

**Förderung der Biodiversität
mittels einjähriger Blühstreifen im Kohlanbau
Bayer CropScience Food Chain Projekt 2012-2015**



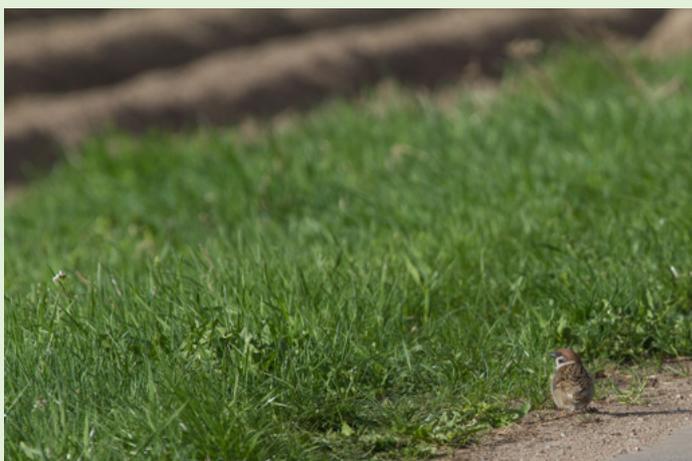
Inhaltsverzeichnis

1	WARUM BLÜHSTREIFEN?	3
2	BIODIVERSITÄT – WAS KANN GEFÖRDERT WERDEN?	4
3	BLÜHSTREIFEN UND INSEKTEN	5
4	WILDBIENEN	6
5	HONIGBIENE	10
6	SCHWEBFLIEGEN	11
7	TAGFALTER	15
8	ERZWESPEN, BRACKWESPEN, ECHTE SCHLUPFWESPEN	17
9	FAZIT – BLÜHSTREIFEN SIND SINNVOLL!	24
10	ANHANG	25
10.1	METHODEN	25
10.2	MAßNAHMEN	27
10.3	LITERATUR.....	28
10.4	ABKÜRZUNGEN	31
10.5	TABELLENVERZEICHNIS	31
10.6	ABBILDUNGSVERZEICHNIS	31
11	IMPRESSUM	32

1 WARUM BLÜHSTREIFEN?

Die **Biodiversität** oder Biologische Vielfalt bildet unsere Lebensgrundlage, sie sichert uns Ernährung, Rohstoffe, saubere Luft und Wasser; sie zu erhalten ist somit kein reiner Selbstzweck. In Deutschland sind jedoch nach den aktuellen Roten Liste bereits 6 % aller Arten ausgestorben, 30 % sind in ihrem Bestand gefährdet und nur 37 % gelten als ungefährdet. Besonders dramatisch sind die Biodiversitätsverluste in der Agrarlandschaft, zurückzuführen auf die Industrialisierung der Landwirtschaft und den dort oft vollständigen Verlust naturnaher Flächen. Wie hoch die Verluste sind, ist abzulesen am Rückgang der am Ende der Nahrungskette stehenden Vogelarten der Agrarlandschaft: zwischen 1980 und 2010 sind die Bestände der Feldvögel in Europa um etwa die Hälfte (entsprechend 300 Millionen Vögel) zurückgegangen.

Um den weiteren Rückgang zu stoppen, müssen wieder dauerhaft Flächen der Natur zurückgegeben werden, und wo dies nicht möglich ist, können – wie in dem vorliegenden Projekt – **einjährige Blühstreifen zur Förderung der Biodiversität** eingesetzt werden. Sie sind zum einen ein Mittel, die extreme Verknappung der **Ressource „Nektar und Pollen“** in der Agrarlandschaft zu mildern, und zum anderen helfen die sich in der Vegetation der Blühstreifen vermehrenden Insekten die unterbrochene Nahrungskette wiederherzustellen. Darüber hinaus können die Blühstreifen auch als **Schutz-, Brut- und Rückzugsflächen für Wildtiere** dienen, als linienförmige Strukturen unterstützen sie den **Biotopverbund** und nicht zuletzt bereichern sie auch in ästhetischer Hinsicht das **Landschaftsbild**.



Feldsperling (*Passer montanus*)

Asphalтиerte Feldwege und monotone Randstreifen bieten nur wenig Nahrung – auch deshalb ist der Bestand des Feldsperlings in Europa zwischen 1980 und 2010 um 57 % zurückgegangen. Alle Singvögel – auch ansonsten vegetarische Arten - füttern ihre Jungen mit Insekten, ohne Insekten ist eine erfolgreiche Brut nicht möglich. Die Blühstreifen verbessern deutlich das Angebot an Insekten und helfen damit dem Feldsperling und auch allen anderen Vögel der Agrarlandschaft.

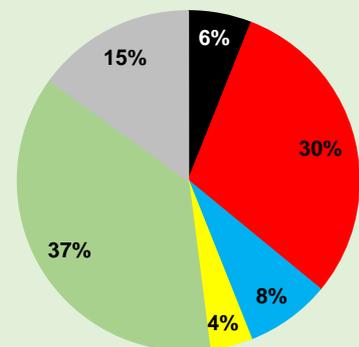
Verarmte Agrarlandschaft



Blühstreifen neben Kohlfeld



Aktuelle Gefährdungssituation der Tiere, Pflanzen und Pilze in Deutschland



- ausgestorben oder verschollen
- bestandsgefährdet
- extrem selten
- Vorwarnliste
- ungefährdet
- Daten ungenügend

Literatur: [14, 17].

2 BIODIVERSITÄT – WAS KANN GEFÖRDERT WERDEN?

Biodiversität steht als Sammelbegriff für die **Vielfalt der Arten** (Tiere, Pflanzen, Pilze), die von diesen Arten gebildete **Vielfalt der Ökosysteme** und auch für die **genetische Vielfalt** der Arten, ohne die ein Überleben in einer sich beständig wandelnden Umwelt nicht möglich ist. Ein Maß für die Biodiversität ist die Anzahl der vorkommenden Arten; bezogen auf die Fläche Deutschlands sind dies mindestens 72100 Arten.

Mittels der **Blühstreifen** kann naturgemäß nur ein Teil dieser Artendiversität gefördert werden, allerdings ist dieser Teil überraschend hoch. An erster Stelle stehen die **Blütenbesucher**. Wie viele Arten der **Bienen, Wespen, Fliegen, Käfer** und **Schmetterlinge** und weiterer Insekten Nektar und Pollen als Nahrung nutzen, ist nicht genau bekannt. Bei einer konservativen Schätzung von einem Drittel der genannten Arten wären dies potentiell immerhin etwa 10000 oder **20% aller Tierarten**. An zweiter Stelle kommen Arten, die sich pflanzlich ernähren (z.B. Blattläuse, Wanzen, Zikaden, Minierfliegen). An dritter Stelle räuberische (z.B. Käfer, Spinnen, Spitzmäuse, Vögel) und parasitische Arten (z.B. Erzwespen, Schlupfwespen, Raupenfliegen), die sich von den beiden zuerst genannten Gruppen ernähren. Letztlich profitiert fast die gesamte **lokale Fauna** in der Umgebung der Blühstreifen.



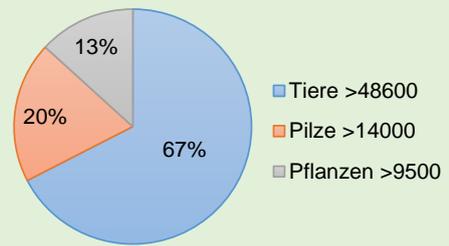
Sepsis orthocnemis (Familie Sepsidae, Schwingfliegen), Nektar aufnehmend.



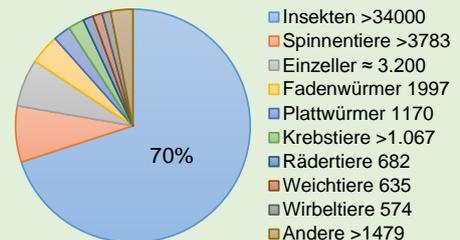
Um Insekten als Bestäuber anzulocken, produzieren Blüten Nektar – diese Zuckerlösung kann auch Proteine, Aminosäuren und Vitamine enthalten und dient den Insekten als Nahrung. Manche Pflanzen bieten Nektar auch außerhalb der Blüten an. Diese sogenannten extrafloralen Nektarien sind meist völlig frei zugänglich, so dass auch Insekten mit sehr kurzen Mundwerkzeugen an den Nektar gelangen können. Auch der Pollen der Blüten wird von vielen Insekten genutzt, er stellt eine Proteinquelle dar.

Echte Schlupfwespen (Ichneumonidae) & Erzwespe (Überfamilie Chacidoidea) an extrafloralen Nektarien der Ackerwicke.

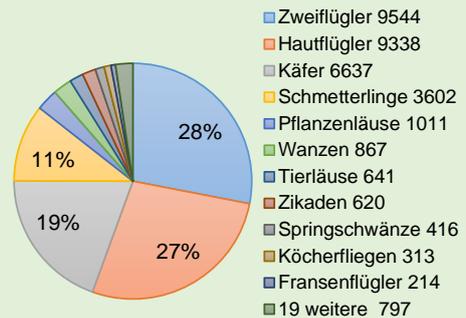
Artenvielfalt in Deutschland > 72100 Arten



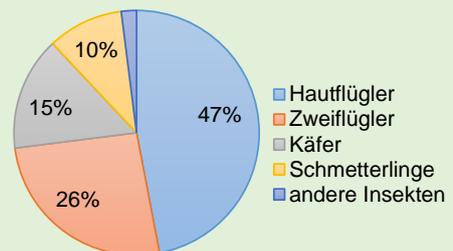
> 48600 Tierarten



> 34000 Insektenarten



Blütenbesucher



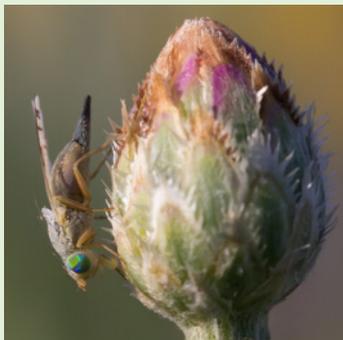
In Mitteleuropa werden Blüten zur Nahrungsaufnahme nur von Insekten besucht. Dabei entfallen 98 % der Besucher auf nur vier Insektengruppen, die mit etwa 30000 Arten aber fast 63% aller Tierarten in Deutschland ausmachen – auch wenn längst nicht alle dieser Arten Blüten besuchen, das Förderpotential von Blühstreifen ist ausgesprochen hoch.

Literatur: [9, 12, 14, 23, 31, 41, 50].

3 BLÜHSTREIFEN UND INSEKTEN

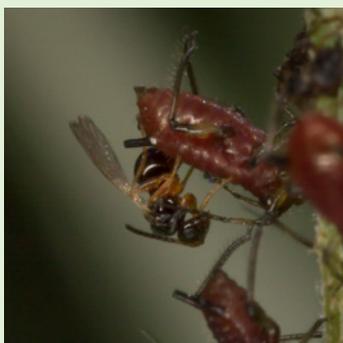
In den Anfang Mai angelegten **Blühstreifen** konnten zur Blütezeit im Juli und August **Insekten aus zwölf verschiedenen Ordnungen** nachgewiesen werden, wobei es sich größtenteils um flugfähige Arten handelt, die neu entstandene Lebensräume naturgemäß als erste besiedeln. Neben den wichtigsten Blütenbestäubern – Wildbienen, Honigbienen, Tagfalter und Schwebfliegen – wurden stichprobenartig auch Erzwespen, Brackwespen und Echte Schlupfwespen erfasst, da sie als parasitische Arten eine entscheidende Rolle für das ökologische Gleichgewicht spielen.

Ein funktioneller Nachteil einjähriger Blühstreifen ist es, dass Arten mit mindestens einjährigem Entwicklungszyklus den Blühstreifen nicht zur Fortpflanzung nutzen können. Entwicklungsstadien von Insekten, die im Blühstreifen überwintern wollen, gehen beim Umbruch des Streifens im Herbst verloren. Die gewonnenen Daten zeigen aber, dass phytophage und parasitische Arten mit kürzeren Entwicklungszyklen und mehreren Generationen pro Jahr den Blühstreifen erfolgreich zur Fortpflanzung nutzen können. Die auf diese Weise produzierte „Insektenbiomasse“ wird für die gestörte Nahrungskette im Ökosystem Agrarlandschaft dringend benötigt. Unmittelbare Nutznießer sind zum Beispiel Rauchschwalben, die über den Blühstreifen jagen und dort fliegende Insekten fangen.



Safflor-Bohrfliege (*Acanthiophilus helianthi*)

Die Safflor-Bohrfliege legt ihre Eier in die Blütenköpfe von Korbblütlern (z.B. der Kornblume), wo die Larven sich von den Blütenblättern und Samen ernähren und sich auch verpuppen. Nach vier bis sechs Wochen schlüpft die nächste Generation, insgesamt können sich drei bis vier Generationen pro Jahr entwickeln. Die Kornblumenstreifen bieten dieser Fliegenart sehr gute Bedingungen, wie es beobachtete Massenvermehrungen bezeugen.



Alloxysta sp. (Familie Charipidae), Eiablage in Blattlaus

Auch viele parasitische Arten können mehrere Generationen pro Jahr bilden und somit auch einjährige Blühstreifen nutzen. Die im Bild gezeigte und nur etwa 1 mm große Wespe aus der Gattung *Alloxysta* parasitiert nicht etwa die Blattlaus, auf der sie sitzt, sondern sie parasitiert als sogenannter Hyperparasit eine andere parasitische Erzwespe, die sich bereits innerhalb der Blattlaus befindet.

Blühstreifen gemischt



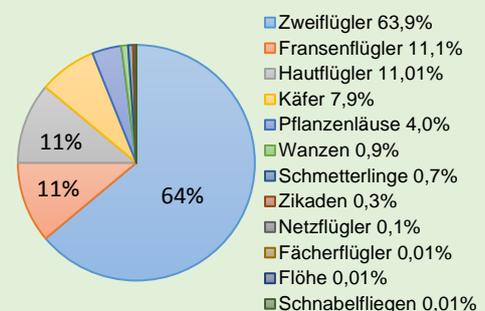
Einjährige Arten, die noch im gleichen Jahr blühen: Acker-Ringelblume, Borretsch, Buchweizen, Feldklee, Garten-Ringelblume, Gelbklee, Inkarnatklee, Klatschmohn, Kornblume, Kulturmalve, Phacelia.

Kornblumenstreifen



Vorgezogene Pflanzen, die zusammen mit den Kohlpflanzen gesetzt werden.

Nachgewiesene Insekten



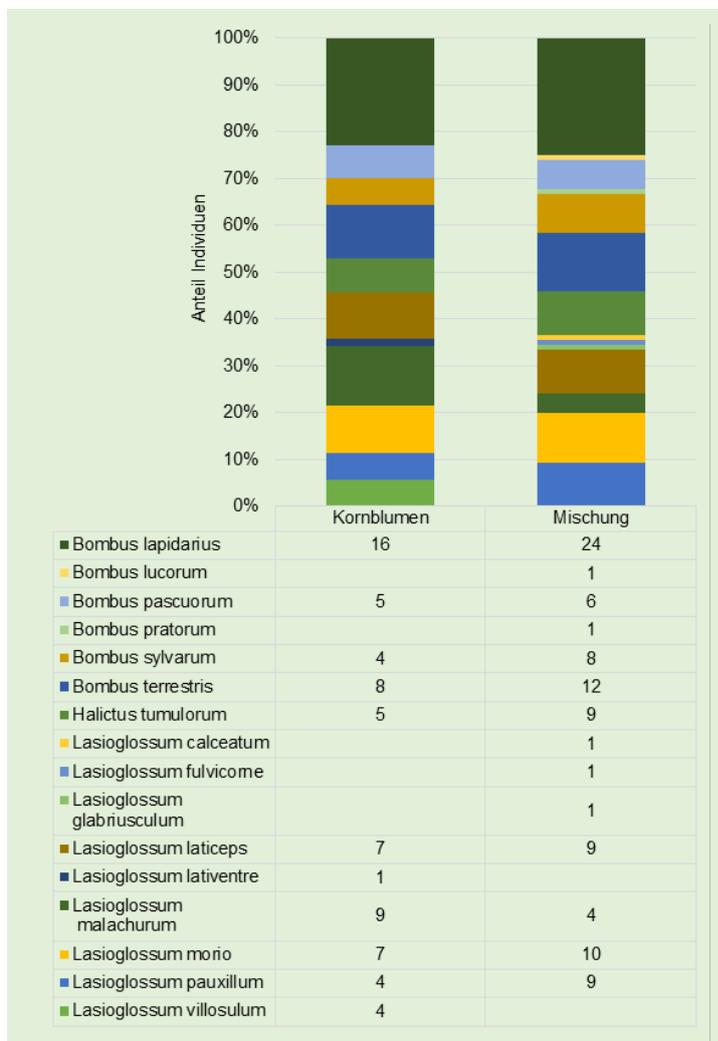
Mittels Fallen konnten insgesamt 15758 Insekten in den Blühstreifen gefangen werden, wobei es sich zu 64% um Zweiflügler (Fliegen und Mücken) handelte.

Literatur: [26, 37].

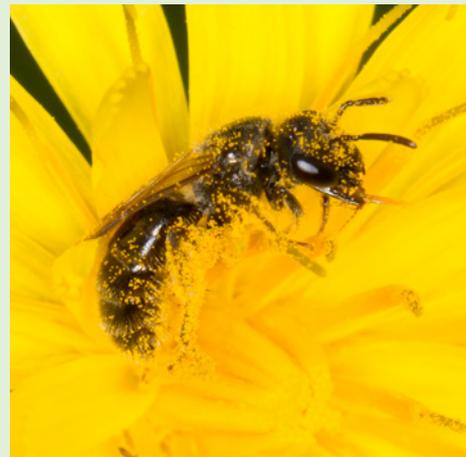
4 WILDBIENEN

Wildbienen sind auf Blüten als Nahrungsquelle angewiesen, die Blühstreifen stellen eine deutliche **Verbesserung des Nahrungsangebotes** dar. Die geringe Zahl von nur zehn Wildbienenarten, die die sommerlichen Blühstreifen regelmäßig besuchten (Tab. 1), spiegelt den verarmten Zustand der lokalen Wildbienenfauna wider. Besonders auffällig ist, dass keine Arten vorkommen, die ausschließlich oberirdisch nisten, eine Spezialisierung hinsichtlich ihrer Pollenquelle aufweisen, eine parasitische Lebensweise haben oder als gefährdet gelten.

Da alle nachgewiesenen Arten polylektisch sind, also keine Spezialisierung hinsichtlich ihres Pollensammelverhaltens aufweisen, wurden die beiden unterschiedlichen Blühstreifentypen in etwa gleich gut angenommen.



Die beiden Blühstreifentypen – nur Kornblumen und Blühmischung inklusive Kornblume – unterscheiden sich kaum in ihrer Nutzung durch Wildbienen. Zwar konnten in der Mischung drei Arten mehr beobachtet werden (14 gegenüber 11), da es sich bei diesen aber um Einzelfunde handelt, spielt wahrscheinlich der Zufall eine größere Rolle als die Unterschiede der Blühstreifen.



Zottige Schmalbiene (*Lasioglossum villosulum*)

Systematik: Familie Bienen (Apidae).

Arten: 561 in Deutschland, 1965 in Europa, ≈ 20000 weltweit.

Biologie: Körpergröße von 3 bis 30 mm. Vollständige Metamorphose (Ei-Larve-Puppe-Imago). Imagines und Larven ernähren sich ausschließlich von Nektar und Pollen, der auf Blüten gesammelt wird. Die Weibchen praktizieren Brutfürsorge, indem sie mit Nektar und Pollen verproviantierte Brutzellen anlegen, in die die Eier abgelegt werden. Bezüglich der Nistplatzwahl können unterirdisch (endogäisch: oft Spezialisierung hinsichtlich Substrat & Exposition) und oberirdisch (hypergäisch: in Totholz, Stängeln, Schilfgallen, Schneckenhäusern oder als Freibauten) nistende Arten unterschieden werden. Bei beiden Gruppen gibt es Arten, die vorhandene Hohlräume nutzen und solche, die sie selber anlegen. Etwa ein Viertel aller Arten weist eine Spezialisierung hinsichtlich des gesammelten Pollens auf (Oligolektie), etwa die Hälfte weist diesbezüglich keine Spezialisierung auf (Polylektie) und etwa ein Viertel lebt brutparasitisch in den Nestern anderer Wildbienen, oft mit sehr hoher Wirtsspezifität. Nisthabitate, Nahrungshabitate, Quellen für Baumaterial und Rendezvous-Plätze können räumlich getrennt sein (Biotopkomplex-Bewohner).

Gefährdung: In Deutschland stehen 293 Arten (52,6 %) auf der Roten Liste der gefährdeten Arten, 42 Arten (7,5 %) stehen auf der Vorwarnliste, für 15 Arten (2,7%) sind die Daten unzureichend und nur 207 Arten (37,2 %) wurden als ungefährdet eingestuft.

Wirtschaftliche Bedeutung: Wildbienen sind die wichtigsten Bestäuber sowohl in natürlichen Ökosystemen als auch im Obst- und Gemüseanbau.

Literatur: Artenzahlen: [28, 52]
Nomenklatur: [52], Deutsche Namen: [22], Bestimmung: [2, 3, 4, 5, 6, 8, 13, 20, 25, 38, 39, 40], Gefährdung: [52, 53], Biologie: [7, 27, 51].

Tab. 1: Wildbienen – Gefährdung, Biologie und Dominanz nachgewiesener Arten.

Gefährdung: Einstufung nach Roten Listen in Deutschland (DE) und Baden-Württemberg (BW): 1 = vom Aussterben bedroht; 2 = Stark gefährdet; 3 = Gefährdet; G = Gefährdung unbekanntes Ausmaßes; R = Extrem selten; V = Vorwarnliste; D = Daten unzureichend, * = Ungefährdet.

Nistweise: e: endogäisch (im Boden); h: hypergäisch (über dem Boden); p: parasitoid mit Angabe der Nistweise des Wirtes in []; (); ? : fraglich/unbekannt; B: Angaben zum Baumaterial; vH: vorhandene Hohlräume; ho: hohle Stängel und Holzbohrgänge; m: markhaltiger Stängel; mo: morsches Holz; Ga: Pflanzengallen; Bo: Erdnester im ± flachen Boden; St: Steilwände, Abbruchkanten u.ä.; Fr: Freibauten.

Pollensammelverhalten: polylektisch (ohne Spezialisierung) oder oligolektisch (Angabe der Pflanzenfamilie oder -gattungen).

Wirte: Wirtsarten parasitischer Bienen (nachgewiesene Arten **fett** gedruckt).

Dominanz: relative Menge (Individuenzahl) einer Art im Vergleich zu den übrigen Arten: **Eudominant** (32,0-100%, stark Vorherrschende); **dominant** (10,0-31,9%, Vorherrschende); **subdominant** (3,2-9,9%, schwach Vorherrschende); **rezedent** (1,0-3,1%, Zurücktretende); **subrezedent** (0,32-0,99%, stark Zurücktretende); **sporadisch** (< 0,32%, Vereinzelt); - = keine Nachweise.

	Gefährdung		Nistweise	Pollen-sammelverhalten	Wirte	Dominanz
	DE	BW				
Bombus lapidarius (Steinhummel)	*	*	e, h; vH	polylektisch	-	dominant
Bombus lucorum (Helle Erdhummel)	*	*	e; vH	polylektisch	-	sporadisch
Bombus pascuorum (Ackerhummel)	*	*	e, h; vH	polylektisch	-	subdominant
Bombus pratorum (Wiesenhummel)	*	*	e, h; vH	polylektisch	-	sporadisch
Bombus sylvarum (Bunte Hummel)	V	V	e, h; vH	polylektisch	-	subdominant
Bombus terrestris (Dunkle Erdhummel)	*	*	e, h; vH	polylektisch	-	dominant
Halictus tumulorum (Gewöhnliche Furchenbiene)	*	*	e; Bo	polylektisch	-	subdominant
Lasioglossum calceatum (Gewöhnliche Schmalbiene)	*	*	e; Bo	polylektisch	-	sporadisch
Lasioglossum fulvicorne (Braunfühler-Schmalbiene)	*	*	e; Bo	polylektisch	-	sporadisch
Lasioglossum glabriusculum (Dickkopf-Schmalbiene)	*	V	e; Bo	polylektisch	-	sporadisch
Lasioglossum laticeps (Breitkopf-Schmalbiene)	*	*	e; Bo (St)	polylektisch	-	subdominant
Lasioglossum lativentre (Breitbauchige Schmalbiene)	V	V	e; Bo	polylektisch	-	sporadisch
Lasioglossum malachurum (Feldweg-Schmalbiene)	*	*	e; Bo	polylektisch	-	subdominant
Lasioglossum morio (Dunkelgrüne Gold-Schmalbiene)	*	*	e; Bo	polylektisch	-	dominant
Lasioglossum pauxillum (Lappenspörnige Schmalbiene)	*	*	e; Bo	polylektisch	-	subdominant
Lasioglossum villosulum (Zottige Schmalbiene)	*	*	e; Bo	polylektisch	-	rezedent



♂ der Breitkopf-Schmalbiene auf einem Blütenstand des Ampfer-Knöterichs, der sich innerhalb des Blühstreifens aus der natürlichen Samenbank des Bodens entwickelt hat.

Abb. 1 : Arten im Porträt: Hummeln.

***Bombus lapidarius***

(Steinhummel)

♂, KI ≈ 14 mm, Det: Foto, Archiv JEsser.

***Bombus pascuorum***

(Ackerhummel)

♀, KI ≈ 17 mm, Det: Foto, Archiv JEsser.

***Bombus pratorum***

(Ackerhummel)

♀, KI ≈ 16 mm, Det: Foto, Archiv JEsser.

***Bombus terrestris***

(Dunkle Erdhummel)

♀, KI ≈ 13 mm, Det: Foto/Belegtiere, Ort: Köngen, Blühstreifen, 08.08.2012.

Abb. 2 : Arten im Porträt: Furchen- und Schmalbienen.

***Halictus tumulorum***

(Gewöhnliche Furchenbiene)

♀, Kl 6 mm, Det: Belegtier, Archiv JEsser.

***Lasioglossum calceatum***

(Gewöhnliche Schmalbiene)

♀, Kl 9 mm, Det: Belegtier JEsser-2014-0018, Archiv JEsser.

***Lasioglossum laticeps***

(Breitkopf-Schmalbiene)

♀, Kl 6 mm, Det: Belegtier, Ort: Köngen, Blühstreifen, 31.07.2012.

***Lasioglossum morio***

(Dunkelgrüne Gold-Schmalbiene)

♀, Kl 5,5 mm, Det: Belegtier, Archiv JEsser.

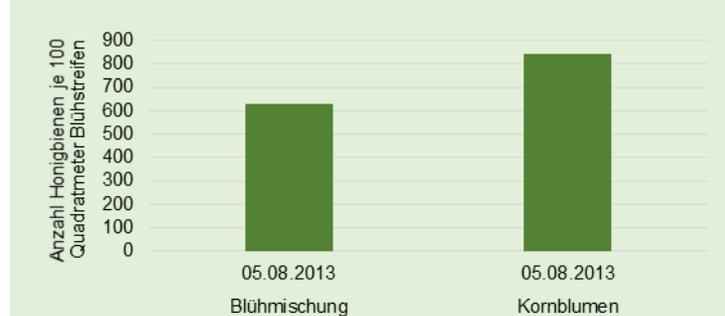
5 HONIGBIENE

Die **Imkerei** hat eine jahrhundertelange Tradition; in der modernen intensiv bewirtschafteten Kulturlandschaft wird das Imkern aufgrund von Trachtlücken aber immer schwieriger. Insbesondere im Sommer führt das Fehlen von blütenreichen Flächen dazu, dass Honigbienen nicht mehr genug Nektar sammeln können.

Die **Blühstreifen** helfen, diese Lücke zu füllen. Die Transektzählungen zeigen, dass die Blühstreifen sehr gut angenommen werden, insbesondere die reinen Kornblumenstreifen wurden mit bis zu 845 sammelnden Honigbienen je 100 m² Blühstreifen sehr intensiv genutzt.



Anfang Mai eingesät, beginnen die Blühstreifen im Juli zu blühen. Die höchste Blütendichte wird Mitte August erreicht, die Honigbienen besuchen die Blühstreifen in entsprechend steigender Zahl.



Der Vergleich zwischen den gemischten Blühstreifen und den reinen Kornblumenstreifen zeigt, dass letztere für die Honigbienen attraktiver sind.



Art: Westliche Honigbiene (*Apis mellifera*).

Systematik: Familie Bienen (Apidae).

Biologie: Körpergröße je nach Geschlecht zwischen 11 und 18 mm. Vollständige Metamorphose (Ei-Larve-Puppe-Imago). Die Nester werden in oberirdischen Hohlräumen angelegt; aus Wachs werden Waben gebaut, die der Einlagerung von Honig und Pollen und der Eiablage und Aufzucht der Brut dienen. Als staatenbildende Art mit bis zu 60000 Arbeiterinnen je Volk ist die Honigbiene auf die Nutzung von Massentrachten spezialisiert: Kundschafterinnen suchen neue Nahrungsquellen, deren Standort mittels der Tanzsprache an die im Stock wartenden Sammelbienen übermittelt wird. Außer Blüten (Nektar und Pollen) werden zur Nahrungssuche auch größere Blattlauskolonien aufgesucht („Honigtau“).

Gefährdung: Als Wildtier ist die Honigbiene in Deutschland ausgestorben und auch auf der Roten Liste der gefährdeten Nutztierarten wird die ehemals bei uns heimische Dunkle Europäische Biene (*Apis mellifera mellifera*) als „extrem gefährdet“ eingestuft. Bei den im Freiland anzutreffenden Honigbienen handelt es sich um von Imkern gehaltene Tiere, die zu nicht einheimischen Unterarten bzw. diversen Zuchtformen und Hybriden gehören.

Wirtschaftliche Bedeutung: Außer zur Produktion von Honig werden Honigbienen auch als Bestäuber im Obst- und Gemüseanbau eingesetzt.

Literatur: Arten: [36], Gefährdung: [19, 36, 47], Biologie: [36].

6 SCHWEBFLIEGEN

Schwebfliegen sind hervorragende Flieger und viele Arten weisen ein ausgeprägtes Wanderverhalten auf, so dass neue Lebensräume sehr schnell besiedelt werden können. In den Blühstreifen konnten insgesamt 16 Arten beobachtet werden, in den meisten Fällen aber nur in einzelnen Exemplaren, die kurzzeitig das reichhaltige Nektar- und Pollenangebot zur Nahrungsaufnahme nutzten.

Vier Arten, die zusammen 95% der beobachteten Individuen stellten, nutzten die Blühstreifen jedoch auch zur Fortpflanzung. Es handelt sich um solche Arten, deren blattlausfressende Larven sich in der Krautschicht entwickeln, deren Lebensraumansprüche also von den Blühstreifen erfüllt werden. Da diese Arten kurze Entwicklungszeiten von weniger als zwei Monaten aufweisen, können die Blühstreifen für einen kompletten Entwicklungszyklus genutzt werden. Die erfolgreiche Besiedlung der Blühstreifen spiegelt sich auch im Auftreten von insgesamt sechs Arten spezifischer Parasiten wider, den Schwebfliegen-Schlupfwespen aus der Familie der Echten Schlupfwespen (Familie Ichneumonidae, folgendes Kapitel). Mindestens eine der Schwebfliegenarten nutzte auch die Kohlpflanzen als Larvalhabitat, war also als Nützling aktiv.



Gemeine Mistschwebfliege (*Syrphid pipiens*)

Systematik: Familie Schwebfliegen (Syrphidae)

Arten: 463 in Deutschland, ≈ 830 in Europa, ≈ 5000 weltweit.

Biologie: Körpergröße von 3,5 bis 35 mm. Vollständige Metamorphose (Ei-Larve-Puppe-Imago). Die Imagines ernähren sich meist von Nektar und Pollen, weshalb ihnen eine bedeutende Rolle als Bestäuber von Blütenpflanzen zukommt. Unter den Larven gibt es unterschiedlichste Ernährungstypen (phytophage, mycophage, xylophage, zoophage, terrestrische und aquatische saprophage u.a.), entsprechend wird eine große Zahl von Biotoptypen besiedelt.

Gefährdung: In Deutschland stehen 169 Arten (36,5 %) auf der Roten Liste der gefährdeten Arten, 32 Arten (6,9 %) stehen auf der Vorwarnliste, für 31 Arten (6,7 %) sind die Daten unzureichend und nur 231 Arten (49,9 %) wurden als ungefährdet eingestuft.

Wirtschaftliche Bedeutung: Wichtige Bestäuber von Blütenpflanzen. Die Larven zoophager Arten können als Nützlinge fungieren.

Literatur: Artenzahlen: [30, 46], Nomenklatur: [46], Deutsche Namen: [35], Bestimmung: [10, 11, 44, 49], Gefährdung: [16, 46], Biologie: [35, 43, 45].



Blattlausfressende Schwebfliegenlarve

Blattläuse im Blühstreifen dienen den Larven als Nahrung.



Schwebfliegen-Schlupfwespe

Die spezialisierte Schlupfwespe sucht innerhalb der Blattlauskolonien nach Wirtslarven.



Larve der Gemeinen Grasschwebfliege

Auf den Kohlpflanzen ernähren sich die Larven außer von Blattläusen möglicherweise auch von Weißen Fliegen.



Puppe der Gemeinen Grasschwebfliege

Die Funde von Puppen auf den Kohlpflanzen zeigen, dass die Schwebfliegenlarven dort genügend Nahrung finden konnten.

Tab. 2: Schwebfliegen – Gefährdung, Biologie und Dominanz nachgewiesener Arten.

Gefährdung: Einstufung nach Roten Listen in Deutschland (D) und Baden-Württemberg (BW): 1 = vom Aussterben bedroht; 2 = Stark gefährdet; 3 = Gefährdet; G = Gefährdung unbekanntes Ausmaßes; R = Extrem selten; V = Vorwarnliste; D = Daten unzureichend, * = Ungefährdet.

Entwicklung: Dauer der Entwicklung in Monaten von der Eiablage bis zum Schlupf des ausgewachsenen Insekts.

Generationen: Anzahl der Generationen pro Jahr.

Wanderverhalten: - = keine Langstrecken-Wanderungen; m: schwach wandernd; M = stark wandernd; ? = unbekannt.

Larvalernährungstyp: 1. **Phytophage** [1.1 in höheren Pflanzen, 1.1.1 Blattminierer, 1.1.2 in Stängeln von krautigen Pflanzen, 1.1.3 in Rhizomen, Wurzeln und Zwiebeln, 1.1.4 im Kambium von Bäumen, 1.2 in Pilzen (mycophag)]; 2. **Zoophage** [2.1 aphidiphag – myrmekophil (Wurzelblattläuse), 2.2 aphidophag – in der Streuschicht oder in der Vegetation, 2.2.1 arboricol (Strauch- und Baumschicht), meist spezialisiert, 2.2.2 herbicol (Krautschicht und Streuschicht), meist polyphag (f für fakultativ aphidophag), 2.2.3 subterran an Wurzelläusen (oft zusammen mit Ameisen), 2.3 zoophag mit anderem/breiterem Beutespektrum (z.B. Schmetterlingsraupen), 2.4 Parasiten in Hymenopterenestern (Bombus, Vespidae), 2.5 Parasiten in Ameisenestern]; 3. **Saprophage** [3.1 aquatisch saprophag (microphag, Detritusfresser), 3.2 terrestrisch saprophag, 3.2.0 in zersetztem krautigen Pflanzenmaterial, 3.2.1 xylophag (s stark zersetzt, m mäßig zersetzt, h in hartem Holz), 3.2.2 in Schleimflüssen von Bäumen, 3.2.3, coprophag, 3.2.4 Kommensalen in Hymenopterenestern (Bombus, Vespidae)].

Dominanz: relative Häufigkeit (Anzahl Individuen) einer Art im Vergleich zu den übrigen Arten: **Eudominant** (32,0-100%, stark Vorherrschende); **dominant** (10,0-31,9%, Vorherrschende); **subdominant** (3,2-9,9%, schwach Vorherrschende); **rezedent** (1,0-3,1%, Zurücktretende); **subrezedent** (0,32-0,99%, stark Zurücktretende); **sporadisch** (< 0,32%, Vereinzelt); - = keine Nachweise.

*: Arten die auch regelmäßig in den Kohlfeldern beobachtet werden können.

	Gefährdung		Entwicklung	Generationen	Wander- verhalten	Larval- ernährungstyp	Dominanz
	D	BW					
Episyrphus balteatus* (Parkschwebfliege)	*	*	< 2	>2	M	2.2.2	subdominant
Eristalis tenax (Große Bienenschwebfliege)	*	*	<2-6	>2	M	3.1	sporadisch
Eumerus strigatus (Gemeine Zwiebelmondschwebfliege)	*	*	2-6	1-2	-	1.1.3	sporadisch
Eupeodes corollae (Gemeine Feldschwebfliege)	*	*	< 2	>2	M	2.2.2	dominant
Eupeodes luniger (Mondfleck-Feldschwebfliege)	*	*	<2-6	2	M	2.2.1	sporadisch
Helophilus trivittatus (Große Sonnenschwebfliege)	*	*	2-12	1-2	m/M	3.1	sporadisch
Lapposyrphus lapponicus (Bogenader-Lappenschwebfliege)	*	*	2-6	2	M	2.2.1	sporadisch
Melanostoma mellinum* (Gemeine Grasschwebfliege)	*	*	<2-6	>2	M	2.2.2	dominant
Pipiza noctiluca (Variable Mondswebfliege)	*	*	2-12	2	-	2.2.2	sporadisch
Pipizella viduata (Gemeine Zwergschwebfliege)	*	*	<2-12	1	-	2.1	sporadisch
Scaeva pyrastris (Weiße Dickkopfschwebfliegen)	*	*	2-6	2/>2	M	2.2.1	sporadisch
Sphaerophoria scripta* (Gemeine Stiftschwebfliege)	*	*	<2-6	2/>2	M	2.2.2	eudominant
Syrirta pipiens (Gemeine Mistschwebfliege)	*	*	<2-6	2/>2	-	3.2.0	sporadisch
Syrphus torvus (Große Gartenschwebfliege)	*	*	2-12	2/>2	-	2.2.1	sporadisch
Xanthogramma stackelbergi (Stackelbergs Gelbrandschwebfliege)	D	D	2-6	2	-	2.1?	sporadisch
Xylota segnis (Gemeine Holzschwebfliege)	*	*	2-12	1-2	-	3.2	sporadisch

Abb. 3 : Arten im Porträt: Schwebfliegen – Teil 1.

***Episyrrhus balteatus***

(Parkschwebfliege)

♂, KL ≈ 11 mm, Det: Foto, Archiv JEsser.

***Eristalis tenax***

(Große Bienenschwebfliege)

♂, KL 14 mm, Det: Belegtier JEsser-2014-0284, Archiv JEsser.

***Eupeodes corollae***

(Gemeine Feldschwebfliege)

♂, KL ≈ 9 mm, Det: Foto/Belegtiere, Archiv JEsser.

***Heliophilus trivittatus***

(Große Sonnenschwebfliege)

♂, KL ≈ 15 mm, Det: Foto, Ort: Köngen, Blühstreifen, 31.07.2014.

Abb. 4 : Arten im Porträt: Schwebfliegen – Teil 2.

***Melanostoma mellinum***

(Gemeine Grasschwebfliege)

♂, KL ≈ 7,5 mm, Det: Foto/Belegtiere, Archiv JEsser.

***Scaeva pyrastris***

(Weiße Dickkopfschwebfliege)

♀, KL ≈ 14 mm, Det: Foto, Archiv JEsser.

***Sphaerophoria scripta***

(Gemeine Stiftschwebfliege)

♂, KL ≈ 10 mm, Det: Foto/Belegtiere, Archiv JEsser.

***Syrphus torvus***

(Große Gartenschwebfliege)

♂, KL 12 mm, Det: Belegtier JEsser-2014-0208, Archiv JEsser.

7 TAGFALTER

Auch Tagfalter können als gute Flieger neue Lebensräume schnell erreichen, sie benötigen für deren Besiedlung aber geeignete Raupenfutterpflanzen und ungestörte Überwinterungsorte, weshalb die einjährigen Blühstreifen für die Falter in der Regel nur als Nahrungshabitat (Blütennektar!) attraktiv sind. Die Ergebnisse (Tab. 3) zeigen leider, dass auch die sommerliche Tagfalterfauna der Umgebung der Felder mit nur fünf Arten extrem verarmt war - außer einer Wanderfalterart traten nur die im Kohlanbau zu erwartenden und als Schädlinge einzustufenden Kohlweißlingsarten regelmäßig auf.

Die Kohlweißlinge nutzen die Blühstreifen nachweislich zur Nektarversorgung, das heißt, sie werden durch die Blühstreifen gefördert. Dieser aus wirtschaftlicher Sicht unerwünschte Effekt wird aber vollständig – und sehr wahrscheinlich auch darüber hinaus – ausgeglichen durch die gleichzeitige Förderung der natürlichen Gegenspieler der Falter (Nützlinge!). Insgesamt konnten sechs bekannte und elf potentielle Parasiten der Weißlingsarten per Stichprobe nachgewiesen werden (Tab. 4, Tab. 5, Tab. 6)!

Entwicklung des Kleinen Kohlweißlings



Eiablage im Weißkohl

Anderes als der Große Kohlweißling legt der Kleine Kohlweißling seine Eier einzeln und weit verteilt ab.



frisch abgelegtes Ei

Die etwa 1 mm langen Eier weisen eine charakteristische Form und Oberflächenstruktur auf.



Raupe kurz vor der Verpuppung

Bevor sie sich verpuppt spinnt die Raupe einen „Gürtel“ (weißer Faden im Bild), der die „Gürtelpuppe“ am Substrat befestigt.



Puppe kurz vor dem Schlupf

Kurz vor dem Schlupf aus der sind bereits die weißen Flügel erkennbar.



Grünader-Weißling (*Pieris napi*)

Systematik: Familien Ritterfalter (Papilionidae), Weißlinge (Pieridae), Bläulinge (Lycaenidae), Edelfalter (Nymphalidae), Würfelfalter (Riodinidae) und Dickkopffalter (Hesperiidae).

Arten: 189 in Deutschland, 482 in Europa.

Biologie: Flügelspannweiten von 18 bis 80 mm. Vollständige Metamorphose (Ei-Raupe-Puppe-Imago). Alle Raupen der einheimischen Arten leben von pflanzlicher Nahrung, wobei unterschiedliche Grade der Spezialisierung auftreten: polyphag (verschiedene Pflanzen), oligophag (Beschränkung auf einige Pflanzenfamilien, -gattungen oder -arten), monophag (eine einzelne Pflanzenart). Entsprechend dem Vorkommen der Wirtspflanzen bestehen oft enge Lebensraumbindungen. Bei den Ameisen-Bläulingen ernähren sich die älteren Raupen räuberisch von Ameisenbrut. Die erwachsenen Falter ernähren sich meist als Blütenbesucher von Nektar, es werden aber auch Baumsäfte und faulende Früchte und vereinzelt Tierkadaver und Kot genutzt.

Gefährdung: In Deutschland stehen 99 Arten (53,8 %) auf der Roten Liste der gefährdeten Arten, 21 Arten (11,4 %) stehen auf der Vorwarnliste, für 7 Arten (3,8 %) sind die Daten unzureichend und nur 57 Arten (31,0 %) wurden als ungefährdet eingestuft (5 weitere Arten wurden nicht bewertet).

Wirtschaftliche Bedeutung: Tagfalter können als Bestäuber fungieren. Je nach Raupenfutterpflanze können verschiedene Arten als Schädlinge im Landbau auftreten.

Literatur: Artenzahlen: [33, 48], Nomenklatur & Deutsche Namen: [33], Bestimmung: [42], Gefährdung: [18, 33], Biologie:[34].

Tab. 3: Tagfalter – Gefährdung, Biologie und Dominanz nachgewiesener Arten.

Gefährdung: Einstufung nach Roten Listen in Deutschland (DE) und Baden-Württemberg (BW): 1 = vom Aussterben bedroht; 2 = Stark gefährdet; 3 = Gefährdet; G = Gefährdung unbekanntes Ausmaßes; R = Extrem selten; V = Vorwarnliste; D = Daten unzureichend, * = Ungefährdet.
Ökologischer Verbreitungstyp: Ubiquisten (U): weit verbreitete Arten, die an den verschiedensten blütenreichen Stellen auftreten. Larval- und Imaginalhabitate können weit voneinander entfernt liegen. Mesophile (M): Arten mit großer ökologischer Toleranzbreite, jedoch unter Bevorzugung artspezifischer Landschaftsstrukturen. M1 = mesophile Arten des Offenlandes. M2 = mesophile Arten gehölzreicher Übergangsbereiche. M3 = mesophile Waldarten. Xerothermophile (X): wärmebedürftige Arten mit Verbreitungsschwerpunkt in Südeuropa, die bei uns vorzugsweise südexponierte Hänge, Sandheiden und entsprechende Orte besiedeln. X1 = xerothermophile Offenlandbewohner, X2 = xerothermophile Gehölzbewohner. Hygrophile (H): Arten die Feuchthabitate benötigen (ohne Tyrphostene). Tyrphostene (T): Vorkommen nur in (Hoch-) Mooren.
Alpicole (A): Gebirgsarten (montan & alpin).
Larvalernährung: polyphag (verschiedene Pflanzen), oligophag (Angabe der Pflanzenfamilie, -gattungen oder -arten), monophag (Angabe der Pflanzenart), zoophag (Angabe der Beute).
Generationen: Anzahl der Generationen pro Jahr.
Überwinterungsstadium: je nach Art als Ei, Raupe, Puppe, Imago (ausgewachsenes Insekt) oder gar nicht (jährliche Einwanderung).
Überwinterungsort: Aufenthaltsort des Überwinterungsstadiums während der winterlichen Phase der Inaktivität.
Dominanz: relative Menge (Individuenzahl) einer Art im Vergleich zu den übrigen Arten: **Eudominant** (32,0-100%, stark Vorherrschende); **dominant** (10,0-31,9%, Vorherrschende); **subdominant** (3,2-9,9%, schwach Vorherrschende); **rezedent** (1,0-3,1%, Zurücktretende); **subrezedent** (0,32-0,99%, stark Zurücktretende); **sporadisch** (< 0,32%, Vereinzelt); - = keine Nachweise.

	Gefährdung		ökologischer Verbreitungstyp	Larval-ernährung	Generationen	Überwinterungs-stadium	Überwinterungs-ort	Dominanz
	DE	BW						
Celastrina argiolus (Faulbaum-Bläuling)	*	*	M3 (X2)	polyphag	1-3	Puppe	oberirdisch (Blattunterseiten)	sporadisch
Pieris brassicae (Großer Kohlweißling)	*	*	U (Kulturfolger)	Brassicaceae	3	Puppe	oberirdisch	dominant
Pieris napi (Grünader-Weißling)	*	*	U	Brassicaceae	3	Puppe	oberirdisch	rezedent
Pieris rapae (Kleiner Kohlweißling)	*	*	U	Brassicaceae	3	Puppe	oberirdisch	eudominant
Vanessa cardui (Distelfalter)	*	*	U	polyphag	1-2	- (Einwanderung)	-	rezedent

Abb. 5 : Arten im Porträt: Tagfalter.



Pieris brassicae
(Großer Kohlweißling)
Sp ≈ 60 mm, Det: Foto, Archiv JEsser.



Pieris rapae
(Kleiner Kohlweißling)
Sp ≈ 45 mm, Det: Foto, Ort: Köngen, Blühstreifen, 08.08.2012.

8 ERZWESPEN, BRACKWESPEN, ECHTE SCHLUPFWESPEN

Parasitoide Wespen spielen im Naturhaushalt eine bedeutende regulatorische Rolle, in der Agrarlandschaft ist das natürliche Gleichgewicht zwischen „Schädlingen“ und „Nützlingen“ jedoch meist deutlich zu Gunsten der Schädlinge verschoben. Die **Blühstreifen fördern die Nützlinge**: sie finden dort nicht nur einen Rückzugsraum, sondern vor allem Nahrung in Form von Nektar, was ihre Lebensdauer, ihre Aktivität, ihre Reproduktionskapazität und damit letztlich ihre **Parasitierungsleistung erhöht**.

Schon die stichprobenartige Untersuchung der Wespenfauna erbrachte 53 Arten, davon 24, die bekanntermaßen wichtige Kohlschädlinge parasitieren, und zusätzliche zehn Arten, von denen dies aufgrund der Wirtsspektren angenommen werden kann (Tab. 4, Tab. 5, Tab. 6). Da praktisch alle Wespenarten nur über sehr kurze Mundwerkzeuge verfügen, ist es besonders wichtig, dass die Blühstreifen Blumen enthalten, die Nektar offen anbieten. Dies ist im besonderen Maße bei der Kornblume der Fall, bei der die sogenannten **extrafloralen Nektarien** völlig frei liegen und von allen Insektenarten genutzt werden können.



Erzwespe (Familie Eurytomidae)

Systematik: Überfamilie Erzwespen (Chalcidoidea), Familien Brackwespen (Braconidae) und Echte Schlupfwespen (Ichneumonidae).

Arten: 6596 in Deutschland, ≈ 131500 weltweit.

Biologie: Körpergröße von 0,1 bis 40 mm. Vollständige Metamorphose (Ei-Larve-Puppe-Imago). Die Imagines nehmen als Nahrung Nektar oder Wirtshämolymphe oder gar keine Nahrung auf. Im Larvenstadium ernähren sich fast alle Arten als Parasitoide von anderen Insekten, was zu deren Tod führt. Die Wirtsbindung kann sehr spezifisch sein (z.B. nur eine einzelne Schmetterlingsart), eine mehr oder weniger weit gefasste Gruppe umfassen (z.B. Raupen einer Schmetterlingsfamilie) oder sehr weit gefasst sein (z.B. Puppen unterschiedlicher Insektenordnungen). Es gibt Endo- und Ectoparasitoide (die Larve lebt innen oder außen am Wirt) und Solitär- und Gregärparasitoide (nur eine oder mehrere Larven leben in/an einem Wirt). Artsspezifisch werden unterschiedliche Wirtsstadien befallen (Ei, Larve, Puppe, Nymphe, Imago). Die Biologie ist äußerst komplex; beispielsweise injizieren Brackwespen zusammen mit dem Ei bestimmte Viren in den Wirt, die dessen Immunabwehr stören. Für viele Arten ist die Wirtsbindung noch nicht oder nur ungenügend bekannt.

Gefährdung: Für parasitische Wespen sind keine Roten Listen verfügbar, was aber nicht heißt, dass es keine gefährdeten Arten gibt. Primär hängt ihre Gefährdung von der Gefährdungssituation der Wirte ab, umso mehr, je enger das Wirtsspektrum ist.

Wirtschaftliche Bedeutung: Als parasitoide Arten spielen sie eine entscheidende Rolle bei der Regulation von Insektenpopulationen.

Literatur: Artenzahlen, Nomenklatur: [12, 15], Bestimmung: DNA-Barcoding & [1, 21, 24], Biologie: [29, 32, 54].



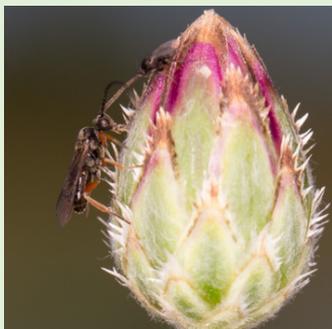
Eiablage einer Erzwespe

In einer einzelnen Kohlweißlingspuppe können sich bis zu 200 Erzwespen entwickeln.



Weißlingstötter (*Cotesia glomerata*)

Diese Art legt immer mehrere Eier in eine Weißlingsraupe, nach dem Verlassen der Raupe spinnen die Larven gemeinsam ihre Kokons.



Brackwespe *Microplitis mediator*

Die an der Knospe der Kornblume gelegenen extrafloralen Nektarien werden von vielen Arten als Nahrungsquelle genutzt.



Kohlmotten-Puppen

Oben: nicht parasitiert; unten: parasitiert durch die Schlupfwespe *Diadegma semiclausum*.

Tab. 4: Erzwespen – Wirtsspektren nachgewiesener Arten.

Wirtsbindung: x: aus der Literatur bekannt, ?: möglicherweise.		Parasitierung von häufigen Kohlschädlingen (soweit bekannt)									
Wirt		Kohlweißlinge (Pieris sp.)	Kohleule (Mamestra brassicae)	Gamaeule (Autographa gamma)	Kohlmotte (Plutella xylostella)	Mehlige Kohlblattlaus (Brevicoryne brassicae)	Kohlmottenschildlaus (Aleyrodes proletella)	Kohlerdföhe (Phyllotreta sp.)	Rüsselkäfer (Ceutorhynchus sp.)	Kleine & Große Kohlfleie (Delia radicum, D. floralis)	Minierfliegen (Diptera: Agromyzidae)
<i>Aphelinus paramali</i>	Blattläuse					?					
<i>Asaphes vulgaris</i>	Hyperparasit in Blattläusen										
<i>Copidosoma floridanum</i>	Blattläuse, Schmetterlinge	?	?	X	?	?					
<i>Diglyphus isaea</i>	Minierfliegen, Schmetterlinge	?	?	?	?	?					X
<i>Mesopolobus gemellus</i>	Rüsselkäfer								?		
<i>Pteromalus albipennis</i>	Bohrfliegen (Tephritidae)										
<i>Pteromalus egregius</i>	Kleinschmetterlinge				?						
<i>Pteromalus puparum</i>	Käfer, Fliegen, Hautflügler, Schmetterlinge, Schildläuse	X	X	X	X				?		
<i>Stenomalina gracilis</i>	Rüsselkäfer, Fliegen, Hautflügler, Schmetterlinge	?	?	?	?				X	?	X

Tab. 5: Brackwespen – Wirtsspektren nachgewiesener Arten.

Wirtsbindung: x: aus der Literatur bekannt, ?: möglicherweise.		Parasitierung von häufigen Kohlschädlingen (soweit bekannt)									
Wirt		Kohlweißlinge (Pieris sp.)	Kohleule (Mamestra brassicae)	Gamaeule (Autographa gamma)	Kohlmotte (Plutella xylostella)	Mehlige Kohlblattlaus (Brevicoryne brassicae)	Kohlmottenschildlaus (Aleyrodes proletella)	Kohlerdföhe (Phyllotreta sp.)	Rüsselkäfer (Ceutorhynchus sp.)	Kleine & Große Kohlfleie (Delia radicum, D. floralis)	Minierfliegen (Diptera: Agromyzidae)
<i>Aphidius ervi</i>	Blattläuse					X					
<i>Aphidius matricariae</i>	Blattläuse					X					
<i>Asobara sp.</i>	Taufliegen der Gattung Drosophila										
<i>Bracon radialis</i>	Kleinschmetterlingslarven				X						
<i>Cotesia glomerata</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	X	?	X	?						
<i>Cotesia rubecula</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	X	X	X	X						
<i>Cotesia telengai</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	?	?	X	?						
<i>Cotesia vestalis</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	X	?	X	X						
<i>Dacnusa areolaris</i>	Minier- und Halmfliegen (Agromyzidae, Chloropidae)										X
<i>Dinotrema sp.</i>	Buckel-, Blumen- und Tummelfliegen (Phoridae, Anthomyiidae, Platypezidae)									?	
<i>Dolichogenidea sicaria</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	?	?	?	X						
<i>Ephedrus nacheri</i>	Blattläuse					X					
<i>Microplitis mediator</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	?	X	X	X						
<i>Microplitis spinolae</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	?	?	X	?						
<i>Peristenus sp.</i>	Weichwanzen der Gattung Lygus										
<i>Praon gallicum</i>	Blattläuse					?					
<i>Praon volucre</i>	Blattläuse					X					

Tab. 6: Echte Schlupfwespen – Wirtsspektren nachgewiesener Arten.**Wirtsbindung:** x: aus der Literatur bekannt, ?: möglicherweise.

Wirt	Parasitierung von häufigen Kohlschädlingen (soweit bekannt)									
	Kohlweißlinge (Pieris sp.)	Kohleule (Mamestra brassicae)	Gammaeule (Autographa gamma)	Kohlmotte (Plutella xylostella)	Mehlige Kohlblattlaus (Brevicoryne brassicae)	Kohlmottenschildlaus (Aleyrodes proletella)	Kohlerdföhe (Phyllotreta sp.)	Rüsselkäfer (Ceuthorrhynchus sp.)	Kleine & Große Kohlfleie (Delia radicum, D. floralis)	Minierfliegen (Diptera: Agromyzidae)
<i>Aclastus gracilis</i>	Spinnen									
<i>Aclastus minutus</i>	Spinnen									
<i>Acrolyta rufocincta</i>	Pseudohyperparasit bei Hautflüglern									
<i>Campoletis</i> sp.	vermutlich Klein- und/oder Großschmetterlingslarven									
<i>Campoplex difformis</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	X	?	?	?					
<i>Ctenichneumon panzeri</i>	Schmetterlingslarven der Familie Noctuidae									
<i>Cubocephalus sperator</i>	Käfer?									
<i>Diadegma erucator</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	?	?	?	?					
<i>Diadegma fenestrata</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	?	X	?		X				
<i>Diadegma semiclausum</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	X				X				
<i>Diadromus collaris</i>	Kleinschmetterlingslarven									
<i>Diplazon laetatorius</i>	Schwebfliegenlarven									
<i>Dusona subimpressa</i>	Groß- und Kleinschmetterlingslarven	?	?	?	?					
<i>Ichneumon sarcitorius</i>	Schmetterlingslarven der Familie Noctuidae									
<i>Lysibia nanus</i>	Pseudohyperparasit von Hautflüglern									
<i>Mesochorus</i> sp.	Hyperparasiten von Hautflüglern									
<i>Mesoleptus laevigatus</i>	Zweiflügler									
<i>Orthocentrus spurius</i>	Mücken									
<i>Phygadeuon trichops</i>	Zweiflügler									
<i>Stenomacrus affinator</i>	Mücken									
<i>Stenomacrus nemoralis</i>	Mücken									
<i>Stilpnus pavoniae</i>	Zweiflügler									
<i>Sussaba flavipes</i>	Schwebfliegenlarven									
<i>Sussaba pulchella</i>	Schwebfliegenlarven									
<i>Syrphoctonus signatus</i>	Schwebfliegenlarven									
<i>Syrphoctonus tarsatorius</i>	Schwebfliegenlarven									
<i>Syrphophilus bizonarius</i>	Schwebfliegenlarven									

Abb. 6 : Arten im Porträt: Erzwespen

***Aphelinus paramali***

KL \approx 0,8 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding, Ort: Köngen, Blühstreifen, 05.08.2013.

(Hintergrund: Blattlaus)

***Pteromalus egregius***

KL \approx 3,0 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding, Ort: Köngen, Blühstreifen, 05.08.2013.

***Pteromalus puparum***

KL \approx 3,0 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0130, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 01.08.2014.



KL \approx 3,0 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0155, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 10.08.2014.

Abb. 7 : Arten im Porträt: Brackwespen.

***Bracon radialis***

♂, KL 3,0 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0250, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 17.08.2014.

***Cotesia glomerata***

(Weißlingstöter)

♀, KL 3,0 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0256, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 18.08.2014.

***Cotesia rubecula***

♀, KL 3,0 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0251, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 17.08.2014.

***Dinotrema sp.***

KL 1,5 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0190, Archiv JEsser.

Abb. 8 : Arten im Porträt: Echte Schlupfwespen.

***Diadegma fenestrale***

♂, KL 5,5 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0139, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 01.08.2014.

***Diadegma semiclausum***

♀, KL 4,5 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0154, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 10.08.2014.

***Ichneumon sarcitorius***

♂, KL 13 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0079, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 31.07.2014.

***Phygadeuon trichops***

♀, KL 5 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0101, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 31.07.2014.

Abb. 9: Arten im Porträt: Schwebfliegen-Schlupfwespen.

***Diplazon laetatorius***

♀, KL 5 mm, Det: Foto & Belegtiere, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 31.07.2014.

***Syrphoctonus signatus***

♂, KL 4,5 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0170, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 21.08.2014.

Auszucht aus Schwebfliegenpuppe

***Syrphoctonus tarsatorius***

♂, KL 6,5 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0083, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 31.07.2014.

***Syrphophilus bizonarius***

♀, KL 4,5 mm, Det: Belegtier DNA-Barcoding JEsser-2014-0241, Ort: Denkendorf, Blühstreifen, 17.08.2014

9 FAZIT – BLÜHSTREIFEN SIND SINNVOLL!

Blühstreifen-Projekt: Im Rahmen eines Bayer CropScience Food Chain Projektes wurden die Auswirkungen einjähriger Blühstreifen auf die lokale Biodiversität im Kohlanbau untersucht. In den Jahren 2012 bis 2015 wurden jeweils gemischte Blühstreifen und reine Kornblumen-Streifen neben oder innerhalb von Kohlfeldern nahe Köngen (Baden-Württemberg) angelegt. Die Erfassungen erfolgten auf Sicht (Transektzählungen), durch Fänge mittels Insektenkescher und Exhaustor und durch den kurzzeitigen Einsatz von Fallen (Farbschalen und Malaise-Fallen). Die Erfassungstage verteilen sich auf die Blütezeit der Streifen in den Monaten Juli und August, wobei die qualitative Erfassung der Insektenfauna im Vordergrund stand.



Blütenbesucher: Die Fauna der im Detail untersuchten Wildbienen, Tagfalter und Schwebfliegen erwies sich als verarmt, es traten nur wenige und nur relativ anspruchslose und ungefährdete Arten auf. Dieses Ergebnis spiegelt den relativ naturfernen Zustand der lokalen Agrarlandschaft wider und verdeutlicht, wie wichtig es ist, naturnahe Habitate zu fördern. **Insekten allgemein:** Arten mit kurzer Generationsfolge konnten die Blühstreifen erfolgreich zur Fortpflanzung nutzen. Die auf diese Weise produzierte „Insektenbiomasse“ ist von immenser Bedeutung für die lokale Nahrungskette und wirkt sich beispielweise unmittelbar auf den Fortpflanzungserfolg gefährdeter Vögel aus. **Nützlinge:** Die Fauna der untersuchten Erzwespen, Brackwespen und Echten Schlupfwespen erwies sich als artenreich, insbesondere traten sehr viele spezifische Gegenspieler von Kohlschädlingen auf. Die nachweisliche Versorgung dieser Arten mit Pollen und Nektar durch die Blühstreifen erhöht ihre Lebensdauer, ihre Aktivität, ihre Reproduktionskapazität und damit letztlich ihre Parasitierungsleistung.



Fazit

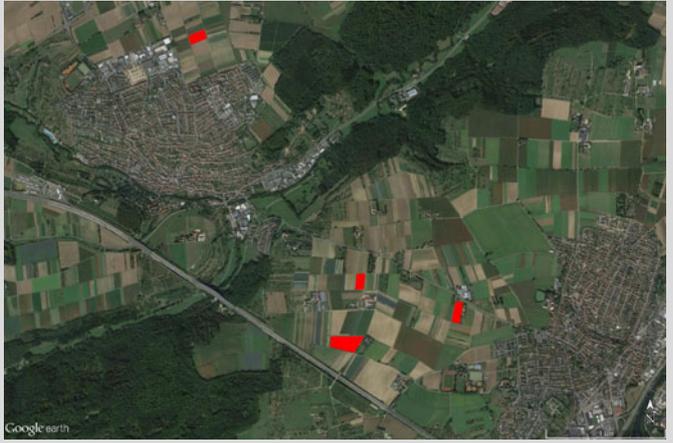
Die Verfügbarkeit der von unzähligen Arten benötigten **Nahrungsressource „Nektar und Pollen“** wurde mittels der Blühstreifen deutlich erhöht.

Kurzzeitig wurde ein **neuer Lebensraum geschaffen**, der von entsprechend angepassten Arten besiedelt und erfolgreich zur Fortpflanzung genutzt wurde.

Durch die Anlage der Blühstreifen konnte die Biodiversität in der Umgebung der Kohlfelder temporär gefördert werden!

10 ANHANG

10.1 Methoden

Tab. 7: Methoden – Teil 1.	
<p>Untersuchungsstandorte.</p> <p>Alle untersuchten Kohlfelder liegen in Baden-Württemberg auf dem Gebiet der Gemeinden Köngen und Denkendorf.</p> <p>2012: Wirsingfeld N 48,6843° E 9,3493°. 2013: Wirsingfeld N 48,6866° E 9,3384°. 2014: Gemischtes Weiß- und Rotkohlfeld N 48,7047° E 9,3203°. 2015: Weißkohlfeld N 48,6821° E 9,3368°.</p>	
<p>Sichtfang</p> <p>Fang auf Sicht mittels eines handelsüblichen Insektenkeschers (Bügeldurchmesser 40 cm, Maschenweite ≤ 0,4 mm) oder mit einem Exhaustor, mit dem Insekten „aufgesaugt“ werden können.</p>	
<p>Malaise-Falle</p> <p>Zeltähnliche, auf zwei Seiten offene Konstruktionen, mit denen vornehmlich fliegende Insekten gefangen werden. Auf ihrem bodennahen Flug fangen sich die Tiere an der für sie schlecht sichtbaren schwarzen Gaze im unteren Teil der Falle, bei dem Versuch nach oben zum Licht hin auszuweichen, gelangen sie in den Zeltgöbel und schließlich am höchsten Punkt durch eine Öffnung in ein Fanggefäß.</p> <p>Da flugaktive Arten gefangen werden, besteht nur ein relativer Habitatbezug. Es werden im Prinzip alle Tiere passiv gefangen, die in die Falle fliegen, da aber über den konkreten Einzugsbereich der Fallen keine Aussage getroffen werden kann, handelt es sich um eine semiquantitative Methode.</p>	

Tab. 8: Methoden – Teil 2.

Farbschale, gelb, blau oder weiß

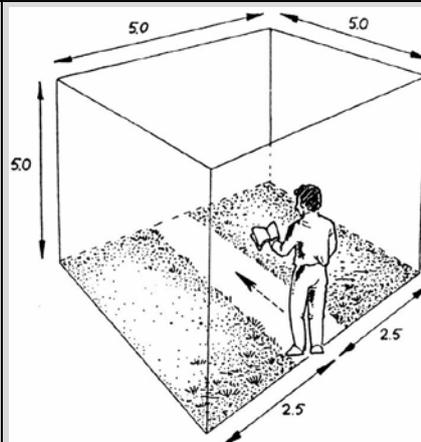
Fang von flugaktiven Insekten, insbesondere Blütenbesucher, die die Schalen aufgrund ihrer Färbung mit Blüten verwechseln, aber auch von bewegungsaktiven Arthropoden innerhalb der Vegetation. Eine qualitative Methode mit nur relativem Habitatbezug; die Quantität des Fangergebnisses hängt stark von der Exposition der Fallen ab (weitreichende Lockwirkung, wenn frei sichtbar, geringerer Fangerfolg, wenn unmittelbar in Konkurrenz zu echten Blüten aufgestellt).



Transektzählung

Eine festgelegte Strecke (Transekt) wird in langsamem und gleichmäßigem Tempo abgescritten, wobei alle Tiere optisch erfasst werden, die sich in einem definierten Abstand befinden. Entsprechend weist die Methode einen eindeutigen Habitatbezug auf und es handelt sich um eine quantitative Methode (Individuen pro Fläche). Tiere, die nicht unmittelbar bis zur Art bestimmbar sind, können mittels eines Keschers gefangen und dann in der Hand mit entsprechender Bestimmungsliteratur determiniert werden.

Es wurden Transektzählungen für Tagfalter, Honigbienen und Hummeln durchgeführt, die Größe der jeweiligen Transekte richtete sich nach der Erfassbarkeit der Arten (1 Meter Breite für Hummeln und Honigbienen, maximal 5 Meter für Tagfalter) und der Länge der Blühstreifen.



Fotografie

Zu Dokumentation der verschiedenen Insektenarten wurde eine digitale Spiegelreflex-Kamera verwendet, wahlweise mit einem 100 mm Makroobjekt für Abbildungsmaßstäbe bis 1:1 (ggf. mit Zwischenring bis ca. 2:1) oder einem 65 mm Lupenobjektiv für Abbildungsmaßstäbe von 1:1 bis 5:1.

Welche Arten mittels Fotografie dokumentiert werden können, ist in der Regel vom Zufall abhängig und nicht planbar. Fotografierte Tiere wurden anhand der Fotos oder anhand der anschließend gesammelten Tiere bestimmt.

Sofern nicht als Archivmaterial gekennzeichnet, stammen alle im Bericht gezeigten Insektenfotos von den Untersuchungsstandorten.



Artbestimmung klassisch

Nur die wenigsten Insekten können lebend im Freiland eindeutig bestimmt werden (z.B. Tagfalter), meist müssen die Tiere gefangen, abgetötet und im Labor untersucht werden. In vielen Fällen muss auch fachgerecht präpariert werden (z.B. Extraktion der Genitalien der Männchen). Grundvoraussetzung für eine korrekte Bestimmung - neben der Verfügbarkeit entsprechender Bestimmungsschlüssel - ist zudem meist eine Vergleichssammlung. Als optisches Hilfsmittel wurde ein Stereomikroskop mit bis zu 240-facher Vergrößerung verwendet.

Artbestimmung mittels DNA-Barcoding

Bestimmung anhand der DNA-Sequenz (Abfolge von Basenpaaren) eines Markergens, eine entsprechende weltweite Datenbank ist im Aufbau (www.boldsystems.org). Für viele schwierige Gruppen (z.B. parasitische Wespen) die zurzeit einzig praktikable Möglichkeit, Tiere zu bestimmen, da sowohl Bestimmungsschlüssel wie Spezialisten nicht verfügbar sind.



10.2 Maßnahmen

Tab. 9: Maßnahmen 2012 - 2015	
<p>2012</p> <ul style="list-style-type: none"> - Voruntersuchung zur Methodenerprobung. - Zwei ausgesäte gemischte Blühstreifen an den Rändern des Wirsingfeldes. - Ausgepflanzte (vorgezogene) Kornblumen innerhalb des Feldes. - Erfassung der Insektenfauna mittels Transektzählungen, Sichtfang, Farbschalen und Malaise-Fallen am 31.07., 08.08. und 18.08.2012. 	
<p>2013</p> <ul style="list-style-type: none"> - Zwei ausgesäte gemischte Blühstreifen an den Rändern des Wirsingfeldes. - Drei Streifen ausgepflanzte (vorgezogene) Kornblumen innerhalb des Feldes. - Erfassung der Insektenfauna mittels Transektzählungen, Sichtfang, Farbschalen und Malaise-Fallen am 04.07., 16.07., 05.08. und 19.08.2013. - DNA-Barcoding einzelner Tiere. 	
<p>2014</p> <ul style="list-style-type: none"> - Weitesgehend fehlgeschlagene Anlage von zwei Blühstreifen an den Rändern eines gemischten Weiß- und Rotkohlfeldes. Der eine Blühstreifen entwickelte sich gar nicht, der andere Bestand fast nur aus nicht ausgesäten Arten (vermutlich zu trocken während der Keimphase). - Erfassung der Insektenfauna mittels Sichtfang, Fotografie und Malaise-Fallen am 31.07.-01.08, 10.-11.08 und 17.-18.08.2014. - DNA-Barcoding parasitischer Wespen. 	
<p>2015</p> <ul style="list-style-type: none"> - Fehlgeschlagene Anlage eines gemischten Blühstreifens am Rand des Weißkohlfeldes (zu trocken während der Keimphase). - Ausgepflanzte vorgezogene Kornblumen am Rand des Feldes. - Erfassung der Insektenfauna mittels Sichtfang und Malaise-Fallen am 01.07. und 21.07.2015. 	

10.3 Literatur

1. ACHTENBERG, C.V. (1993): Illustrated Key to the subfamilies of the Braconidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea). Zoologische Verhandlungen **283**: 1-189.
2. AMIET, F. (1996): Hymenoptera Apidae, 1. Teil. Allgemeiner Teil, Gattungsschlüssel, die Gattungen *Apis*, *Bombus* und *Psithyrus*. Neuchâtel.
3. AMIET, F., M. HERRMANN, A. MÜLLER, R. NEUMEYER (2001): Apidae 3. *Halictus*, *Lasioglossum*. Neuchâtel.
4. AMIET, F., M. HERRMANN, A. MÜLLER, R. NEUMEYER (2004): Apidae 4. *Anthidium*, *Chelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*. Neuchâtel.
5. AMIET, F., M. HERRMANN, A. MÜLLER, R. NEUMEYER (2007): Apidae 5. *Ammobates*, *Ammobatoides*, *Anthophora*, *Biastes*, *Ceratina*, *Dasyopoda*, *Epeoloides*, *Epeolus*, *Eucera*, *Macropis*, *Melecta*, *Melitta*, *Nomada*, *Pasites*, *Tetralonia*, *Thyreus*, *Xylocopa*. Neuchâtel.
6. AMIET, F., M. HERRMANN, A. MÜLLER, R. NEUMEYER (2010): Apidae 6. *Andrena*, *Melitturga*, *Panurginus*, *Panurgus*. — Fauna Helvetica, CSCF, SEG. Neuchâtel.
7. AMIET, F., A. KREBS (2012): Bienen Mitteleuropas. Gattungen, Lebensweise, Beobachtung. Bern, Stuttgart, Wien.
8. AMIET, F., A. MÜLLER, R. NEUMEYER (1999): Apidae 2. *Colletes*, *Dufourea*, *Hylaeus*, *Nomia*, *Nomioides*, *Rhophitoides*, *Rophites*, *Sphecodes*, *Systropha*. Neuchâtel.
9. BARTH, F.G. (1982): Biologie einer Begegnung: die Partnerschaft der Insekten und Blumen. Stuttgart.
10. BARTSCH, H., E. BINKIEWICZ, A. KLINTBJER, A. RÁDÉN, E. NASIBOV (2009): Blomflugor: Eristalinae & Microdontinae. Nationalnyckeln till Sveriges flora och fauna, DH 53b. Artdatabanken, SLU. Uppsala.
11. BARTSCH, H., E. BINKIEWICZ, A. RÁDÉN, E. NASIBOV (2009): Blomflugor: Syrphinae. Nationalnyckeln till Sveriges flora och fauna, DH53a. Artdatabanken, SLU. Uppsala.
12. BELOKOBYLSKIJ, S.A., A. TAEGER, C.V. ACHTERBERG, E. HAESSELBARTH, M. RIEDEL (2003): Checklist of the Braconidae of Germany (Hymenoptera). Beiträge zur Entomologie **53**: 341-435.
13. BOGUSCH, P., J. STRAKA (2012): Review and identification of the cuckoo bees of central Europe (Hymenoptera: Halictidae: *Sphecodes*). Zootaxa **3311**: 1-41.
14. BUNDESAMT FÜR NATURSCHUTZ (Hrsg.) (2015): Artenschutz-Report 2015. Tiere und Pflanzen in Deutschland. Bonn.
15. DATHE, H.H., A. TAEGER, S. BLANK (2001): Verzeichnis der Hautflügler Deutschlands (Entomofauna Germanica Band 4). Entomologische Nachrichten und Berichte **Beiheft 7**: 1-178.
16. DOCZKAL, D., K. RENNWALD, U. SCHMID (2001): Rote Liste der Schwebfliegen Baden-Württembergs. Naturschutz-Praxis, Artenschutz 5.
17. DRÖSCHMEISTER, R., C. SUDFELDT, S. TRAUTMANN (2012): Zahl der Vögel halbiert: Landwirtschaftspolitik der EU muss umweltfreundlicher werden. Der Falke **59**: 316-317.
18. EBERT, G., A. HOFMANN, O. KARBIENER, J.-U. MEINEKE, A. STEINER, R. TRUSCH (2008): Rote Liste und Artenverzeichnis der Großschmetterlinge Baden-Württembergs (Stand: 2004). LUBW Online-Veröffentlichung.
19. GESELLSCHAFT ZUR ERHALTUNG ALTER UND GEFÄHRDETER HAUSTIERRASSEN (2015): Rote Liste der bedrohten Nutztierassen in Deutschland. Stand April 2015.
20. GOKCEZADE, J.F., B.-A. GEREBEN-KRENN, J. NEUMAYER, H.W. KRENN (2010): Feldbestimmungsschlüssel für die Hummeln Österreichs, Deutschlands und der Schweiz (Hymenoptera, Apidae). Linzer Biologische Beiträge **42**: 5-42.
21. GOULET, H., J.T. HUBER (1993): Hymenoptera of the world: An identification guide to families. Ontario.
22. HYMENOPTERA DEUTSCHLAND (2015): Verbreitungskarten der Hautflügler Deutschlands. <http://www.aculeata.eu>.

23. KLAUSNITZER, B. (2003): Verzeichnis der Protura, Collembola, Diplura, Ephemeroptera, Blattoptera, Psocoptera, Phthiraptera, Auchenorrhyncha, Psylloidea, Aleyrodoidea, Aphidina, Coccina, Heteroptera, Strepsiptera, Raphidioptera, Megaloptera, Neuroptera, Siphonaptera und Mecoptera Deutschlands (Entomofauna Germanica Band 6). Entomologische Nachrichten und Berichte **Beiheft 8**: 1-344.
24. KLOPFSTEIN, S. (2014): Revision of the Western Palaearctic Diplazontinae (Hymenoptera, Ichneumonidae). Zootaxa **3801**: 1-143.
25. MAUSS, V. (1994): Bestimmungsschlüssel für die Hummeln der Bundesrepublik Deutschland. Hamburg.
26. MERZ, B. (1994): Diptera - Tephritidae. Insecta Helvetica, Fauna 10. Genève.
27. MÜLLER, A., A. KREBS, F. AMIET (1997): Bienen. Mitteleuropäische Gattungen, Lebensweise, Beobachtung. Augsburg.
28. NIETO, A., S.P.M. ROBERTS, J. KEMP, P. RASMONT, MICHAEL KUHLMANN, M.G. CRIADO, J.C. BIESMEIJER, P. BOGUSCH, H.H. DATHE, P.D.L. RÚA, T.D. MEULEMEESTER, M. DEHON, A. DEWULF, F.J. ORTIZ-SÁNCHEZ, P. LHOMME, A. PAULY, S.G. POTTS, C. PRAZ, M. QUARANTA, V.G. RADCHENKO, E. SCHEUCHL, J. SMIT, J. STRAKA, M. TERZO, B. TOMOZII, J. WINDOW, D. MICHEZ (2014): European Red List of Bees. Luxembourg: Publication Office of the European Union.
29. NOYES, J.S. (2016): Universal Chalcidoidea Database. World Wide Web electronic publication. <http://www.nhm.ac.uk/chalcidoids>
30. OOSTERBROEK, P. (2006): The European families of the Diptera: identification, diagnosis, biology. Utrecht.
31. PONT, A.C., R. MEIER (2002): The Sepsidae (Diptera) of Europe. Leiden.
32. QUICKE, D.L.J. (2014): The Braconid and Ichneumonid Parasitoid Wasps: Biology, Systematics, Evolution and Ecology.
33. REINHARDT, R., R. BOLZ (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Tagfalter (Rhopalocera) (Lepidoptera: Papilionoidea et Hesperioidea) Deutschlands. Stand Dezember 2008 (geringfügig ergänzt Dezember 2010). Naturschutz und Biologische Vielfalt **70(3)**: 167-194.
34. RHEINHARDT, R., R. THUST (1988): Zur ökologischen Klassifizierung und zum Gefährdungsgrad der Tagfalter der DDR. Entomologische Nachrichten und Berichte **32**: 199-206.
35. RÖDER, G. (1990): Biologie der Schwebfliegen Deutschlands (Diptera: Syrphidae). Keltern-Weiler.
36. RUTTNER, F. (2003): Naturgeschichte der Honigbiene. Stuttgart.
37. SAEIDI, K. (2013): Population Dynamic of the Safflower Fly, *Acanthiophilus helianthi* Rossi (Diptera: Tephritidae) in Gachsaran Region, Iran. Entomology, Ornithology & Herpetology: Current Research **2**: 1-4.
38. SCHEUCHL, E. (2000): Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band 1: Anthophoridae. Velden.
39. SCHEUCHL, E. (2006): Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band 2: Megachilidae - Melittidae. Velden.
40. SCHMID-EGGER, C., E. SCHEUCHL (1997): Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs unter Berücksichtigung der Arten der Schweiz. Band III: Andrenidae. Velden.
41. SCHUMANN, H. (2009): Dritter Nachtrag zur "Checkliste der Dipteren Deutschlands". Studia dipterologica **16**: 17-27.
42. SETTELE, J., R. STEINER, R. REINHARDT, R. FELDMANN (2005): Schmetterlinge: die Tagfalter Deutschlands. Stuttgart.
43. SPEIGHT, M.C.D. (2014): Species accounts of European Syrphidae (Diptera), 2014. Syrph the Net: The database of European Syrphidae (Diptera) **78**: 1-315.

44. SPEIGHT, M.C.D., J.-P. SARTHOU (2013): StN keys for the identification of adult European Syrphidae 2013. Syrph the Net: The database of European Syrphidae (Diptera) **74**: 1-139.
45. SSYMANK, A. (2001): Vegetation und blütenbesuchende Insekten in der Kulturlandschaft. Schriftenreihe für Landschaftspflege und Naturschutz **64**: 1-513.
46. SSYMANK, A., D. DOCZKAL, K. RENNWALD, F. DZIOCK (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Schwebfliegen (Diptera: Syrphidae) Deutschlands. Zweite Fassung, Stand April 2008. Naturschutz und Biologische Vielfalt **70(3)**: 13-83.
47. STEFFAN, A.W. (1997): Schutz und Wiederansiedlung der Dunklen Europäischen Honigbiene in Naturschutzgebieten und Biosphärenreservaten Deutschlands. Insecta **5**: 33-47.
48. SWAAY, C.V., A. CUTTELOD, S. COLLINS, D. MAES, M.L. MUNGUIRA, M. ŠAŠIĆ, J. SETTELE, R. VEROVNIK, T. VERSTRAEL, M. WARREN, M. WIEMERS, I. WYNHOF (2010): European Red List of Butterflies. Luxembourg: Publications Office of the European Union.
49. VAN VEEN, M.P. (2010): Hoverflies of Northwest Europe: Identification Keys to the Syrphidae.
50. VÖLKL, W., T. BLICK (2004): Die quantitative Erfassung der rezenten Fauna von Deutschland – Eine Dokumentation auf der Basis der Auswertung von publizierten Artenlisten und Faunen im Jahr 2004. Dokumentation zum Werkvertrag im Auftrag des Bundesamtes für Naturschutz. Bonn.
51. WESTRICH, P. (1989): Die Wildbienen Baden-Württembergs. - Band I/II. Stuttgart.
52. WESTRICH, P., U. FROMMER, K. MANDERY, H. RIEMANN, H. RUHNKE, C. SAURE, J. VOITH (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Bienen (Hymenoptera, Apidae) Deutschlands. 5. Fassung, Stand Februar 2011. In: NATURSCHUTZ, B.F. (Hrsg.): Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Naturschutz und Biologische Vielfalt S. 373-418. Bonn - Bad Godesberg.
53. WESTRICH, P., H.R. SCHWENNINGER, M. HERRMANN, M. KLATT, M. KLEMM, R. PROSI, A. SCHANOWSKI (2000): Rote Liste der Bienen Baden-Württembergs. Naturschutz-Praxis, Artenschutz 4.
54. YU, D.S. (2016): Home of Ichneumonoidea. <http://www.taxapad.com/index.php>.

10.4 Abkürzungen

♀	Arbeiterin
♀	Weibchen
♂	Männchen
Det	Determination
Kl	Körperlänge
mm	Millimeter
Sp	Flügelspannweite

10.5 Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Wildbienen – Gefährdung, Biologie und Dominanz nachgewiesener Arten.....	7
Tab. 2: Schwebfliegen – Gefährdung, Biologie und Dominanz nachgewiesener Arten.....	12
Tab. 3: Tagfalter – Gefährdung, Biologie und Dominanz nachgewiesener Arten.....	16
Tab. 4: Erzwespen – Wirtsspektren nachgewiesener Arten.	18
Tab. 5: Brackwespen – Wirtsspektren nachgewiesener Arten.	18
Tab. 6: Echte Schlupfwespen – Wirtsspektren nachgewiesener Arten.	19
Tab. 7: Methoden – Teil 1.	25
Tab. 8: Methoden – Teil 2.	26
Tab. 9: Maßnahmen 2012 - 2015	27

10.6 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1 : Arten im Porträt: Hummeln.	8
Abb. 2 : Arten im Porträt: Furchen- und Schmalbienen.....	9
Abb. 3 : Arten im Porträt: Schwebfliegen – Teil 1.....	13
Abb. 4 : Arten im Porträt: Schwebfliegen – Teil 2.....	14
Abb. 5 : Arten im Porträt: Tagfalter.....	16
Abb. 6 : Arten im Porträt: Erzwespen.....	20
Abb. 7 : Arten im Porträt: Brackwespen.....	21
Abb. 8 : Arten im Porträt: Echte Schlupfwespen.....	22
Abb. 9: Arten im Porträt: Schwebfliegen-Schlupfwespen.....	23

11 IMPRESSUM

Auftraggeber	Bayer CropScience Deutschland GmbH Entwicklung, Beratung und Registrierung Elisabeth-Selbert-Straße 4a D-40764 Langenfeld
Auftragnehmer	tier3 solutions GmbH Kolberger Straße 61-63 D-51381 Leverkusen
Freilanderfassungen, Artbestimmung, Text, Layout, Bilder	Büro für Freilandökologie Dr. Jürgen Esser Ubierstr. 16 41539 Dormagen
Kohlfelder, Anlage der Blühstreifen	Schumacher Gemüse Daniel Schumacher Wangerhof 1 73257 Köngen
DNA-Barcoding zur Artbestimmung parasitischer Wespen	Staatliches Museum für Naturkunde Dr. Lars Krogmann Rosenstein 1 D-70191 Stuttgart
Untersuchungsjahre	2012-2015
Bericht	Januar 2016

