pesticides News* 70, 12-17
68. Hayes TB, Khoury V, Narayan A, Nazir M, Park A, Brown T, Adame L, Chan E, Buchholz D, Stueve T (2010): Atrazine induces complete feminization and chemical castration in male African clawed frogs (*Xenopus laevis*). *Proceedings of the National Academy of Sciences* 107(10), 4612-4617
69. Henry M, Beguin M, Requier F, Rollin O, Odoux J-F, Aupinel P, Aptel J, Tchamitchian S, Decourtye A (2012): A common pesticide decreases foraging success and survival in honey bees. *Science* 336(6079), 348-350
70. Henry M, Cerrutti N, Aupinel P, Decourtye A, Gayrard M, Odoux J-F, Pissard A, Rüger C, Bretagnolle V (2015): Reconciling laboratory and field assessments of neonicotinoid toxicity to honeybees. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 282(1819), 20152110
71. Höfler N (2018): Wir brauchen euch! *Journalistische Recherche*. Stern (28) 24.05.2018

72. Hofmann F, Schlechtriemen U (2017): Biomonitoring der Immissionsbelastung von Glyphosat, Glufosinat und AMPA sowie weiteren PSM-Wirkstoffen mittels Luftgüte-Rindenmonitoring - Ergebnisse Screening 2017. TIEM Integrierte Umweltüberwachung GbR - Ökologiebüro, Bremen
73. Hofmann F, Schlechtriemen U (2015): Durchführung einer Bioindikation auf Pflanzenschutzmittelrückstände mittels Luftgüte Rindenmonitoring, Passivsammlern und Vegetationsproben. Fachbeiträge des LUGV. Ministerium für Ländliche Entwicklung, Umwelt und Landwirtschaft des Landes Brandenburg (LUGV), Potsdam
74. Hötter H, Brühl C, Buhk C, Oppermann R (2018): Biodiversitätsflächen zur Minderung der Umweltauswirkungen von Pflanzenschutzmitteln. Anforderungen an Kompensationsmaßnahmen im Risikomanagement. UBA53, Dessau-Roßlau. https://www.umweltbundesamt.de/sites/default/files/medien/1410/publikationen/2018-06-29_texte_53-2018_risikomanagement-kompensationsmassnahmen.pdf
75. Hvězdová M, Kosubová P, Košíková M, Scherr KE, Šimek Z, Brodský L, Šudoma M, Škulcová L, Sáňka M, Svobodová M (2018): Currently and recently used pesticides in Central European arable soils. *Science of the Total Environment* 613, 361-370. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.09.049>
76. Iwasa T, Motoyama N, Ambrose JT, Roe RM (2004): Mechanism for the differential toxicity of neonicotinoid insecticides in the honey bee, *Apis mellifera*. *Crop Protection* 23(5), 371-378
77. IPBES, Intergovernmental science-policy platform on biodiversity and ecosystem services (2017): <https://www.ipbes.net>
78. Jahn T, Hötter H, Oppermann R, Bleil R, Vele L (2014): Protection of biodiversity of free living birds and mammals in respect of the effects of pesticides. UBA30. Umweltbundesamt, Dessau-Roßlau. <http://www.umweltbundesamt.de/publikationen/protection-of-biodiversity-of-free-living-birds>
79. JKI, Julius Kühn-Institut (2016a). Bericht über Erkenntnisse wissenschaftlicher Untersuchungen über mögliche direkte und indirekte Einflüsse des Pflanzenschutzes auf die Biodiversität in der Agrarlandschaft. Quedlinburg. <https://ojs.openagrar.de/index.php/BerichteJKI/issue/view/1399/10>
80. JKI, Julius Kühn-Institut (2016b). Datenbank des Panel für Pflanzenschutz Anwendungen (PAPA). Institut für Strategien und Folgenabschätzung, Kleinmachnow. <https://papa.julius-kuehn.de/?menuid=1&getlang=de>
81. Joachimsmeier I, Pistorius J, Schenke D, Kirchner W (2012): Guttation and risk for honey bee colonies (*Apis mellifera* L.): Use of guttation drops by honey bees after migration of colonies-a field study. *Julius-Kühn-Archiv* (437), 76 –79
82. Kattwinkel M, Liess M (2014): Competition matters: Species interactions prolong the long-term effects of pulsed toxicant stress on populations. *Environmental Toxicology and Chemistry* 33(7), 1458-1465
83. Kluser S, Peduzzi P (2007): Global pollinator decline: a literature review. A scientific report about the current situation, recent findings and potential solution to shed light on the global pollinator crisis, UNEP/GRID Europe. Genf. http://grid.unep.ch/products/3_Reports/Global_pollinator_decline_literature_review_2007.pdf
84. Koch E, Herz A, Kleespies RG, Schmitt A, Stephan D, Jehle JA (2019): Statusbericht Biologischer Pflanzenschutz 2018. Julius Kühn-Institut (JKI), Bundesforschungsinstitut für Kulturpflanzen, Institut für Biologischen Pflanzenschutz, Quedlinburg
85. Köhler HR, Triebkorn R (2013): Wildlife ecotoxicology of pesticides: can we track effects to the population level and beyond? *Science* 341(6147), 759-765
86. Koning LA, de Mol F, Gerowitt B (2019): Effects of management by glyphosate or tillage on the weed vegetation in a field experiment. *Soil and Tillage Research* 186, 79-86

87. Kortenkamp A (2014): Low dose mixture effects of endocrine disrupters and their implications for regulatory thresholds in chemical risk assessment. *Current Opinion in Pharmacology* 19, 105-111
88. Kosior A, Celary W, Olejniczak P, Fijał J, Król W, Solarz W, Płonka P (2007): The decline of the bumble bees and cuckoo bees (Hymenoptera: Apidae: Bombini) of Western and Central Europe. *Oryx* 41(1), 79-88
89. Kreuter T (1998): Laufkäfer als agrarökologische Indikatoren für Bewirtschaftungs- und Gestaltungskonzepte auf trockenen Lößstandorten (sechsjährige Untersuchungen im Ökohof Seeben). Dissertation, Landwirtschaftliche Fakultät der Martin-Luther-Universität, Halle Wittenberg
90. Kühne S, Roßberg D, Röhrig P, von Mering F, Weihrauch F, Kanthak S, Kienzle J, Patzwahl W, Reiners E (2016): Status Quo der Anwendung kupferhaltiger Pflanzenschutzmittel in der deutschen Landwirtschaft und dem Gartenbau. *Journal für Kulturpflanzen* 68(7), 189-196
91. Laetz CA, Baldwin DH, Collier TK, Hebert V, Stark JD, Scholz NL (2008): The synergistic toxicity of pesticide mixtures: implications for risk assessment and the conservation of endangered Pacific salmon. *Environmental Health Perspectives* 117(3), 348-353
92. Lambert MR, Giller GS, Barber LB, Fitzgerald KC, Skelly DK (2015): Suburbanization, estrogen contamination, and sex ratio in wild amphibian populations. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 112(38), 11881-11886
93. LAWA, Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (2015): Bericht zur Grundwasserbeschaffenheit. Pflanzenschutzmittel. Berichtszeitraum 2009 bis 2012. Kulturbuch-Verlag, Berlin
94. Lechenet M, Dessaint F, Py G, Makowski D, Munier-Jolain N (2017): Reducing pesticide use while preserving crop productivity and profitability on arable farms. *Nature Plants* 3(3), 17008
95. Lee JC, Menalled FD, Landis DA (2001): Refuge habitats modify impact of insecticide disturbance on carabid beetle communities. *Journal of Applied Ecology* 38(2), 472-483
96. Lenhardt PP, Brühl CA, Berger G (2015): Temporal coincidence of amphibian migration and pesticide applications on arable fields in spring. *Basic and Applied Ecology* 16(1), 54-63
97. Liess M, Foit K, Becker A, Hassold E, Dolciotti I, Kattwinkel M, Duquesne S (2013): Culmination of low-dose pesticide effects. *Environmental Science & Technology* 47(15), 8862-8868
98. Liess M, Foit K, Knillmann S, Schäfer RB, Liess H-D (2016): Predicting the synergy of multiple stress effects. *Scientific reports* 6, 32965
99. Liess M, Ohe PCVD (2005): Analyzing effects of pesticides on invertebrate communities in streams. *Environmental Toxicology and Chemistry: An International Journal* 24(4), 954-965
100. Liess M, Schulz R, Liess M-D, Rother B, Kreuzig R (1999): Determination of insecticide contamination in agricultural headwater streams. *Water Research* 33(1), 239-247
101. Lübke-Al Hussein M, Al Hussein IA (1999): Auswirkungen der Bewirtschaftungsumstellung von konventionell-intensiver auf ökologisch-extensive Landbewirtschaftung und landschaftsräumlicher Neuordnung auf Kurzflüglerzönosen (Coleoptera; Staphylinidae) im Gebiet des "Ökohofes Seeben" in Halle (Saale). *Archives of Phytopathology & Plant Protection* 32(5), 395-428
102. Lübke-Al Hussein M, (1995): Laufkäfer- und Kurzflüglergemeinschaften unter dem Einfluß abgestufter Pflanzenschutzmittelanwendungen im Verlauf einer Fruchtfolgerotation und im Vergleich zu einem Feldrain. *Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft allgemeine und angewandte Entomologie* 10, 557-560
103. Lübke-Al Hussein M, Wetzel T (1994): Vergleichende Betrachtung des Vorkommens epigäischer Raubarthropoden, insbesondere der Laufkäfer (Col.; Carabidae). *Getreidefeldern und angrenzenden Feldrainen. Kühn-Arch* 88, 32-39

104. Lübke-Al Hussein M, Wetzel T (1993): Nebenwirkungen der Fungizide Afugan, Esmel, Desgan und des Insektizids Ecis auf räuberische Käfer (Carabidae; Staphylinidae) in Wintergerste. Archives of Phytopathology & Plant Protection 28(2), 155-167
105. McCann L, Colby B, Easter KW, Kasterine A, Kuperan KV (2005): Transaction cost measurement for evaluating environmental policies. Ecological Economics 52:527-542
106. Mäder P, Fließbach A, Dubois D, Gunst L, Fried P, Niggli U (2002): Soil fertility and biodiversity in organic farming. Science 296(5573), 1694-1697
107. Maes D, Van Dyck H (2001): Butterfly diversity loss in Flanders (north Belgium): Europe's worst case scenario? Biological Conservation 99(3), 263-276
108. Malaj E, Peter C, Grote M, Kühne R, Mondy CP, Usseglio-Polatera P, Brack W, Schäfer RB (2014): Organic chemicals jeopardize the health of freshwater ecosystems on the continental scale. Proceedings of the National Academy of Sciences 111(26), 9549-9554
109. Mann RM, Hyne RV, Choung CB, Wilson SP (2009): Amphibians and agricultural chemicals: review of the risks in a complex environment. Environmental Pollution 157(11), 2903-2927
110. Marshall J, Brown V, Boatman N, Lutman P, Squire G (2001): The impact of herbicides on weed abundance and biodiversity. A report for the UK pesticides safety directorate - PN0940: 147. British Health and Safety Executive, Chemicals Regulation Directorate Pesticides. Now: Health and Safety Executive (HSE), Bootle, UK. http://www.hse.gov.uk/pesticides/resources/R/Research_PN0940.pdf
111. Marwitz A, Ladewig E, Maerlaender B (2011): Impact of herbicide strategies on earthworm population and soil fauna activity in sugarbeet as affected by soil tillage and site characteristics. Sugar Industry/Zuckerindustrie 136(1), 41-52
112. Marwitz A, Ladewig E, Märländer B (2014): Response of soil biological activity to common herbicide strategies in sugar beet cultivation. European Journal of Agronomy 54, 97-106
113. Maxim L, van der Sluijs J (2013): 16 Seed-dressing systemic insecticides and honeybees. Late lessons from early warnings: science, precaution, innovation, 26
114. Meemken E-M, Qaim M (2018): Organic agriculture, food security, and the environment. Annual Review of Resource Economics 10(1), 39-63
115. Meissle M, Riedel J, Balog A, Bereš P, Grabowski M, Bohan DA, Pons X, Romeis J (2016): Arthropod communities in European arable crops—a database. IOBC-WPRS Bulletin 114, 31-35
116. Meyer S, Wesche K, Krause B, Brütting C, Hensen I, Leuschner C (2014): Diversitätsverluste und floristischer Wandel im Ackerland seit 1950. Natur und Landschaft 89(9), 10
117. Möckel S, Gawel E, Bretschneider W, Kästner M, Liess M, Knillmann S (2015): Eine Abgabe auf Pflanzenschutzmittel für Deutschland. Natur und Recht 37(10), 669-677
118. Moreby S, Sotherton N (1997): A comparison of some important chick-food insect groups found in organic and conventionally-grown winter wheat fields in southern England. Biological Agriculture & Horticulture 15(1-4), 51-60
119. Morris AJ, Whittingham MJ, Bradbury RB, Wilson JD, Kyrkos A, Buckingham DL, Evans AD (2001): Foraging habitat selection by yellowhammers (*Emberiza citrinella*) nesting in agriculturally contrasting regions in lowland England. Biological Conservation 101(2), 197-210
120. Morris AJ, Wilson JD, Whittingham MJ, Bradbury RB (2005): Indirect effects of pesticides on breeding yellowhammer (*Emberiza citrinella*). Agriculture, Ecosystems & Environment 106(1), 1-16
121. Motta EV, Raymann K, Moran NA (2018): Glyphosate perturbs the gut microbiota of honey bees. Proceedings of the National Academy of Sciences 115(41), 10305-10310

122. Münze R, Hannemann C, Orlinskiy P, Gunold R, Paschke A, Foit K, Becker J, Kaske O, Paulsson E, Peterson M (2017): Pesticides from wastewater treatment plant effluents affect invertebrate communities. *Science of the Total Environment* 599, 387-399
123. Mußhoff O (2017): Bewertung einer Steuer auf Pflanzenschutzmittel aus betriebs- und volkswirtschaftlicher Perspektive. *HFFA Research Papers* 6: 1-127
124. Nationale Akademie der Wissenschaften Leopoldina, acatech – Deutsche Akademie der Technikwissenschaften, Union der deutschen Akademien der Wissenschaften (2018): Artenrückgang in der Agrarlandschaft: Was wissen wir und was können wir tun? Halle (Saale). <https://www.acatech.de/Publikation/artenrueckgang-in-der-agrarlandschaft/>
125. Nicholls CI, Altieri MA (2013): Plant biodiversity enhances bees and other insect pollinators in agroecosystems. A review. *Agronomy for Sustainable development* 33(2), 257-274
126. Niehoff B, Kueneke U, Klein J, Poehling H (1994): Impact of different rates of Lambda-Cyhalothrin [Karate] on spiders and staphylinids in winter wheat [*Tachyporus hypnorum* (L.), *Erigone atra* (Blackwell)]. *Mededelingen-Faculteit Landbouwkundige en Toegepaste Biologische Wetenschappen Universiteit Gent (Belgium)* 59 (2A), 335-345
127. Nieto A, Alexander K (2010): European Red List of Saproxyllic Beetles. Publications Office of the European Union, Luxembourg. In.: IUCN Publications Services (www.iucn.org/publications), 2010
128. Niggli U, Schmidt J, Watson C, Kriipsalu M, Shanskiy M, Barberi P, Kowalska J, Schmitt A, Daniel C, Wenhe U (2016): Organic knowledge network arable-D. 3.1 state-of-the-art research results and best practices. <http://orgprints.org/30506/>
129. Noleppa, S (2016): Pflanzenschutz in Deutschland. Auswirkungen von Pflanzenschutzstrategien der konventionellen und ökologischen Landbewirtschaftung auf die regionale und globale Artenvielfalt. *HFFA Research Papers* 1: 1-96
130. Oerke E-C, Dehne H-W (2004): Safeguarding production—losses in major crops and the role of crop protection. *Crop Protection* 23(4), 275-285
131. Ockleford C, Adriaanse P, Berny P, Brock T, Duquesne S, Grilli S, Hernandez-Jerez AF, Bennekou, SH, Klein M, Kuhl T (2018): Scientific Opinion on the state of the science on pesticide risk assessment for amphibians and reptiles. *EFS* (2), 5125
132. Parfitt RL, Yeates GW, Ross DJ, Schon NL, Mackay AD, Wardle DA (2010): Effect of fertilizer, herbicide and grazing management of pastures on plant and soil communities. *Applied Soil Ecology* 45(3), 175-186
133. Peigné J, Casagrande M, Payet V, David C, Sans FX, Blanco-Moreno JM, Cooper J, Gascoyne K, Antichi D, Bàrberi P (2016): How organic farmers practice conservation agriculture in Europe. *Renewable Agriculture and Food Systems* 31(1), 72-85
134. Pfiffner L, Luka H, Schlatter C, Juen A, Traugott M (2009): Impact of wildflower strips on biological control of cabbage lepidopteran. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 129(1-3), 310-314
135. Pimm SL, Jenkins CN, Abell R, Brooks TM, Gittleman JL, Joppa LN, Raven PH, Roberts CM, Sexton JO (2014): The biodiversity of species and their rates of extinction, distribution, and protection. *Science* 344(6187), 1246-1252
136. Pisa LW, Amaral-Rogers V, Belzunces LP, Bonmatin J-M, Downs CA, Goulson D, Kreutzweiser DP, Krupke C, Liess M, McField M (2015): Effects of neonicotinoids and fipronil on non-target invertebrates. *Environmental Science and Pollution Research* 22(1), 68-102

137. Poehling HM, Dehne HW (1984): Untersuchungen zum Auftreten von Getreideblattläusen an Winterweizen unter praktischen Anbaubedingungen. II. Einfluß von Insektizidbehandlungen auf Blattlauspopulation und Nutzarthropoden. Mededelingen van de Faculteit van de Landbouwwetenschappen, Rijksuniversiteit Gent 49: 1131-1145
138. Poehling HM, Dehne H, Sprick P (1985): Untersuchungen zur Bedeutung von Carabiden und Staphyliniden als Blattlausantagonisten in Winterweizen und deren Beeinträchtigung durch insektizide Wirkstoffe. Mededelingen van de Faculteit Landbouwwetenschappen Rijksuniversiteit Gent 50, 519-530
139. Poehling HM (1986): Direkte und indirekte Nebenwirkungen der Bekämpfung von Getreideblattläusen in Winterweizenbeständen. Entomologische Tagung Wuppertal 1986, Kurzfassungen: 88. Wuppertal.
140. Poehling HM, Dehne HW (1986): Mehrjährige Untersuchungen zur Bekämpfung von Getreideblattläusen in Winterweizen unter besonderer Berücksichtigung direkter und indirekter Nebenwirkungen auf Nutzarthropoden. Mededelingen van de Faculteit van de Landbouwwetenschappen, Rijksuniversiteit Gent 51, 1131-1145
141. Poehling HM, Vidal S, Ulber B (1994): Genug Nützlinge auf Großflächen—Wunsch oder Wirklichkeit. Pflanzenschutz-Praxis 3, 34-38
142. Popp J, Peté K, Nagy J (2013): Pesticide productivity and food security. A review. *Agronomy for Sustainable Development* 33, 243-255
143. Rands M (1985): Pesticide use on cereals and the survival of grey partridge chicks: a field experiment. *Journal of Applied Ecology*, 49-54
144. Rands M, Sotherton N (1986): Pesticide use on cereal crops and changes in the abundance of butterflies on arable farmland in England. *Biological Conservation* 36(1), 71-82
145. Reinhard E (2014): Abbildung entnommen aus: Vortrag „Nutzen und Risiken von Pestiziden“ von Dr. Eva Reinhard, BLW, Bern vom 10.11.2014 am Oekotoxzentrum Dübendorf, Schweiz
146. Riepert F, Baier B, Felgentreu D, Strumpf Th (2012): Earthworm cenoses used as indicators of soil fertility applied to sites of viticulture. *Julius-Kühn-Archiv* 436: 37-42
147. Robinson C, Clausing P, Cavoski A, Roger A, Bernard A, Whaley PA, Mesnage R, Portier CJ, Millstone E, Demeneix B (2018): Ensuring a higher level of protection from pesticides in Europe: The problems with current pesticide risk assessment procedures in the EU-and proposed solutions. A white paper. <https://doi.org/10.5281/zenodo.2543743>
148. Roß C, Nause N, Stockfisch N (2018): Bodenschutz und reduzierter Herbizideinsatz. *dzz* 54(4), 30-31
149. Rosenkranz P, von der Ohe W, Moritz RFA, Genersch E, Büchler R, Berg S, Otten C (2014): Deutsches Bienenmonitoring – „DeBiMo“. Schlussbericht. Hohenheim. <https://www.uni-hohenheim.de/fileadmin/einrichtungen/bienenmonitoring/Dokumente/DEBIMO-Bericht-2011-2013.pdf>
150. Rundlöf M, Andersson GK, Bommarco R, Fries I, Hederström V, Herbertsson L, Jonsson O, Klatt BK, Pedersen TR, Yourstone J (2015): Seed coating with a neonicotinoid insecticide negatively affects wild bees. *Nature* 521(7550), 77
151. Russo R, Becker JM, Liess M (2018): Sequential exposure to low levels of pesticides and temperature stress increase toxicological sensitivity of crustaceans. *Science of the Total Environment* 610, 563-569
152. Sánchez-Bayo F, Wyckhuys KA (2019): Worldwide decline of the entomofauna: A review of its drivers. *Biological Conservation* 232, 8-27

153. Sánchez-Moreno S, Castro J, Alonso-Prados E, Alonso-Prados JL, García-Baudín JM, Talavera M, Durán-Zuazo VH (2015): Tillage and herbicide decrease soil biodiversity in olive orchards. *Agronomy for Sustainable Development* 35(2), 691-700. <https://doi.org/10.1007/s13593-014-0266-x>
154. Sanders J, Heß J (Hrsg.; 2019): Leistungen des ökologischen Landbaus für Umwelt und Gesellschaft. Johann Heinrich von Thünen-Institut, Braunschweig
155. Savary S, Willocquet L, Pethybridge SJ, Esker P, McRoberts N, Nelson A (2019): The global burden of pathogens and pests on major food crops. *Nature ecology & evolution* 3(3), 430. <https://doi.org/10.1038/s41559-018-0793-y>
156. Schäffer A, Amelung W, Hollert H, Kaestner M, Kandeler E, Kruse J, Miltner A, Ottermanns R, Pagel H, Peth S (2016): The impact of chemical pollution on the resilience of soils under multiple stresses: a conceptual framework for future research. *Science of the Total Environment* 568, 1076-1085
157. Schäffer A, Filser J, Frische T, Gessner M, Köck W, Kratz W, Liess M, Nuppenau E, Roß-Nickoll M, Schäfer R. Der stumme Frühling-Zur Notwendigkeit eines umweltverträglichen Pflanzenschutzes. Der stumme Frühling – Zur Notwendigkeit eines umweltverträglichen Pflanzenschutzes. Diskussion Nr. 16. Nationale Akademie der Wissenschaften – Leopoldina, Halle (Saale)
158. Scholz-Starke B, Beylich A, Moser T, Nikolakis A, Rumpler N, Schäffer A, Theißen B, Toschki A, Roß-Nickoll M (2013): The response of soil organism communities to the application of the insecticide lindane in terrestrial model ecosystems. *Ecotoxicology* 22(2), 339-362
159. Schreiner VC, Szöcs E, Bhowmik AK, Vijver MG, Schäfer RB (2016): Pesticide mixtures in streams of several European countries and the USA. *Science of the Total Environment* 573, 680-689
160. Schumacher K, Freier B (2008): Who benefits from low-input pesticide use within the tritrophic system: crop–aphid–predator? *IOBC/WPRS Bull* 35, 10-17
161. Schütte G, Eckerstorfer M, Rastelli V, Reichenbecher W, Restrepo-Vassalli S, Ruohonen-Lehto M, Saucy A-GW, Mertens M (2017): Herbicide resistance and biodiversity: agronomic and environmental aspects of genetically modified herbicide-resistant plants. *Environmental Sciences Europe* 29(1), 5
162. Silva V, Mol HG, Zomer P, Tienstra M, Ritsema CJ, Geissen V (2019): Pesticide residues in European agricultural soils–A hidden reality unfolded. *Science of the Total Environment* 653, 1532-1545
163. Solomon K, Thompson D (2003): Ecological risk assessment for aquatic organisms from over-water uses of glyphosate. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B* 6(3), 289-324
164. Sparling D, Fellers G (2007): Comparative toxicity of chlorpyrifos, diazinon, malathion and their oxon derivatives to larval *Rana boylei*. *Environmental Pollution* 147(3), 535-539
165. SRU, Sachverständigenrat für Umweltfragen (2016): Umweltgutachten 2016 - Impulse für eine integrative Umweltpolitik. Berlin. https://www.umweltrat.de/SharedDocs/Downloads/DE/01_Umweltgutachten/2016_Umweltgutachten_HD.pdf?__blob=publicationFile
166. SRU, Sachverständigenrat für Umweltfragen und WBBGR, Wissenschaftlicher Beirat für Biodiversität und Genetische Ressourcen beim Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (2018): Für einen flächenwirksamen Insektenschutz. Stellungnahme. Berlin. https://www.umweltrat.de/SharedDocs/Downloads/DE/04_Stellungnahmen/2016_2020/2018_10_AS_Insektenschutz.pdf?__blob=publicationFile&v=17

167. Stanley DA, Smith KE, Raine NE (2015): Bumblebee learning and memory is impaired by chronic exposure to a neonicotinoid pesticide. *Scientific Reports* 5, 10
168. Stehle S, Knäbel A, Schulz R (2013): Probabilistic risk assessment of insecticide concentrations in agricultural surface waters: a critical appraisal. *Environmental Monitoring and Assessment* 185(8), 6295-6310
169. Stehle S, Schulz R (2015a): Agricultural insecticides threaten surface waters at the global scale. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 112(18), 5750-5755
170. Stehle S, Schulz R (2015b): Pesticide authorization in the EU—environment unprotected? *Environmental Science and Pollution Research* 22(24), 19632-19647
171. Straub L, Villamar-Bouza L, Bruckner S, Chantawannakul P, Gauthier L, Khongphinitbunjong K, Retschnig G, Troxler A, Vidondo B, Neumann P (2016): Neonicotinoid insecticides can serve as inadvertent insect contraceptives. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 283(1835), 20160506
172. Squire GR, Brooks DR, Bohan DA, Champion GT, Daniels RE, Haughton AJ, Hawes C, Heard MS, Hill, MO, May, MJ, Osborne JL, Perry JN, Roy DB, Woiwod IP, Firbank LG (2003): On the rationale and interpretation of the farm scale evaluations of genetically modified herbicide-tolerant crops. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B – Biological Sciences* (358): 1779-1799.
173. Squire GR, Hawes C, Begg GS, Young MW (2009): Cumulative impact of GM herbicide-tolerant cropping on arable plants assessed through species-based and functional taxonomies. *Environmental Science and Pollution Research* 16(1), 85-94
174. Tsiafouli MA, Thébault E, Sgardelis SP, De Ruiter PC, Van Der Putten WH, Birkhofer K, Hemerik L, De Vries FT, Bardgett RD, Brady MV (2015): Intensive agriculture reduces soil biodiversity across Europe. *Global Change Biology* 21(2), 973-985
175. Tuck SL, Winqvist C, Mota F, Ahnström J, Turnbull LA, Bengtsson J (2014): Land-use intensity and the effects of organic farming on biodiversity: a hierarchical meta-analysis. *Journal of Applied Ecology* 51(3), 746-755
176. Ulbig E, Hertel R, Böhl G (2010): Kommunikation von Risiko und Gefährdungspotenzial aus Sicht verschiedener Stakeholder. Abschlussbericht. Bundesinstitut für Risikobewertung (BfR), Berlin. ISBN: 3-938163-56-9, ISSN: 1614-3795
177. UNEP, United Nations Environment Programme (2018): Convention on Biological Diversity, COP 14, Sharm El-Sheikh, Ägypten. <https://www.cbd.int/conferences/2018/cop-14/documents>
178. Vandenberg LN, Colborn, T., Hayes, T. B., Heindel, J. J., Jacobs Jr, D. R., Lee, D-H., Shioda, T., Soto, A. M., vom Saal, F. S., Welshons, W. V. (2012). Hormones and endocrine-disrupting chemicals: low-dose effects and nonmonotonic dose responses. *Endocrine reviews* 33: 378-455.
179. Van der Geest B (2012): Bee poisoning incidents in the Pomurje region of Eastern Slovenia in 2011. *Julius-Kühn-Archiv* 437, 124
180. Van Hoesel W, Tiefenbacher A, König N, Dorn VM, Hagenhuth JF, Prah U, Widhalm T, Wiklicky V, Koller R, Bonkowski M (2017): Single and combined effects of pesticide seed dressings and herbicides on earthworms, soil microorganisms, and litter decomposition. *Frontiers in plant science* 8, 215
181. van Lenteren JC, Bolckmans K, Köhl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2017): Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *BioControl* 63(1), 39-59
182. van Swaay C, Warren M, Loïs G (2006). Biotope use and trends of European butterflies. *Journal of Insect Conservation* 10(2), 189-209

183. van Swaay C, Cuttelod A, Collins S, Maes D, Munguira ML, Šašić M, Settele J, Verovnik R, Verstrael T, Warren M (2010): European red list of butterflies. Publications office of the European Union, Brüssel.
http://ec.europa.eu/environment/nature/conservation/species/redlist/downloads/European_butterflies.pdf
184. Vickery JA, Feber RE, Fuller RJ (2009): Arable field margins managed for biodiversity conservation: a review of food resource provision for farmland birds. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 133(1-2), 1-13
185. Volkmar C, Wetzel T, Hussein MLA, Jany D, Richter L (1999): Mehrjährige Untersuchungen zur epigäischen Fauna in zwei Fruchtfolgerotationen mit unterschiedlichen Pflanzenschutzintensitäten. *Archives of Phytopathology & Plant Protection* 32(5), 365-394
186. Wahl J, Dröschmeister R, Gerlach B, Grüneberg C, Langgemach T, Trautmann S, Sudfeldt C (2015): Vögel in Deutschland – 2014. DDA, BfN, LAG VSW, Münster
187. Weber G, Franzen J, Büchs W (1997): Beneficial Diptera in field crops with different inputs of pesticides and fertilizers. *Biological agriculture & horticulture* 15(1-4), 109-122
188. Welling M, Bathon H, Langenbruch G, Klingauf F (1994): Auswirkungen von Feldrainen und Ackerschonstreifen auf Laufkäfer (Carabidae) und Bodenspinnen (Araneae). DFG-Forschungsbericht Integrierte Pflanzenproduktion II. 93-108
189. White PJ, Kerr JT (2007): Human impacts on environment–diversity relationships: evidence for biotic homogenization from butterfly species richness patterns. *Global Ecology and Biogeography* 16(3), 290-299
190. Whitehorn PR, O’connor S, Wackers FL, Goulson D (2012): Neonicotinoid pesticide reduces bumble bee colony growth and queen production. *Science* 336(6079), 351-352
191. Wick M, Freier B (2000): Long-term effects of an insecticide application on non-target arthropods in winter wheat-a field study over 2 seasons. *Anzeiger für Schädlingkunde= Journal of pest science* 73(3), 61-69
192. Wilson JD, Morris AJ, Arroyo BE, Clark SC, Bradbury RB (1999): A review of the abundance and diversity of invertebrate and plant foods of granivorous birds in northern Europe in relation to agricultural change. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 75(1-2), 13-30
193. Wirtz IP, Hauer-Jákli M, Schenke D, Ladewig E, Märländer B, Heimbach U, Pistorius J (2018): Investigations on neonicotinoids in guttation fluid of seed treated sugar beet: Frequency, residue levels and discussion of the potential risk to honey bees. *Crop Protection* 105, 28-34
194. Zaller JG, Heigl F, Ruess L, Grabmaier A (2014): Glyphosate herbicide affects belowground interactions between earthworms and symbiotic mycorrhizal fungi in a model ecosystem. *Scientific reports* 4, 5634
195. Zubrod JP, Englert D, Feckler A, Koksharova N, Konschak M, Bundschuh R, Schnetzer N, Englert K, Schulz R, Bundschuh M (2015a): Does the current fungicide risk assessment provide sufficient protection for key drivers in aquatic ecosystem functioning? *Environmental Science & Technology* 49(2), 1173-1181
196. Zubrod JP, Feckler A, Englert D, Koksharova N, Rosenfeldt RR, Seitz F, Schulz R, Bundschuh M (2015b): Inorganic fungicides as routinely applied in organic and conventional agriculture can increase palatability but reduce microbial decomposition of leaf litter. *Journal of Applied Ecology* 52(2), 310-322

Anschriften der Autoren

Urs Niggli
FiBL Europe, Research Institute of Organic Agriculture
Rue de la Presse 4
B-1000 Bruxelles
E-Mail: urs.niggli@fibl.org

Judith Riedel
FiBL, Forschungsinstitut für biologischen Landbau
Ackerstrasse 113,
5070 Frick,
E-Mail: judith.riedel@fibl.org

Carsten Brühl
Institut für Umweltwissenschaften an der Universität Koblenz-Landau,
Rhabanusstraße 3,
55118 Mainz,
E-Mail: bruehl@uni-landau.de

Matthias Liess
UFZ, Helmholtz Zentrum für Umweltforschung, Permoserstrasse 15, 04318 Leipzig,
RWTH, Rheinisch-Westfälische Technische Hochschule, Worringerweg 1, 52056 Aachen,
E-Mail: matthias.liess@ufz.de

Ralf Schulz
iES Landau
Institut für Umweltwissenschaften
Universität Koblenz-Landau
Im Fort 7
D-76829 Landau
E-Mail: Schulz@uni-landau.de

Bernward Märländer
Institut für Zuckerrübenforschung an der Universität Göttingen,
Holtenser Landstrasse 77,
37079 Göttingen,
E-Mail: maerlaender@ifz-goettingen.de

Rolf Altenburger,
Helmholtz-Zentrum für Umweltschutz - UFZ,
Permoserstr. 15,
04318 Leipzig, Germany

Wolfgang Bokelmann
FG Ökonomik der Gärtnerischen Produktion,
Humboldt Universität zu Berlin,
Unter den Linden 6,
10099 Berlin,
E-Mail: w.bokelmann@agrار.hu-berlin.de

Jürgen Heß
Ökologischer Land- & Pflanzenbau
Universität Kassel,
Nordbahnhofstraße 1a,
37213 Witzenhausen,
E-Mail: jh@uni-kassel.de

Annette Reineke
Institut für Phytomedizin,
Hochschule Geisenheim,
Von-Lade-Str. 1,
65366 Geisenheim,
E-Mail: annette.reineke@hs-gm.de

Bärbel Gerowitt
Universität Rostock,
Institut für Landnutzung, Fachgebiet Phytomedizin,
Satower Str. 48,
18059 Rostock,
E-Mail: baerbel.gerowitt@uni-rostock.de