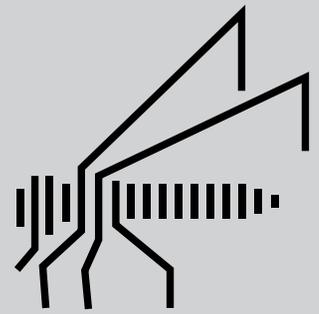


MITTEILUNGSBLATT  
DES ENTOMOLOGISCHEN  
VEREINS MECKLENBURG

25. Jahrgang / 2022



# Virgo



## Impressum

### Herausgeber

Entomologischer Verein Mecklenburg e. V.  
19067 Dobin am See, OT Buchholz, Feldstr. 5  
E-Mail: [www.entomologie-mv.de](http://www.entomologie-mv.de)  
Vorsitzender: Uwe Deutschmann

### Erscheinungsweise

Die *Virgo* erscheint einmal jährlich als Mitteilungsblatt des Entomologischen Vereins Mecklenburg e. V.

### Redaktion und Gestaltung

Uwe Deutschmann, Dobin am See, OT Buchholz; Eckehard Rößner, Schwerin  
E-Mail: [uwe\\_deutschmann@web.de](mailto:uwe_deutschmann@web.de); [roessner.e@web.de](mailto:roessner.e@web.de)

### Titelbild

Zum Beitrag BEHR, H.: Notizen zur Libellenfauna (2013-2021) einiger Seeufer im Stadtgebiet Schwerin (Mecklenburg-Vorpommern) (Odonata): Ein Männchen des Spitzenfleck *Libellula fulva* (Müller, 1764) beim Schlupf aus der Exuvie am 4.6.2015 um 12:14 Uhr an westlicher, kleiner Seeuferbucht des Schweriner Innensees. Foto: H. Behr.

**Druck:** Wir machen Druck, 71522 Backnang

ISSN 1438-5090

Copyright und Reproduktionsrecht, auch auszugsweise, nur mit Erlaubnis des Entomologischen Vereins Mecklenburg e. V.

Erschienen: Juni 2022

### Konto für Mitgliedsbeiträge und Spenden:

IBAN: DE61 1405 2000 0366 1600 01  
BIC: NOLADE21LWL

Jahresmitgliedsbeitrag 25,00 Euro, ermäßigt (für Schüler, Studenten) 10,00 Euro.

## Notizen zur Libellenfauna (2013-2021) einiger Seeufer im Stadtgebiet Schwerin (Mecklenburg-Vorpommern) (Odonata)

HAUKE BEHR

### Einleitung

Innerhalb der Grenzen des Stadtgebietes der Landeshauptstadt Schwerin, im Naturraum der Westmecklenburgische Seenlandschaft befinden sich relativ viele unterschiedlich große, kalkreiche Flachlandseen, die bisher kaum libellenfaunistisch untersucht wurden. Der größte See im Stadtgebiet, der Schweriner Innensee, ist als Bundeswasserstraßengewässer staureguliert, weist daher nur relativ geringe jährliche Wasserstandsschwankungen von etwa 50 cm auf, ist mit allen untersuchten anderen Seen (Ziegelaufensee, Lankower See, Medeweger See, Ostorfer See, Neumühler See) und deren Nebengewässern direkt oder indirekt verbunden. Die faunistische Kenntnislücke soll durch Auswertung langjähriger Beobachtungen dieser markanten Stillgewässertypen an ausgewählten sieben Seen und sieben Nebengewässern am Rand der Landeshauptstadt im Zeitraum von 2013 bis

2021 verringert und so die Beschreibung der Libellenfauna im Stadtgebiet Schwerin (BEHR 2012, 2017) ergänzt werden. Wesentliches Ziel dieser Arbeit ist die grobe Beschreibung der aktuell für diese überwiegend naturnahen Seeufer-Lebensräume besonders typischen Hauptarten (relativ dominante Spezies) der beobachteten Libellenfauna in den letzten neun Jahren.

### Methoden und Untersuchungsgebiet

Die Libellen-Bestandserfassungen fanden in den Jahren 2013 bis 2021 in unterschiedlicher Intensität (mindestens 2-3 Termine) an typischen, etwa 100 m langen Seeuferabschnitten einiger größerer Seen und mit ihnen verbundenen kleinen Nebengewässern (aktuelle und ehemalige Buchten, mit Gräben oder Kanälen verbundene kleine Stillgewässer, Ausmündung See in Störkanal) land- und wasserseitig statt (Tab. 1).

Tab. 1: Kennwerte der untersuchten sieben Hauptseen und Nebengewässer. Abkürzungen: VSG-Vogelschutzgebiet, GGB-Gebiet von gemeinschaftlicher Bedeutung, LSG-Landschaftsschutzgebiet, NSG-Naturschutzgebiet.

Hauptsee und Nebengewässer	Wasserfläche (ha)	ökologischer Zustand nach EU-WRRL	Schutzgebiet	Trophie
<b>Schweriner Innensee</b>	2.636	mäßig	VSG, LSG, part. NSG u. 2 GGB	mesotroph
Große Karausche	1,7		LSG	polytroph 1
Bucht Kaninchenwerder und Ziegelwerder			VSG, NSG, LSG	
Ausmündung Störkanal				
<b>Ziegelaufensee (Z und N)</b>	247	gut	VSG, LSG	mesotroph
Schelfvoigtsteich	0,3		VSG, LSG	
Kreidestiche Wickendorfer Moor			GGB, LSG	
<b>Neumühler See</b>	172	mäßig	GGB	mesotroph
<b>Unterer Ostorfer See</b>	175	schlecht	LSG	polytroph 1
<b>Oberer Ostorfer See</b>	34	schlecht	LSG	eutroph 2
Grimke See	2,3		LSG	polytroph 1
<b>Lankower See</b>	54	unbefriedigend	LSG	eutroph 2
<b>Medeweger See</b>	94	mäßig	LSG	eutroph 1

Quellen: <https://www.umweltkarten.mv-regierung.de/atlas/script/index.php> (Aufruf Januar 2022)

<https://fis-wasser-mv.de/kvwmap/index.php?gast=35> (Aufruf Januar 2022).

Fotos von einigen Seeufern der mesotrophen Seen und deren Nebengewässern in Schwerin zeigt die 3. Umschlagseite. Im Internet sind für die sechs über 50 ha großen Seen im Stadtgebiet die EU Wasserrahmenrichtlinie (WRRL)-Steckbriefe u. a. mit Angaben zum WRRL-Seentyp und zum Zustand der ökologischen Qualitätskomponenten hier veröffentlicht: ([https://fis-wasser-](https://fis-wasser-mv.de/charts/steckbriefe/neu/sg/index.html)

[mv.de/charts/steckbriefe/neu/sg/index.html](https://fis-wasser-mv.de/charts/steckbriefe/neu/sg/index.html); Aufruf Jan. 2022).

Die untersuchten Seeuferabschnitte waren überwiegend mit Röhrichten bewachsen (u. a.: Schilf, Rohrkolben, Kalmus). Kartierte Buchten und verbundene Kleingewässer wiesen oft auch Bestände von Schwimmblatt- und anderen Röhrichtpflanzen auf. Die LANDESHAUPTSTADT SCHWERIN (2022) hat gutachterliche Daten zur

Bestandsentwicklungen von Wasserröhricht an Schweriner Seen von 1953 bis 2016 ins Internet gestellt.

Beobachtungen von Imagines und Exuvien einiger Großlibellen-Arten wurden mit Hilfe mit Hilfe einiger optischer Geräte (Fernglas, Fotoapparat, Binokular) bestimmt und notiert. Angaben zu Bodenständigkeitsnachweisen orientieren sich an Empfehlung von CHOVANEC et. al. (2019). Typische Lebensgemeinschaftsstrukturen sind durch Darstellung ausgewählter Begleitarten (weniger als 3,2 % relative Individuendominanz) und aller dominanter Hauptarten in drei Stufen der relativen Individuendominanz (eudominant: 32-100 %, dominant: 10-31,9 %, subdominant: 3,2-9,9 %, nach ENGELMANN 1978) für Libellenarten in diesen drei verschiedenen Gruppen mit unterschiedlichem Raumanspruch der Arten verschiedener Libellenfamilien (CHOVANEC et. al. 2019) beschrieben: A. Zygoptera ohne Calopterygidae, B. Calopterygidae und Libellulidae, C. Anisoptera ohne Libellulidae. Alle faunistischen Daten u. a. zu dieser Untersuchung sind in einer MultibaseCS-Datenbank auch beim Landesamt für Naturschutz und Geologie MV gespeichert.

### Ergebnisse

Die wesentlichen Ergebnisse der mehrjährigen Erfassung von Libellenvorkommen an Schweriner Seeufern sind in den Tab. 2 bis 4 zusammengefasst dargestellt. Fotos von ausgewählten Schweriner Seeufern und Nebengewässern sowie dort dominanten Arten finden sich in den Abb. der 3. und 4. Umschlagseite.

In 726 Datensätzen wurden von 2013 bis 2021 an den untersuchten Seen mit ihren Nebengewässern insgesamt 5441 Individuen erfasst. An den meisten Seeufern waren im Stadtgebiet mit 11 bis 17 Libellenarten nur relativ geringe Artenzahlen zu beobachten. Am intensiver untersuchten, lang gestreckten und strukturreichen Neumühler See gelang der Nachweis von 26 Libellenarten. In den untersuchten kleinen, strukturreichen, mit den Hauptgewässern verbundenen Nebengewässern (insbesondere: Kleinseen, Buchten lebten viele weitere typische Stillwasserarten.

An allen überwiegend mit Schilfröhricht bewachsenen Ufern der größeren Seen ließen sich diese drei Großlibellenarten mit für ihre Gruppe hohen Dominanzwerten (eudominant und dominant) nachweisen: Kleine Königslibelle (*Anax parthenope*), Großer Blaupfeil (*Orthetrum cancellatum*), Spitzenfleck (*Libellula fulva*). Die kleine Königslibelle erreichte an fast allen untersuchten Seeuferabschnitten die rel. höchsten Dominanzwerte innerhalb der o. g. Gruppe C „Anisoptera ohne Libellulidae“.

Nur an der südlichen Ausmündung des Schweriner Innensees in den Störkanal erfolgten bisher mehrere Nachweise der dort aber dominanten Gemeinen

Keiljungfer (*Gomphus vulgatissimus*) als Sichtnachweise von Imagines und Exuvien an dem weitgehend Röhricht freien Ufer.

Unter den Kleinlibellenarten traten diese Arten mit rel. hohen Dominanzwerten an typischen Seeufern häufiger auf: Großes Granatauge (*Erythromma najas*), Große Pechlibelle (*Ischnura elegans*) und Gemeine Becherjungfer (*Enallagma cyathigerum*). Bei den Begleitarten ragt der der bisher einmalige Fund des an der Gr. Karausche schlüpfenden Zweiflecks (*Epitheca bimaculata*) besonders heraus. Die im Stadtgebiet streng geschützten beiden Moosjungfer-Arten (*Leucorrhinia caudalis*, *Leucorrhinia pectoralis*) kommen an 3-4 kleineren teichartigen, naturnahen Standorten vor. Sichtungen der Feuerlibelle (*Crocothemis erythraea*) gelangen in jüngerer Vergangenheit an verschiedensten Stillgewässerlebensräumen immer öfter.

### Diskussion

Die hier vorgestellten faunistischen Sammel-Daten geben einen groben Einblick in die Struktur von Libellengesellschaften an Schweriner Seeufern für den Untersuchungszeitraum 2013 bis 2021. Da die Untersuchungsgewässer nicht gleich intensiv und nicht alle in denselben Jahren untersucht wurden, sind auf Basis dieser Daten noch keine genauen Vergleiche der Struktur und der Entwicklung von Libellenbeständen der aufgesuchten Seen möglich. Mit Blick auf die aktuell teilweise erheblichen Verschlechterungen des Erhaltungszustandes und der Veränderungen der Flächengrößen von Wasserschilfbeständen (<https://www.schwerin.de/mein-schwerin/leben/umwelt-klima-energie/naturschutz/roehrichte-an-schweriner-seen/> Aufruf am 31.12.2021) könnten sich in folgenden genaueren Detailuntersuchungen an ausgewählten Seeuferabschnitten erhebliche Änderungen der Libellenbestände ergeben. Die vorliegenden Daten können eine Basis für zukünftige Bewertungsversuche der Schweriner Seeufer anhand von Libellendaten, wie z. B. von CHOVANEC et. al. (2009) und LAUTH & WARINGER (2001) für Teilbereiche des Bodensees oder MAUERSBERGER (2015) mit Abundanzdaten von autochthonen Arten an zwei Seen im Nationalpark Müritz veröffentlicht, darstellen. Dafür wäre aber eine systematisch intensivere Erfassung aller charakteristischen Ufertypen mit Erhebungen an jährlich etwa 6 Terminen (CHOVANEC 2019) und eine bessere Erfassung insbesondere von Großlibellen-Exuvien erforderlich.

MAUERSBERGER (2015) beschreibt an zwei unterschiedlichen Uferstrukturtypen von Exuvien-Kartierungen diese typischen Großlibellenarten an Klarwasserseen des Nationalparks Müritz, von denen auch viele Arten (in fett hervorgehoben in folgender Aufzählung) an den mesotrophen Seen im Stadtgebiet Schwerins vorkommen.

a. Mineraluferbewohner: *Gomphus vulgatissimus* (Gemeine Keiljungfer), *Onychogomphus forcipatus* (Kleine Zangenlibelle), *Sympetrum striolatum* (Große Heidelibelle).

b. Arten der Röhrichte und Verlandungszonen: *Brachytron pratense* (Kleine Mosaikjungfer), *Aeshna grandis* (Braune Mosaikjungfer), *Aeshna isoceles* (Keilfleck-Mosaikjungfer), *Aeshna mixta* (Herbst-Mosaikjungfer), *Anax parthenope* (Kleine Königslibelle), *Cordulia aenea* (Gemeine Smaragdlibelle), *Somatochlora flavomaculata* (Gefleckte Smaragdlibelle), *Libellula fulva* (Spitzenfleck), *Libellula quadrimaculata* (Vierfleck), *Sympetrum sanguineum* (Blutrote Heidelibelle), *Sympetrum vulgatum* (Gemeine Heidelibelle), *Leucorrhinia albifrons* (Östliche Moosjungfer), *Leucorrhinia caudalis* (Zierliche Moosjungfer).

Eine ähnliche Beschreibung der charakteristischen Libellenfauna für brandenburgische nährstoffarme kalkhaltige See des Natura2000-Lebensraumtyps 3140 liefern MÜLLER et al. (2004). Mit Ausnahme der Schwerin nicht vorkommenden Arten *Leucorrhinia albifrons* und *Onychogomphus forcipatus* konnten an den Seen dieses Lebensraumtypes in Schwerin (Schweriner Innensee, Ziegelaußensee und Neumüher See) diese Charakterarten auch hier beobachtet werden.

Die hier für die größeren Seen (Hauptgewässer) in Schwerin beschriebenen 3 typischen, relativ dominanten Großlibellenarten (Fotos aus 3. Umschlagseite) Kleine Königslibelle (*Anax parthenope*), Großer Blaupfeil (*Orthetrum cancellatum*) und Spitzenfleck (*Libellula fulva*) werden auch als charakteristisch für viele norddeutsche Seen in Mecklenburg-Vorpommern (BÖNSEL & FRANK 2013), Brandenburg (MAUERSBERGER et al. 2013), Schleswig-Holstein (BRUENS et al. 2015) und Niedersachsen/Bremen (BAUMANN et al. 2021) beschrieben.

Von diesen drei dominanten Großlibellenarten an Schweriner Seen besitzt die Kleine Königslibelle (*Anax parthenope*) in Mitteleuropa die wohl relativ größte Biotopbindung an den Lebensraumtyp Stillgewässer mit großer Wasserfläche (WILDERMUTH & MARTENS 2019). In Mecklenburg-Vorpommern häufen sich die Nachweise dieser Art erst ab 1991 (BÖNSEL & FRANK 2013). In Schwerin wurde diese Art erstmals in 2014 beobachtet (BEHR 2015). Von einem Fund dieser Art an einem Waldgewässer südlich der Landeshauptstadt in Kraak (Landkreis Ludwigslust-Parchim) hat ZESSIN (2010) berichtet. Auf die auch im Schweriner Seengebiet nachvollziehbare deutschlandweite deutliche Zunahme von Beobachtungen dieser und weiterer zweier Arten (*Aeshna isoceles* und *Leucorrhinia caudalis*) ab etwa 2005 weist MAUERSBERGER (2015) hin. Die genauen Ursachen für diese Zunahme an Nachweisen dieser Arten in Teilen von

Mitteleuropa sind nach WILDERMUTH & MARTENS (2019) bis heute noch ungeklärt. MAUERSBERGER et al. (2002) stellen für die kleine Königslibelle in Nordostdeutschland fest, dass sie an größeren Stillgewässern mit ausgedehnten Röhrichtgürteln ein gewisses Eutrophierungsniveau und künstlichen Fischbesatz toleriert und der aktuelle Klimawandel sogar eine weitere Förderung dieser Art verursachen könnte. Die deutschlandweite Zunahme von Nachweisen dieser Art ab 1995 ist auf der Verbreitungskarte in der Publikation von BROCKHAUS et al. (2015) gut dokumentiert.

Auch bei der deutschlandweit überproportionalen Zunahme von Beobachtungen ab 1995 des Spitzenflecks (*Libellula fulva*) als Charakterart u. a. von nordostdeutschen, oligo- bis eutrophen Stillgewässern mit strukturreicher Ufervegetation wird ein Zusammenhang mit der Klimaerwärmung von BROCKHAUS et al. (2015) vermutet.

Der große Blaupfeil (*Orthetrum cancellatum*) kommt deutschlandweit in allen Gebieten mit Gewässern, die eine relativ große Wasserfläche besitzen, vor. Im Gegensatz zu vielen anderen Libellenarten kann diese Art auch in fischreichen Gewässern abundanzstark leben (BROCKHAUS et al. 2015).

Die von anderen weiter östlich liegenden oligo-bis mesotrophen Seen beschriebene Leitart Kleine Zangenlibelle (*Onychogomphus forcipatus*) ist bisher in Schwerin nicht gesichtet worden. Das könnte an der momentanen, weiter östlich liegenden Verbreitungsgrenze liegen. Bereits in geringer Entfernung im Naturpark Nossentiner Schwintzer Heide liegt ein Nachweis dieser Art von LAMPEN & GOTTSCHALK (1993) vor.

Das an oligo-bis mesotrophen kalkhaltigen Gewässern (in Schwerin: Schweriner Innensee, Ziegelaußensee und Neumüher See) in Mecklenburg-Vorpommern ebenfalls typische Vorkommen der Gemeinen Keiljungfer (*Gomphus vulgatissimus*) (TEPPKE 2011) beschränkt sich in Schwerin bisher auf die Ausmündung des Schweriner Innensees in den Störkanal. Eventuell ist diese Art bisher im Stadtgebiet an anderen Seeuferabschnitten übersehen worden. Auch am Bodensee (SCHMIDT & STRANG 2005) wird ihr Vorkommen zusammen mit drei anderen typischen Libellenarten der Flüsse und Brandungsufer beschrieben.

Die Gemeine Becherjungfer (*Enallagma cyathigerum*) kommt in ganz Deutschland vor und besiedelt ein breites Habitatspektrum. Die Feststellung in BROCKHAUS et al. (2015), dass sie mittelgroße bis große meso- bis eutrophe Gewässer mit freier Wasserfläche bevorzugt, kann von den in Schwerin untersuchten Seen ausdrücklich bestätigt werden. Für die ebenso an Schweriner Seen dominant vorkommende Kleinlibellenart, Großes Granatauge (*Erythromma najas*), werden bei BROCKHAUS et al. (2015) u. a. wasserpflanzen-

reiche, nährstoffarme bis -reiche Seen der ehemals vergletscherten nordostdeutschen Seen als ursprüngliche Lebensräume beschrieben.

In den untersuchten, mit den Hauptgewässern der größeren Seen verbundenen, strukturreichen Nebengewässern (Buchten, Kleinseen; s. a. WILDERMUTH & KÜRY 2009) leben im Stadtgebiet Schwerin viele, teilweise relativ seltene Stillgewässerarten (Fotos auf 3. Umschlagseite), die bei intensiverer Nachsuche vermutlich noch häufiger gesichtet werden könnten und in der Vergangenheit wohl auch teilweise übersehen wurden. Bemerkenswert sind z. B. die bisher im Stadtgebiet kaum kartierten Vorkommen des Zweifelflecks (*Epiheca bimaculata*), der streng geschützten beiden Moosjungfer-Arten (*Leucorrhinia caudalis*, *Leucorrhinia pectoralis*) und der in den letzten Jahren zunehmend häufiger gesichteten Feuerlibelle (*Crocothemis erythraea*).

#### Literatur

**BAUMANN, K., JÖDICKE, R., KASTNER, F., BORKENSTEIN, A., BURKART, W., QUANTE, U. & SPENGLER, T.** (2021): Atlas der Libellen in Niedersachsen/Bremen. – Mitteilungen der Arbeitsgemeinschaft Libellen in Niedersachsen/bBremen, Sonderband. Ruppichteroth: Natur in Buch und Kunst, 383 S.

**BEHR, H.** (2012): Libellen. Einblicke in die biologische Vielfalt der Westmecklenburgischen Seenlandschaft. – Naturschutzstation Zippendorf e. V. (Hrsg.). Aachen: Shaker Verlag, 132 S.

**BEHR, H.** (2015): Zwei weitere Arten (Insecta: Odonata: *Anax parthenope* und *Leucorrhinia caudalis*) auf der Libellen-Checkliste des Stadtgebietes Schwerin, Mecklenburg. – Virgo **18** (1): 70-72.

**BEHR, H.** (2017): Daten zur Libellenfauna der Landeshauptstadt Schwerin (Mecklenburg-Vorpommern) von 1981 bis 2017 unter besonderer Berücksichtigung faunistischer Daten des Neumühler Sees (Odonata). – Virgo **20** (1): 43-57.

**BÖNSEL, F. & FRANK, M.** (2013): Verbreitungsatlas der Libellen Mecklenburg-Vorpommerns. – Rangsdorf : Natur + Text, 256 S.

**BROCKHAUS, T., ROLAND, H.-J., BENNKE, T., CONZE, K.-J., GÜNTHER, A., LEIPELT, K.-G., LOHR, M., MARTENS, A., MAUERSBERGER, R., OTT, J., SUHLING, F., WEIHRACH, F. & WILLIGALLA, C.** (2015): Atlas der Libellen Deutschlands (Odonata). – Libellula, Suppl. **14**: 464 S.

**BRUENS, A., DREWS, A., HAACKS, M., RÖBBELEN, F., VOB, K. & WINKLER, C.** (2015): Die Libellen Schleswig-Holsteins. – Arbeitskreis Libellen in der Faunistisch-Ökologischen Arbeitsgemeinschaft. Rangsdorf : Natur + Text, 544 S.

**CHOVANEC, A. & SCHINDLER, M.** (2009): Bewertung des österreichischen Bodenseeuferes auf der Grundlage libellenkundlicher Untersuchungen.

– Schriftenreihe Lebensraum Vorarlberg **59**. Amt der Vorarlberger Landesregierung (Hrsg.). Bregenz, 50 Seiten.

**CHOVANEC, A.** (2019): Bewertung von Oberflächengewässern anhand libellenkundlicher Untersuchungen (Odonata) – Methoden für stehende und fließende Gewässer sowie ihre beispielhafte Anwendung an der Mattig (Oberösterreich). – Zeitschrift der Arbeitsgemeinschaft Österreichischer Entomologen **71**: 13-45.

**ENGELMANN, H.-D.** (1978): Zur Dominanzklassifizierung von Bodenarthropoden. – Pedobiologia **18**: 378-380.

**LANDESHAUPTSTADT SCHWERIN** (2022): Röhrichte an Schweriner Seen. <https://www.schwerin.de/mein-schwerin/leben/umwelt-klima-energie/naturschutz/roehrichte-an-schweriner-seen/> (Aufruf Jan. 2022)

**LAMPEN & GOTTSCHALK** (1993): Zur Libellenfauna des Naturparks Nossentiner-Schwintzer Heide. – Naturschutzarbeit in Mecklenburg-Vorpommern **36** (1): 20-24.

**LAUTH, E. & WARINGER, J.** (2001): Libellen als Bioindikatoren für den ökologischen Zustand der Seeufer der Trumer Seen. – Land Salzburg, Reihe Gewässerschutz **17** (2015): 95-128.

**MAUERSBERGER, R.** (2015): Die Libellenfauna von Zwirnsee und Fürstenseer See. S. 125-136. – In: Nationalparkamt Müritz (Hrsg.): Forschung und Monitoring. Bd.4. Neue Beiträge zum Naturraum und zur Landschaftsgeschichte im Teilgebiet Serrahn des Müritz-Nationalparks. 281 S.

**MAUERSBERGER, R., BÖNSEL, A. & MATTHES, H.** (2002): *Anax parthenope* in Seenlandschaften entlang der Pommerschen Eisrandlage in Nordost-Deutschland (Odonata: Aeshnidae). – Libellula **21** (3/4): 145-165.

**MAUERSBERGER, R., BRAUNER, O., PETZOLD, F., KRUSE, M.** (2013): Die Libellenfauna des Landes Brandenburg. – Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg **22** (3/4): 1-166.

**MÜLLER, R., KABUS, T., HENDRICH, L., PETZOLD, F. & MEISEL, J.** (2004): Nährstoffarme kalkhaltige Seen (FFH-Lebensraumtyp 3140) in Brandenburg und ihre Besiedlung durch Makrophyten und ausgewählte Gruppen des Makrozoobenthos. – Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg **13** (4): 132-143.

**TEPPKE, M.** (2011): 3140 Oligo- bis mesotrophe kalkhaltige Gewässer mit benthischer Vegetation aus Armeleuchteralgen. – Steckbriefe der in Mecklenburg-Vorpommern vorkommenden Lebensraumtypen des Anhangs I der FFH-Richtlinie. – Elektronisch veröffentlicht unter der URL: [https://www.lung.mv-regierung.de/dateien/ffh\\_sb\\_lrt\\_3140.pdf](https://www.lung.mv-regierung.de/dateien/ffh_sb_lrt_3140.pdf). Aufruf im Dezember 2021.

**WILDERMUTH, H. & KÜRY, D.** (2009): Libellen schützen, Libellen fördern. Leitfaden für die Naturschutzpraxis. – Schweizerische Arbeits-

gemeinschaft Libellenschutz (SAGLS), Pro Natura, Basel (Hrsg.): Beiträge zum Naturschutz in der Schweiz **31** 88 S.

**WILDERMUTH, H. & MARTENS, A.** (2019): Die Libellen Europas. – Wiebelsheim: Quelle und Meyer, 958 S.

**SCHMIDT, B. & STRANG, I.** (2005): Seltene Libellen am Bodensee – Arten der Flüsse und

Brandungsufer – AGBU e. V. (Hrsg.), Thema des Monats August 2005.

www.bodensee-ufer.de, Konstanz. Abgerufen im Januar 2022.

**ZESSIN, W.** (2010): Die Kleine Königslibelle (Odonata: Aeshnidae: *Anax parthenope*) neu am Waldsee in Kraak, Landkreis Ludwigslust, Mecklenburg. – Virgo **13** (2): 69-70.

Tab. 2: Anzahl Gewässer mit Nachweisen von Hauptarten (Libellenarten mit rel. großen Individuendominanzwerten; (D1- eudominant: 32-100 %; D2 - dominant:10-31,9% ) an 7 Schweriner Seen (Hauptgewässern) und 7 Nebengewässern (inkl. Buchten und Mündung); Reproduktion: B-wahrscheinlich, C-sicher. An Hauptgewässern nachgewiesene dominante Hauptarten sind fett und grau unterlegt dargestellt.

Libellenart	Kurz	Reproduktion	Anzahl Gewässer mit Hauptarten			
			an 7 Hauptgewässern		an 7 "Nebengewässern"	
			Dominanzklassen (D1-D2)			
			D1	D2	D1	D2
<i>Aeshna cyanea</i> (Müller, 1764)	Aes cya					2x
<i>Aeshna grandis</i> (Linnaeus, 1758)	Aes gra	B, C		2x		4x
<i>Aeshna isocles</i> (Müller, 1767)	Aes iso	B, C	2x	3x		2x
<i>Aeshna mixta</i> Latreille, 1805	Aes mix	B, C		3x	1x	1x
<i>Anax imperator</i> Leach, 1815	Aes imp	B, C		4x	2x	2x
<b><i>Anax parthenope</i> (Selys, 1839)</b>	<b>Ana Par</b>	B, C	6x	1x		1x
<i>Brachytron pratense</i> (Müller, 1764)	Bra pra	B, C		1x		2x
<i>Calopteryx splendens</i> (Harris, 1780)	Cal spl	B			1x	
<i>Coenagrion puella</i> (Linnaeus, 1758)	Coe pue	B, C		2x	1x	
<i>Coenagrion pulchellum</i> (Vander Linden, 1825)	Coe pul	B, C		2x	1x	4x
<i>Cordulia aenea</i> (Linnaeus, 1758)	Cor aen	B				1x
<i>Enallagma cyathigerum</i> (Charpentier, 1840)	Ena cya	B, C	1x	2x	2x	3x
<i>Erythromma najas</i> (Hansemann, 1823)	Ery naj	B, C	5x	1x	3x	1x
<i>Gomphus vulgatissimus</i> (Linnaeus, 1758)	Gom vul	C			1x	
<i>Ischnura elegans</i> (Vander Linden, 1820)	Isc ele	B, C	1x	3x		
<i>Leucorrhinia caudalis</i> (Charpentier, 1840)	Leu cau	B				
<i>Lestes sponsa</i> (Hansemann, 1823)	Les spo			1x		
<b><i>Libellula fulva</i> Müller, 1764</b>	<b>Lib ful</b>	B, C	3x	4x	1x	1x
<i>Libellula quadrimaculata</i> Linnaeus, 1758	Lib qua	B, C			3x	2x
<b><i>Orthetrum cancellatum</i> (Linnaeus, 1758)</b>	<b>Ort can</b>	B, C	5x	2x		5x
<i>Platynemesis pennipes</i> (Pallas, 1771)	Pla pen	B, C		2x		
<i>Somatochlora metallica</i> (Vander Linden, 1825)	Som met	B			1x	
<i>Sympetrum sanguineum</i> (Müller, 1764)	Sym san	B, C		1x		1x
<i>Sympetrum striolatum</i> (Charpentier, 1840)	Sym str	B, C		1x		1x

See (Kartiertage, Kartierjahre)	Anzahl Datensätze / Probestrecken	Anzahl Individuen	Artenzahl	H A U P T A R T E N (D1 - eudominant: 32-100 %; D2 - dominant: 10-31,9 %)				BEGLEIT- ARTEN		
				Anisoptera ohne Libellulidae		Calopterygidae und Libellulidae			Zygoptera ohne Calopterygidae	
				Arten-/ Individuen- zahl	Hauptarten (Dominanz- stufe)	Arten-/ Individuen- zahl	Hauptarten (Dominanz- stufe)			
<b>Schweriner Innensee</b> (14, 2015-2021)	44 / 11	168	11	4 / 53	<b>Ana par (D1)</b>	4 / 93	<b>Ort can (D1)</b> Lib ful (D2))	3 / 22	<b>Ery naj (D1)</b> Coe pue (D2) Coe pul (D2)	Cro ery
<b>Buchten</b> (Kaninchenwerder, Ziegelwerder, Westufer, ehem. Waldbad)	46 / 5	344	20	3 / 13	<b>Ana par (D1)</b> <b>Ana imp (D1)</b> Aes gra (D2)	11 / 103	Lib ful (D2) Ort can (D2) Lib qua (D2) Sym str (D2)	6 / 228	<b>Ery naj (D1)</b> <b>Ena cya (D1)</b>	<u>Leu pec</u> <u>Leu cau</u>
<b>Nebengewässer</b> (G. Karausche)	55 / 3	358	24	5 / 13	Aes cya (D2) Aes mix (D2) Aes gra (D2)	11 / 56	<b>Lib qua (D1)</b> Sym san (D2)	8 / 289	<b>Coe pul (D1)</b> Ery naj (D2) Isc ele (D2)	Cro ery Epi bim <u>Leu pec</u> <u>Leu cau</u>
<b>Ausmündung</b> Seeabfluss Mündung Störkanal	21 / 1	74	11	3 / 7	<b>Gom vul (D1)</b> <b>Som met (D1)</b> Ana par (D2)	3 / 37	<b>Cal spl (D1)</b> Ort can (D2)	5 / 30	<b>Coe pul (D1)</b> Ena cyt (D1)	
<b>Ziegelaufensee</b> (7, 2014-2020)	34 / 5	120	17	4 / 20	<b>Ana par (D1)</b> Aes mix (D2) Aes iso (D2)	6 / 72	<b>Ort can (D1)</b> Lib ful (D2)	7 / 28	<b>Isc ele (D1)</b> Ery naj (D2) Pla pen (D2)	
<b>Nebengewässer 1</b> Kreidestiche im Wickendorfer Moor	28 / 1	289	15	4 / 10	<b>Aes mix (D1)</b> Aes cya (D2) Aes iso (D2) Ana imp (D2)	6 / 124	<b>Lib ful (D1)</b> Lib qua (D2) Ort can (D2)	5 / 155	<b>Ery naj (D1)</b> Coe pul (D2)	<u>Leu cau</u>
<b>Nebengewässer 2</b> Schelfvoigteich im Schelfwerder Wald	66 / 1	454	22	6 / 24	Aes gra (D2) Ana imp (D2) Bra pra (D2)	7 / 127	<b>Lib qua (D1)</b> <u>Leu pec (D2)</u> Cor aen (D2) Ort can (D2)	9 / 303	<b>Ery naj (D1)</b> Ena cya (D2) Coe pul (D2)	

Tab. 3a: Haupt- (Dominanzstufen D1-eudominant: 32-100 % und D2-dominant: 10-31,9 % rel. Individuendominanz) und seltene oder streng geschützte Begleitarten (Dominanzstufen kleiner 3,1 % rel. Individuendominanz) der an Schweriner Seen (Haupt- und Nebengewässer) von 2013 bis 2021 kartierten Libellenarten. Die hier verwendeten Kurznamen sind in den folgenden Tab. 2 und 4 mit den dazugehörigen vollständigen wissenschaftlichen Namen aufgeschlüsselt. Fortsetzung in Tab.3b.

See (Kartierjahr, Kartierjahr)	Anzahl Datensätze / Probestrecken	Anzahl Individuen	Artenzahl	H A U P T A R T E N (D1 - eudominant: 32-100 %; D2 - dominant: 10-31,9 %)						BEGLEIT- ARTEN
				Anisoptera ohne Libellulidae		Calopterygidae und Libellulidae		Zygoptera ohne Calopterygidae		
				Arten- / Individuen- zahl	Hauptarten (Dominanz- stufe)	Arten- / Individuen- zahl	Hauptarten (Dominanz- stufe)	Arten- / Individuen- zahl	Hauptarten (Dominanz- stufe)	
<b>Medeweger See</b> (5, 2015-2020)	34 / 6	270	16	3 / 38	<b>Ana par (D1)</b> <b>Aes iso (D1)</b>	6 / 32	Lib ful (D2) Ort can (D2)	7 / 200	<b>Ery naj (D1)</b> Isc ele (D2) Coe pul (D2)	
<b>Unterer Ostorfer See</b> (3, 2018-2021)	23 / 5	90	12	5 / 10	Ana imp (D2) Ana par (D2) Aes iso (D2) Aes mix (D2) Aes gra (D2)	4 / 37	<b>Ort can (D1)</b> Lib ful (D2)	3 / 43	<b>Ery naj (D1)</b> Les spo (D2)	
<b>Oberer Ostorfer See</b> (2, 2021)	21 / 6	103	15	4 / 17	<b>Aes iso (D1)</b> <b>Ana par (D1)</b> Ana imp (D2)	2 / 16	<b>Lib ful (D1)</b> Ort can (D2)	4 / 70	<b>Ery naj (D1)</b> Isc ele (D2) Ena cya (D2)	Cro ery
<b>Nebengewässer</b> Grimke See	80 / 2	680	24	5 / 23	<b>Ana imp (D1)</b> Bra pra (D2) Aes gra (D2)	10 / 155	<b>Lib qua (D1)</b> Ort can (D2) Sym san (D2)	9 / 502	<b>Coe pue (D1)</b> Coe pul (D2) Ena cya (D2) Isc ele (D2)	Cro ery <u>Leu pec</u>
<b>Lankower See</b> (5, 2015-2021)	65 / 8	390	15	5 / 47	<b>Ana par (D1)</b> Ana imp (D2) Aes iso (D2)	5 / 76	<b>Ort can (D1)</b> <b>Lib ful (D1)</b>	5 / 267	<b>Ery naj (D1)</b> Isc ele (D2) Ena cya (D2) Pla pen (D2)	Cro ery
<b>Neumühler See</b> (21, 2013-2020)	219 / 28	2101	26	9 / 187	<b>Ana par (D1)</b> Aes gra (D2) Aes mix (D2) Aes imp (D2) Bra pra (D2)	8 / 285	<b>Lib ful (D1)</b> <b>Ort can (D1)</b> Sym str (D2)	9 / 1629	<b>Ena cya (D1)</b> Coe pue (D2)	Cro ery

Tab. 3b: Haupt- (Dominanzstufen D1-eudominant: 32-100 % und D2-dominant: 10-31,9 % rel. Individuendominanz) und seltene oder streng geschützte Begleitarten (Dominanzstufen kleiner 3,1 % rel. Individuendominanz) der an Schweriner Seen (Haupt- und Nebengewässer) von 2013 bis 2021 kartierten Libellenarten. Die hier verwendeten Kurznamen sind in den folgenden Tab. 2 und 4 mit den dazugehörigen vollständigen wissenschaftlichen Namen aufgeschlüsselt.

Tab. 4: Begleitarten (Libellenarten mit relativ niedrigen Individuendominanzwerten) in Schweriner Seen und ihren Nebengewässern. Reproduktion: B-wahrscheinlich, C-sicher.

Libellenart	Kurz	Reproduktion	Gewässer	selten	streng geschützt
<i>Crocothemis erythraea</i> (Brullé, 1832)	Cro ery	B, C	Schweriner Innensee, Neumühler See, Große Karasche, Oberer Ostorfer See, Lankower See, Grimke See	6x	
<i>Epitheca bimaculata</i> (Charpentier, 1825)	Epi bim	C	Große Karasche	1x	
<i>Leucorrhinia caudalis</i> (Charpentier, 1840)	Leu cau	B	Große Karasche, Kreidestiche Wickendorfer Moor, Bucht Insel Kaninchenwerder		3x
<i>Leucorrhinia pectoralis</i> (Charpentier, 1825)	Leu pec	B	Große Karasche, Grimke See , Bucht Insel Kaninchenwerder, Schelfvoigtsteich Schelfwerder		4x



Kleine Königslibellen *Anax parthenope* (Selys, 1839) bei der Paarung, Schweriner Innensee.

**Anschrift des Verfassers**

Dr. Hauke Behr  
 Herrengrabenweg 57  
 D-19061 Schwerin  
 E-Mail: hauke-behr@web.de

## Erstnachweis des Binden-Langhornfalters *Nemophora fasciella* (Fabricius, 1775) in Mecklenburg-Vorpommern (Lepidoptera: Adelidae)

MARTIN FEIKE

### Summary

#### First record of the Horehound Long-horn *Nemophora fasciella* (Fabricius, 1775) in Mecklenburg-Western Pomerania.

*Nemophora fasciella* has been recorded in Mecklenburg-Western Pomerania for the first time. The habitat, its habitus and genitalia (male) are described and photographed. Measures to protect the habitat are discussed.

**Key words** *Nemophora fasciella*, Lepidoptera, Adelidae, new record, distribution, Mecklenburg-Western Pomerania

### Einleitung

*Nemophora fasciella* ist ein Vertreter der Langhornmotten (Adelidae), einer Schmetterlingsfamilie mit relativ kleinen Vertretern (Flügelspannweite meist < 20 mm), die im männlichen Geschlecht durch ihre langen Fühler auffallen. Dabei wird *N. fasciella* zur Unterfamilie der Adelinae gezählt, deren Imagines überwiegend tagaktive Blütenbesucher sind. Manche Arten dieser Unterfamilie zeigen eine ausgeprägt buntmetallisch glänzende Beschuppung der Flügel.

Von den 31 Arten der Familie wurden bisher 14 Arten in Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesen (DEUTSCHMANN 2012). Einige der Arten lassen sich auch in größerer Individuenzahl beobachten, z. B. während des Hochzeitfluges der Männchen von *Nemophora degeerella* und *Adela reaumurella*, während andere Arten nur in kleiner Individuenzahl gefunden werden.

### Merkmale, Ökologie und Vorkommen

Imagines von *N. fasciella* erreichen eine Flügelspannweite von 13 bis 16 mm. Die Vorderflügel zeigen eine bronzebraun-metallische Beschuppung, welche im zweiten Drittel von einer dunkel-violetten Binde durchzogen wird. Im Bereich des Vorderflügelansatzes ist die Beschuppung silber-grau-metallisch. Bei den Weibchen ist dergleichen auch die Thorax-Oberseite komplett silber-grau-metallisch beschuppt, während dieser Bereich bei den Männchen schwarz gefärbt ist. Die Männchen weisen eine schwarze, lange Behaarung des Kopfes und der Palpen auf, die Augen sind gegenüber denen der Weibchen vergrößert. Die Kopfbehhaarung der Weibchen ist mattgelb und wesentlich kürzer. Die bei den weiblichen Tieren ebenfalls kürzeren Antennen sind zu ca. 2/3 dunkel gefärbt und gehen dann in eine helle Färbung über, während die Tönung der Antennen der Männchen schon bald nach der Basis von Schwarz in Weiß

wechselt. Die beschriebenen Merkmale sind in Abb. 1 und 2 zu erkennen. Verwechselt werden kann *N. fasciella* mit der in Deutschland nur aus Bayern und Baden-Württemberg (ARBEITSGRUPPE SCHMETTERLINGE DEUTSCHLANDS 2021) nachgewiesenen *Nemophora prodigellus* (Zeller, 1853), deren Raupen jedoch monophag an *Betonica officinalis* (Gewöhnliche Betonie) fressen und die so bei Kenntnis der den Fundort umgebenden Flora ausgeschlossen werden kann.

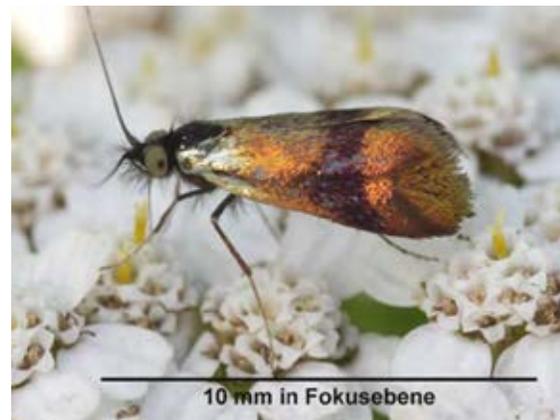


Abb. 1: Männchen von *Nemophora fasciella* (18.07.2020).

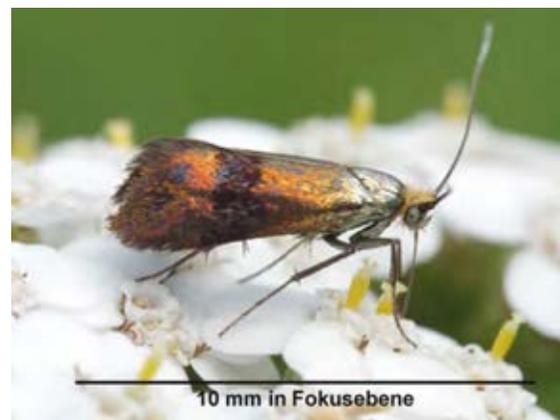


Abb. 2: Weibchen *Nemophora fasciella* (18.07.2020).

Unklarheit besteht über die Bedeutung eines dunklen Fleckes in der Nähe des vorderen Vorderflügelrandes zur Artabgrenzung: Während MALKIEWICZ (2016) das Fehlen oder bestenfalls die geringe Ausbildung dieses Fleckes bei *N. fasciella* als Merkmal zur Artabgrenzung von *N. prodigellus* angibt, sieht KOZLOV (2004) gerade im Vorhandensein dieses Fleckes bei *N. fasciella* ein Unterscheidungsmerkmal zu *Nemophora barbatellus* (Zeller, 1847) und *Nemophora mollella* (Hübner, [1816]), welche aber beide kleiner sind.

Kleiner ist auch die ansonsten sehr ähnliche *Nemophora minimella* ([Denis & Schiffermüller], 1775). Bei Fotobelegen ohne Maßstab könnte hier evtl. bei männlichen Exemplaren das Verhältnis des Augendurchmessers zur Gesamtlänge als Unterscheidungsmerkmal herangezogen werden, dieses sollte bei *N. minimella* größer sein als bei *N. fasciella*.

Eine klare Artzuordnung ist über den Bau der männlichen Genitalien möglich, zu deren Untersuchung die Anfertigung eines Genitalpräparates erforderlich ist (siehe Eigene Beobachtungen).

Die Raupe von *N. fasciella* entwickelt sich monophag an oder unter Pflanzen der Schwarznessel (*Ballota nigra*). Dabei bauen sie einen braunen, filzigen Raupensack (GERSTBERGER 2008). Abbildungen der Raupe sind selten, in eigener Recherche konnten nur zwei Zeichnungen von STAINTON (1873) gefunden werden, wobei eine Zeichnung auch Raupen im Raupensack direkt an einem Blatt von *Ballota nigra* fressend darstellt. GERSTBERGER (2008) hingegen gibt an, dass sich die Raupen unter den Pflanzen von *Ballota nigra* aufhalten.

Die Falter sind in der Nähe der Raupenfutterpflanze, insbesondere auf Ruderalflächen, zu finden und fliegen von Juni bis August (GERSTBERGER 2008) und sind Blütenbesucher.

### Verbreitung

*Nemophora fasciella* ist eine europäische Art, deren Verbreitungsschwerpunkt in Mittel- und Westeuropa liegt. Das Global Biodiversity Information Facility – Netzwerk (GBIF) listet 123 georeferenzierte Funde (Abb. 3) (GBIF 2021).



Abb. 3: Gemeldete Funde von *Nemophora fasciella* in Europa (GBIF 2021).

In Deutschland wird *N. fasciella* vereinzelt gefunden (Abb. 4), wobei die Datenbank der ARBEITSGRUPPE SCHMETTERLINGE DEUTSCHLANDS (2022) nicht alle Funde umfasst – so sind z. B. auch weitere Funde aus Schleswig-Holstein und Brandenburg bekannt (RICHERT et al. 2020).

GAEDIKE et al. (2017) listen diese Art für insgesamt zehn Bundesländer.

### Eigene Beobachtungen

Imagines von *N. fasciella* wurden an Nachmittagen im Juli der Jahre 2018, 2020 und 2021 auf einer Ruderalfläche einer ehemaligen militärischen Liegenschaft (Flugabwehr) bei Hermannshagen-Heide im Landkreis Vorpommern-Rügen beobachtet. Der erste Hinweis erfolgte dabei 2018 durch den 11-jährigen Sohn des Autors, der seinen Vater auf eine kleine, besonders bunt-metallisch gefärbte Motte auf einer Blüte hinwies. Anhand von Fotomaterial mit Maßstab und eines 2021 gesammelten männlichen Exemplars konnten diese als *N. fasciella* bestimmt werden. Die Tiere wurden dabei in nur geringer Individuenzahl (2018: 1; 2020: 4; 2021: 3 Exemplare) beobachtet – die Beobachtungen erfolgten allerdings nur stichprobenhaft. Die Tiere hielten sich dabei längere Zeit auf den Blütenständen des Jakobs-Greiskrautes (*Jacobaea vulgaris*) und der Gemeinen Schafgarbe (*Achillea millefolium*) auf, wobei sie relativ selten aufflogen.

Die Artzuordnung wurde abgesichert durch ein Präparat der männlichen Genitalien, welches freundlicherweise von U. Deutschmann angefertigt wurde (Abb. 5).



Abb. 5: Genitalien (Männchen) von *Nemophora fasciella*.

Es zeigen sich gute Übereinstimmungen mit den von WOJTUSIAK (1972: 41) und RAZOWSKI (1978: 113) zeichnerisch dokumentierten Genitalien. Besonders deutlich wird dies beim Vergleich der Form des Uncus und der Form der Valven, welche auf den Innenseiten je eine charakteristische Stufe bzw. Vorwölbung aufweisen.

Die Futterpflanze der Raupe – *Ballota nigra* – konnte am Beobachtungsort der Imagines (Abb. 6) in nur wenigen Exemplaren gefunden werden, eine gezielte Suche ergab aber in 250 m Entfernung ein größeres Vorkommen (Abb. 7). Dabei handelt es sich um die Unterart Langzähnlige Schwarznessel (*Ballota nigra* subsp. *nigra*).



Abb. 4: Gemeldete Funde von *Nemophora fasciella* in Deutschland (ARBEITSGRUPPE SCHMETTERLINGE DEUTSCHLANDS 2022).



Abb. 6: Vegetation am Fundort der Falter mit spärlich wachsenden Exemplaren des Jakobs-Greiskraut (*Jacobaea vulgaris*) und der Gemeinen Schafgarbe (*Achillea millefolium*) (Juli 2020).



Abb. 7: Vegetation mit zahlreichen Stauden der Langzähniigen Schwarznessel (*Ballota nigra* subsp. *nigra*) – der Futterpflanze der Raupe (September 2021).

Beide Lokalitäten sind anthropogen beeinflusst. Durch die ehemals militärischen Aktivitäten sind Freiflächen im Kiefernwald entstanden. In den ursprünglich armen Sandbodenstandort wurde räumlich begrenzt stickstoffreicher Boden eingetragen. So sind auch Bestände der Großen Brennnessel (*Urtica dioica*) präsent. In Folge der Zuschüttung der Bunkeranlagen mit lehmigem Boden und das Ablagern von Gartenabfällen sind kleinflächig sehr verschiedene Boden- und Vegetationstypen dicht nebeneinander entstanden. Trotz intensiver Suche konnten jedoch keine Raupen nachgewiesen werden.

Mittelfristig ist der Standort durch Ausbreitung von Birke und insbesondere Kiefer gefährdet, forstliche Maßnahmen der Wiederaufforstung würden das Vorkommen wahrscheinlich sofort auslöschen. Zum Erhalt des Standortes wären vermutlich eine halbflächige Mahd alle drei Jahre und die Entnahme aufkommenden Kiefernjungwuchses geeignete Maßnahmen.

#### Danksagung

Mein Dank gilt Uwe Deutschmann (Dobin am See, OT Buchholz) für die Anfertigung des Genitalpräparates von *Nemophora fasciella*.

#### Literatur

**ARBEITSGRUPPE SCHMETTERLINGE DEUTSCHLANDS:** Die Schmetterlinge Deutschlands. <http://www.lepidoptera.de/> (abgerufen am: 01.05.2022).

**DEUTSCHMANN, U.** (2012): Die „Kleinschmetterlinge“ Mecklenburg-Vorpommerns. Teil 15 Adelidae (Langhornmotten). – *Virgo* **15** (1): 76-78.

**GAEDIKE, R., NUSS, M., STEINER, A. & TRUSCH, R.** (2017): Verzeichnis der Schmetterlinge Deutschlands (Lepidoptera). 2. überarbeitete

Auflage. – Entomologische Nachrichten und Berichte (Dresden), Beiheft **21**: 1-362.

**GBIF SECRETARIAT** (2021). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset

<https://doi.org/10.15468/39omei> accessed via GBIF.org on 2021-09-11.

**GERSTBERGER, M.** (2008): Die Langhornfalter Deutschlands (Lepidoptera, Adelidae). – Mitteilungen der Arbeitsgemeinschaft westfälischer Entomologen **24** (2): 1-56.

**KOZLOV, M. V.** (2004): Annotated checklist of the European species of *Nemophora* (Adelidae). – *Nota Lepidopterologica* **26** (3/4): 115–126.

**MALKIEWICZ, A.** (2016): *Nemophora prodigellus* (Zeller, 1853) (Lepidoptera, Adelidae): the first definite record in Poland, with comments on the protection of its habitat. – *Polish Journal of Entomology* **85**: 355–363.

**RAZOWSKI, J.** (1978): Motyle (Lepidoptera) Polski, Część III: Heteroneura, Adeloidea, 137 S.

**RICHERT, A., BUSSE, R., THEIMER, F. & SCHWABE, K.** (2020): Die Kleinschmetterlinge (Microlepidoptera) der Diluviallandschaften um Eberswalde. – *Contributions to Entomology* **70** (1), 1-165, DOI:

<https://doi.org/10.21248/contrib.entomol.70.1.001-165>

**STANTON, H. T.** (1873): The natural history of the Tineina 13: pl. V.

**WOJTUSIAK, J.** (1972): Klucze do oznaczania owadów polski, XXVII: Motyle – Lepidoptera, Zeszyt **9**: Adelidae, 52 S.

#### Anschrift des Verfassers

Dr. Martin Feike  
Universität Rostock, Fachdidaktik Biologie  
Universitätsplatz 4  
D-18055 Rostock  
E-Mail: [martin.feike@uni-rostock.de](mailto:martin.feike@uni-rostock.de)

## Bemerkenswerte und neue Schmetterlinge aus Mecklenburg-Vorpommern (Lepidoptera)

HEINZ TABBERT

### Einleitung

Inzwischen sind für die Schmetterlingsfauna von Mecklenburg-Vorpommern (MV) durch aktuelle Neufunde, Wiederfunde oder im Zusammenhang mit Wanderungen und Arealausbreitungen neue Arten hinzugekommen.

Einige Arten waren zu erwarten gewesen, da sie schon einige Jahre vorher an der Landesgrenze zu MV von U. Göritz bei Templin/Brandenburg (mdl. Mitt.) nachgewiesen werden konnten, wie z. B. *Stegania trimaculata* (Villers, 1789): 2018-2021, *Caradrina kadenii* (Freyer, 1836): 2021 1 Falter (F), *Agrotis crassa* (Hübner, 1803): 2008-2010 und 2017-2021 mehrere F, oder *Athetis lepigone* (Möschler, 1860): 30.08.2019 1 F.

Die Nummerierung der Reihenfolge richtet sich nach KARSHOLT & RAZOWSKI (1996) und die Nomenklatur der Taxa nach GAEDIKE et al. (2017). Weitere interessante und erwähnenswerte Schmetterlinge werden kommentiert und abgebildet. Alle Fotos wurden vom Autor angefertigt. Bei Negast (MTB 1744,1) handelt es sich um die Ortschaft südlich von Stralsund.

### Gelechiidae (Palpenmotten)

**3253 *Atremaea lonchoptera* Staudinger, 1871** (Abb. 1)



Abb. 1: *Atremaea lonchoptera* Staudinger, 1871, 23 mm.

Bei Drigge, am Wamper Wiek auf Rügen, konnte am 22.07.2021 beim Lichtfang 1 ♂ von *Atremaea lonchoptera* Staudinger, 1871 nachgewiesen werden. Für Deutschland war bisher nur ein Fund von Brandenburg vor 1999 verzeichnet (GAEDIKE et al. 1999, 2017). Dabei handelt es sich um eine lokale und seltene südeuropäische Art mit Vorkommen in Mittel- und Westeuropa. Nun gibt es einen Neufund in MV. ELSNER et al. (1999) bildet 1 ♂ und 1 ♀ ab, die sich in Form und Größe drastisch unterscheiden (Geschlechtsdimorphismus) und beschreibt den

Lebensraum mit „Röhricht-Gesellschaften, bevorzugt in Verlandungszonen großer Seen“. Der Fundort bei Drigge ist eine große, geschützte Bucht am Strelasund mit schwach salzhaltigem Brackwasser und mit Röhricht-Gesellschaften gesäumten Uferbereichen.

**3850 *Dichomeris ustalella* (Fabricius, 1794)** (Abb. 2)



Abb. 2: *Dichomeris ustalella* (Fabricius, 1794), 22 mm.

Bei Neustrelitz/Tannenhof fand D. Baumgarten am Licht am 22.05.2012 (briefl. Mitt.) die für MV neue Palpenmotte *Dichomeris ustalella* (Fabricius, 1794). Ein weiterer Fundort folgte mit 1 ♂ bei Ahlbeck/Seegrund am 17.06.2021 (leg. H. Tabbert). Diese Art tritt immer nur vereinzelt auf, bevorzugt hier im Norden u. a. wechselseitig feuchte/trockene Habitate und ist in Mitteleuropa bis Fernost verbreitet. Erkennungs- und Unterscheidungsmerkmal gegenüber ähnlichen Arten sind u. a. die beiden seitlich am Afterbusch befindlichen weißlichen Flecke.

**3851 *Dichomeris derasella* (Denis & Schiffermüller, 1775)** (Abb. 3)

Diese Gelechiidae ist der *Dichomeris ustalella* (FABRICIUS, 1794) sehr ähnlich. In GAEDIKE et al. (1999, 2017) ist *Dichomeris derasella* (Denis & Schiffermüller, 1775) = *Dichomeris fasciella* (Hübner, 1796) für MV nicht angegeben, bei LERAUT (1980) unter *Dichomeris fasciella* (Hübner, 1796). PAUL & PLÖTZ (1872: 107) führen eine Art unter „*Ypsolophus* F. *fasciellus* H., VI. s., Kieshof, Stralsund (R an *Prunus spin.*)“ auf. Ob damit die *Dichomeris derasella* gemeint ist, lässt sich vorerst nicht sagen und wird anhand der alten Sammlung von PAUL & PLÖTZ im Archiv/Museum des Zoologischen Instituts der Universität Greiswald (ZIG) demnächst überprüft. Andernfalls ist der bei Ahl-

beck/Seegrund am 17.06.2021 beim Lichtfang nachgewiesene Falter (leg. H. Tabbert) ein Neufund für MV.



Abb. 3: *Dichomeris derasella* (Denis & Schiffermüller, 1775), 21mm.

#### Tortricidae (Wickler)

##### 4525 *Ditula angustiorana* (Haworth, 1811)

In der Vereinszeitschrift Virgo gibt Deutschmann (2021) u. a. eine für MV neue Tortricidae mit einem dazugehörigen Abbild eines ♀ bekannt, gefangen vom 26.06.-30.07.2019 in mehreren Exemplaren an der Lichtfanganlage in Buchholz/Dobin a. See. Seit 2015 durchgehend bis 2021 ist diese Art in Negast am Licht innerhalb einer Gesamterscheinungszeit vom 01.06.-25.07. festgestellt worden. Anfangs erschienen etwa 10 Falter, dann jährlich häufiger werdend, sodass z. B. vom 25.06.-25.07.2021 ca. 40 ♂♂ und 10 ♀♀ gezählt wurden. Zwischen den ♂♂ und ♀♀ besteht Geschlechtsdimorphismus, der bei RAZOWSKI (2002) in der Farbtafel XII, Nr. 292 deutlich zu erkennen ist, auch wenn insgesamt alle Abbildungen leider in einer einheitlichen Größe dargestellt sind.

#### Pyralidae (Zünsler)

##### 6207 *Euchromius ocella* (Haworth, 1811)

(Abb. 4)



Abb. 4: *Euchromius ocella* (Haworth, 1811), 23 mm.

Nachdem am 01.10.1989 bei Wendorf in der Försterhofer Heide 1 ♂ von *Euchromius ocella* (Haworth, 1811) am Licht gefangen werden konnte

(TABBERT 2011), erschien am 11.09.2021 ein weiterer, gut kenntlicher Falter dieser Art (leg. H. Tabbert) an der Lichtfanganlage am Haus in Negast. Dieser Zünsler ist kosmopolitisch verbreitet und erscheint in Europa in Richtung Norden seltener werdend überall als gelegentlicher Wanderer. In Frankreich wird diese Art im atlantischen und mediterranen Küstenbereichen gefunden, während im zentralen Festland die ähnliche Art *Euchromius bellus* (Hübner, 1796) vorkommt (LERAUT 2012).

##### 6690 *Palpita vitrealis* (Rossi, 1794)

Seit dem Fund von *Palpita vitrealis* (Rossi, 1794) in Negast am 31.10.2014 (TABBERT 2018) folgten im gleichen Ort am 19.10.2017 und am 06.07.2021 weitere Falter. In Buchholz bei Rubow fand U. Deutschmann am 15.09.2018 einen Falter am Licht auf seinem Gehöft (DEUTSCHMANN 2018).

##### ohne Nr. *Diplopseustis perieresalis* (Walker, 1859) (Abb. 5)



Abb. 5: *Diplopseustis perieresalis* (Walker, 1859), 12 mm.

Zwischen Grau-Düne und Ortschaft Karlshagen/Usedom konnte am 17.06.2006 am Licht eine mir bis dahin unbekannte Pyralidae gefangen werden, die mit Unterstützung von Dr. M. Nuss beim Treffen der Brandenburger Entomologen determiniert werden konnte. Eine Zusammenfassung des aktuellen Kenntnisstandes findet man bei GAEDIKE (2010: 110). Ein Fund aus einem Berliner Gewächshaus (2006) und ein weiterer aus Duisburg-Wanheim (2008) werden als Neozoon bewertet und unter „fragliche, fälschlich gemeldete und faunenfremde Arten, unklare Einzelfunde, Zweifelsfälle“ zitiert und diskutiert. Frühere und neuere Einzelfunde aus fast allen westeuropäischen Ländern stellt LERAUT (2012: 477) in einer Karte dar. Die Abbildung des Falters auf seiner Farbtafel 80 ist allerdings nicht sofort zu erkennen. Demnach ist *D. perieresalis* in der Orientalischen, in der Ostpazifischen (Japan) und der Australischen Region verbreitet. Präimaginale Entwicklungsstadien sind höchstwahrscheinlich und teils nachweislich mit Zierpflanzen, wie verschiedenen Palmenarten, aus

den fernöstlichen Ländern nach Europa eingeschleppt worden.

**ohne Nr. *Cydalima perspectalis* (Walker, 1859)**  
Buchsbaumzünsler (Abb. 6)



Abb. 6: *Cydalima perspectalis* (Walker, 1859), 42 mm.

Auflistung der in MV bisher beobachteten Falter:  
Negast 23.09.2013: 1 ♂, 25.09.2019: 1 ♂,  
06.07.2021: 1 ♂ (leg. H. Tabbert), Jatznick/ Kiefern-Blaubeerwald 09.09.2021: 3 ♂♂ (leg. H. Tabbert, T. Drechsel & H. Voigt), Neubrandenburg/Stadt 24.09.-02.10.2021: mehrere F (leg. T. Drechsel), Neustrelitz/Kratzeburg 26.09.2021: ca. 20 ♂♂, 2 ♀♀, 1 ♂ der schwarzen Form (leg. T. Drechsel, einige F in coll. Tabbert). Bei dem o. g. Fund am 06.07.2021 könnte es sich um einen Falter einer 2. Generation (von 3 möglichen) handeln. Inzwischen hat *Cydalima perspectalis* (Walker, 1859) auch im westlichen Teil von MV Einzug gefunden. In Ludwigslust/Schlosspark und auf dem Ludwigsluster Friedhof fand U. Jueg am 14.09.2021 4 F (mdl. Mitt.). Anfangs erschien die Art in MV nur zögerlich. Nach Mitteilung von U. Göritz (Templin) stellten sich dort am Licht fast zeitgleich, wie in Kratzeburg oder auch in Ludwigslust, ziemlich viele *C. perspectalis* ein.

#### **Sphingidae (Schwärmer)**

**6843 *Macroglossum stellatarum* (Linnaeus, 1859)**  
(Abb. 7, 16)

Das Taubenschwänzchen ist lange Zeit in MV meist nur in Einzelexemplaren an Blütenpflanzen beobachtet worden. Ziemlich selten wurden Raupen gefunden. Seit 2010 häuften sich die Beobachtungen und zwischen 2016 und 2020 erreichten die Faltermeldungen einen Höhepunkt in ganz MV. Auf der Halbinsel Zudar/Rügen, am Kliff des Gelben Ufers, ein im Sommer bei Sonneneinstrahlung besonders xero-thermophiler Standort, fielen trotzdem üppige Bestände des gelblühenden Labkrautes (*Galium spec.*) auf, mit prächtigen Exemplaren am Kliff-Fuß, begünstigt durch Hangdruck hervorgerufene Staunässe. Das untersuchte ich gemeinsam mit H. Voigt vom 09.-13.09.2018-2021 genauer und fanden schließlich insgesamt etwa 50 Raupen von

*Macroglossum stellatarum* (Linnaeus, 1859). Neben erwachsenen grünen und bräunlichen bis dunkel-olivgrünen Raupen waren auch viele in allen Entwicklungsstadien darunter. Die Nachzucht einiger Raupen war problemlos. Doch ein Problem war aus unserer Sicht, dass ein Überleben der Raupen an diesem Kliff-Hang eher ein Zufall wäre, da das Material aus unterschiedlichen Sanden mit ungleichmäßigen Schichtungen und locker eingelagerten Feuersteinbändern besteht, die ständig rieseln und bei Wind und Wetter durch unterschiedlich starkes Abrutschen in Bewegung geraten.



Abb. 7: *Macroglossum stellatarum* (Linnaeus, 1758), erwachsene Raupen.



Abb. 16: Kliff am Gelben Ufer, Halbinsel Zudar/Rügen, durch Abrasion stark gefährdeter Abschnitt. Insgesamt sind der größte Teil des Kliffs und einige anschließende Strandabschnitte mit einer spezifischen und artenreichen Pflanzenwelt ausgestattet.

**6853 *Hyles euphorbiae* (Linnaeus, 1798)**

Bei Lichtfängen am 11.-13.08.2021 auf der Graudüne bei Prora und Mukran erschienen ca. 10 F des Wolfsmilchschwärmers *Hyles euphorbiae* (Linnaeus, 1798) – nach mehr als 82 Jahren ein aktueller Nachweis für den Kreis Vorpommern-Rügen (leg. H. Tabbert & H. Voigt). Die letzten Nachweise für den heutigen Kreis gehen auf URBAHN (1939) zurück. Die Falter flogen selten direkt an den Leuchtturm, viel mehr bevorzugten sie die Landung in der Vegetation im Lichtkegel. Bei einer Begehung tagsüber konnten nur lokal und abschnittsweise größere, aber ziemlich ausgedünnte Bestände von der Zypressen-Wolfsmilch (*Euphorbia cyparissias*) festgestellt werden.

Ob es sich hier um zugeflogene (gewanderte) Falter handelte, oder ob sie eventuell, zumindest zeitweilig, bodenständig geworden sind, sollte in den in den nächsten Jahren durch Raupensuche ermittelt werden.

#### Geometridae (Spanner)

**7533 *Stegania trimaculata* (Villers, 1789)** (Abb. 8)



Abb. 8: *Stegania trimaculata* (Villers, 1789).

Dieser Spanner ist nach GAEDIKE et al. (2017) aus den meisten Bundesländern gemeldet, nur aus Schleswig-Holstein (?) und Mecklenburg-Vorpommern noch nicht. Inzwischen ist die Art auch in MV nachgewiesen. So bei Neustrelitz/Wesenberger Chaussee am 12.08.2020 einzelne ♂♂ und ♀♀ (leg. T. Drechsel), bei Neustrelitz/ Industriegebiet am 15.09.2020 1 ♂ (leg. H. Tabbert, T. Drechsel & H. Voigt) sowie in Negast am 24.09.2020 1 ♀ (leg. H. Tabbert). Die Falter variieren von gelblichen, bis auf die Flecken am Vorder- rand der Vorderflügel fast zeichnungslosen Exemplaren bis zu Faltern mit ausgeprägten bräunlichen Zeichnungselementen.

**8402 *Horisme tersata* (Denis & Schiffermüller, 1775)** (Abb. 9)

Am 28.07.1992 konnte im lockeren Dünenwald bei Prora 1 ♀ von *Horisme tersata* (Denis & Schiffermüller, 1775) am Tage aus Waldrebe aufgescheucht und gefangen werden. Die Waldrebe-Bestände sind dort durch Überwucherung fast verschwunden. 30 Jahre später, am 17.07.2021, erschien beim Licht-fanfang in der Grau-Düne bei Mukran erneut 1 ♀ (Ei-Ablage ohne Erfolg). In diesem Bereich gedeiht in den licht bewaldeten und verbuschten Altdünen noch Waldrebe. Da der Falter sehr abgeflogen war und um eine eventuelle Verwechslung mit der äußerlich nur schwer zu unterscheidenden *Horisme radicularia* (L. La Harpe, 1855) auszuschließen, wurde eine eindeutige Bestimmung durch Genitaluntersuchung durchgeführt.



Abb. 9: *Horisme tersata* (Denis & Schiffermüller, 1775)

**8982 *Costaconvexa polygrammata* (Borkhausen, 1794)**

Auf der Grau-Düne bei Mukran erschien am 17.07.2021 1 ♂ von *Costaconvexa polygrammata* (Borkhausen, 1794) (leg. H. Tabbert). Damit handelte es sich wohl um einen hier, an der Ostsee, ziemlich seltenen Falter der 2. Generation. Die Raupen-Futterpflanze Labkraut (*Galium spec.*) gedeiht in der gesamten Grau-Dünenlandschaft in üppigen Beständen. Diese Art ist neu für die Insel Rügen. Die Funde aus der näheren Stralsunder Umgebung, wie am Borgwallsee, am Kruppenhäger See, Negast oder Barth liegen mehr als 110 Jahre zurück (SPORMANN 1909).

#### Noctuidae (Eulenfalter)

**9311 *Amphipyra tragopogonis* (Clerck, 1759)** (Abb. 10)



Abb. 10: *Amphipyra tragopogonis* (Clerck, 1759).

In Negast setzte sich an Rande des Lichtkegels der Lampe am 23.09.2020 eine auffällige Noctuidae, die wie eine Schilffeule aussah. Alle Flügel waren einheitlich schilffarben und stark glänzend. Eingespart in einem Glas und bei näherer Betrachtung unter verschiedenen Winkelstellungen waren zwei übereinander liegende graue Punkte im Bereich der Nierenmakel und eine etwas hellere Wellenlinie schwach zu erkennen. Mir wurde klar, dass es sich nur um einen aberrativen Falter von *Amphipyra tragopogonis* (Clerck, 1759) handeln konnte. Normalerweise sind fast alle Falter bräunlich-grau,

meistens schwarzgrau, stark glänzend, 2 Nierenmakel-Punkte sind schwarz, ebenso 1 Punkt der Ringmakel, Wellenlinie etwas heller. In der Literatur konnten keine Hinweise auf andere Farbvarianten, Formen oder aberrative Falter gefunden werden.

**9424 *Caradrina kadenii* (Freyer, 1836) (Abb. 11)**



Abb. 11: *Caradrina kadenii* (Freyer, 1836).

Im Zuge der Arealausbreitung von *Caradrina kadenii* (Freyer, 1836) ist diese Art nun endlich in MV angekommen. Die neuesten Nachweise wurden aus Neubrandenburg/Lichtfanganlage am Haus vom 01.-08.09.2021 2 F (leg. T. Drechsel) gemeldet. Es folgte ein weiterer Fund aus Miltzow am 08.10.2021 (leg. H. Voigt) und schließlich erreichte *C. kadenii* die Stralsunder Umgebung in Negast am 16.10.2021 mit 1 ♂ (leg. H. Tabbert).

**9479 *Athetis lepigone* (Möschler, 1860) (Abb. 12)**



Abb. 12: *Athetis lepigone* (Möschler, 1860).

Diese Art ist in der Paläarktis sibirisch vom Fernen Osten über China, Mongolai bis in die südlichen europäischen Teile Russlands und der Ukraine, weiter über Rumänien, Ungarn und Teilen der Anrainerstaaten bis in die östlichen Teile Österreichs verbreitet, mit einem Keil entlang der polnischen Ostgrenze. Ein ziemlich separat erscheinendes Vorkommen besteht im südlichen und westlichen Küstenbereich Finnlands, Teile der nordöstlichen Küste Schwedens und dann wieder bei Öland und Gotland und der gegenüberliegenden Küste des Festlandes. In den Jahren 2007 konnte *A. lepigone*

erstmalig in Ebersbach/Oberlausitz von S. Wauer und damit als neue Art für Deutschland nachgewiesen werden (WAUER 2010). 5 Jahre später erfolgte ein weiterer Fund in Sachsen. Es wurde eine von Polen ausgehende, westwärts gerichtete Arealausbreitung angenommen. Die Art ist ebenfalls von U. Göritz aus Templin am 30.08.2019 gemeldet worden (mdl. Mitt.). Dann erreichte diese Art erwartungsgemäß endlich MV bei Neustrelitz am 01.07.2021 mit 3 F (leg. A. Gördes, mdl. Mitt.).

**10003 *Mythimna vitellina* (Hübner, 1808) (Abb. 13)**



Abb. 13: *Mythimna vitellina* (Hübner, 1808).

Diese Art wird nach EITSCHBERGER et al. (1999) in der Gruppe III: Emigranten/Binnenwanderer eingeordnet. Falterfunde aus dieser Gruppe, wie z. B. *Heliothis peltigera* (Denis & Schiffermüller, 1775), *Heliothis armigera* (Hübner, 1808), *Heliothis scutosa* (Denis & Schiffermüller, 1775) oder *Chrysodeixis chalcycetes* (Esper, 1789) häufen sich in den letzten Jahren im Nordosten von MV. Nun liegt ein weiterer aktueller Fundort von *Mythimna vitellina* (Hübner, 1808) vor: Vom 08.-10.10.2021 fing H. Voigt an der Lichtfanganlage auf seinem Gehöft in Miltzow je 1 ♂ und 1 ♀.

**10336 *Agrotis crassa* (Hübner, 1803) (Abb. 14)**

Auflistung der Neufunde in MV: Neustrelitz/ Wesenberger Chaussee im August 2020 1 F (leg. T. Drechsel), am 12.08.2020 1 ♂ (leg. T. Drechsel & H. Tabbert), Neubrandenburg/Stadt am 26.-27.07.2021 und 05.08.2021 2 F (leg. T. Drechsel). Zu dieser eurasiatisch verbreiteten Art gaben HEINICKE & NAUMANN (1982) unter Position 16 und Karte 9 eine zeitgemäße, aber kritische Bewertung der damaligen Erkenntnisse hinsichtlich Verbreitung und Phänologie allgemein und besonders für die damalige DDR an. Interessant ist die nördliche Verbreitungsgrenze bis etwa zur südlichen Grenze des heutigen MV. Dem gegenüber sind für die ehemaligen drei Nordbezirke 6 alte, zwischen 110 bis 140 Jahren zurückliegende Fundmeldungen bis zur Ostseeküste dargestellt. Im Nachbarland Brandenburg erhöhten sich in den letzten Jahren die Fundmeldungen und seit 2020 hat *Agrotis crassa* (Hübner, 1803) in MV Neustrelitz und 1 Jahr später

Neubrandenburg/Stadtgebiet erreicht. Die Art erscheint vorrangig (damalige Einschätzung) in der offenen Landschaft mit Busch-, Strauch- und anderer karger Vegetation. Die warmen und trockenen Sommer der vergangenen Jahre haben wohl dazu beigetragen, dass eine Arealausbreitung begünstigt wurde. Wahrscheinlich fand eine Ausbreitung unter gleichen oder ähnlichen Bedingungen vor langer Zeit schon einmal statt, denn in den letzten Jahren breiteten sich viele weitere faunistisch interessante Arten in MV erneut, wie vor mehr als 100 Jahren, bis zur Ostseeküste aus.



Abb. 14: *Agrotis crassa* (Hübner, 1803).

#### Spinnerartige

**10557** *Parasemia plantaginis* (Linnaeus, 1758)  
(Abb. 15)



Abb. 15: *Parasemia plantaginis* (Linnaeus, 1758).

Schon die Gebrüder SPEYER (1858) haben das später vielfach zitierte und eigenartige Verbreitungsmuster von *Parasemia plantaginis* (Linnaeus, 1758) in Mitteleuropa eingeteilt in eine südliche Gruppe (vom Hochgebirge bis in die Mittelgebirge) und in eine nördliche Gruppe (im norddeutschen Tiefland rundum Berlin und an der Ostseeküste des ehemaligen Ostpommern (heute Polen) zwischen Köslin (Kostalín) und Leba (Lebork) (URBAHN 1939)). Nicht beachtet wurde der Fund eines Falters von J. Pfau vom 14.07.1913 bei Wolgast. Erst ab 1947 erfolgten weitere Funde bei Ueckeritz/Usedom (leg. E. & H. Urbahn), ein Vorkommen bei Warin von Dr. Eichbaum am 04.07.1963 und 1965, weitere Funde von M. Hennische von 1997 bis 2000 bei

Eggesin und Ahlbeck/Seegrund, 1 F beim Lichtfang am 08.06.1998 bei Altwarp (leg. A. Kallies, Tabbert, H. & H. Hoppe) sowie ein Fund aus der Stubnitz/Rügen. Insgesamt kann eingeschätzt werden, dass die Falter sehr selten sind und eher zufällig nachgewiesen wurden. Auf einem neuen Fundort nördlich von Pasewalk erschienen bei einem Lichtfangabend am 28.05.2018 an 2 Leuchttürmen (2 x 20 W SAL/SL sowie 1 x LepiLED) 2 ♂♂ (leg. T. Drechsel & H. Tabbert). Bei dem Fundort handelt es sich um einen Kiefern-Blaubeer-Wald mit einem eingelagerten Feuchtgebiet und grasreichen Waldwegen. Insgesamt liegt damit für den Wegerichbären *P. plantaginis* ein ziemlich geschlossenes, inselartig verbreitetes Vorkommen mit dem Zentrum in der Uecker-Randow-Region im fernöstlichen Teil von Vorpommern vor, das bis jetzt etwa 100 Jahre überdauert hat.

#### Danksagung

Bei den hier erwähnten Entomologen Dierk Baumgarten (Winsen an der Luhe), Thomas Drechsel (Neubrandenburg), Andreas Gördes (Neubrandenburg), Uwe Göritz (Templin), Uwe Jueg (Ludwigslust), Dr. Matthias Nuss (Dresden) und Harald Voigt (Miltzow), bedanke ich mich herzlich für die Mitteilungen ihrer Beobachtungsergebnisse und Verwendung zur Weiterbearbeitung.

#### Literatur

- DEUTSCHMANN, U.** (2019): Kleine Mitteilungen. Besuch aus Südeuropa in Mecklenburg: *Palpita vitrealis* (Rossi, 1794) (Lepidoptera: Pyralidae). – Virgo **21** (2018): 60-61.
- DEUTSCHMANN, U.** (2020): Kleine Mitteilungen. Zwei für Mecklenburg-Vorpommern neue Kleinschmetterlinge aus den Familien Gracillariidae und Tortricidae: *Ditula angustiorana* (Haworth, 1811) (Lepidoptera: Tortricidae). – Virgo **23**: 80.
- EITSCHBERGER, U., REINHARDT, R. & H. STEINIGER** (1999): Wanderfalter in Europa (Lepidoptera). – Atalanta **22** (1): 1-67, Würzburg.
- ELSNER, G., HUEMER, D. & TOKAR, Z.** (1999): Die Palpenmotten Mitteleuropas (Lep., Gelechiidae). – Bratislava: S. Slamka, 208 pp.
- FIBIGER, M. & HACKER, H.** (2007): Noctuidae Europaea Vol. 9. Amphipyriinae, Condicinae, Eriopinae, Xyleninae (Part). – Entomological Press Sorø, 410 pp.
- GAEDIKE, R. & HEINICKE, W.** (Hrsg.) (1999): Verzeichnis der Schmetterlinge Deutschlands (Entomofauna Germanica 3). – Entomologische Nachrichten und Berichte (Dresden), Beiheft **5**: 1-216.
- GAEDIKE, R.** (2012). Nachtrag 2009 zum Verzeichnis der Schmetterlinge Deutschlands (Microlepidoptera). – Entomologische Nachrichten und Berichte **54** (2), **2010**: 109-122.
- GAEDIKE, R., NUSS, M., STEINER, A. & TRUSCH, R.** (Hrsg.) (2017): Verzeichnis der Schmetterlinge Deutschlands (Lepidoptera), 2. überarbeitete Auflage.

ge. – Entomologische Nachrichten und Berichte (Dresden), Beiheft **21**: 1-362.

**HEINICKE, W. & NAUMANN, C.** (1980-1982): Beiträge zur Insektenfauna der DDR: Lepidoptera – Noctuidae. – Beiträge zur Entomologie 30-32, Akademie-Verlag Berlin **1982**: 302 S.

**HENNICKE, M. & D. SCHULZ** (2012): Großschmetterlingsfauna des ehemaligen Landkreises Uecker-Randow, Erscheinungszeitraum 1961-2000, Verbreitung-Biologie-Gefährdung. – Förderverein für Naturschutzarbeit Uecker-Randow-Region e.V. (Hrsg.), 129. S.

**KARSHOLT, O. & RAZOWSKI, J.** (Eds.) (1996): The Lepidoptera of Europa – A Distributional Checklist. – Stenstrup: Apollo Books, 379 pp.

**LERAUT, P.** (1980): Systematisches und synonymisches Verzeichnis der Schmetterlinge Frankreichs, Belgiens und Korsikas (2. Ausgabe). – Alexanon, Supplement, 334 pp.

**LERAUT, P.** (2012): Moth of Europe, Volume 3, Zygaenids, Pyralids 1 and Brachodids. – Verrières le Buisson: N.A.P Editions, 599 pp.

**PAUL, H & PLÖTZ, C.** (1872): Verzeichnis der Schmetterlinge, welche in Neu-Vorpommern und Rügen beobachtet wurden. – Mitteilungen aus dem Naturwissenschaftlichen Verein für Neuvorpommern und Rügen **4**: 52-115.

**PAUL, H & PLÖTZ, C.** (1880): Verzeichnis der Schmetterlinge, welche in Neu-Vorpommern und Rügen beobachtet wurden. Nachtrag. – Mitteilungen aus dem Naturwissenschaftlichen Verein für Neu-Vorpommern und Rügen **12**: 78-80.

**RAZOWSKI, J.** (2002): Tortricidae of Europe, Volume 1, Tortricinae and Clidanotinae. – Bratislava **2002**: 247 pp.

**SCHMIDT, P.** (1991): Beiträge zur Insektenfauna der DDR: Lepidoptera – Arctiidae, Nolidae, Ctenu-

chidae, Drepanidae, Cossidae und Hepialidae. – Beiträge zur Entomologie **43** (1): 123-236.

**SPORMANN, K.** (1907/1909): Die im nordwestlichen Neuvorpommern bisher beobachteten Großschmetterlinge mit besonderer Berücksichtigung der näheren Umgebung Stralsunds. – Jahresbericht des Gymnasiums zu Stralsund **1907**: 1-56; Nachtrag **1909**: 1-38.

**TABBERT, H.** (2013): Der Buchsbaumzünsler *Neoglyphodes perspectalis* (Walker, 1859) jetzt auch in Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesen (Lepidoptera, Pyraloidea, Crambidae, Pyraustinae). – Virgo **16**: 67-68.

**TABBERT, H.** (2016): Kurzmeldungen: Bemerkenswerte Wanderfalter aus Mecklenburg-Vorpommern (Insecta, Lepidoptera). – Virgo **18** (1) (2015): 56-58.

**TABBERT, H.** (2018): Neue und bemerkenswerte Kleinschmetterlinge des östlichen Gebietes von Mecklenburg-Vorpommern. Teil 6: Nachträge Tortricidae (Wickler) und Pyralidae (Zünsler) (Insecta, Lepidoptera). – Virgo **20** (1) (2017): 22-25.

**URBAHN E. & URBAHN, H.** (1939): Die Schmetterlinge Pommerns mit einem vergleichenden Überblick über den Ostseeraum (Macrolepidoptera). – Stettiner Entomologische Zeitung **100**: 125-826.

**WAUER, S.** (2010): *Athetis (Proxenus) lepigone* (Möschler, 1860) neu für Deutschland (Lepidoptera, Noctuidae). – Entomologische Nachrichten und Berichte **54** (2): 142-143.

#### **Anschrift des Verfassers**

Heinz Tabbert  
Kranichbogen 19  
D-18442 Steinhagen OT Negast

## Beobachtungen zum Vorkommen und zum Verhalten der Heuschrecken-Sandwespe *Sphex funerarius* Gussakovskij, 1934 (Hymenoptera: Sphecidae) in den Binnendünen bei Klein Schmölen (Mecklenburg)

WOLF-PETER POLZIN

### Einleitung

Ab 1965 konnte die Heuschrecken-Sandwespe *Sphex funerarius* Gussakovskij, 1934 (Abb. 1) in Deutschland nicht mehr nachgewiesen werden und musste als verschollen gelten (BELLMANN 1995). 1993 wurde sie in Baden-Württemberg und 1997 in Hessen wiedergefunden (SCHMIDT & SCHMID-EGGER 1997) und breitet sich seit dieser Zeit kontinuierlich nach Norden aus. Es ist kaum anzunehmen, dass die flächendeckende und rasche Ausbreitung im nördlichen Mitteleuropa auf vormals unbemerkte Reliktorkommen zurückgeht (WEISER 2020); wahrscheinlich ist eine Einwanderung aus dem Mittelmeergebiet (SCHMIDT & SCHMID-EGGER 1997).



Abb. 1: Heuschrecken-Sandwespe (*Sphex funerarius*, Weibchen) mit erbeuteter Larve der Gemeinen Eichenschrecke (*Meconema thalassium*) kurz vor ihrem Nesteingang.

Mit dem Erstnachweis für Mecklenburg-Vorpommern in den Binnendünen bei Klein Schmölen im Juni 2016 hat sich das Areal der Grabwespe bis an die Ostsee ausgedehnt. Die bis 2019 nachgewiesenen Funde blieben zunächst auf Einzeltiere beschränkt (BODINGBAUER et al. 2020). *Sphex funerarius* ist paläarktisch verbreitet. Ihre Arealgrenzen reichen von der Atlantikküste (CROSS et al. 2021), südlich nach Nordafrika, durch den Irak, den Iran und Afghanistan (DANILOV & MOKROUSOV 2017; GHADERIPOUR et al. 2021; GHAHARI 2018) sowie im Osten nach Ostsibirien (JACOBS & LIEBIG 2018; SCHMID-EGGER 2019). Ein stabiles und weitgehend isoliertes Vorkommen markiert auf Gotland die nördliche Grenze (JOHANSSON 2013). Sie bevorzugt stark besonnte und sich gut aufheizende, sandige Standorte mit spärlicher Vegetation, scheint aber auch zumindest halbschattige Plätze nicht strikt zu meiden (STÖHR et al. 2020). In einigen der in Deutschland

gefundenen Lokalpopulationen sind die Individuenzahlen explosionsartig gestiegen (WEBER 2015), können aber auch bei sich bereits wenig zu ihren Ungunsten ändernden edaphischen Bedingungen für viele Jahre wieder verschwinden (BLÖSCH & KRAUS 2009).

### Vorkommen in den Binnendünen bei Klein Schmölen

Im Juli 2021 entdeckten wir auf der Suche nach der Springspinne *Yllenus arenarius* Simon, 1868 (Dünenspringer, Araneae: Salticidae), die als Erstnachweis für Mecklenburg-Vorpommern 2019 in den Schmölener Dünen (Abb. 3, 4) gefunden wurde (MARTIN 2021), rein zufällig eine Kolonie der Heuschrecken-Sandwespe.

Die gezielte Suche nach weiteren Vorkommen bis Mitte August erbrachte insgesamt drei, zahlenmäßig recht umfangreiche, räumlich aber klar abgrenzbare Areale, in denen die Weibchen ihre unterirdischen Nester anlegen (Abb. 2); zwischen diesen Nistbereichen konnten wir keine Einzelnester finden. Die größte Dichte erreichten das westliche und das östliche Teilgebiet mit jeweils 35 Nestern je m<sup>2</sup> (Abb. 5).



Abb. 2: Vorkommen von *Sphex funerarius* in den Binnendünen bei Klein Schmölen.

Die Ansprüche an die Habitatausstattung scheinen nicht sonderlich ausgeprägt zu sein, denn in den drei Teilbereichen unterscheidet sie sich erheblich. Im westlichen und am höchsten gelegenen Teil ist die Geländekubatur weitgehend eben mit leichten Bodenwellen; offene Sandflächen mit spärlichem, flechtenreichen Silbergras-Pionierrasen, Blauschillergras- und Graselken-Rasen dominieren (DENGLER et al. 2006). Der mittlere Teil ist ein schmales Band im Übergang von einer dichten Staudenflur im Süden in den offenen, vegetationsfreien, südexponierten Sandhang im

Norden. Ganz anders sieht die Situation im östlichen Bereich aus: hier ist eine dichtstrasige, fast geschlossene Vegetationsdecke auf dem Südhang des Schmölener Bracks vorherrschend, durchsetzt von einigen kleinen offenen Sandflecken.



Abb. 3: *Sphex funerarius* nistet im mittleren Bereich lediglich in einem schmalen Sandmagerrasen-Band, das im Vordergrund vor den offenen Sandflächen liegt.



Abb. 4: Vor dem Schmölener Brack ist die Silbergras-Flechtenflur dicht von *Sphex funerarius*, *Ammophila sabulosa* und *Podalonia affinis* besiedelt.



Abb. 5: Beispiel für die Nestdichte im mittleren Teilareal.

Die Nester werden oft, aber längst nicht immer, unter den Wurzeln von Silbergras-Büschelein oder unter kleinen Moos- und Flechtenplatten angelegt (Abb. 6).



Abb. 6: Habitatausschnitt im mittleren Teilareal mit Blickrichtung nach Osten. Im Vordergrund gräbt ein Weibchen, über ihr schwärmen vier weitere Tiere.

Dort, wo Wind und Niederschlag ungehindert den Sand umlagern können und der Bewuchs die äolischen Prozesse nicht behindert, finden sich auch keine Nester. Die Dichte des Bewuchses spielt offenbar eine nur untergeordnete Rolle, die Wuchshöhe der Pflanzen, die ein freies Flugfeld einschränkt, stellt dagegen einen limitierenden Faktor dar. Mitunter reicht es sogar aus, dass ein größerer Kiefernast auf dem Sand liegt, der für eine ausreichende Ruhe und Stabilität im Substratgefüge sorgt und das Graben im Sand ermöglicht, ohne dass die nächste Bö den Eingang wieder zuschiebt. Mit ihren in den Boden gegrabenen Nestern ist die Sandwespe in den Schmölener Dünen nicht der einzige Hautflügler. An allen drei Standorten teilt sie sich die Fläche mit anderen Grabwespen (Sphecidae), v. a. dem stetigen Bienenwolf *Philanthus triangulum* (Fabricius, 1775) (Abb. 14) und Knotenwespen *Cerceris* spec. Im östlichen Bereich fanden wir *Episyron rufipes* (Linnaeus, 1758; Abb. 16), eine Wegwespe (Pompilidae), die auf Radnetzspinnen (Araneidae) spezialisiert ist. Zwischen den *Sphex*-Nestern des westlichen Teilgebietes legten *Anoplius viaticus* (Linnaeus, 1758) (Pompilidae) und *Ammophila sabulosa* (Linnaeus, 1758) (Sphecidae) ihre Niströhren an. Mitten in der östlichen Sandwespen-Kolonie gruben Blattschneiderbienen (*Megachile* spec., vermutlich *M. leachella* Curtis, 1828; Abb. 15) ähnliche Röhren, die mit abgeschnittenen und zusammengerollten Blatteilen ausgekleidet

werden. Mit ihr vergesellschaftet ist dort auch die Kegelbiene *Coelioxys afra* Lepeletier, 1841, der wir auch im mittleren Areal begegnen und die bei *Megachile*-Arten als Kuckucksbiene schmarotzt.

### Nestbauverhalten

An den ersten beiden Juli-Wochenenden herrschten jeweils ähnliche Witterungsbedingungen, die Temperaturen lagen zwischen 25 und 29 °C, es war wolzig bis stark bewölkt, der Wind wehte frisch aus östlichen Richtungen. Das dritte Wochenende war bei bedecktem Himmel deutlich kühler, das letzte Juli-Wochenende brachte bei Temperaturen deutlich über 30 °C einen wolkenlosen Himmel und schwachen Wind mit einzelnen Böen, wiederum aus östlichen Richtungen. Das zweite August-Wochenende war wesentlich kühler und teilweise regnerisch.

Die Sandwespe fliegt mit einem deutlich und weithin vernehmbaren Brummtönen, der hinsichtlich der wahrnehmbaren Frequenz an eine große Fliege (s. u.) erinnert. Das Flugbild ähnelt dem einer Hornisse, ist aber von kürzeren Flugschwingungen und etwas höherer Geschwindigkeit geprägt. Bei der Annäherung eines Beobachters im Gelände fliegen auf dem Boden stehende Tiere ab einer Entfernung von etwa 3 bis 5 m auf. Der Störer wird sodann gezielt an- und intensiv umflogen und beobachtet; die Annäherung erfolgt manchmal bis auf wenige Zentimeter, in Einzelfällen bis zu einer flüchtigen Berührung. Bewegt sich der Beobachter während dieser Zeit nicht, kehrt die Sandwespe nach ca. 10 bis 30 Sekunden zu ihrem Bau zurück und nimmt dort ihre Tätigkeit wieder auf.

Das Graben des Nestes erfolgt in der für Grabwespen typischen Weise: Mit dem mittleren und hinteren Beinpaar steht das Weibchen breitbeinig auf dem Boden, die Vorderbeine scharren mit schnellen Bewegungen und im Gleichtakt den Sand weg und schleudern ihn unter ihrem Körper und zwischen den Beinen hindurch nach hinten (Abb. 7).



Abb. 7: Das Weibchen schleudert den Sand unter sich hindurch nach hinten, wobei es sich ruckartig vorwärts bewegt. Auf diese Weise rutscht der Sand vor dem Röhreneingang gegen ihre Laufrichtung nach, mit dem Ergebnis, dass am Eingang kein

Sandhügel entsteht wie bei einigen anderen Grabwespen.

Dabei bewegt sie sich Stück für Stück nach vorn in Richtung Eingang. Hat die Röhre eine Tiefe von mindestens anderthalbfacher Körperlänge erreicht, schiebt sie den Sand mit allen Beinen von unten nach oben bis an den Eingang, klettert wieder hinaus und wirft ihn mit den Vorderbeinen unter sich hindurch nach hinten. Dabei fängt sie mit dem Sandwurf nicht am Eingang an, sondern sinnigerweise etwas weiter draußen – auf diese Weise rutscht der Sand von allein nach und aus dem Eingangsbereich heraus – es spart Zeit und Kraft und es entsteht vor dem Eingang kein Hügel. Bei diesen Bewegungen werden die lang bedornten Tarsenglieder nach innen in Richtung der ebenfalls stark bedornten Tibien gebogen, so dass beide eine Art Rahmen mit innenliegenden Zinken bilden, mit dem die losen Sandkörner effizient weggeschoben werden können. Im Wesentlichen sind unsere Beobachtungen sehr ähnlich denen von BEUTLER et al. (2011)

Vor allem zum Ende der Grabtätigkeit trägt das Weibchen auch Sandklumpen, Steinchen und Pflanzenreste aus der Höhle, die es mit den Mandibeln und Vorderbeinen unter den Kopf klemmt (Abb. 8), und deponiert sie in der Nähe des Eingangs, aber wohl kaum weiter als 20 cm entfernt. Die Steine benötigt es später zum Verstopfen des Hauptgangs, Holzstücke, Flechten- und Moospartikel zum Verschließen des Eingangs.



Abb. 8: Je tiefer das Weibchen gräbt, desto feuchter und fester wird das Material. Es scheint dann effektiver zu sein, ganze Sandballen heraus zu tragen, die es mit den Mandibeln und den Vorderbeinen unter den Kopf klemmt.

Sind der Nahrungsvorrat eingebracht und das Ei abgelegt, verschließt die Wespe den Eingang mit den gleichen Bewegungsabläufen, die nun aber etwas langsamer sind. In die Bewegungsabläufe schleichen sich zudem auch alternierende Bewegungen der beiden Vorderbeine ein (Abb. 9), wie sie für Wegwespen typisch sind. Nach dem Verfüllen der Röhre mit Sand holt sie sich die zuvor abgelegten Pflanzenreste und bedeckt damit den

Eingangsbereich. Man kann sich des Eindrucks nicht erwehren, sie gäbe sich besondere Mühe, ihre Spuren zu verwischen und das Nest perfekt zu tarnen.



Abb. 9: Alle Grabwespen, die unterirdische Nester bauen, scharren synchron mit beiden Vorderbeinen. Wenn der Eingang nach der Eiablage wieder verschlossen wird, wirft *Sphex funerarius* den Sand oft mit alternierenden Bewegungen in den Eingangsbereich.

#### Lauterzeugung beim Graben

Während des Grabevorgangs ist vielfach und aus kurzer Entfernung (ca. 3-5 m) ein deutliches, von den Flügeln der Sandwespe ausgehendes Summen zu vernehmen; WEISER (2020) nennt die Geräusche „sehr eigentümlich“, BLÖSCH (2014) schreibt, „beim Graben ... sind häufig tiefe, sägeartige Zirplaute zu hören“, BLÖSCH & KRAUS (2009) nennen es „ein deutliches, tiefes, zirpendes Brummen“. Da diesen vagen Beschreibungen offensichtlich individuelle und subjektive Empfindungen zugrunde liegen, lassen sie sich für einen Unbeteiligten nur schwer einordnen. BRIZIO et al. (2020) haben die erzeugten Töne anhand von Audioaufnahmen bei 24 °C näher untersucht und das „Zirpen“ in ca. 150-200 Einzelpulse pro Sekunde aufgelöst. Das entspricht ungefähr dem Summen einer Honigbiene. Bei höheren Temperaturen ist auch der Ton höher und erreicht den einer Hummel (ca. 240 Hz).

Das Summen hält für höchstens eine knappe Sekunde an und wiederholt sich mehrere Male, danach steigt die Wespe aus ihrem Bau und schaufelt den Sand nach draußen. Anschließend wiederholt sich der Vorgang. BRIZIO et al. (2020) vermuten, dass die Tiere mit dem Kopf und mit Unterstützung der Flugmuskulatur auf diese Weise die Wände des Hauptganges stabilisieren und verfestigen. RIBEIRO & GARÓFALO (2010) nehmen an, die auf diese Weise erzeugten Vibrationen würden der Glättung der Wandflächen dienen. Das eine schließt das andere nicht aus, und da *S. funerarius* auf Böden mit kaum verdichtetem Material angewiesen ist (SRBA & HENEBERG 2012), ist die Stabilität und Begehbarkeit der Gänge

zumindest für einen gewissen Zeitraum von großer Bedeutung.

*Ammophila sabulosa* und *P. triangulum* erzeugen ähnliche, aber nur schwach wahrnehmbare Geräusche, wenn sie ihre Nesteingänge verschließen; sie nutzen möglicherweise den von der Flugmuskulatur ausgehenden Rückstoß, um mit dem Kopf das Schüttgut zu festigen.

#### Beute und Proviant

Die für den Nachwuchs verproviantierte Beute besteht ausschließlich aus Arten der Langfühlerschrecken (Orthoptera: Ensifera). Keine der Kurzfühlerschrecken (Caelifera), die im Gebiet in z. T. hohen Individuenzahlen anzutreffen sind, wurde von *S. funerarius* beachtet oder gar behelligt.

Unsere Beobachtungen sind sicherlich nicht vollständig und lassen wohl kaum Rückschlüsse auf das quantitative Arteninventar der Langfühlerschrecken in den Schmölener Dünen zu. In 56 Fällen konnten wir die Beutetiere sicher identifizieren:

- Roesels Beißschrecke *Roeseliana roeselii* Hagenbach, 1822: 34
- Gemeine Sichelschrecke *Phaneroptera falcata* (Poda, 1761): 12
- Gemeine Eichenschrecke *Meconema thalassium* (De Geer, 1773): 7
- Gewöhnliche Strauchschrecke *Pholidoptera griseoaptera* (De Geer, 1773): 3.

Auffällig bei *R. roeselii* (Abb. 10) ist im Vergleich zu anderen überwiegend kurzflügeligen Arten die relativ hohe Anzahl langflügeliger Individuen (FISCHER et al. 2020). Das scheint sich auch bei den Beutetieren widerzuspiegeln, von denen 12 lange, d. h. deutlich über den Körper hinausreichende Flügel besaßen (Abb. 11). Wahrscheinlich spielt für die Sandwespe also die Flügellänge der potenziellen Beutetiere keine Rolle.



Abb. 10: *Sphex*-Weibchen mit einer erbeuteten Beißschrecke (*Roeseliana roeselii*). Das Opfer hält es während der Transportfluges mit den Beinen und einem Sicherheitsgriff der Mandibeln um die Fühler.



Abb. 11: Die Flügellänge der Beute spielt offenbar keine Rolle, die Sandwespe unterscheidet also bei *R. roeselii* nicht nach kurz- und langflügeligen Exemplaren.

Die Beute wird fast ausschließlich im Flug transportiert und dabei immer Kopf-nach-vorn/Bauch-nach-unten. Trotz der „Zuladung“ bleibt das Flugbild ähnlich elegant, allerdings mit herabgesetzter Geschwindigkeit, geringerer Flügelschlagfrequenz und damit etwas tieferem Ton. Kurz vor dem Nest legt das Weibchen die Beute ab, das letzte Stück, bis zu 70 cm, läuft es zum Eingang seiner Röhre und kontrolliert sie. Dann legt es sich die Heuschrecke zurecht, gelegentlich mit dem Bauch nach oben, wobei es dann die Legeröhre greift (Abb. 12), erfasst sie mit den Mandibeln an beiden Fühlerbasen und zerrt sie bis unmittelbar vor den Nesteingang, große Beutetiere sogar so weit hinein, wie es geht (Abb. 11). Dort angekommen, lässt es die Schrecke los, steigt in die Röhre (Abb. 13) und zieht die Beute wiederum an den Fühlern in das Nest. Wenn der Eingang groß und die Beute klein genug sind, kann sie auch ohne vorheriges Absetzen aus dem Flug heraus und mit der Landung direkt in den Bau geschafft werden.

Regelmäßig konkurrieren einzelne Weibchen um die Beute, wenn die Schrecke etwas weiter vom Eingang entfernt abgelegt wurde. Andere beutetragende Weibchen werden noch im Flug von Artgenossinnen attackiert. Kleptomanie unter den Sandwespen dürfte keine Ausnahmeerscheinung sein. BLÖSCH & KRAUS (2009) stellen die Überlegung an, ob dieses Verhalten ein Anzeichen dafür sein könnte, dass die Populationen der Beutetiere unter dem Jagddruck beginnen zu schrumpfen. Das dürfte schwer nachzuweisen sein und auch nicht zur lokalen Auslöschung einer *Sphex*-Population führen können.

### Blütenbesuch

Zur Nahrungssuche bevorzugt die Sandwespe in unmittelbarer Nähe gelegene Flächen, legt aber auch Strecken bis zu einem halben Kilometer zurück und sucht selbst besiedeltes Gebiet mit geeigneten Pflanzen auf, etwa Botanische und Hausgärten (BAHMER 2020; FRIEBE et al. 2021; STEINECKE & SCHMIDT 2021).

*Sphex funerarius* wurde bei unseren Beobachtungen ausschließlich beim Besuch rötlicher, bläulicher und violetter Blüten gefunden. Das Repertoire verfügbarer Nektarquellen befindet sich im Dünengebiet in unmittelbarer Nähe der Nistplätze; das sind *Allium angulosum* (Kantiger Lauch), *A. scorodoprasum* (Schlangen-Lauch), *A. vineale* (Weinberg-Lauch), *Armeria maritima* (Gewöhnliche Grasnelke), *Jasione montana* (Berg-Sandglöckchen) und *Thymus serpyllum* (Sand-Thymian). Diese Pflanzen teilen sie sich u.a. mit anderen Blütenbesuchern wie *Ammophila* und zahlreichen Schmetterlingen. JOHANSSON (2013) zeigt in seiner Abb. 17 (S. 32) drei Heuschrecken-Sandwespen bei der Übernachtung auf einem Doldenblütler, der aber wohl nicht als Nahrungspflanze genutzt wird.



Abb. 12: Wenn es sich für den Transport zu Fuß als vorteilhaft erweist, ergreift die Sandwespe ihre Beute auch schon mal an der Legeröhre. Da sie aber grundsätzlich vorwärts läuft, können die Beißschrecken-Hinterbeine schnell zu einem Hindernis werden.



Abb. 13: Das Weibchen legt seine Beute (*Roeseliana roeselii*) mit dem Kopf voran an den Nesteingang, klettert hinein, dreht sich um und zerrt sie in den Bau – das alles ist eine einzige, sehr schnelle, fließende Bewegung.

### Weitere Nachweise

Im Juli und August des Jahres konnten kurz aufeinanderfolgend weitere Vorkommen von *Sphex funerarius* gefunden werden. Im NSG Marienfließ besiedelt sie in zwei Teilbereichen die Sandflächen am südexponierten Waldrand des Kiefernforstes, der die Nordgrenze des ehemaligen Truppenübungsplatzes bildet. Die Populationsstärke in den schmalen Streifen von ca. 300 bzw. 100 m Länge wird auf ca. 250 Nester geschätzt. Auf einer Fläche von etwa 15 m<sup>2</sup> des Truppenübungsplatzes Lübbehen fanden wir eine Agglomeration von ca. 30 Nestern, möglicherweise eine im Aufbau befindliche Population. Zwei weibliche Einzeltiere konnten wir auf dem Mäkelberg westlich der Ortslage Krakow am See beim Blütenbesuch beobachten. Udo Steinhäuser entdeckte im Juli eine weitere Kolonie von ca. 80 Nestern auf einem Trockenhügel in einer Silbergraspionierflur am Pätchsee (östlich des Plauer See).



Abb. 14: Mitunter nistet der Bienenwolf (*Philanthus triangulum*) mitten in den Kolonien der Heuschrecken-Sandwespe. Beide Grabwespen gehen sich nicht aus dem Weg, beachten sich aber auch nicht; zufällige Zusammenstöße nehmen sie scheinbar gelassen hin.



Abb. 15: Ebenfalls zwischen den *Sphex*-Nestern gräbt die Blattschneiderbiene *Megachile* spec. (*M. leachella*?) ihre Brutröhren und kleidet sie mit Blattmaterial aus. Sie sammelt den Pollen an den gleichen Pflanzen, die die Grabwespen als Nektarquelle nutzen.



Abb. 16: Am Rande der westlichen *Sphex*-Kolonie nistet die Wegwespe *Episyron rufipes* (Pompilidae). Ihre Beute sind ausschließlich Radnetzspinnen (Araneidae) wie die Vierfleck-Kreuzspinne (*Araneus quadratus*, unten im Hintergrund). Wenn die Wegwespe etwas zu lange nach ihrem Nistplatz sucht, wird die Spinne von Ameisen attackiert und fortgeschafft.

### Post scriptum

Während des Fotografierens der Heuschrecken-Sandwespen und ihrer „Begleiter“ überraschte mich das ursprüngliche und zwischenzeitlich fast vergessene Ziel der Suche in den Binnendünen, der Dünenspringer *Yllenus arenarius* Simon, 1868, und hüpfte mir vor die Linse. Damit ist der Erstfund von H. Timmann, ein Männchen, nun auch mit dem Weibchen bestätigt (Abb. 17).



Abb. 17: Der Dünenspringer *Yllenus arenarius* (Aranea: Salticidae) wurde 2019 als MV-Erstnachweis in den Binnendünen gefunden und im Juli 2021 bestätigt. Aufgrund seiner Zeichnung und Färbung ist er im Sand nur extrem schwer zu finden, zumal er in der Lage ist, sich im Sand einzugraben.

## Literatur

- BAHMER, H.** (2020): Platz ist in der kleinsten Sandkiste – Insekten des Sandtrockenrasens im Botanischen Garten in Gießen. – Jahrbuch Naturschutz in Hessen **19**: 12-13.
- BELLMANN, H.** (1995): Bienen, Wespen, Ameisen: die Hautflügler Mitteleuropas. – Stuttgart: Franckh-Kosmos, 336 S.
- BEUTLER, H., BEUTLER, D. & LIEBIG, W.-H.** (2011): Wiederfund der Heuschreckensandwespe, *Sphex funerarius* Gussakovskij, 1934 in Brandenburg mit Anmerkungen zur Biologie und zum Verhalten (Hymenoptera, Aculeata: Sphecidae s. str.). – Märkische Entomologische Nachrichten **13** (1): 23-34.
- BLÖSCH, M.** (2014): Grabwespen – illustrierter Katalog der einheimischen Arten. – Magdeburg: Wolf, 219 S.
- BLÖSCH, M. & KRAUS, M.** (2009): Die Heuschreckengrabwespe *Sphex funerarius* Gussakovskij, 1934 zurück in Mittelfranken. – Galathea **25** (1): 7-17.
- BODINGBAUER, S., HÖRREN, T., JACOBS, H.-J., KORNILCH, J.-C., NIEHOFF, B., SCHWEITZER, L., VOIGT, N., VON DER HEYDE, L., WITT, R. & WÜBBENHORST, J.** (2020): Expansion von *Sphex funerarius* Gussakovskij, 1934 nach Norden (Hymenoptera, Sphecidae). – Ampulex **11**: 58-65.
- BREZIO, C., PAGLIANO, G. & BUZZETTI, F. M.** (2020): The burrowing of *Sphex* sp. extends to the inaudible range. – Annali del Museo Civico di Rovereto **36**: 1-18.
- CROSS, I., BALDOCK, D. & WOOD, T. J.** (2021): The spheciform wasps of Portugal (Hymenoptera: Apoidea: Ampulicidae, Sphecidae & Crabronidae). – Monografías S.E.A. **15**, 84 S.
- DANILOV, Y. N. & MOKROUSOV, M. V.** (2017): New data on the distribution and taxonomy of some Palaearctic species of Sphecidae (Hymenoptera: Apoidea). – Euroasian Entomological Journal **16** (2): 107-113.
- DENGLER, J., FISCHER, P. & HÄRDTLE, W.** (2006): Flusslandschaft zwischen Radegast und Dömitz (Elbeexkursion 1). – Jahrbuch des Naturwissenschaftlichen Vereins für das Fürstentum Lüneburg, Sonderheft **1**: 69-77
- FISCHER, J., STEINLECHNER, D., ZEHEM, A., PONIATOWSKI, D., FARTMANN, T., BECKMANN, A. & STETTNER, C.** (2020): Die Heuschrecken Deutschlands und Nordtirols. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer, 2. Aufl., 372 S.
- FRIEBE, J. G., RITTER, E. & ZIMMERMANN, K.** (2021): Streudaten zur Fauna Vorarlbergs. V. Ausgewählte Nachweise von Hautflüglern (Insecta: Hymenoptera – Apocrita et Symphyta). – Inatura – Forschung online **85**: 1-19.
- GHADERIPOUR, Z., KHAYRANDISH, M., MADJZADEH, S. M., EBRAHIMI, E. & SCHMID-EGGER, C.** (2021): Adding to the fauna of digger wasps (Hymenoptera: Apoidea: Sphecidae) from Kerman province, Iran. – Journal of Crop Protection **10** (3): 503-510.
- GHAHARI, H.** (2018): A faunistic study on digger wasps of Iran (Hymenoptera). – Natura Somogyiensis **32**: 125-132.
- JACOBS, H.-J. & LIEBIG, W. H.** (2018): Records of digger wasps from eastern Siberia and the far east of Russia (Hymenoptera: Sphecidae, Crabronidae). – Beiträge zur Entomologie **68** (1): 133-149.
- JOHANSSON, N.** (2013): Skyddsvärda insekter i gotländska sanddyner. Inventering och förslag på skötselåtgärder. – Rapporter om natur och miljö nr. **2013/1**, 109 S.
- MARTIN, D.** (2021): Atlas zur Verbreitung und Ökologie der Spinnen (Araneae) Mecklenburg-Vorpommerns, Band II. – Friedland: Steffen Media, 592 S.
- RIBEIRO, F. & GARÓFALO, C. A.** (2010): Nesting behaviour of *Podium denticulatum* Smith (Hymenoptera: Sphecidae). – Neotropical Entomology **39** (6): 885-891.
- SCHMID-EGGER, C.** (2019): A review of the *Sphex flavipennis* group (Hymenoptera, Sphecidae) in northwest Africa with description of two new species and a discussion of a species from Sardinia. – Linzer Biologische Beiträge **51** (1): 459-471.
- SRBA, M. & HENEBERG, P.** (2012): Nesting habitat segregation between closely related terricolous sphecid species (Hymenoptera: Spheciformes): key role of soil physical characteristics. – Journal of Insect Conservation **16**: 557-570.
- STEINECKE, H. & SCHMIDT, M.** (2021): Edeldisteln, beliebte Insektennahrungspflanzen für den Garten. – Der Palmengarten **85**: 37-41.
- STÖHR, O., DEUTSCH, H., ANGERER, H., BENEDIKT, E. & WOLF, S.** (2020): Die Natur Aguntums – Ergebnisse einer Studie der Naturkundlichen Arbeitsgemeinschaft Osttirol (NAGO) im Jahr 2019. – Carinthia II **210**: 591-636.
- WEBER, K.** (2015): Evaluation der Wiederherstellung eines offenen Kiefernwaldes im Naturschutzgebiet Börsting bei Hallstadt, Landkreis Bamberg. – Anliegen Natur **37** (2): 58-66.
- WEISER, P.** (2020): Beobachtungen zu Vorkommen und Biologie der Heuschrecken-Sandwespe *Sphex funerarius* (Gussakovskij, 1934) auf den Binnendünen bei Sandhausen und Walldorf (Hymenoptera: Sphecidae). – Mitteilungen der Pollichia **100**: 157-169.

## Anschrift des Verfassers

Wolf-Peter Polzin  
Weinbergstr. 11  
D-18273 Güstrow  
E-Mail: wolf@wolfserde.de; www.wolfserde.de

## Zur Schlüpfrate der Sommergeneration von *Biorhiza pallida* (Olivier, 1791) unter Beachtung der Gallapfelgröße und des Befalls mit Inquilinen (Hymenoptera: Cynipidae)

PAUL STEINBACH

### Einleitung

Gallen von Pflanzenorganen sind stets ein „Hingucker“, besonders die periodisch auftretende Schwammgalle an Eichenzweigen, hervorgerufen von *Biorhiza pallida* (Olivier, 1791), einem 3 mm kleinen Hautflügler. In den rundlichen, knollenartigen, im Endstadium ockerfarbenen unterschiedlich großen Galläpfeln wächst deren Sommergeneration heran. Aus den Larven werden Volltiere (Imagines), die im Juni/Juli in unterschiedlicher Anzahl die Galle verlassen. Darüber hinaus ist der Gallapfel Entwicklungsort „fremder“ Hautflügler und sogar für eine Rüsselkäferart.

In Fortsetzung der vor Jahren erfolgten Untersuchung zur Geschlechterverteilung (STEINBACH 2021) sollte zwei Fragen nachgegangen werden:

1. Beeinflussen Einmieter (Inquilinen) die Schlüpfate?
2. Fördert eine hohe Larvendichte das Gallenwachstum?

### Material und Methodik

Untersucht wurden 26 Galläpfel, die Mitte Juni Zweigen von verstreut in einem Nadelholz-Waldrand in Karow (NP Nossentiner /Schwinzer Heide, Mecklenburg-Vorpommern) kleinwüchsigen Stieleichen (*Quercus robur*) entnommen wurden. Tunlichst war darauf zu achten, nur Galläpfel zu entnehmen, aus denen noch keine Wespen geschlüpft waren (Abb. 1, 2)



Abb. 1: Gallapfel vor dem Schlupf von Eichen-Schwammgallwespen.



Abb. 2: Gallapfel nach dem Schlupf von Eichen-Schwammgallwespen.

Ihre Größe – groß, mittel, klein – wurde anhand der digital mit einer Schiebelehre gemessenen Breite (mm) definiert (Abb. 3).



Abb. 3: Verschieden große Galläpfel, von denen die Schlüpfate der Eichen-Schwammgallwespe ermittelt wurde.

Zusätzlich wurde das Gallen-Volumen zur Beurteilung herangezogen. Berechnet nach der Kugel-Formel  $V = (4\pi : 3) \times r^3$ , fällt es relativ hoch aus, weil die im Vergleich zur Höhe der Galle größere Breite zur Volumenbestimmung Verwendung fand. Die Kugel-Formel war Berechnungsgrundlage auch für die Kalkulierung des Volumens der eigentlich ovalen Larvenkammern (Abb. 4, 5). Danach nimmt eine Larvenkammer im Gallgewebe ein Volumen von 14 mm<sup>3</sup> ein.

Der Schlupf der Wespen aus den einzeln in Gaze bedeckten Plaste-Dosen deponierten Galläpfeln vollzog sich bei Zimmertemperatur außerhalb natürliche Umgebung. In Fünfer-Gruppen ringförmig in einer Petrischale aufgereiht (Abb. 6-8),

wurde unter Zuhilfenahme eines Stereomikroskopes dann die Anzahl der geschlüpften Individuen und Inquilinen erfasst. Und zwar ausschließlich Schlüpfraten aus „single sex Galls“, wie ATKINSON et al. (2003 ) die von ♀♀ oder ♂♂ dominierten Galläpfel nennen. Die Daten wurden massenstatistisch analysiert.



Abb. 4: Die Larvenkammern der Gallwespenlarven sind oval (Längsschnitt).



Abb. 5: Die Larvenkammern nehmen bei hoher Larvendichte (Querschnitt) in Inquilinen freien Schwammgallen rd. 11% des Gallengewebes ein.



Abb. 6: Zu kleinen Gruppen in der Petrischale platziert, wird die Schlüpftrate, die Anzahl je Gallapfel geschlüpfter Gallwespen ermittelt.



Abb. 7: Gallwespen-♂♂. Sie sind spindelförmig, langflügelig und stachellos.

### Ergebnis und Diskussion

Die Schlüpfraten sind einzelweise in Tabelle 1, gruppenweise geordnet in Tabelle 2, aufgeführt. Tabelle 2 zeigt deren Durchschnittswert in verschiedenen großen, in Inquilinen freien und von Inquilinen befallenen Galläpfeln. Es lassen sich deutliche Unterschiede feststellen. Ungeachtet des Besatzes an Inquilinen schlüpften aus großen Galläpfeln 5-7 x mehr Gallwespen als aus kleinen, aus Inquilinen freien etwa doppelt soviel wie aus befallenen. Gravierend reduzierten Käferlarven die

Schlüpfrate, insbesondere in extrem klein gebliebenen und zusätzlich mit „fremden“ Hymenopteren besetzten Gallen (Nr. 24, 25, 26).

Aktuell enthielt jeder dritte Gallapfel Käferlarven. 2014 war fast jeder Gallapfel befallen. Maximal waren hier 11 Käferlarven Einmieter, doch kamen dann nur 3 Gallwespen zur Entwicklung. URBAN (2019), der in Tschechien in der Region Brno Untersuchungen zu *Biorhiza pallida* vornahm, fand Käferbefall in einem Zehntel der Galläpfel. Zudem stellte er fest, dass Galläpfel größer sind, wenn sie an dicken Zweigen wachsen.

Nach BELLMANN (2012) ist *Curculio villosus* (Fabricius, 1781), der Zottige Gallenbohrer, typischer Eichen-Schwammgallen-Inquiline. Seine Larven sind phytophag, rauben Gallwespenlarven Platz und Nahrung. Diese verhungern, „wenn die Galle aufgefressen ist“ (WELTNER 2019: 81). Doch dürfte der vollständige Verlust des Gallgewebes erst bei massivem Befall eintreten. Für wenige Exemplare reicht das Gallgewebe noch für's Überleben, wie die vorliegende Untersuchung zeigt. Die Nutzung des weichen Gallgewebes durch Rüsselkäfer sieht ZWÖLFER (1969) als eine ökologische Wirtskreiserweiterung. Normalerweise sind hartschalige Früchte – Eicheln und Nüsse – Wirte. Ähnlich gestaltete Pflanzengallen sind für die Eiablage anscheinend aber ebenso ein Schlüsselreiz. Das Rüsselkäfer-♀ sucht sehr sorgfältig nach geeigneten Gallen (UK Beetles). Bevorzugt solche mit einem Ø von 1,3 bis 3,0 cm. Ob es dann diese anbohrt und die Eier mit dem Rüssel, nach Rüsselkäferart, in den Bohrgang schiebt – Rüsselkäfer haben keinen Ovipositor – ist nicht mitgeteilt.

Die Gallenbildung an Pflanzen erfolgt durch vom Gallenbildner ausgehende Reize. Sie formen Eichen-Blattknospen zu Schwammgallen, wenn in ihnen Larven der Eichen-Schwammgallwespe heranwachsen. Daher die Arbeitshypothese: Hohe Larvendichte mehr Reize, mehr Reize stärkere Vergallung! Mit Blick auf die einzelnen Schlüpfraten (Tab. 1) scheint das der Fall zu sein. Im Durchschnitt führte in Inquilinen freien Schwammgallen (Tab. 2) eine 37 % größere Larvendichte zu 3-fach vergrößertem Gallgewebe (Tab. 2). Ob aber ♀ vorbestimmte *Biorhiza pallida*-Larven größere Gallenvolumina erzeugen als ♂ vorbestimmte, darüber kann die vorgelegte Untersuchung keine Aussage treffen. Antwort erhofft sich der Autor aus der Analyse einer ausreichend großen Stichprobe von Inquilinen freien, gleichgroßen Galläpfeln im nächstfolgendem „Gallwespenjahr“.

Vergallungsreize gehen zumeist von Wuchsstoffen, von Pflanzenhormonen aus. Diese Stoffe können Blattwespen-♀♀ bereits vor oder bei der Eiablage injizieren. Bei Gallwespen erfolgt die Abgabe der für die Gallbildung entscheidenden Wuchsstoffe erst durch die Wespenlarve (BELLMANN et al. 2018). Die Buchengallmücke (*Mikiola fagi* Hartig, 1839) bringt sie durch Speichel in das Blattgewebe (Schremmer 1984). – Phytohormone von einem Insekt?!

Nach neuesten Erkenntnissen vermag der tierische Körper den Wuchsstoff Cytokinin offensichtlich selbst zu erzeugen, wie Experimente mit Larven des Rübennematoden (*Heterodera schachtii* A. Schmidt, 1871) und Ackerschmalwand-Pflanzen (*Arabidopsis thaliana*) vor wenigen Jahren SIDDIQUI et al. (2015, zit. in Pflanzenforschung.de, 9.10.2015) nachgewiesen haben. Anzunehmen ist, dass auch der eng verwandte Kartoffelnematode *Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923) dazu in der Lage ist. STEINBACH (1973) sprach von einem cecidogenen Agens, das zu der Fadenwurm typischen inneren Vergallung der Wirtswurzel führte. Am lebenden Objekt, an Keimlingswurzeln von Tomate (*Lycopersicon esculentum*), beobachtete er mikroskopisch die Nahrungsaufnahme des Kartoffelnematoden und den damit verknüpften Verlauf der Vergallung. Zunächst hypertrophierte die Zelle, die die Nematodenlarve mit dem Mundstachel dauerhaft anzapfte, dann fusionierten benachbarte Zellen zu einem Riesenzellenkomplex (Syncytium) und schließlich krümmte sich die Wurzelspitze.

Bei *B. pallida* scheint es indessen kaum möglich in vivo Einblick in den Verlauf der Vergallung zu nehmen. Man weiß aber, Gallwespenlarven saugen an der Protein-reichen, inneren Zellschicht ihrer Larvenkammer (SEDLAG 1959), wodurch sie stetig Einfluss auf den Vergallungsverlauf nehmen.

### Zusammenfassung

Berichtet wird über die Schlüpfrate respective Larvendichte der Gallwespe *Biorhiza pallida* in Schwammgallen der Stiel-Eiche (*Quercus robur*). Sie ist in großen Galläpfeln und in Inquilinen freien am höchsten. Der gleichzeitige Befall mit Inquilinen lässt sie um die Hälfte sinken. In beträchtlichem Umfang wird sie durch die Gegenwart von Larven des Rüsselkäfers *Curculio villosus* (Fabricius, 1781) reduziert. Das Volumen der Schwammgalle ist größer, wenn eine hohe Larvendichte vorliegt. Dieser Befund stützt die Auffassung, dass der Vergallungsreiz offensichtlich von der Gallwespenlarve ausgeht.

Tab. 1: *Biorhiza pallida* (Olivier, 1791). Galläpfelgröße, Schlüpfraten Gallwespe und Einmieter. – Daten 2021. Galläpfel: Waldrand „Grüner Grund“ Karow, Naturpark Nossentiner/Schwinzer Heide.

Galläpfel			Imagines n	Larvenkammern- volumen (%)	„fremde“ Hautflügler	Käferlarven
Nr.	Radius (mm)	Volumen (mm <sup>3</sup> )				
1	22,5	47155	230 ♀♀	6,8		
2	19,5	30698	170 ♀♀	8,0	27	
3	18,0	24145	160 ♀♀	9,3	15	
4	17,5	22186	232 ♂♂	7,2		
5	17,5	22186	111 ♂♂	7,0	6	
6	17,5	22186	67 ♂♂	4,3	16	3
7	17,0	20340	120 ♂♂	8,2		4
8	16,5	18597	121 ♀♀	9,1	15	
9	16,5	18597	168 ♂♂	12,6		
10	16,0	16957	156 ♂♂	12,9		
11	15,5	15417	79 ♂♂	7,2		5
12	14,5	12623	31 ♀♀	3,4		3
13	14,0	11360	96 ♂♂	11,8		
14	14,0	11360	74 ♂♂	9,1	8	
15	14,0	11360	70 ♀♀	8,6		
16	13,5	10184	6 ♀♀	0,8		4
17	13,0	9096	124 ♀♀	9,1		
18	12,5	8085	94 ♂♂	16,2		
19	12,0	7154	10 ♀♀	1,9	3	1
20	11,5	6297	46 ♂♂	10,2	17	
21	11,5	6297	42 ♀♀	9,3	3	
22	11,5	6297	39 ♂♂	8,7		
23	10,5	4794	19 ♀♀	5,5	1	
24	10,0	4140	8 ♀♀	2,7	5	2
25	10,0	4140	4 ♀♀	1,3	9	3
26	8,0	2120	5 ♂♂	3,3		1

Tab. 2: *Biorhiza pallida* (Olivier, 1791). Sommergeneration. Schlüpfraten unter Beachtung von Gallengröße und Befall mit Inquilinen.

n = Anzahl;  $\bar{x}$  = arithmetisches Mittel; v = Spannweite

Galläpfel Charakteristik	Schlüpftrate		
	n	$\bar{x}$	v
groß, 3,5-4,5 cm Ø	6	145	67-232
mittelgroß, 2,5-3,4 cm Ø	12	35	6-168
klein, < 2,5 cm Ø	8	22	4-46
groß, 20-7 cm <sup>3</sup>	7	156	67-232
mittelgroß, 8-19 cm <sup>3</sup>	9	89	6-168
klein, < 2,5 cm Ø	10	35	2-46
ohne Inquilinen	9	134	31-232
mit Inquilinen	17	73	4-170
„fremde“ Hautflügler	8	93	19-170
Käferlarven	5	48	6-120
Käferlarven und „fremde“ Hautflügler	4	22	4-67
Inquilinen frei; großvolumig, Ø 27,5cm <sup>3</sup>	4	197	156-232
Inquilinen frei; kleinvolumig, Ø 9,3 cm <sup>3</sup>	5	73	31-124

### Dank

Udo Steinhäuser (Plau am See) wird für die Durchsicht des Manuskriptes und Literaturlausleihe herzlich gedankt.

### Literatur

**ATKINSON, R. J., BROWN, G. S. & STONE, G. N.** (2003): Skewed sex ratios and 3 multiple founding in galls of the oak apple wasp *Biorhiza pallida* (Hymenoptera: Cynipidae). – Ecological Entomology **28**: 14-24.

**BELLMANN, H.** (2012): Geheimnisvolle Pflanzengallen. – 1. Aufl., Wiebelsheim: Quelle & Meyer, 312 S.

**BELLMANN, H., SPOHN, M. & SPOHN, S.** (2018): Faszinierende Pflanzengallen. Entdecken – Bestimmen – Verstehen. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer, 480 S.

**SCHREMMER, F.** (1984): Was wissen wir über Pflanzengallen? – Öko-L, Zeitschrift für Ökologie, Natur- und Umweltschutz **6** (3): 3-10.  
<https://www.zobodat.at/pdf/OEKO.1984>

**SEDLAG, U.** (1959): Hautflügler: 3. Schlupf- und Gallwespen. – Die Neue Brehm-Bücherei 242. Wittenberg Lutherstadt: A. Ziemsen Verlag, 84 S.

**SIDDIQUI, S.** et al. [19 Autoren] (2015): A parasitic nematode releases Cytokinin that controls cell divisions and orchestrates feeding site formation in host plants. – PNAS (Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America) **112** (39): 28. [Kurzbericht in Pflanzen-

forschung.de: Parasitäre. Programmierung Rübenzysten-Nematoden produzieren Pflanzenhormon Cytokinin. – Journal. 9.10.2015].

**STEINBACH, P.** (1973): Die Nahrungsaufnahme von Kartoffelnematodenlarven. – Biologisches Zentralblatt **92**: 563-582.

**STEINBACH, P.** (2021): Zur Geschlechterverteilung und zum Geschlechtsverhältnis der Sommergeneration der Eichen-Schwammgallwespe *Biorhiza pallida* (Olivier, 1791) (Hymenoptera: Cynipidae). – Virgo **24**: 71-76.

**UK Beetles: *Curculio villosus*** Fabricius, 1781.  
<https://www.ukbeetles.co.uk/curculio-villosus> [abgerufen 8.12.2021].

**URBAN, J.** (2019): Contribution to knowledge of incidence, development and galls of the bisexual generation of *Biorhiza pallida* (Hymenoptera: Cynipidae). – Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis. **67** (3): 771-785.

**WELTNER, L.** (2019): *Curculio villosus* (Fabricius, 1781) der Zottige Gallenbohrer – ein selten gefundener Rüsselkäfer (Curculionidae). – Galathea **35**: 81-85.

**ZWÖLFER, H.** (1969): Rüsselkäfer mit ungewöhnlicher Lebensweise. Koprophagie, Brutparasitismus und Entomophagie in der Familie der Curculionidae. – Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft **42** (3): 185-196.



Abb. 8: Population flügelloser Gallwespen-Weibchen und in der Mitte "fremde" Hautflügler.

### Anschrift des Verfassers:

Dr. Paul Steinbach, Ortkruger Weg 13  
19395 Plau am See/OT Karow  
E-Mail: paulsteinbach@freenet.de

## Nächtliche Aggregationen der Goldwespe *Hedychrum rutilans* Dahlbom, 1854 an Wilder Möhre und Gemeiner Schafgarbe und Neunachweis von *Hedychrum chalybaeum* Dahlbom, 1854 für Mecklenburg-Vorpommern (Hymenoptera: Chrysididae)

JÖRN BORNEMANN & HANS-JOACHIM JACOBS

### Einleitung

Die vorliegende Dokumentation beschreibt abendliche und nächtliche Aggregationen (Schlafgemeinschaften) der Goldwespe *Hedychrum rutilans* Dahlbom, 1854 in Blütendolden von Wilder Möhre (*Daucus carota carota*) und Gemeiner Schafgarbe (*Achillea millefolium millefolium*) in einem Beobachtungszeitraum von Ende Juli bis Anfang August 2021 auf dem Brodaer Deich im Raum Dömitz (Mecklenburg-Vorpommern). In der neueren Literatur über die Goldwespen Mitteleuropas (PAUKKUNEN et al. 2015, WIESBAUER et al. 2020) und auch nach Auskunft des Goldwespen-Spezialisten Oliver Niehuis (Freiburg) wurden derart umfangreiche Schlafgemeinschaften von Goldwespen bisher nicht dokumentiert. Nach ersten Beobachtungen wurde der Frage nachgegangen, ob ein solches Verhalten konstant ist und welche Kriterien dafür entscheidend sein könnten. Im Verlauf dieser Beobachtungen gelang der erneute Nachweis von *Hedychrum chalybaeum* Dahlbom, 1854 in Mecklenburg-Vorpommern nach über 80 Jahren.

### Material und Methoden

Auf dem südlichen Schenkel des Brodaer Deiches (Abb. 1) wurde eine Beobachtungsstrecke von 400 m eingerichtet. Diese Strecke wurde vom 28.07.-09.08.2021 fast täglich kontrolliert. Zur Präzisierung der Beobachtungsergebnisse wurden zwölf Exemplare der Wilden Möhre und zwei Exemplare der Schafgarbe markiert. Innerhalb dieser ausgewählten Stauden wurden besetzte Blütendolden mit Nummern versehen (Abb. 2), um darauf die Individuenzahlen der einzelnen Aggregationen zu erfassen. Da nach vorherigen Beobachtungen die Einflugzeit der Goldwespen zwischen 19.00 Uhr und 19.45 Uhr lag, erfolgten die Begehungen ab 20.00 Uhr. Innerhalb der Beobachtungsstrecke wurden zwischen 20.30 Uhr und 21.30 besetzte Blütendolden, die nicht der Datenerhebung dienten, entnommen und die Tiere zur Determination und Feststellung der Geschlechter quantitativ eingesammelt. Eine Markierung einzelner Tiere erfolgte hier nicht. Alle Freilandarbeiten wurden durch den Erstautor geplant und ausgeführt.

Die Verbreitungskarte mit Nachweisen von *H. chalybaeum* ab 1980 in Deutschland wurde mit Hilfe des freien Kartenprogramms SimpleMappr (<https://www.simplemappr.net/#tabs=0>) erstellt. Da die Fundorte in der angegebenen Literatur keine

geografischen Koordinaten enthielten, wurden diese hier zugeordnet. Der Neunachweis für Nordrhein-Westfalen (ANONYMUS) blieb wegen mangelnder Angabe des Fundortes unberücksichtigt.

### Beobachtungsgebiet

Westlich der Elbestadt Dömitz in Mecklenburg-Vorpommern verläuft der Brodaer Deich 9.1, beginnend von der Bundesstraße B 191, entlang der Elbewiesen in Richtung Rüterberg. Nach 1,3 km endet der Deich an den Brodaer Bergen, wo er frei in die mit Kiefern aufgeforstete Sandformation übergeht. Der Beobachtungsbereich liegt im UNESCO Biosphärenreservat Flusslandschaft Elbe. Der südliche Deichschenkel bietet im Gegensatz zum nördlichen günstige Bedingungen für das Vorkommen aculeater Hymenopteren durch eine exponierte Hanglage, ganztägige Sonneneinstrahlung und offene, sandige Bereiche in der Bodenvegetation. Genannt seien Wilde Möhre, Gemeine Schafgarbe, Natternkopf, Skabiosen-Flockenblume, Trauben-Skabiose, Feld-Mannstreu, Johanniskraut, Zypressen-Wolfsmilch, Mehliges Königskerze, Echter Dost und Mauerpfeffer. Vereinzelt halten Weiden und eine Eichengruppe am Deichfuß Teilbereiche schattig. In Richtung Elbewiesen geht der Deichfuß neben Diestel- und Brennesselfluren größtenteils in einen Schilfgürtel über. Die Beobachtungen erfolgten zwischen Deichkilometer 0.4-0.8 auf einer Strecke von 400 m. Die Deichpflege besteht aus zweimaliger Schafbeweidung mit anschließender Mahd im Sommer. Spurrinnen des Mähtraktors und Wühltätigkeit von Wildschweinen sorgen regelmäßig für vegetationsfreie Flächen. Diese Störungen der Oberfläche bieten aculeaten Hymenopteren günstige Nistmöglichkeiten. Hauptwirt für die Goldwespe *H. rutilans* ist der Bienenwolf *Philanthus triangulum* (Fabricius, 1775) (BAUMGARTEN 1996, JACOBS 1981). Eine im Untersuchungsgebiet befindliche große Population dieser Grabwespe ist die Grundlage für das gehäufte Auftreten von *H. rutilans*. Nördlicher und südlicher Deichschenkel unterscheiden sich in ihrer Vegetation deutlich voneinander. In Bezug auf die Beobachtungspflanzen Wilde Möhre und Gemeine Schafgarbe gibt es zwischen den Deichschenkeln allerdings keinen Unterschied. Die Schlafgemeinschaften beschränkten sich ausschließlich auf den südlichen Deichschenkel. Die Verteilung dieser Pflanzen stellte sich ungleichmäßig und ohne erkennbares Muster dar.

Auf einigen Streckenabschnitten standen die Pflanzen mit Schlafgemeinschaften vereinzelt, auf anderen gruppiert innerhalb weniger Meter nah beieinander. Auf gleichen Pflanzen des nördlichen Deichschenkels wurden solche Ansammlungen zu keiner Zeit gefunden.

### Beobachtungsergebnisse

#### Arten und Geschlechterverhältnis

Die entnommenen und determinierten Tiere umfassten folgende Arten und Individuen:

*Hedychridium ardens* (Coquebert, 1801)

(1 Weibchen),

*Hedychrum chalybaeum* Dahlbom, 1854

(5 Männchen),

*Hedychrum rutilans* Dahlbom, 1854

(43 Männchen, 4 Weibchen).

Die Untersuchung der eingesammelten Tiere ergab, dass die Schlafgemeinschaften von *H. rutilans* überwiegend aus Männchen bestanden; auf 43 Männchen kamen nur 4 Weibchen (Verhältnis 10,8:1). Unter Berücksichtigung aller nachgewiesenen Arten betrug das Geschlechterverhältnis 48 Männchen zu 5 Weibchen (9,6:1).

#### Blütendoldenkonstanz

Aus der Addition der Individuenanzahl an den belegten Blütendolden zu Gesamtwerten für die Beobachtungspflanzen (Tab. 1) geht hervor, dass die von *H. rutilans* ausgewählten Stauden über den gesamten Untersuchungszeitraum immer wieder aufgesucht wurden.

Tab. 1: *H. rutilans*: Anflugfrequenz der einzelnen Stauden in der Beobachtungstrecke.

Pflanze	Anzahl Individuen	Anzahl Tage	Tagesfrequenz
1	9	9	1,0
2	181	12	15,1
3	15	12	1,2
4	56	12	4,7
5	43	12	3,6
6	91	12	7,6
7	9	5	1,8
8	80	12	6,7
9	17	12	1,4
10	103	12	8,6
11	7	5	1,4
12	216	12	18,0
13	116	12	13,8
14	4	3	1,3

Die Anzahl der Individuen auf den markierten Stauden war über den Untersuchungszeitraum relativ konstant mit nur geringen Abweichungen. Innerhalb einer Staude wurden unterschiedliche Blütendolden besucht. Zur Darstellung der Attraktivität der einzelnen Stauden soll die

Tagesfrequenz dienen (Tab.1). Sie schwankt von 1,0–18,0 an Wilder Möhre (Pflanze 1–12) und von 1,3–13,8 an Schafgarbe (Pflanze 13–14). Eine Präferenz für eine der hier genannten Pflanzenarten ist daraus nicht abzulesen.

Dabei erscheinen Beschaffenheit und Entwicklungsstadium der Blütendolde eher eine untergeordnete Rolle zu spielen.

Genannt seien folgende Beispiele:

- Die Aggregation befand auf einer geöffneten Blütendolde (Abb. 3).
- Die Aggregation befand sich nicht innerhalb der Blütendolde, sondern unterhalb zwischen den Doldenstrahlen (Abb. 4).
- Der Fruchtstand war durch Austrocknung geschlossen und bildete einen kugeligen Innenraum in dem sich die Aggregation befand. Einzelne Tiere befanden sich außerhalb an den äußeren Doldenstrahlen (Abb. 5).
- Die Blütendolde bot zu wenig Platz für alle Tiere der Aggregation (Abb. 6).
- Die Tiere befanden sich nach unten geneigt, im losen Verbund mit dem Vorderleib in der Blüte der Schafgarbe, der Hinterleib aber lag in der Haltung frei außerhalb der Blüte (Abb.7).
- Die Aggregation befand sich unterhalb der Blüte der Schafgarbe an den Blütenstängeln (Abb. 8).

#### Verhalten der Tiere in der Schlafgemeinschaft

Zur Ermittlung des Bestandes wurden die besetzten Blütendolden unter dem starken Licht einer Stirnlampe ausgeleuchtet. Die Blütendolden wurden in verschiedene Richtungen gedreht und geneigt, um auch verdeckte Tiere aus der dicht zusammengeballten Gruppe zu erfassen. Das Aufspreizen der Blütendolde stellte einen weiteren störenden Eingriff dar. Selbst bei diesem groben Vorgehen zeigten die Tiere keinerlei Flucht- oder Abwehrreaktionen, sondern blieben ruhig und bewegungslos. Gelegentlich gaben einzelne Tiere ihren Platz kurzzeitig auf. Nach einigen Stellungswechseln innerhalb der Aggregation fanden sie schnell wieder einen neuen Ruheplatz. Die Ruhestellung des Leibes zeigte sich durch ein geneigtes Pronotum mit zusätzlich geneigtem Kopf. Die Fühler lagen unterhalb des Thorax und zeigten dabei in Richtung des Hinterleibes. Die Vorderbeine lagen verschränkt unter dem Thorax. Mittel- und Hinterbeine wurden zum Halten an Pflanzenteilen oder Nachbartieren genutzt. Gelegentlich konnte beobachtet werden, dass auch Nachbartiere mit den Vorderbeinen umklammert wurden. Die Flügel waren über dem Abdomen zusammengelegt (Abb. 9). Vereinzelt Männchen von *H. chalybaeum*, die in diesen Schlafgesellschaften angetroffen wurden, zeigten ein gleiches Verhalten (Abb. 10).

### Schlussfolgerungen

Es ist davon auszugehen, dass sich solche Schlafgemeinschaften nur in ausreichend großen Populationen bilden können. Einzelne ruhende Tiere in Blütenständen werden häufiger gefunden. Im Ergebnis der oben angeführten Determinationen ist davon auszugehen, dass in den Schlafgemeinschaften der Beobachtungsstrecke ein ähnliches Geschlechterverhältnis herrschte. Eine Unterscheidung der Geschlechter ist im Feld nicht möglich. Auffallend ist die augenscheinlich höhere Attraktivität einzelner Stauden in der Beobachtungsstrecke. Wenn man als Gradmesser höherer Attraktivität eine Tagesfrequenz größer 5 ansetzt, so sind dies die Stauden Nr. 2, 6, 8, 10, 12 (Wilde Möhre) und 13 (Schafgarbe) (Tab. 2). Wir sehen hier keine Präferenz für eine der beiden Pflanzenarten. Die Gründe, weshalb einzelne Stauden immer wieder angefliegen werden, sind aus den hier vorliegenden Ergebnissen nicht ersichtlich. Möglicherweise spielen wenig flüchtige Aggregationshormone hier eine Rolle (Niehuis, persönliche Mitteilung). Andererseits könnten kutikuläre Kohlenwasserstoffe (siehe Zusammenfassung bei WIESBAUER et al. 2020) eine Duftspur auf den frequentierten Pflanzen hinterlassen, die anziehend auf die Tiere wirkt. Damit ließe sich z.B. die unterschiedliche Attraktivität der einzelnen Stauden erklären. Aber das ist ohne spezielle Untersuchungen nicht beweisbar. Die Schutzsuche dürfte ebenfalls ein Grund sein, denn es ist hinreichend bekannt, dass sich aculeate Hymenopteren bei Nacht oder widriger Witterung in mehr oder weniger geschützte Verstecke zurückziehen. Interessant dürfte sein, ob dieses Phänomen auch in den kommenden Jahren beobachtet werden kann. Größere Beachtung muss in diesem Zusammenhang der Population des Wirtes gewidmet werden. Eine Übersicht über die saisonale und diurnale Aktivität des Bienenwolfes und seines Parasiten *H. rutilans* geben STROHM et al. (2008). In der Saison 2022 sollten Beobachtungszeitraum und Beobachtungsstrecke für eine bessere Datenlage erweitert werden.

### Wiederfund von *Hedychrum chalybaeum* Dahlbom, 1854 für Mecklenburg-Vorpommern

Rüterberg bei Dömitz, Brodaer Deich (53,14°N 11,20°O), 2 Männchen 12.07.2021, 3 Männchen 23.07.2021, leg. Jörn Bornemann.

Alle Tiere befanden sich in gemeinsamen Schlafgemeinschaften von *H. rutilans* (Abb. 11-14). Auf den Pflanzen der Beobachtungsstrecke wurden die Männchen von *H. chalybaeum* auf folgenden Pflanzen nachgewiesen (Tab. 2).

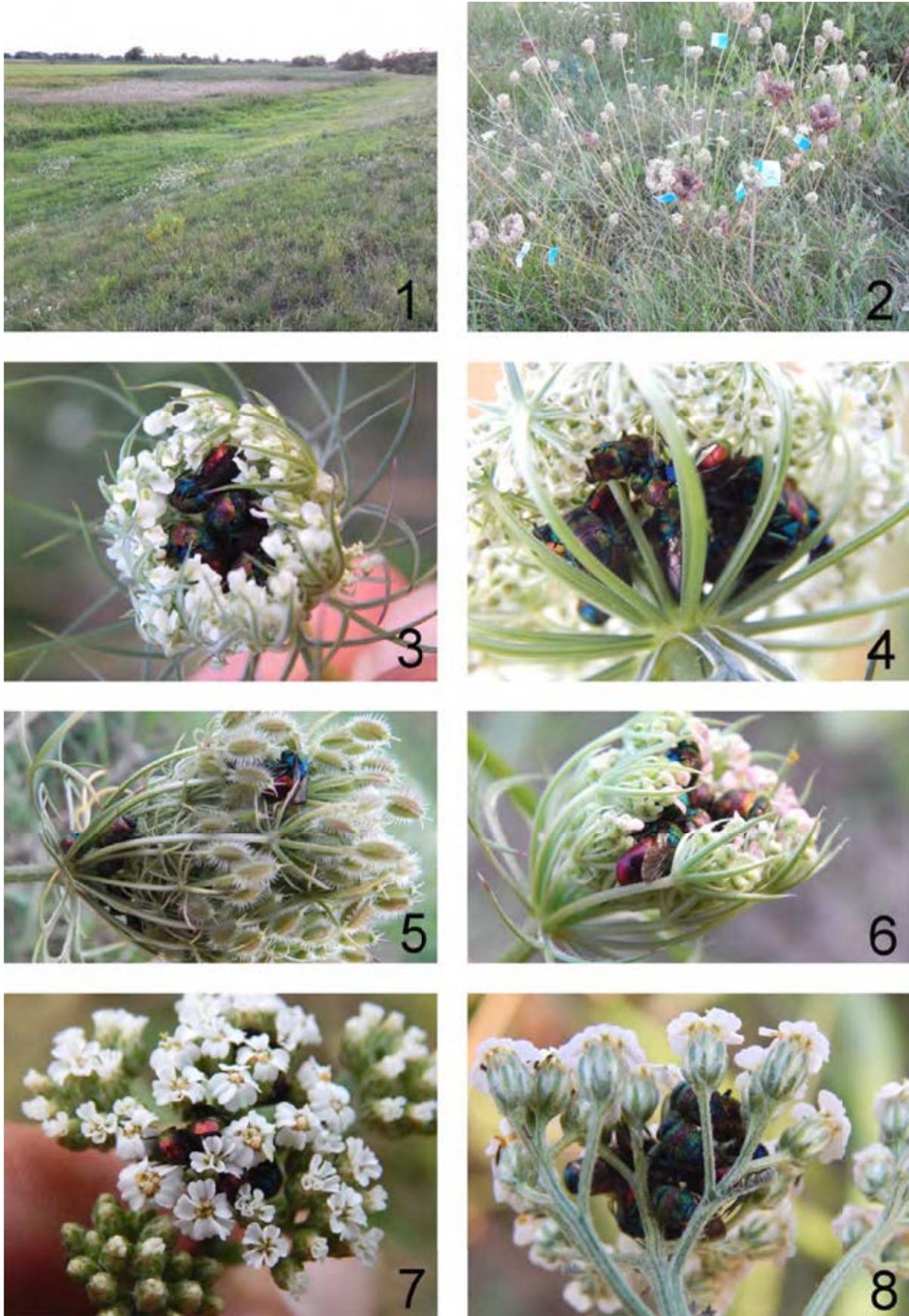
Der einzige bisher publizierte Nachweis von *H. chalybaeum* in Mecklenburg Vorpommern stammt aus der Umgebung von Waren/Müritz 1936

(JACOBS & KORNMILCH 2007). Herr Franke (Görlitz) teilte einen weiteren Altfund aus unserem Bundesland mit: Schwerin, 2 Männchen 01.08.1938, leg. Friese (Museum Dresden).

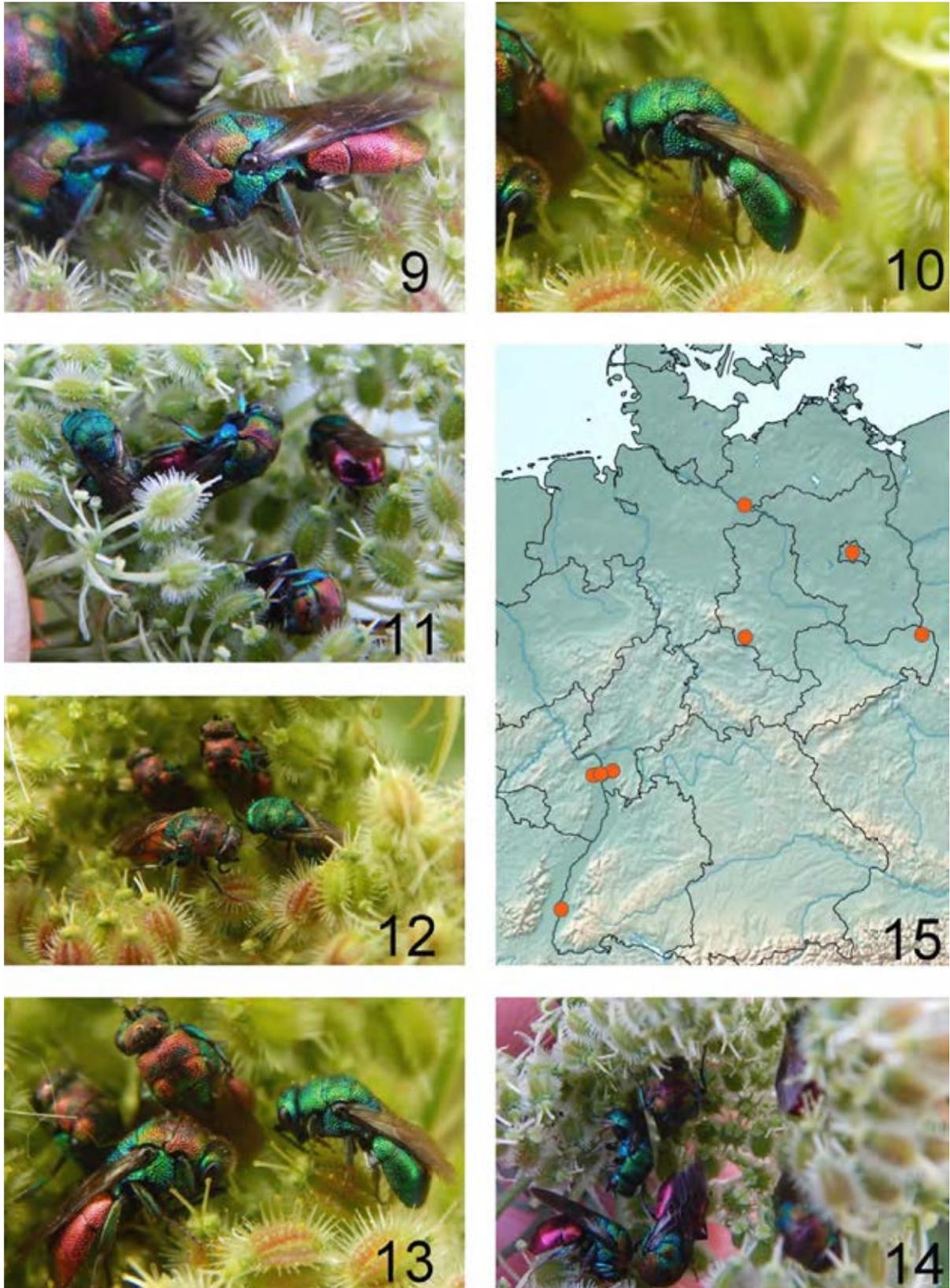
Tab. 2: Auftreten von *H. chalybaeum* in Schlafgemeinschaften von *H. rutilans*.

Pflanze	Anzahl Individuen	Anzahl Tage
2	15	9
3	11	10
5	1	1
6	2	2
12	2	2
13	5	3

Nach PAUKKUNEN et al. (2015) ist die Art weit verbreitet von Europa über Mittelasien und die Mongolei bis in den Fernen Osten Russlands und China. Die Verbreitungsangaben bei WIESBAUER et al. (2020) beschränken sich auf die Verbreitung in Europa. Danach erreicht *H. chalybaeum* in Deutschland und der Schweiz ihre westliche Verbreitungsgrenze und zeigt damit die typische Verbreitung eines thermophilen sibirischen Faunenelementes. Die nördliche Verbreitungsgrenze liegt in Litauen und Lettland (PAUKKUNEN et al. 2015). Das erklärt auch das sehr lokale Vorkommen in Deutschland. Nachweise nach 1980 gibt es nur aus den Bundesländern Brandenburg (SAURE 1997, NIEHUIS 2001), Nordrhein-Westfalen (ANONYMUS 2022), Sachsen (NIEHUIS 2001, LIEBIG 2006), Sachsen-Anhalt (ROLKE & SAURE 2021), Hessen (Kuttig, persönliche Mitteilung), Baden-Württemberg (KUNZ 1994) und Rheinland-Pfalz (REDER & BURGER 2009) (Abb. 15). Der Altfund im Verzeichnis der Stechimmen Niedersachsens (THEUNERT 2005) bezieht sich sehr wahrscheinlich auf die Aussage von WAGNER (1938), wonach *H. chalybaeum* bei Hannover gefunden wurde. In der Roten Liste der gefährdeten Arten Deutschlands (SCHMID-EGGER 2011) wird *H. chalybaeum* als stark gefährdet (Kategorie 2) eingestuft. Allgemein gilt die Annahme, dass *H. chalybaeum* bei der Grabwespe *Cerceris interrupta* (Panzer, 1799) schmarotzt (siehe WIESBAUER et al. 2020). *Cerceris interrupta* war in Mecklenburg-Vorpommern immer sehr selten und ist zurzeit nur mit zwei aktuellen Fundorten aus dem Osten des Bundeslandes belegt. MÜLLER (1918) beobachtete die *H. chalybaeum* an Nestern der Grabwespe *Dinetus pictus* (Fabricius, 1793).



**Abb. 1-8:** 1: Südlicher Schenkel des Brodaer Deiches in Richtung Rüterberg. – 2: Markierte Wilde Möhre. – 3-6: Aggregation von *H. rutilans* auf Wilder Möhre. – 7-8: Aggregation von *H. rutilans* auf Schafgarbe. – (Fotos 1-8 J. Bornemann).



**Abb. 9-15:** 9: *H. rutilans* in Ruhestellung. – 10: Männchen von *H. chalybaeum* in Ruhestellung. – 11-14: Männchen von *H. chalybaeum* in Aggregationen von *H. rutilans*. – (Fotos 9-14 J. Bornemann). – 15: Fundpunkte von *H. chalybaeum* in Deutschland ab 1980.

### Danksagung

Für die freundliche Unterstützung dieser Studie mit Ratschlägen, Auskünften und Daten danken wir folgenden Kollegen sehr herzlich: Klaus Kuttig (Aerzen), Wolf-Harald Liebig (Bad Muskau), Prof. Dr. Oliver Niehuis (Freiburg) und Dr. Reiner Theunert (Hohenhameln). Unser Dank gilt auch Frau Dr. Nicole Justen (Hohen Woos) für Hilfe bei Lektorat und Technik sowie den Herren Mathias Hippke und Dirk Steyer vom Biosphären-reservatsamt Schaalsee-Elbe für die Unterstützung bei der Durchführung der Arbeiten.

### Literatur

- ANONYMUS (2022): [http://stechimmen-owl.de/sites/artinfos/Hedychrum\\_chalybeum.html](http://stechimmen-owl.de/sites/artinfos/Hedychrum_chalybeum.html). Zuletzt abgerufen am 26.02.2022.
- BAUMGARTEN, H.-T. (1996): Beobachtungen zum Verhalten von *Hedychrum rutilans* (Hymenoptera: Chrysididae) bei seinem Wirt, dem Bienenwolf *Philanthus triangulum* (Hymenoptera: Sphecidae). – *Bembix* **5**: 35-37.
- JACOBS, H.-J. (1981): Zum Vorkommen seltener Goldwespen (Hym., Chrysididae) im Küstenbezirk. – *Entomologische Nachrichten* **25**: 34-36.
- JACOBS, H.-J. & KORNILCH, J.-C. (2007): Die Goldwespen Mecklenburg-Vorpommerns (Hymenoptera, Chrysididae). – *Entomologische Nachrichten und Berichte* **51**: 73-93.
- KUNZ, P. (1994): Die Goldwespen (Chrysididae) Baden-Württembergs. – Beihefte zu den Veröffentlichungen für Naturschutz und Landschaftspflege in Baden-Württemberg **77**: 1-188.
- LIEBIG, W.-H. (2006): Zur Hymenopterenfauna der Muskauer Heide (Hymenoptera, Aculeata). – *Berichte der Naturforschenden Gesellschaft der Oberlausitz* **14**: 31-52.
- MÜLLER, M. (1918): Über seltene Bienen und Wespen in ihren Beziehungen zur heimischen Scholle. – *Deutsche Entomologische Zeitschrift* **1918**: 113-132.
- NIEHUIS, O. (2001): Chrysididae. – In: DATHE, H. H., TAEGER, A. & BLANK, S. M. (Hrsg.): Verzeichnis der Hautflügler Deutschlands (Entomofauna Germanica 4). – *Entomologische Nachrichten und Berichte* (Dresden), Beiheft **7**: 125-129.
- PAUKKUNEN, J., BERG, A., SOON, V., ØDEGAARD, F. & ROSA, P. (2015): An illustrated key to the cuckoo wasps (Hymenoptera, Chrysididae) of the Nordic and Baltic countries, with description of a new species. – *ZooKeys* **548**: 1-116.

REDER, G. & BURGER, R. (2009): Nachweise der Goldwespe *Hedychrum chalybaeum* (Dahlbom, 1854) in Rheinland-Pfalz (Hymenoptera: Chrysididae). – *Fauna Flora Rheinland-Pfalz* **11**: 851-856.

ROLKE, D. & SAURE, C. (2021): Bemerkenswerte Nachweise von Stechimmen (Hymenoptera: Aculeata) und Schwebfliegen (Diptera: Syrphidae) im westlichen Südharz (Sachsen-Anhalt). – *Entomofaunistische Untersuchungen im westlichen Südharz (Sachsen-Anhalt)* **2021**: 645-653.

SAURE, C. (1997): Bienen, Wespen und Ameisen (Insecta: Hymenoptera) im Großraum Berlin. Verbreitung, Gefährdung und Lebensräume. Beitrag zur Ökologie einer Großstadt. – *Berliner Naturschutzblätter* **41**: 5-90.

SCHMID-EGGER, C. (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Wespen Deutschlands. Hymenoptera, Aculeata: Grabwespen (Ampulicidae), Wegwespen (Pompilidae), Goldwespen (Chrysididae), Faltenwespen (Vespidae), Spinnenameisen (Mutillidae), Dolchwespen (Scoliidae), Rollwespen (Tiphidae) und Keulhornwespen (Sapygidae). 2. Fassung, Stand Januar 2011. – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* **70**: 419-465.

STROHM, E., KROISS, J., HERZNER, G., LAURIEN-KEHNEN, C., BOLAND, W., SCHREIER, P. & SCHMITT, T. (2008): A cuckoo in wolves' clothing? Chemical mimicry in a specialized cuckoo wasp of the European beewolf (Hymenoptera, Chrysididae and Crabronidae). – *Frontiers in Zoology* **5**: 1-12.

THEUNERT, R. (2005): Verzeichnis der Stechimmen Niedersachsens und Bremens (Hymenoptera Aculeata). – *Bembix* **20**: 10-26.

WAGNER, A. C. W. (1938). Die Stechimmen (Aculeaten) und Goldwespen (Chrysididen s. l.) des westlichen Norddeutschland. – *Verhandlungen des Vereins für Naturwissenschaftliche Heimatforschung zu Hamburg* **26**: 94-153.

WIESBAUER, H., ROSA, P. & ZETTEL, H. (2020): Die Goldwespen Mitteleuropas. Biologie, Lebensräume, Artenporträts. – Eugen Ulmer, Stuttgart, 254 S.

### Anschriften der Verfasser

Jörn Bornemann  
Ludwigsluster Str. 24  
D-19303 Dömitz  
E-Mail: newborncolours@yahoo.de

Hans-Joachim Jacobs  
Dorfstr. 41  
D-17495 Ranzin  
E-Mail: jacobs.hym@gmx.de

## Zum Retrusionsverhalten des Zweifarbflechtstreckers *Philodromus dispar* Walckenaer, 1826 (Araneae: Philodromidae)

RENATE PEßNER (Fotos) & DIETER MARTIN

### Zusammenfassung

Als bislang unbekanntes Phänomen wird die Nutzung von Insektenfraßlöchern in Blättern der Linde und anderer Gehölze durch Jungtiere der Laufspinne *Philodromus dispar* Walckenaer, 1826 (Philodromidae) beschrieben. Die Fraßlöcher werden als Retraite mit Spinnfäden komplex ausgebaut.

### Einleitung

Vegetationsstrukturen sind wichtige Requisiten im Schutzverhalten von Spinnen. Sie dienen in Verbindung mit Körperbau, -färbung und -haltung zur Tarnung (Mimese, z. B. *Hyptiotes paradoxus*, *Tibellus* u. a., MARTIN 2021) oder bilden Schutzräume, in die sich die Spinnen zurückziehen können (Retrusion, MARTIN 1987). Viele Spinnenarten nutzen zudem Teile lebender oder abgestorbener Pflanzen zum Bau ihrer Retraite. Oft werden hierzu Blätter zusammengesponnen (z. B. *Anyphaena*, *Clubiona*) oder Blütenstände (z. B. *Attulus floricola*) und Blattachsen (z. B. *Phylloneta sisyphia*) als natürliche Schutzstrukturen genutzt.

An zahlreichen Pflanzen sind Sekundärstrukturen wie Fraßspuren, Gallen oder Minen zu beobachten, über deren Bedeutung für das Retrusionsverhalten von Spinnen kaum etwas bekannt ist. In zahlreichen Blättern der Feldulme, der Sommerlinde sowie der Winterlinde, seltener bei Rosskastanie, Haselnuss, Feldahorn und Spitzahorn wurden runde bis elliptische oder auch unregelmäßige kleine Löcher mit 4 bis 6 mm Durchmesser gefunden. Zu den Verursachern der Fraßlöcher liegen leider keine unmittelbaren Beobachtungen vor. Dafür kommen zahlreiche Insektenarten (Käfer, Blattwespen, Schmetterlinge u. a.) in Frage.

Bei der Untersuchung dieser Fraßlöcher fiel auf, dass ein großer Teil von ihnen von Jungtieren der Laufspinne *Philodromus dispar* besetzt war, die sich hier offensichtlich mit speziellen Fadenkonstruktionen langfristig „häuslich eingerichtet“ hatten.

Im Folgenden soll dieses bislang unbekanntes Phänomen untersucht und beschrieben werden.

### Material

Zur Auswertung standen ca. 200 Fotos von R. Peßner zur Verfügung, die in ihrem Hausgarten und im angrenzenden Friedhof von Frauenmark im Landkreis Ludwigslust-Parchim (Mecklenburg-Vorpommern) mit einer NIKON D 7200, Makroobjektiv 105 mm, aufgenommen wurden. Die Beobachtungen in den Gehölzen erstreckten sich bis in eine Höhe von 2 bis 2,5 m und umfassten

einen Zeitraum vom Juni 2020 bis Mitte Oktober 2021.

### *Philodromus dispar* (Walckenaer, 1826)

#### Biologie

Der Zweifarbflechtstreckers *Philodromus dispar* (Walckenaer, 1826) ist eine in Mecklenburg-Vorpommern sehr häufige und flächendeckend verbreitete Spinne (Martin, 2021).

Weibchen (Abb. 1), Jungtiere (Abb. 3) sowie subadulte Männchen (Abb. 4) sind an der braun gefleckten, seitlich scharf abgesetzten Rückenzeichnung des Hinterleibes und der weißen Randung des Vorderkörpers zu erkennen. Adulte Männchen sind nach der Reifehäutung kontrastreich, oft schwarz-weiß gefärbt (Abb. 2).



Abb. 1: Adultes Weibchen.



Abb. 2: Adultes Männchen.



Abb. 3: Jungtier mit Beute.



Abb. 4: Subadultes Männchen.

*Philodromus dispar* besiedelt Gebüschbiotope und ist oft in Hecken, Gärten und Streuobstwiesen, aber auch an Gebäuden zu finden. Die Art lebt vorzugsweise auf Gehölzen oder höherer Vegetation und sitzt gern exponiert auf Blättern oder an Hauswänden, um sich zu sonnen bzw. auf Beute zu lauern.

Reife Männchen sind von April bis Juli, Weibchen bis in den August zu finden. Von Juni bis August werden die Eier abgelegt. Diese sind in einer Kokonretraite untergebracht und werden vom Weibchen bewacht. Nach dem Verlassen des Kokons verbreiten sich die Jungtiere aeronautisch am Fadenfloß fliegend (Ballooning, Abb. 7). Sie überwintern inadult z.B. unter loser Borke oder in der Bodenstreu. Bereits ab November des Folgejahres sind erste adulte Tiere zu finden. Die meisten durchlaufen ihre Reifehäutung im Frühjahr des dritten Jahres, um sich dann fortzupflanzen.

#### Retrusionsverhalten

Die meisten Laufspinnen (Philodromidae) leben vagrant ohne festen Schlupfwinkel. Sie durchstreifen ihren Lebensraum auf der Suche nach Beute bzw. lauern dieser an erfolgversprechenden Sitzwarten, z. B. auf Blüten oder Blättern auf.

Adulte Tiere nutzen vorhandene Pflanzenstrukturen als Kurzzeitretraite z. B. in Ruhephasen oder teilweise auch zur Nahrungsaufnahme (Abb. 8).

Lediglich für die Deponie des Kokons werden aufwändige Vorkehrungen getroffen. Meistens wird dazu ein gewölbtes Blatt nach der Fertigstellung des Kokons locker zusammengezogen und überspannt (Abb. 5). Manchmal werden z. B. abgknickte Grasblätter zum Schutz des Kokons zusammengesponnen (Abb. 6).



Abb. 5: Weibchen mit Kokon in Blattmulde.



Abb. 6: Weibchen mit Kokon.

Bei älteren inadulten und subadulten Tieren ist der Bau einer Retraitenkonstruktion zu beobachten.

Die Spinnen sitzen in natürlichen (Abb. 10) oder künstlichen Winkelstrukturen (Abb. 9), die sie mit einem „Dach“ aus locker gesponnenen, irregulär angeordneten Fäden schützen. Ähnliche „Fadendächer“ errichten auch Jungspinnen, die

natürliche oder durch Insektenfraß entstandene Blattrandeinbuchtungen als Retraite nutzen (Abb. 11, Abb. 12).

Das leitet zur Retraitennutzung von Blattlöchern durch kleine Jungspinnen über. Die Spinnen sitzen innerhalb des Loches auf der Blattkante und umklammern diese beidseitig mit den Beinen. Der Sitzplatz ist mit einem dichten Fadenteppich ausgepolstert (Abb. 13). Von diesem sind kurze Fäden zur Blattspreite gezogen, die zusätzlich „Haltegriffe“ bieten. Dicht über der Spinne ist das bereits bekannte „Fadendach“ ausgespannt, das nach außen in ein lockeres, manchmal auch regulär netzartig anmutendes Gespinst übergeht (Abb. 14). Ein durch das Fotografieren vertriebenes Tier suchte in einem benachbarten Blattloch Schutz, kehrte aber nach 6 Minuten in seinen angestammten Unterschlupf zurück. Diese individuell gebundenen, komplex ausgestatteten Retraiten (Abb. 15) werden über einen längeren Zeitraum genutzt. In ihnen finden auch Häutung (Abb. 18) und Nahrungsaufnahme (Abb. 16, Abb. 17) statt.



Abb. 7: *Philodromus*-Jungtier vorm Start zum Ballooning.



Abb. 8: Pflanzenteile als Retraite.



Abb. 9: Retraite eines älteren Jungtieres.



Abb. 10: älteres Jungtier in Retraite.



Abb. 11: Jungtier am Rande eines großen Fraßloches.



Abb. 12: Jungtier in Blatteinkerbung.



Abb. 15: Retraite im Blattloch.



Abb. 16: Jungtier mit gefangener Zikade.



Abb. 13: Retraite mit Fadenteppich.



Abb. 17: Jungtier mit Beute und Exuvie.



Abb. 14: Netzartig ausgesponnene Retraite.



Abb. 18: Jungtier mit Exuvie.



Abb. 19 und 20: Jungtier beim Ausbau der Retraite.

### Diskussion

Die Nutzung von Blattlöchern und deren Ausbau zu komplexen Retraiten mittels Spinnfäden (Abb. 19) ist ein bislang unbekanntes Phänomen in der Biologie der Philodromiden.

Neben der Schutzwirkung für ihre Besitzer erweisen sich die Löcher auch als Sitzwarten, in denen die Spinnen energieeffizient auf sich annähernde, vielleicht sogar selbst Retrusion suchende Beutetiere lauern können.

Die netzförmige Gespinstausfüllung mancher Löcher legt darüber hinaus auch eine dem Beuteerwerb dienende Signal-, vielleicht sogar Fangnetzfunktion nahe. Eine solche Nutzung von Spinnfäden ist bei adulten Philodromiden nicht bekannt.

Das lässt Parallelen zu anderen Spinnen vermuten, die als Jungtiere Fangnetze bauen, z. B. *Pisaura mirabilis* (Clerck, 1757) (LENLER-ERIKSEN 1969, Pisauridae) oder *Pachygnatha degeeri* (Clerck, 1757) (MARTIN 1978, Tetragnathidae), im Adultstadium aber die Netzbaufähigkeit einbüßen. Diese Arten gehören jedoch zu den Dreiklauenspinnen (Trionycha), die über einen für Fangnetzbauer typischen tarsalen Krallenapparat verfügen. Allerdings ist auch bei den nicht netzbauenden Zweiklauenspinnen (Dionycha), zu

denen die Philodromiden zählen, der Einsatz von Spinnfäden im Beutefangverhalten belegt (JACKSON & BLEST 1982: *Portia fimbriata*, Salticidae). Zum Phänomen der Nutzung von Spinnfäden durch Philodromiden sind also weitere Untersuchungen erforderlich.

### Danksagung

Wir danken Herr Uwe Deutschmann (Dobin am See, OT Buchholz) für eine hilfreiche Diskussion.

### Literatur

JACKSON, R. R. & BLEST, A. D. (1982): The biology of *Pora fimbriata*, a web-building jumping spider (Araneae: Salticidae) from Queensland. – *Journal of Zoology* **196**: 255 - 293.

LENLER-ERIKSEN, P. (1969): The hunting-web of the young spider *Pisaura mirabilis*. – *Journal of Zoology London* **157**: 391 – 398.

MARTIN, D. (1978): Zum Radnetzbau der Gattung *Pachygnatha* Sund (Araneae: Tetragnathidae). – *Mitteilungen des Zoologischen Museums Berlin* **54**: 83-95.

MARTIN, D. (1987): Zur Bedeutung von Habitatstrukturen im Nischenbildungsprozeß. Ethökologisch-autökologische Untersuchungen an Spinnen (Araneae). – Dissertation B, Akademie der Landwirtschaftswissenschaften der DDR, Berlin, 183 S.

MARTIN, D. (2021): Atlas zur Verbreitung und Ökologie der Spinnen (Araneae) Mecklenburg-Vorpommerns. – Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie Mecklenburg-Vorpommern (Hrsg.). Band 1, 588 S.

### Anschriften der Verfasser

Dr. Renate Peßner  
Dorfstraße 24  
D-19089 Frauenmark

Dr. Dieter Martin  
Lindenweg 11  
D-17213 Untergöhren  
E-Mail: dieter\_martin.untergoehren@t-online.de

## Die Spinnenfauna des FND „Hühnerberg“ bei Matzlow-Garwitz in Mecklenburg (Arachnida: Araneae)

DIETER MARTIN & UDO STEINHÄUSER

### Zusammenfassung

Das FND „Hühnerberg“ bietet Lebensraum für eine schutzbedürftige, hochspezialisierte, sehr selten gewordene Spinnengemeinschaft mit hohem Gefährdungspotenzial.

Gefährdung und Schutzbedürftigkeit werden durch die Insellage in der agrarisch genutzten Landschaft und den fehlenden Biotopverbund drastisch erhöht. Als Schutzmaßnahmen werden die Wiederausweitung der offenen Dünenflächen durch Zurückdrängen der Sukzession in der Fläche empfohlen. Generell sollte ein Verbundsystem von Xerothermbiotopen in der umgebenden Agrarlandschaft konzipiert und geschaffen werden.

### Einleitung

Das Flächennaturdenkmal „Kuschellendüne bei Garwitz (Hühnerberg)“ wurde durch Beschluss des Rates des Kreises Parchim 1986 als „offene Binnendüne mit Vorkommen der vom Aussterben bedrohten Gemeinen Kuschelle“ in einer Größe von

1,9 ha unter Naturschutz gestellt. Der Schutz eines der größten Vorkommen von *Pulsatilla vulgaris* in Mecklenburg-Vorpommern ist nach wie vor zentrales Schutzziel des Gebietes (BERG & KINTZEL 1999).

Der Hühnerberg ist eine Binnendüne, die durch Sandabbau und Winderosion bereits stark abgeflacht ist. Das Substrat ist feinkörniger, nährstoffarmer Sand (BERG & KINTZEL 1999).

Das FND „Hühnerberg“ liegt ca. 2,5 km östlich von Matzlow-Garwitz unmittelbar am rechten Ufer der Elde (TK25 2535, Landkreis Ludwigslust-Parchim). In ca. 1,5 km Entfernung befinden sich westlich die Fischteiche der Lewitz. Das Gebiet ist umgeben von agrarisch genutzter Landschaft (Grünland, Acker). Eine kleine Waldfläche befindet sich 1,5 km nördlich bzw. ein größerer Waldkomplex 2,5 km nordöstlich des Untersuchungsgebietes. Die Entfernung zu den nächsten Trockenbiotopen beträgt ca. 4 km in südlicher Richtung (Abb. 1).



Abb. 1: Biotopausstattung im Umfeld des Untersuchungsgebietes (Karte: LUNG Mecklenburg-Vorpommern).

Nach den ersten Untersuchungen durch RIBBE (1973) hat sich das Gebiet durch Verbuschung und Bewaldung sehr stark verändert (BERG & KINTZEL 1999), wodurch die offene Dünenfläche drastisch eingeschränkt wurde. Dennoch sind noch kleine Flächenanteile xerothermer Trockenrasen vorhanden.

In vorliegender Erhebung soll untersucht werden, inwieweit sich die für Binnendünen charakteristische Spinnenfauna erhalten konnte und welche Bedeutung das FND „Hühnerberg“ als Inselbiotop in der agrarisch geprägten Landschaft hat.

### Material und Methoden

Von März bis Oktober 2020 wurde die epigäische Arthropodenfauna mit Bodenfallen erfasst. Die Fallen wurden am 20.3.2020 in Dreierformation mit gesättigter Kochsalzlösung als Fangflüssigkeit an vier Stellen ausgebracht (Abb. 3) und in zweiwöchigem Abstand insgesamt 15 mal geleert (Leerungstermine: 4.4., 18.4., 1.5., 15.5., 29.5., 10.6., 27.6., 10.7., 24.7., 7.8., 21.8., 4.9., 18.9., 2.10. und 16.10.2020). Besonderer Dank gilt Herrn Klaus Funk für die zuverlässige Betreuung der Fallen.

Neben den Bodenfallen erweiterten noch zwei Kescherränge (1.6. und 8.9.2020) und einen Klopfschirmfang (10.6.2020) das Artenspektrum um Bewohner höherer Straten (Abb. 3).

Zur Auswertung wurden die Arten-Dominanz (Tab. 1) sowie die Diversität nach Shannon und Wiener (MÜHLENBERG 1989) berechnet.



Abb. 2: FND Hühnerberg, Untersuchungsgebiet gelb markiert.

Einen Eindruck von der aktuellen Vegetation im Bereich der Düne gibt die Pflanzenartenliste vom 6.8.2021 (Tab. 2), die dankenswerterweise von

Tab. 1: Dominanzklassen (Farbdarstellung wie in Abb. 8 und Abb. 9).

Dominanzklasse	Individuenanteil (Dominanzwert)	Farbdarstellung
eudominant	> 32 %	Dark Blue
dominant	10-1,9 %	Medium Blue
subdominant	3,2-9,9 %	Light Blue
rezedent	1,0-3,1 %	Very Light Blue
subrezedent	0,3-0,9 %	White
sporadisch	< 0,3 %	White

Die Käfer (Coleoptera) wurden zur Bearbeitung weitergereicht, bedeutsame Spinnenfunde in der Sammlung D. Martin archiviert.

Die Nomenklatur der Spinnen entspricht dem WSC (2022). Angaben zur Biologie, Ökologie und Verbreitung der Arten wurden dem „Atlas zur Verbreitung und Ökologie der Spinnen (Araneae) Mecklenburg-Vorpommerns“ (MARTIN 2021) sowie zum Gefährdungsstatus der Roten Liste der gefährdeten Webspinnen (Araneae) Mecklenburg-Vorpommerns (Martin, in Vorbereitung) entnommen.

### Untersuchungsgebiet

Die Untersuchung fand im Bereich der offenen Dünenflächen statt (Abb. 2) und umfasste eine Fläche von ca. 0,8 ha.

Heinz Sluschny, Helmut Kiesewetter und Klaus Funk erhoben und zur Verfügung gestellt wurde.

Tab. 2: Pflanzenarten im Bereich des Untersuchungsgebietes.  
Angaben zum Gefährdungsgrad nach VOIGTLÄNDER & HENKER (2005).

wissenschaftlicher Name	deutscher Name	Rote Liste MV
<i>Carex arenaria</i>	Sand-Segge	
<i>Cerastium semidecandrum</i>	Sand-Hornkraut	
<i>Cetraria islandica</i>	Isländisches Moos	
<i>Corynephorus canescens</i>	Silbergras	
<i>Crepis capillaris</i>	Kleinköpfiger Pippau	
<i>Deschampsia flexuosa</i>	Draht-Schmiele	
<i>Dianthus deltoides</i>	Heide-Nelke	RL 3
<i>Festuca ovina</i> agg.	Schaf-Schwingel	
<i>Galeopsis tetrahit</i>	Gemeiner Hohlzahn	
<i>Hypericum perforatum</i>	Echtes Johanniskraut	
<i>Hypochaeris radicata</i>	Gewöhnliches Ferkelkraut	
<i>Jasione montana</i>	Berg-Sandglöckchen	
<i>Luzula campestris</i>	Feld-Hainsimse	
<i>Pilosella officinarum</i>	Kleines Mausohrhabichtskraut	
<i>Pulsatilla vulgaris</i>	Gewöhnliche Kuhschelle	RL 1
<i>Rubus plicatus</i>	Faltenbrombeere	
<i>Rumex acetosella</i>	Kleiner Sauerampfer	
<i>Senecio sylvaticus</i>	Wald-Greiskraut	
<i>Spergula morisoni</i>	Frühlings-Spark	
<i>Teesdalia nudicaulis</i>	Bauernsenf	RL V
<i>Veronica spicata</i>	Ähren-Blauweiderich	RL 3
<i>Viola arvensis</i>	Feld-Stiefmütterchen	

#### Untersuchungsstandorte

Die Standorte der Probennahmen (Bodenfallen) sind in Abb. 3 dargestellt.

Während sich Fallenstandort 1 in einem kräuterreichen Schafschwingel-Magerrasen befindet (Abb. 4), liegen die Fallenstandorte 2 bis 4 in der eigentli-

chen Binnendüne, die durch offene Sandflächen und eine flechtenreiche Silbergraspionierflur mit Sandsegge geprägt ist.

Die Kescherfänge erfolgten in einer angrenzenden Magerwiese. Mit dem Klopfschirm wurde eine Solitärkiefer beprobt.

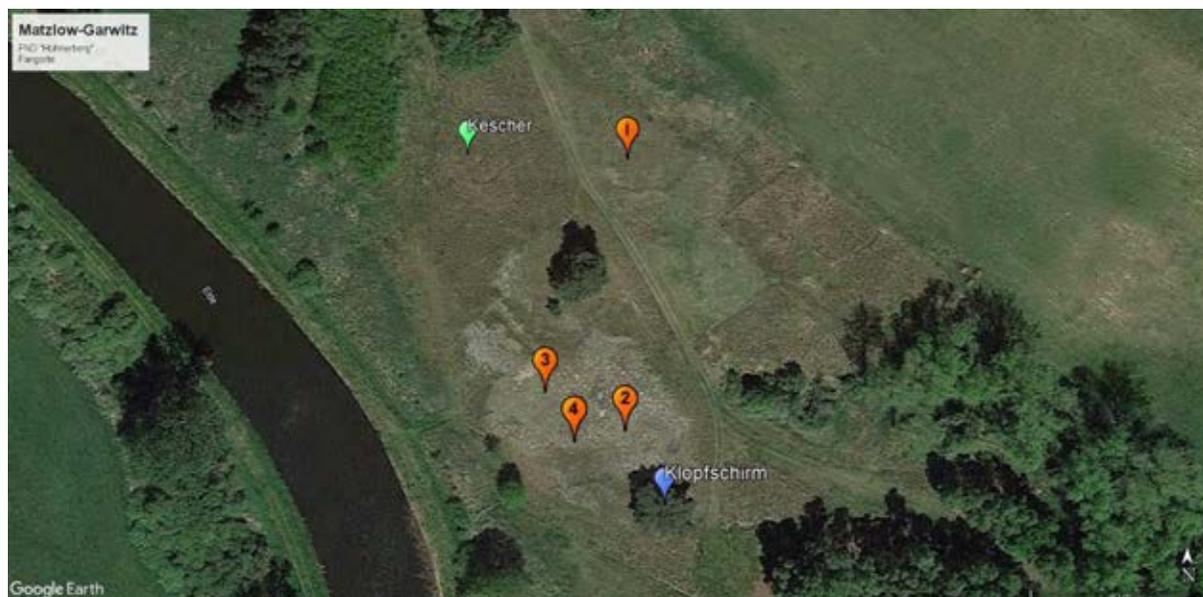


Abb. 3: Untersuchungsstandorte.



Fallenstandort 1: Schafschwingelrasen (23.3.2020).



Fallenstandort 2: Silbergrasrasen (23.3.2020).



Fallenstandort 3: offener Sandrasen (23.3.2020).



Fallenstandort 4: Silbergrasrasen (23.3.2020).



Magerrasen (Kescheproben, 20.7.2020).



Solitärkiefer (Klopfschirmprobe, 2.5.2020).



Hühnerberg von Standort 1 aus (2.5.2020).



von Standort 3 aus (23.3.2020).

Abb. 4: Standorte der Probennahme.

### Ergebnisse

Aus dem Untersuchungsgebiet liegen insgesamt 63 Proben vor (Tab. 3). Diese enthalten 2036 Spinnen, die 106 Arten (Artenliste Tab. 8) aus 18 Familien zugeordnet werden können (Tab. 4).

Tab. 3: Artenzahlen an den Fangstandorten.

Fangmethode	Standort	Proben	Artenzahl	Individuen
Bodenfallen	Standort 1 (SO 1)	15	41	369
	Standort 2 (SO 2)	15	31	319
	Standort 3 (SO 3)	15	48	429
	Standort 4 (SO 4)	15	43	586
Bodenfallen	alle Standorte	60	69	1703
Kescher	Magerrasen (KF)	2	30	131
Klopfschirm	Solitärkiefer (KS)	1	25	202

Tab. 4: Verteilung der Arten und Individuen auf die Spinnenfamilien.

Familie	Bodenfallen		Kescher		Klopfschirm	
	Arten	Indiv.	Arten	Indiv.	Arten	Indiv.
<b>Anyphaenidae</b> - Zartspinnen					1	1
<b>Araneidae</b> - Radnetzspinnen	3	12	13	67	4	9
<b>Cheiracanthiidae</b> - Dornfingerspinnen	3	9				
<b>Clubionidae</b> Sackspinnen	1	1			1	1
<b>Dictynidae</b> - Kräuselspinnen			1	1	3	11
<b>Gnaphosidae</b> - Plattbauchspinnen	10	315				
<b>Hahniidae</b> - Bodenspinnen	1	4				
<b>Linyphiidae</b> - Baldachinspinnen	11	32	1	2	1	16
<b>Liocranidae</b> - Feldspinnen	1	1				
<b>Lycosidae</b> - Wolfspinnen	15	712				
<b>Miturgidae</b> - Wanderspinnen	3	49				
<b>Philodromidae</b> - Laufspinnen	2	80	2	14	4	70
<b>Phrurolithidae</b> - Ameisensackspinnen	1	6				
<b>Pisauridae</b> - Listspinnen	1	1	1	8		
<b>Salticidae</b> - Springspinnen	5	48	2	2	2	2
<b>Tetragnathidae</b> - Streckerspinnen	2	3	2	14	3	13
<b>Theridiidae</b> - Kugelspinnen	6	35	3	13	5	78
<b>Thomisidae</b> - Krabbenspinnen	4	395	5	10	1	1
Gesamt	69	1703	30	131	25	202



Abb. 5: *Arctosa perita* (Latreille, 1799) (Foto: Kunkel).

### Bemerkenswerte Arten

Folgende Arten sind besonders lebensraumtypisch oder in anderer Weise bemerkenswert (Abbildungen: Präparate, links Männchen, rechts Weibchen, RL: Rote Liste-Kategorie).



#### ***Acartauchenius scurrilis* (O. P.-Cambridge, 1872)**

Linyphiidae – **RL 2**

Die winzige, unter 2 mm große Spinne lebt in wärmebegünstigten Magerrasen in Nestern von Rasen- und Wiesenameisen (*Tetramorium* bzw. *Lasius*) und wurde deshalb bislang nur sehr selten gefunden. Im FND „Hühnerberg“ besiedelt sie den Schafschwingelrasen am Fallenstandort 1.



#### ***Alopecosa schmidtii* (Hahn, 1835)**

Lycosidae – **RL 2**

Die sehr große, östlich verbreitete Art erreicht in Mecklenburg-Vorpommern ihre westliche Arealgrenze. Sie ist eine typische Art xerothermer Sandtrockenrasen und wurde an allen Bodenfallenstandorten am Hühnerberg z.T. zahlreich gefunden. Schwerpunkt ist der Standort 2. Sie lebt weitgehend sessil in selbstgegrabenen, bis 10 cm tiefen Erdhöhlen.



#### ***Arctosa perita* (Latreille, 1799)**

Lycosidae – **RL V**

Die Art besiedelt offene bis locker bewachsene, thermisch begünstigte Sandbiotop. Sie lebt hauptsächlich sessil in selbstgegrabenen Erdhöhlen, bewegt sich aber oft (z. B. bei der Partner- oder Nahrungssuche) auf freien Sandflächen, wo sie durch ihre Färbung ausgezeichnet getarnt ist (Abb. 5). Sie ist nur am Standort 1 mit einem Jungtier nachgewiesen worden (Abb. 5).



#### ***Cheiracanthium campestre* Lohmander, 1944**

Cheiracanthiidae – **RL V**

Der Gelbe Dornfinger lebt in xerothermen Graslandbiotopen in niedriger Vegetation, wo er seine charakteristischen Wohngespinnste baut. Er wurde sowohl im Schafschwingelrasen am Standort 1 als auch im Trockenrasen am Standort 3 in jeweils einem Männchen gefunden.



#### ***Cheiracanthium punctorium* (Villers, 1789)**

Cheiracanthiidae – **RL \***

Der Ammendornfinger lebt in langrasigen, wärmebegünstigten Graslandbiotopen und errichtet seine auffallenden Wohngespinnste z. B. in Grasrispen. Die Art breitet sich in Mecklenburg-Vorpommern aus. Auch am Hühnerberg ist sie an fast allen Standorten vorhanden, wobei sie auf Grund ihrer Lebensweise selten in Bodenfallen gefangen wird. Ihr Biss kann schmerzhaft Verletzungen hervorrufen.



#### ***Hyposinga albiovittata* (Westring, 1851)**

Araneidae – **RL V**

Die kleine Araneide lebt in xerothermen Magerrasen in einem bodennah errichteten Radnetz. Sie ist in Mecklenburg-Vorpommern mäßig häufig und besonders in der südlichen Landeshälfte weit verbreitet.

Am Hühnerberg ist sie in allen Dünenbiotopen zu finden.



***Hyposisinga pygmaea* (Sundevall, 1831)**

Araneidae – RL 3

Diese thermophile Art lebt sowohl in feuchten als auch in trockenen Graslandbiotopen. Sie baut ihr kleines Radnetz in niedriger Höhe über dem Boden.

Am Hühnerberg trat sie ausschließlich in den Kescherfängen auf



***Pardosa monticola* (Clerck, 1757)**

Lycosidae – RL 3

Die in Mecklenburg-Vorpommern häufige und weit verbreitete Wolfspinne ist eine Charakterart der Trockenheiden und Sandmagerrasen. Als Pionierbesiedler verschwindet sie mit zunehmender Vergrasung. Am Hühnerberg ist sie die häufigste Art und in allen Dünenstandorten dominant (Abb. 10).



***Pellenes tripunctatus* (Walckenaer, 1802)**

Salticidae – RL V

Die Art ist mesotop an offene Xerothermbiotope gebunden, erträgt aber auch einen lichten Gehölzaufwuchs. Sie ist am Hühnerberg mit Ausnahme des Standortes 2 an allen Dünenstandorten vertreten.



***Spiracme striatipes* (L. Koch, 1870)**

Thomisidae – RL 3

Die Art ist in Mecklenburg-Vorpommern vor allem in der südlichen Landeshälfte verbreitet, während sie in NW-Deutschland fehlt. Sie ist stenotop an xerotherme Offenbiotope gebunden, wo sie sich in niedriger Vegetation aufhält, aber auch bis in die unteren Zweige von Gehölzen aufsteigt. Am Hühnerberg wurde sie an allen Fallenstandorten nachgewiesen.



***Thanatus arenarius* L. Koch, 1872**

Philodromidae – RL V

Am Hühnerberg wurde die Art an allen Fallenstandorten gefunden. Sie bevorzugt trockene, sonnige, vegetationsarme Biotope. In Mecklenburg-Vorpommern ist sie in Magerrasen, Calluna-Heiden und Dünen weit verbreitet (Abb. 11).



***Zelotes longipes* (L. Koch, 1866)**

Gnaphosidae – RL V

*Zelotes longipes* ist eine Charakterart der Sandtrockenrasen und an allen Standorten auf dem Hühnerberg zu finden. Sie ist in Mecklenburg-Vorpommern häufig und weit verbreitet.

### Araneozönose der Dünenflächen

Die Araneozönose der Dünenflächen (Bodenfallenstandorte SO 1 bis SO 4) setzt sich aus 69 Arten mit unterschiedlichen Biotoppräferenzen zusammen (Abb. 6). 46,4 % sind charakteristische Arten xerothermer Offenlebensräume. Dazu kommen 23,2 % Grasland- und 11,6 % Ackerarten sowie 18,8 % Arten mit Präferenzen für verschiedene gehölzbestockte Lebensräume

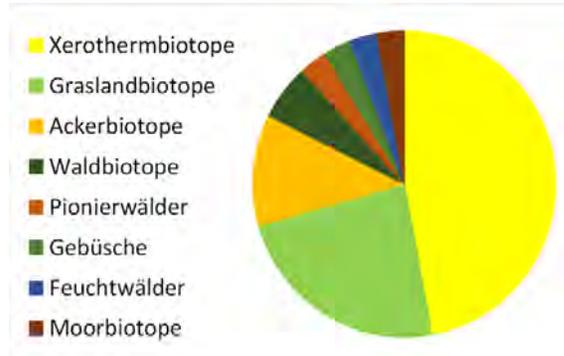


Abb. 6: Biotoppräferenzen der Arten.

Nur 8,7 % aller Arten sind stenotop an Xerothermbiotop gebunden (Abbildung 7, Tab. 5). Die meisten Arten haben lediglich eine mäßige (mesotop) oder schwache (eurytop) Bindung an ihren Vor-

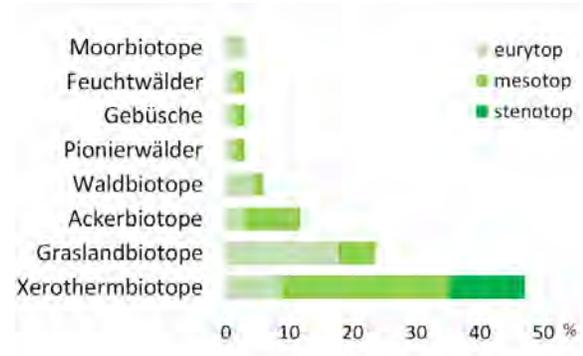


Abb. 7: Biotopbindung der Arten

zugslebensraum, d. h. sie können u. a. auch in Xerothermbiotopen vorkommen.

Tab. 5: Arten- und Individuenzahlen in den Biotoptypen sowie deren Biotopbindung  
e: eurytop, m: mesotop, s: stenotop.

Biotop	Arten	e [%]	m [%]	s [%]	Ind.	e [%]	m [%]	s [%]
Xerothermbiotop	32	8,7	26,1	11,6	973	26	415	532
Graslandbiotop	16	17,4	5,8	0	233	169	64	0
Ackerbiotop	8	2,9	8,7	0	375	118	257	0
Waldbiotop	4	4,3	1,4	0	19	18	1	0
Pionierwälder	2	1,4	1,4	0	93	90	3	0
Gebüsche	2	1,4	1,4	0	3	2	1	0
Feuchtwälder	2	1,4	1,4	0	2	1	1	0
Moorbiotop	2	1,4	0	0	4	4	0	0
unbestimmt	1							

### Dominanzstruktur (alle Fallenstandorte)

Die Dominanzstruktur der Araneozönose aller Dünen-Standorte zeigt die Individuenanteile der 20 häufigsten Spinnenarten (Abb. 8).

### Dominanzklassen

Keine Art erreicht eudominante Werte. Zwei Arten, die Wolfspinne *Pardosa monticola* als stenotoper Bewohner von xerothermen Trockenrasen sowie die Krabbenspinne *Xysticus kochi* als Offenlandart mit mesotoper Biotopbindung sind dominant (2,9 % der Gesamtartenzahl). Es folgen 7 Arten (10,1 %) im subdominanten sowie 11 Arten (15,9 %) im rezedenten Bereich. Weitere 9 Arten (13,0 %) sind subrezedent, während die restlichen 39 Arten (56,5 %) sporadisch auftreten.

### Dominanzsummen

Auf 11 Xerothermbiotop präferierende Arten entfallen 49,2 % aller Individuen, 21,2 % tragen 2 Ackerarten sowie 12,3 % 6 Grünlandarten bei. Die Gehölzbiotop präferierende *Trochosa terricola* stellt 5,3 % aller Individuen.

### Diversität und Eveness

Der Diversitätsindex nach Shannon und Wiener, in den sowohl die Artenzahlen als auch die Individuenverteilung einfließen, liegt mit 3,05 im üblichen Bereich der Sand-Trockenbiotop (z. B. MARTIN & STEINHÄUSER 2015). Der Evenesswert (Grad der Ausprägung der Diversität) ist mit 0,41 relativ niedrig.

### Gefährdete Arten

Nach der Roten Liste der gefährdeten Spinnenarten Mecklenburg-Vorpommerns (MARTIN, in Vorbereitung) sind 25 Arten gefährdet, das sind 23,6 % des Artenbestandes des FND „Hühnerberg“ (Tab. 6).

Tab. 6: Gefährdete Arten.

Gefährdung	Kategorie	Arten	%
stark gefährdet	2	2	1,8
gefährdet	3	7	6,6
Vorwarnliste	V	16	15,1

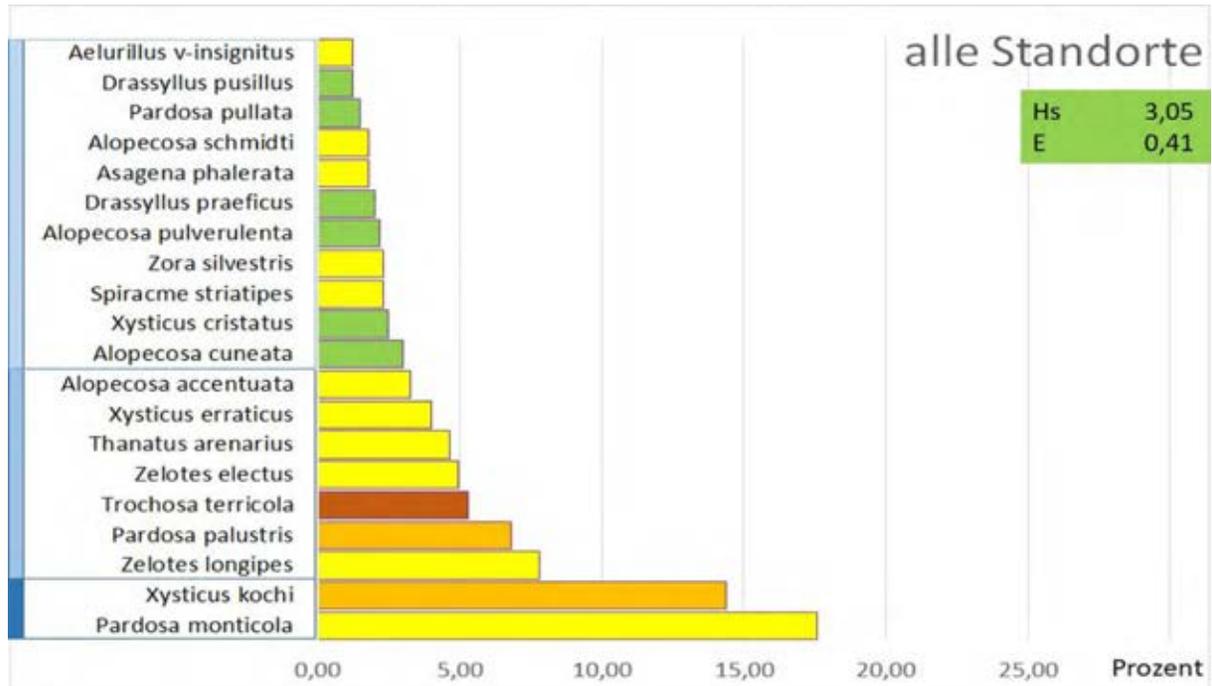


Abb. 8: Dominanz und Vorzugsbiotope  
Farbgebung wie in Abb. 7 (Vorzugsbiotop) und Tabelle 1 (Dominanz).

#### Vergleich der Fallenstandorte

Die einzelnen Fallenstandorte weisen deutliche Unterschiede in der Dominanzstruktur auf (Tab. 7, Abb. 9).

Am Standort 2 stellen die standorttypischen Arten der Xerothermbiotope 65,8 % aller Individuen, während es in den anderen Standortaraneozönosen

nur etwa 55 % sind. Standort 1 ist am stärksten von eurytopen Ackerarten beeinflusst. An den Standorten 3 und besonders 4 nimmt der Anteil von Graslandarten und Arten gehölzbestandener Biotope zu, was hier auch zu höheren Diversitätswerten führt.

Tab. 7: Dominanzsummen der Arten. Az: Artenzahl, Ind.: Individuenzahl, Dom: Dominanzsumme.

Biotop	SO 1			SO 2			SO 3			SO 4		
	Az	Ind	Dom									
Xerothermbiotope	25	204	55,3	15	210	65,8	23	236	55,0	22	323	55,1
Graslandbiotope	11	34	9,2	8	26	8,2	10	50	11,7	10	123	20,9
Ackerbiotope	2	117	31,7	5	80	25,1	5	98	22,8	5	80	13,7
Waldbiotope	0	0	0	0	0	0	3	13	3,0	2	6	1,0
Pionierwälder	2	11	3,0	1	2	0,6	1	25	5,8	2	55	9,4
Gebüsch	1	1	0,2	0	0	0	1	2	0,5	0	0	0
Feuchtwälder	0	0	0	0	0	0	2	2	0,5	0	0	0
Moorbiotope	0	0	0	1	1	0,3	2	2	0,5	1	1	0,2
<b>Diversität - Hs</b>	2,79			2,57			3,02			2,93		
<b>Eveness - E</b>	0,47			0,45			0,50			0,46		

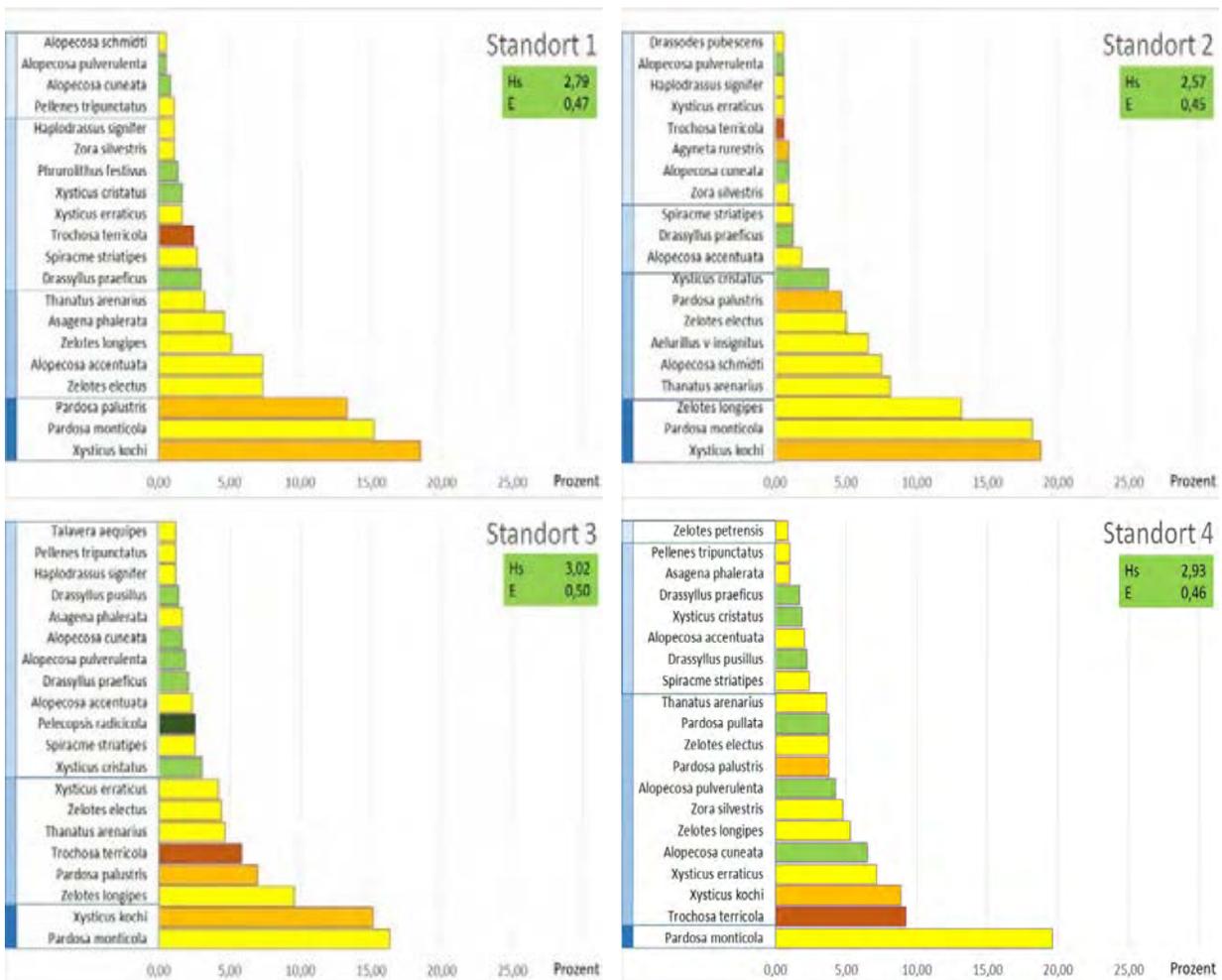


Abb. 9: Dominanzstruktur der Standortaraneozöosen Farbgebung wie in Abb. 7 (Vorzugsbiotop) und Tabelle 1 (Dominanz).

### Diskussion

Das FND „Hühnerberg“ wird von einer für die xerothermen Binnendünen Mecklenburg-Vorpommerns charakteristischen Spinnengemeinschaft besiedelt. Allerdings ist der Anteil stenotoper Arten mit 8,7 % des Artenbestandes und 26 % Individuenanteil relativ gering. MERKENS (2002) klassifiziert dagegen 46 % der Arten mit einem Individuenanteil von 66 % als stenotope Bewohner von Sandbiotopen in nordostdeutschen Binnendünen (Altwarper Binnendünen). Darin zeigt sich ein bereits gravierender Verlust an stenöken Spezialisten zugunsten mesotoper und eurytoper Generalisten. Das schlägt sich auch im relativ geringen Anteil gefährdeter Arten nieder.

Dabei ist durchaus eine kleinräumige Differenzierung der Lebensraumqualität zu beobachten. Während an den Standorten 2 und 1 die charakteristische Araneozönose der Binnendünen noch am besten ausgeprägt ist, geht deren Bedeutung mit zunehmender Randlage der Standorte 3 und 4 verloren. Hier setzen sich z. B. vermehrt Graslandarten durch. Das „Flaggschiff“ der xerothermobionten Sandtrockenrasen-Arten, die große Wolfspinne *Alopecosa schmidtii*,

ist besonders am Standort 2 noch häufig zu finden.

Die Ursache ist vor allem die fortschreitende Verringerung der ökologisch extremen xerothermen, vegetationsarmen Dünenflächen durch Erosion, Sukzession und Nutzungsaufgabe. Die Verkleinerung der Biotopfläche erhöht das Aussterberisiko stenotoper Arten beträchtlich (KNAPP & REZAC 2015). Durch geeignete Biotoppflegemaßnahmen (Gehölzentnahme, mosaikförmige Mahd, Abbrennen, mechanische Bodenverwundung u. ä.) sollte dem Flächenverlust entgegengewirkt werden.

Hinzu kommt die ausgeprägte Insellage der Binnendüne am Hühnerberg in der sonst agrarisch genutzten Landschaft. Zwar sind die meisten Arten zur aeronautischen Ausbreitung und damit zur Neu- und Wiederbesiedlung von Inselbiotopen befähigt (z. B. BONTE et al. 2004), im Falle des isoliert liegenden Hühnerbergs fehlen allerdings mögliche Herkunftsquellen in überschaubarer Nähe in der Landschaft. Hier wäre ein engermaschiges Verbundsystem xerothermer Lebensräume in der Agrarlandschaft anzustreben.

## Literatur

**BERG, C. & KINTZEL, W.** (1999): Vergleichende vegetationskundliche Untersuchungen im FND Hühnerberg (Lewitz) 1972 und 1997. – Botanischer Rundbrief für Mecklenburg-Vorpommern **33**: 7 – 22.

**BONTE, D., BAERT, L., LENS, L. & MAELFAIT, J.-P.** (2004): Effects of aerial dispersal, habitat specialisation, and landscape structure on spider distribution across fragmented grey dunes. – Ecography **27**: 343 – 349.

**KNAPP, M. & REZAC, M.** (2015): Even the smallest non-crop habitat islands could be beneficial: distribution of Carabid Beetles and Spiders in agricultural landscape. – PLoS ONE **10** (4): e0123052. doi:10.1371/20 S.

**MARTIN, D.** (2021): Atlas zur Verbreitung und Ökologie der Spinnen (Araneae) Mecklenburg-Vorpommerns. – Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie Mecklenburg-Vorpommern (Hrsg.). 2 Bände: Bd. 1 (2020) 588 S., Bd. 2 (2021) 592 S., Friedland: Steffen Media.

**MARTIN, D.** (in Vorbereitung): Rote Liste der gefährdeten Webspinnen (Araneae) Mecklenburg-Vorpommerns. 3. Fassung (Druck vorauss. 2022).

**MARTIN, D. & STEINHÄUSER, U.** (2015): Die Spinnenfauna des Naturschutzgebietes „Marienfließ“ (Mecklenburg-Vorpommern) unter dem Einfluss des kontrollierten Brennens. – Naturschutzarbeit in Mecklenburg-Vorpommern **58** (1/2): 25 – 42.

**MERKENS S** (2002): Epigeic spider communities in inland dunes in the lowlands of Northern Germany. Pp. 215–222. – In: TOFT, S. & SCHARFF, N. (eds.):

Proceedings of the 19th European Colloquium of Arachnology. – Aarhus: University Press, 358 pp.

**MÜHLENBERG, M.** (1989): Freilandökologie. 2. Aufl., Quelle & Meyer, 431 S.

**RIBBE, B.** (1973): Die Vegetationsverhältnisse auf der Düne "Hühnerberg" bei Garwitz (Kreis Parchim)“. – Wissenschaftliche Zeitschrift der Universität Rostock, Math.-Nat. Reihe, **22**: 763-771.

**VOIGTLÄNDER, U. & HENKER, H.** (2005): Rote Liste der Farn- und Blütenpflanzen Mecklenburg-Vorpommerns, 5. Fassung, Stand: November 2005. – Umweltministerium Mecklenburg-Vorpommern (Hrsg.): 60 S.

**WSC** (2022): World Spider Catalog. Version 23.0. Natural History Museum Bern. – online at <http://wsc.nmbe.ch>, accessed on {20.2.2022}. doi: 10.24436/2

**Anlage:** Tab. 8 (Artenliste) ab Seite 57

## Anschrift der Verfasser

Dr. Dieter Martin, Lindenweg 11

D-17213 Untergöhrn

E-Mail: [dieter\\_martin.untergoehren@t-online.de](mailto:dieter_martin.untergoehren@t-online.de)

Udo Steinhäuser, Millionenweg 7

D-19395 Plau am See

E-Mail: [udosteinhaeuser@aol.com](mailto:udosteinhaeuser@aol.com)



Abb. 10: *Pardosa monticola*, Weibchen mit Kokon (Foto: Polzin).



Abb. 11: *Thanatus arenarius*, Weibchen (oben) und Männchen (unten)  
(Fotos: Polzin).

Anlage zu MARTIN & STEINHÄUSER:

Tab. 8: Artenliste der Webspinnen (Araneae).

SO 1 bis SO 4: Bodenfallenstandorte, BF: Bodenfallen, KF: Kescherränge, KS: Klopfschirmfang.  
 Angabe der Individuenzahlen bei SO 1 bis SO 4, KF und KS: Männchen, Weibchen (Jungtiere), BF Indiv.: Gesamtindividuenzahl in den Bodenfallen-Fängen.  
 RL: Gefährdungskategorie nach Rote Liste der Spinnen Mecklenburg-Vorpommern (MARTIN, in Vorbereitung).  
 Biotop: a: Ackerbiotope, g: Gebüschbiotope, gl: Graslandbiotope, m: Moorbiotope, ox: xerotherme Offenbiotope, wm: mesophile Offenbiotope, wn: Nasswälder, wx: Trockenwälder.  
 Bdg. (Biotopbindung): e: eurytop, m: mesotop, s: stenotop.

Art	SO 1	SO 2	SO 3	SO 4	BF Indiv.	KF	KS	RL	Bio-top	Bdg	Familie
<i>Acartauchenius scurrilis</i> (O. P.-Cambridge, 1872)	0,1				1			2	ox	s	Linyphiidae
<i>Aculepeira ceropogia</i> (Walckenaer, 1802)						(1)		*	ox	s	Araneidae
<i>Aelurillus v-insignitus</i> (Clerck, 1757)		9,7 (5)			21			3	ox	s	Salticidae
<i>Agalenatea redii</i> (Scopoli, 1763)						(10)		*	ox	m	Araneidae
<i>Agroeca brunnea</i> (Blackwall, 1833)			01		1			*	wm	m	Liocranidae
<i>Agynera rurestris</i> (C. L. Koch, 1836)		2,1	0,1		4			*	a	m	Linyphiidae
<i>Alopecosa accentuata</i> (Latreille, 1817)	11,6 (10)	3,2 (1)	6,3 (1)	5,3 (4)	55			*	ox	m	Lycosidae
<i>Alopecosa cuneata</i> (Clerck, 1757)	2,1	3,0	6,0 (1)	25,11 (2)	51			*	gl	e	Lycosidae
<i>Alopecosa pulverulenta</i> (Clerck, 1757)	2,0	2,0	8,0	13,11(1)	37			*	gl	e	Lycosidae
<i>Alopecosa schmidtii</i> (Hahn, 1835)	0,1 (1)	2,1 (21)	2,0 (1)	1,0	30			2	ox	s	Lycosidae
<i>Anelosimus vittatus</i> (C. L. Koch, 1836)						0,2	0,3	*	wx	e	Theridiidae
<i>Anyphaena accentuata</i> (Walckenaer, 1802)							(1)	*	wm	e	Anyphaenidae
<i>Araneus diadematus</i> Clerck, 1757	0,1		1,0		2	1,7		*	gl	e	Araneidae
<i>Araneus marmoreus</i> Clerck, 1757						0,1		*	wx	e	Araneidae
<i>Araneus quadratus</i> Clerck, 1757	1,0	0,1 (1)			3			*	gl	e	Araneidae
<i>Aranella cucurbitina</i> (Clerck, 1757)						1,0	0,2	*	wx	e	Araneidae
<i>Aranella opisthographa</i> (Kulczynski, 1905)						1,0	1,2	*	g	m	Araneidae
<i>Arctosa perita</i> (Latreille, 1799)	(1)				1			V	ox	m	Lycosidae
<i>Argiope bruennichi</i> (Scopoli, 1772)						0,1		*	gl	e	Araneidae
<i>Asagena phalerata</i> (Panzer, 1801)	14,0(3)		5,2	6,0	30			V	ox	m	Theridiidae
<i>Centromerus incilium</i> (L. Koch, 1881)				0,1	1			V	ox	m	Linyphiidae
<i>Ceratinella scabrosa</i> (O. P.-Cambridge, 1871)			2,0		2			*	g	e	Linyphiidae
<i>Cercidia prominens</i> (Westring, 1851)						0,1		*	ox	m	Araneidae
<i>Cheiracanthium campestre</i> Lohmander, 1944	1,0		1,0		2			V	ox	m	Cheiracanthiidae
<i>Cheiracanthium puncturium</i> (Villers, 1789)	1,0	0,1	2,0		4			*	ox	m	Cheiracanthiidae
<i>Cheiracanthium virescens</i> (Sundevall, 1833)	1,0		0,1	0,1	3			V	ox	m	Cheiracanthiidae

Art	SO 1	SO 2	SO 3	SO 4	BF Indiv.	KF	KS	RL	Bio-top	Bdg	Familie
<i>Clubiona pallidula</i> (Clerck, 1757)							0,1	*	wn	e	Clubionidae
<i>Clubiona reclusa</i> O. P.-Cambridge, 1863				1,0	1			*	gl	e	Clubionidae
<i>Crustulina guttata</i> (Wider, 1834)			1,0		1			*	wn	m	Therididae
<i>Dictyna arundinacea</i> (Linnaeus, 1758)							1,7	V	ox	m	Dictynidae
<i>Drassodes pubescens</i> (Thorell, 1856)	2,0	1,1	4,0	1,0	9			V	ox	m	Gnaphosidae
<i>Drassyllus praeficus</i> (L. Koch, 1866)	7,4	0,3 (1)	5,4	6,4	34			*	gl	m	Gnaphosidae
<i>Drassyllus pusillus</i> (C. L. Koch, 1833)	1,0	1,0	1,3 (2)	11,0 (2)	21			*	gl	e	Gnaphosidae
<i>Enoplognatha ovata</i> (Clerck, 1757)				1,0	1		1,0 (46)	*	ox	e	Therididae
<i>Enoplognatha thoracica</i> (Hahn, 1833)			1,0		1			*	ox	e	Therididae
<i>Erigone atra</i> Blackwall, 1833			1,0		1			*	a	m	Linyphiidae
<i>Euophrys frontalis</i> (Walckenaer, 1802)				5,0	5			*	wm	e	Salticidae
<i>Euryopis flavomaculata</i> (C. L. Koch, 1836)			1,0		1			*	m	e	Therididae
<i>Evarcha falcata</i> (Clerck, 1757)							(1)	*	wx	m	Salticidae
<i>Gibbaranea gibbosa</i> (Walckenaer, 1802)							0,1	V	g	m	Araneidae
<i>Gnaphosa bicolor</i> (Hahn, 1833)	(2)			(1)	3			3	wx	m	Gnaphosidae
<i>Hahnia nava</i> (Blackwall, 1841)		1,0	2,1		4			*	gl	m	Hahnidae
<i>Haplodrassus signifer</i> (C. L. Koch, 1839)	3,1	1,1	3,2	3,1	15			*	ox	e	Gnaphosidae
<i>Hypsosinga albovittata</i> (Westring, 1851)	1,0	1,1	1,0	1,2	7			V	ox	m	Araneidae
<i>Hypsosinga pygmaea</i> (Sundevall, 1831)							0,3	3	ox	m	Araneidae
<i>Larinioides cornutus</i> (Clerck, 1757)							0,1 (2)	*	gl	e	Araneidae
<i>Larinioides patagiatus</i> (Clerck, 1757)							1,0 (4)	*	wx	e	Araneidae
<i>Lathys humilis</i> (Blackwall, 1855)							(1)	*	wm	e	Dictynidae
<i>Linyphia triangularis</i> (Clerck, 1757)							0,2 (16)	*	ox	e	Linyphiidae
<i>Mangora acalypha</i> (Walckenaer, 1802)							0,5 (19)	*	ox	e	Araneidae
<i>Metellina segmentata</i> (Clerck, 1757)							2,11	*	wx	e	Tetragnathidae
<i>Micaria micans</i> (Blackwall, 1858)			1,0		1			*	gl	m	Gnaphosidae
<i>Misumena vatia</i> (Clerck, 1757)							(1)	*	ox	e	Thomisidae

Art	SO 1	SO 2	SO 3	SO 4	BF Indiv.	KF	KS	RL	Bio-top	Bdg	Familie
<i>Neoscona adianta</i> (Walckenaer, 1802)						0,1 (7)		*	ox	m	Araneidae
<i>Neotitira bimaculata</i> (Linnaeus, 1767)	(1)				1	(1)		*	ox	e	Theridiidae
<i>Nigma flavescens</i> (Walckenaer, 1830)							0,1	*	wx	m	Dictynidae
<i>Pachygnatha clercki</i> Sundevall, 1823		0,1			1			*	gl	e	Tetragnathidae
<i>Pachygnatha degeeri</i> Sundevall, 1823		1,0		0,1	2			*	a	e	Tetragnathidae
<i>Pardosa agrestis</i> (Westring, 1861)		0,1		0,2	3			*	a	m	Lycosidae
<i>Pardosa lugubris</i> (Walckenaer, 1802)			1,0		1			*	wm	e	Lycosidae
<i>Pardosa monticola</i> (Clerck, 1757)	34,14 (8)	41,12 (5)	42,19 (9)	60,42 (13)	299			3	ox	s	Lycosidae
<i>Pardosa palustris</i> (Linnaeus, 1758)	37,8 (4)	11,3 (1)	25,5	3,6 (3)	116			*	a	e	Lycosidae
<i>Pardosa prativaga</i> (L. Koch, 1870)				0,1	1			*	gl	e	Lycosidae
<i>Pardosa pullata</i> (Clerck, 1757)	2,0		0,1	15,7	25			*	gl	m	Lycosidae
<i>Pelecopsis parallela</i> (Wider, 1834)			0,1		1			*	a	m	Linyphiidae
<i>Pelecopsis radialis</i> (L. Koch, 1872)			11,0	1,0	12			*	wm	e	Linyphiidae
<i>Pellenes tripunctatus</i> (Walckenaer, 1802)	3,1		3,1 (1)	4,2	15	(1)		V	ox	m	Salticidae
<i>Philodromus albidus</i> Kuleczynski, 1911							0,3	*	wx	m	Philodromidae
<i>Philodromus aureolus</i> (Clerck, 1757)							9,8	*	g	e	Philodromidae
<i>Philodromus cespitum</i> (Walckenaer, 1802)							8,2	*	g	m	Philodromidae
<i>Philodromus collinus</i> C. L. Koch, 1835							10,12	*	g	m	Philodromidae
<i>Phlegra fasciata</i> (Hahn, 1826)			(1)	0,1	2			*	ox	m	Salticidae
<i>Phrurolithus festivus</i> (C. L. Koch, 1835)	3,2			1,0	6			*	gl	e	Phrurolithidae
<i>Phylloneta impressa</i> (L. Koch, 1881)						21,1 (5)	(1)	*	g	m	Theridiidae
<i>Pirattula hygrophila</i> (Thorell, 1872)			1,0		1			*	wn	e	Lycosidae
<i>Pisaura mirabilis</i> (Clerck, 1757)				(1)	1	(8)		*	ox	e	Pisauridae
<i>Platnickina tincta</i> (Walckenaer, 1802)						1,0	3,15 (4)	*	ox	e	Theridiidae
<i>Porrhomma montanum</i> Jackson, 1913			0,1		1			D	?	?	Linyphiidae
<i>Spiracme striatipes</i> (L. Koch, 1870)	5,4	3,1	9,1 (1)	11,0 (3)	38	5,3		3	ox	s	Thomisidae
<i>Talavera aequipes</i> (O. P.-Cambridge, 1871)			5,0		5		0,1	3	ox	s	Salticidae

Art	SO 1	SO 2	SO 3	SO 4	BF Indiv.	KF	KS	RL	Bio-top	Bdg	Familie
<i>Tenuiphantes zimmermanni</i> (Bertkau, 1890)	1,0				1			*	g	m	Linyphiidae
<i>Tetragnatha montana</i> Simon, 1874						0,1	0,1	*	wx	e	Tetragnathidae
<i>Tetragnatha nigrita</i> Lendl, 1886							1,0	*	g	e	Tetragnathidae
<i>Tetragnatha obtusa</i> C. L. Koch, 1837							2,3 (5)	*	g	m	Tetragnathidae
<i>Thanatus arenarius</i> L. Koch, 1872	6,2 (4)	9,4 (13)	7,4 (9)	12,3 (6)	79			V	ox	m	Philodromidae
<i>Theridion pinastri</i> L. Koch, 1872							1,1	*	g	m	Theridiidae
<i>Theridion varians</i> Hahn, 1833							1,4	*	wx	e	Theridiidae
<i>Tibellus maritimus</i> (Menge, 1875)							(5)	*	gl	e	Philodromidae
<i>Tibellus oblongus</i> (Walckenaer, 1802)	1,0				1	3,3(3)		*	gl	e	Philodromidae
<i>Tiso vagans</i> (Blackwall, 1834)	1,0		1,0	1,0	3			*	gl	e	Linyphiidae
<i>Trichopterna cito</i> (O. P.-Cambridge, 1872)	0,1		1,3		5			3	ox	s	Linyphiidae
<i>Trochosa terricola</i> Thorell, 1856	6,1(2)	2,0	13,9 (3)	33,16 (5)	90			*	wx	e	Lycosidae
<i>Xerolycosa miniata</i> (C. L. Koch, 1834)				1,0	1			*	a	m	Lycosidae
<i>Xerolycosa nemoralis</i> (Westring, 1861)	1,0				1			*	ox	m	Lycosidae
<i>Xysticus audax</i> (Schränk, 1803)							0,1	*	g	m	Thomisidae
<i>Xysticus cristatus</i> (Clerck, 1757)	5,1	11,1	13,0	8,3	42			*	gl	e	Thomisidae
<i>Xysticus erraticus</i> (Blackwall, 1834)	5,1	2,0	16,2	39,3	68			V	ox	m	Thomisidae
<i>Xysticus kochi</i> Thorell, 1872	63,5	55,5	56,8 (1)	46,6	247			*	a	m	Thomisidae
<i>Xysticus luctuosus</i> (Blackwall, 1836)							0,1	*	wm	s	Thomisidae
<i>Zelotes electus</i> (C. L. Koch, 1839)	15,8 (4)	9,7	11,8	17,5	84			*	ox	m	Gnaphosidae
<i>Zelotes latreillei</i> (Simon, 1878)	1,1		1,0	3,1	7			*	ox	e	Gnaphosidae
<i>Zelotes longipes</i> (L. Koch, 1866)	16,3	26,16	29,12	27,4	133			V	ox	s	Gnaphosidae
<i>Zelotes petrensis</i> (C. L. Koch, 1839)	2,0	0,1		4,1	8			V	ox	m	Gnaphosidae
<i>Zora nemoralis</i> (Blackwall, 1861)	2,0		1,1	2,1	7			V	ox	m	Miturgidae
<i>Zora silvestris</i> Kulczynski, 1897	2,1 (1)	1,2	1,0 (3)	16,8 (4)	39			V	ox	m	Miturgidae
<i>Zora spinimana</i> (Sundevall, 1833)		0,1	1,0	(1)	3			*	m	e	Miturgidae

## **Bedeutung, Anlage und Wirkung von Blühstreifen zur Steigerung der Insekten-Biodiversität in unserer Kulturlandschaft**

**VOLKER THIELE, CHRISTIAN GOTTELT-TRABANDT & CONNY MEHL**

### **Zusammenfassung**

Weltweit werden fast 90 % aller Blüten- und 75 % aller wichtigen Nahrungspflanzen von Insekten bestäubt. Ihr Rückgang ist allerdings in vielen Teilen unserer Kulturlandschaft dramatisch, wofür ein ganzes Bündel von Ursachen in Frage kommt (u. a. Landverbrauch, Automatisierung in der Land- und Forstwirtschaft, Biozideinsatz, Verinselung). Blühstreifen können im urbanen Umfeld dazu beitragen, dass der Rückgang der Artenvielfalt an Insekten in diesen Bereichen eingegrenzt wird. Dabei sind sie in ihrer dualen Funktion als Lebens- und Entwicklungsraum sowie als Nektarquelle für viele Arten zu sehen. Es gilt aber einige Grundprinzipien bei der Findung der Flächen, ihrer Anlage und Pflege einzuhalten. Insbesondere der Saatgutauswahl muss besondere Beachtung entgegengebracht werden, will man bestimmte Insektenarten fördern. Auch der Biotopverbund und bestimmte Begleitstrukturen (z. B. Bienenhügel) bedürfen der Aufmerksamkeit. Ausgehend von diesen Parametern werden in der vorliegenden Veröffentlichung die Wirkungen von Blühstreifen für ausgewählte Schmetterlingsarten dargestellt.

### **Summary**

#### **Relevance, establishment and effect of flower strips to increase insect biodiversity in our cultivated landscape**

Worldwide, almost 90 % of all flowering plants and 75 % of all important food plants are pollinated by insects. However, their decline is dramatic in many parts of our cultural landscape, for which a whole bundle of causes is possible (including land consumption for construction, automation in agriculture and forestry, biocide use, isolation of near-natural biotopes). In urban environments, flower strips can contribute to limiting the decline in insect biodiversity in these areas. They should be seen in their dual function as habitat and development space and as a source of nectar for many species. However, some basic principles must be observed in the selection of areas, their establishment and maintenance. Particular attention must be paid to the selection of seeds if certain insect species are to be promoted. The biotope network and certain accompanying structures (e.g. bee mounds) also require special attention. Based on these parameters, in this paper the effects of flower strips for selected butterfly species are presented.

### **Einleitung**

Eine der artenreichsten Gruppen im Tierreich sind die Insekten. Sie spielen daher eine außerordentlich gewichtige Rolle bei der Erhaltung der biologischen Vielfalt. Von ihnen werden weltweit fast 90 % aller Blüten- und 75 % aller wichtigen Nahrungspflanzen bestäubt (SETTELE 2021). Neben ihrer besonderen Bedeutung als Bestäuber für zahlreiche Wild- und Kulturpflanzen sind die Insekten u. a. auch ein wichtiger Bestandteil des Nahrungsnetzes, tragen aktiv zu Bodenbildung und -fruchtbarkeit bei und sind nebenbei auch Produzent zahlreicher Produkte für den menschlichen Gebrauch, darunter Honig, Seide und Propolis. Allein der wirtschaftliche Wert aller Produkte, deren Produktion auf die Bestäuberleistung der Insekten angewiesen ist, wird auf jährlich 235-577 Mrd. US \$ geschätzt (HANSJÜRGENS et al. 2018).

Bei vielen Menschen ist spätestens seit der Veröffentlichung der „Krefelder Studie“ von HALLMANN et al. (2017) ins Bewusstsein gedrungen, dass es in Teilen unserer Landschaft immer weniger Insektenarten und eine deutlich verringerte Insekten-Biomasse gibt. Die Studienergebnisse zeigen, dass sich innerhalb von nur 27 Jahren die Insekten-Biomasse teilweise um bis zu 82 % verringert hat. Auch weitere Untersuchungen und Studien zum Vorkommen von Tagfaltern (LYONS 2017) oder Hummeln (GOULSON et al. 2007) zeigen einen deutlichen Rückgang der Insektenbestände auf.

Die Gründe für die starke Verringerung der Insektenzahlen sind vielfältig. Die Intensivierung der Landnutzung, der verbreitete Einsatz von Pestiziden, der damit verbundene Verlust von Habitaten und die Zunahme der nächtlichen Beleuchtung bilden ein Ursachegefüge. Zudem trägt der sich immer stärker auf die Ökosysteme auswirkende Klimawandel dazu bei, dass sich das Migrationsgeschehen der Arten intensiviert, sich ganze Biozönosen ändern, gebietsfremde Arten einwandern und sich Krankheiten bei den Insekten ausbreiten (VANBERGEN 2013, THIELE et al. 2016, SRU 2018).

Neben der freien Landschaft, die zumeist stark durch den Einsatz von Pestiziden aus der Landwirtschaft und durch die Zerstörung geeigneter Habitatstrukturen beeinflusst ist, können Flächen in Städten und Gemeinden als Lebens- und Vermehrungsräume für Insekten in Betracht kommen. Die partiell starke Strukturiertheit urbaner Gebiete bietet den Insekten eine Vielzahl potenzieller Lebensräume. Städte und Gemeinden können somit einen erheblichen Beitrag zum Erhalt

der Insektenvielfalt leisten (BUND 2020, DStGB 2020, UrbanNBS-Team 2020). Allerdings bedarf es auch geeigneter Konzepte und konkreter Maßnahmen zur Umsetzung.

Im Folgenden soll aufgeführt werden,

- für welche Insekten Blühstreifen von Bedeutung sein können,
- welche Grundprinzipien bei ihrer Anlage zu berücksichtigen sind und
- was bei der Saatgutauswahl zu beachten ist.

Dabei wird insbesondere auf die Lepidopteren Bezug genommen, die Sympathieträger unter den Insekten sind und bei Blühstreifen im urbanen Bereich vielfach von Passanten gesehen werden. Die nachfolgend aufgeführten Grundprinzipien sollen modellhaft und zeitnah bei der Anlage von Blühstreifen im Schaalseegebiet zur Anwendung kommen (Projekt: „Biosphärenreservate als Modelllandschaften für den Insektenschutz“ vgl. auch THIELE, GOTTELT-TRABANDT & MEHL 2021).

#### **Wesentliche Insektengruppen und ihre bevorzugten Habitate**

Im urbanen Bereich sind Insekten zumeist auf vielfältige, struktur- und krautreiche Habitate mit

oft großer Blütenvielfalt angewiesen (Tab. 1, Abb. 1-6). Hinzu kommen zumeist Feldgehölze und Hecken, die aus einheimischen Gehölzen bestehen sollten. Urbane Insektenbiotope stocken vielfach auf mageren Böden, beinhalten Rohbodenstandorte und stehen in Kontakt mit anderen Habitaten (Biotopverbund). Dadurch können die Insekten ihre vielfältigen, larvalen wie imaginalen Ansprüche realisieren. Voraussetzung für effektiv wirksame Blühstreifen ist deshalb u. a. die richtige Standort- und Pflanzenwahl. Weiterhin spielen die Mindestgröße und Verbindungsachsen zu anderen Biotopen (Besiedlungsmöglichkeiten, Genaustausch) eine wesentliche Rolle. Der Wert solcher Habitate ist nicht nur in ihrer Lebensraumfunktion für einzelne Insekten zu sehen, sondern auch in der Etablierung eines ganzen Nahrungsnetzes mit unterschiedlichsten Arten. Zudem werden Bestäuberleistungen erbracht. Sind Schulen an Anlage und Monitoring beteiligt, ist ein Wert für die Umweltbildung gegeben. Nicht zuletzt ist die ästhetische Funktion von Blühstreifen nicht zu unterschätzen, da diese im urbanen Bereich eine große Rolle spielt.

Tab. 1: Wichtige Insektengruppen im urbanen Bereich und ihre bevorzugten Habitate.

<b>Insektengruppe</b>	<b>Bevorzugte Habitate (Beispiele)</b>
Wasserinsekten (Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Odonata)	- unzerschnittene Fließ- und Standgewässer - naturnahe Uferbereiche mit standorttypischer Vegetation
Heuschrecken (phytophage Orthoptera)	- extensiv genutztes Grünland - offene Magerrasenbereiche - Seggenriede, Feuchtwiesen
Wanzen (phytophage Heteroptera)	- kraut- und strukturreiche Magerrasen - Sandlebensräume - naturnahe Gewässerniederungen
Hautflügler (Hymenoptera)	- kraut- und strukturreiche Magerrasen - blütenreiche Wiesen - naturnahe, gut strukturierte Hecken und Feldgehölze
Schmetterlinge (Lepidoptera)	- blüten- und krautreiche Magerrasen - gut strukturierte Blühhecken - blütenreiche Wiesen - naturnahe Wälder und Waldökotone - naturnahe Gewässerniederungen
Käfer (phytophage Coleoptera)	- krautreiche Blühwiesen - Hecken und Feldgehölze - Magerrasen
Zweiflügler (phytophage Diptera)	- krautreiche Blühwiesen - Hecken und Feldgehölze - Hochstaudenfluren



Abb. 1: Wassergebundene Jäger, wie die Vierfleck-Libelle, profitieren indirekt vom Blütenreichtum über eine Vielzahl von jagdbaren Insekten (© Volker Thiele).



Abb. 2: Sowohl die Nymphen als auch die adulten Streifenwanzen sitzen meist auf ihren Nahrungspflanzen und saugen an den reifenden Samen (© Volker Thiele).



Abb. 3: Hummeln sind effiziente Blütenbestäuber (© Volker Thiele).



Abb. 4: Die Nahrung der Schwebfliegen besteht aus Nektar und Pollen, zudem sind sie häufig Blütenbestäuber (© Angela Berlin).



Abb. 5: Die Raupe des Bürstenbinder-Schmetterlings frisst gern an Wild- und Kulturrosen (© Volker Thiele).



Abb. 6: Der nachtaktive Mittlere Weinschwärmer lebt an Weidenröschen, aber auch an zahlreichen Kulturpflanzen (hier in Sphinx-Stellung) (© Volker Thiele).

### **Grundprinzipien bei der Anlage von Blühstreifen**

Blühstreifen können an vielen Stellen der Kommunen und Städte angelegt werden. Wichtige Grundprinzipien sind u. a., dass

- die Flächen nicht zu klein sind (Minimalgröße: ca. 100 m<sup>2</sup>, keine Ressourcenknappheit für Insekten, günstiges Mikroklima, wesentliche Strukturen für die anvisierten Gruppen),
- sie weder die Sicht für den fließenden Verkehr verdecken, noch hinderlich für Fußgänger sind,
- sie eine Verbindung zu naturnahen Bereichen im anthropogenen Raum haben (z. B. zu Hecken, Gewässern, Wiesen, Donorfunktion),
- keine Splitterflächen (u. a. Verkehrskreisel, schmale Grenzstreifen zwischen Gehweg und Straße) in Anspruch genommen werden (Todesfallen für Insekten),
- die Unterhaltung angepasst wird (insbes. Mähregime und -technik),
- das Lichtregime nicht zur Todesfalle für Insekten wird (kleine Starklichtlampen mit hohem UV-Anteil),
- sich die Flächen in das Gestaltungskonzept der Kommune oder der Stadt einpassen,
- die Eigentumsverhältnisse geklärt sind und der jeweilige Eigentümer einverstanden ist und
- die Bevölkerung frühzeitig mit in die Planung einbezogen wird sowie ggf. umweltbildnerische Projekte beispielsweise mit Schulen angeregt werden.

Grundsätzlich können Blühstreifen in folgenden kommunalen Bereichen angelegt werden:

- Rasen- und Wiesenflächen des öffentlichen Raumes
- Gewerbeflächen
- Wander- und Radwege, inkl. Begleitgrün
- Straßenränder, inkl. Straßenbegleitgrün
- Gewässerränder

Kommunale Grünflächen haben das größte Potenzial zur Förderung der Insektenvielfalt, da sie oft flächenmäßig am bedeutsamsten sind, vielfältige Maßnahmenpotenziale aufweisen und Blühstreifen auf ihnen zumeist leicht umsetzbar sind. Vor allem Flächen, die nicht einer regelmäßigen Nutzung unterliegen (u. a. Parkanlagen, Streuobstwiesen, Randbereiche von Friedhöfen, Grünstreifen zwischen Siedlungsbebauungen) eignen sich vielfach gut für deren Anlage und eine darauf angepasste Pflege (DStGB 2020, KOMMBIO & DUH 2018).

Grundsätzlich ist der Aufwand zur Unterhaltung von Blühstreifen gering, Pflegemaßnahmen sind

nur in Ausnahmefällen notwendig (Mahd einjähriger Kulturen). Allgemein sind folgende Erfordernisse zur dauerhaften Unterhaltung von Belang:

- Vor Ansaat des Blühstreifens ist eine sorgsame Saatbettbereitung notwendig (Lockerung des Bodens, Beseitigung von oft konkurrenzstärkeren Beikräutern).
- Standortangepasstes Saatgut kann mit Hilfe einer Sämaschine, alternativ auch per Hand, ausgebracht werden. Vor allem die geringen Korngrößen des Saatgutes lassen die Dosierung nicht einfach erscheinen. Die Aussaatstärke liegt vornehmlich bei 1-2 g pro m<sup>2</sup>. Zudem kommt es häufig zu einer Entmischung des Saatgutes. Einzelkornsämaschinen sind deshalb oft eine gute Wahl.
- Das Aufbringen von ein- und mehrjähriger Saat unterscheidet sich. Einjähriges Saatgut wird meistens in ein bis zwei Zentimeter Tiefe ausgebracht und leicht in den gelockerten Boden eingearbeitet. Dafür können bei größeren Flächen Striegel und Egge zum Einsatz kommen. Mehrjährige Saatmischungen sind hingegen oberflächennah auszubringen, damit die große Zahl an lichtkeimenden Arten besser aufgehen kann.
- Der Verunkrautung, gerade mit Gräsern (u. a. Quecke), sollte regelmäßig entgegengewirkt werden. In urbanen Bereichen erhält man sonst ein unschönes Bild, zudem überwachsen häufig die Gräser die Blütenpflanzen.
- Mehrjährige Blühsaaten sollten bei Bedarf ab dem dritten Jahr im Herbst gemäht oder gemulcht werden. So kann dem Aufkommen von unerwünschten Beipflanzen entgegengewirkt werden. Ist ein Mulchen notwendig, sollte lediglich ein streifenweises Vorgehen erfolgen. Im nachfolgenden Jahr blüht es auf der Fläche erneut (NEBELUNG 2021a, b).

### **Wichtige Pflanzenarten für Saatgutmischungen im Jahresverlauf**

Verschiedene Blütenpflanzen spielen als Nektarquelle für Insekten in Jahresverlauf eine besondere Rolle. Dabei kommt es insbesondere darauf an, eine ununterbrochene Folge in den Blühaspekten abzusichern, um keinen „Flaschenhals“ bei der Versorgung der Insekten mit Blütenstaub und Nektar zu erzeugen. Nach GOULSON (2021) ist die Absicherung des Blühaspektes im zeitigen Frühjahr sowie im Spätsommer und Herbst besonders wichtig.

Im Frühjahr sind v. a. Löwenzahn, Traubenhyaazinthe, Gundermann, Lungenkraut, Rote und Weiße Taubnessel für den Blühaspekt wichtige

Pflanzenarten. Als Sträucher bzw. Bäume kommen Salweide, Schlehe und diverse Obstgehölze hinzu.

Für den Frühsommer müssen insbesondere Beinwell, Ehrenpreise, Glockenblumen, Salbei, Schlangen-Knöterich, Storchschnabel, Grasnellen, Margeriten, Ochsenzungen, Echte Schlüsselblume, Klappertopf, Günsel, Rote Lichtnelke und Zaun-Wicke genannt werden. Als nektarliefernde Gehölze dienen zu dieser Zeit u. a. Robinie, Weißdorn, Schneeball, Apfel, Himbeere, Besenginster und Feuerdorn.

Im Hoch- und Spätsommer spielen Acker-Witwenblume, Borretsch, Malve, Echter und Gewöhnlicher Wasserdost, Echtes Mädesüß, Gemeine Nachtkerze, Gewöhnlicher Hornklee und Natternkopf, Jakobs-Kreuzkraut, Johanniskraut, Königskerzen, Lupine, Minzen, verschiedene Laucharten, Kletten, Kratzdisteln, Kohldisteln, Rot- und Weißklee, Saat-Esparsette, Vogelwicke, Weidenröschen, Thymian, Wilde Möhre und Wald-

Ziest eine große Rolle. Als verholzte Pflanzen bzw. Zwergsträucher kommen Heidekräuter, Himbeere, Rosen und Wald-Geißblatt hinzu.

Im Herbst bilden Aster, Efeu, Ehrenpreise, Goldrute, Fetthenne und Sonnenbraut wesentliche Nektarpflanzen.

Eine möglichst große Zahl dieser Pflanzenarten (-gruppen) sollte in den Saatgutmischungen für Blühstreifen enthalten sein (Abb. 7), wobei nach den unterschiedlichen Böden und Standorten unterschieden werden muss. Zudem ist es wichtig, typische krautige Wiesenpflanzen (Ampfer, Wegerich, Brennnessel etc.) und standorttypische Gehölze (u. a. Weiden, Espen, Linden) im Umfeld zu fördern, die Unterhaltung zu extensivieren und wichtige Kulturpflanzen mit Nektarangebot in der Peripherie der Blühstreifen anzupflanzen (u. a. Sommerflieder, Geißblatt, Obstgehölze, Frühblüher, Herbstastern, vgl. auch Abb. 23-25).



Abb. 7: Vielfältig aufgebauter Blühstreifen (© Elke Blumberg).

### **Blühstreifen und ihre Potenziale für Schmetterlinge**

Schmetterlinge sind in vielfältiger Art und Weise auf Blütenpflanzen angewiesen. Zum einen dienen sie als Fraß- und Entwicklungspflanzen, zum anderen nutzen viele Falterarten das Nektarangebot. Die Bindungen sind dabei unterschiedlich eng. So gibt es beispielsweise zahlreiche Tagfalter (Diurna), Blutströpfchen (Zygaenidae), Schwärmer (Sphingidae) und Eulenfalter (Noctuoidea), die stark auf das Nektarangebot von Blütenpflanzen angewiesen sind. In erster Linie ist aber für viele Arten die Kombination von Fraß- und Nektarpflanzen von Bedeutung. In Tab. 2 sind für

einige, häufiger im urbanen Bereich vorkommende Schmetterlingsarten wesentliche Fraßpflanzen aufgeführt. Dabei wird in der Bemerkungsspalte unterschieden, ob diese angesät werden sollten oder ob es wichtig ist, dass Unterhaltungsregime im Umland anzupassen, um die jeweiligen Wiesenpflanzen zu fördern. Zudem werden Baumarten aufgeführt, die als Ergänzung im näheren Umfeld vorhanden sein oder gepflanzt werden sollten. Daneben können v. a. gelb-, rot- und blaubühende Nektarpflanzen angebaut werden (u. a. Phlox, Sommerflieder, Grasnellen, Ackerwitwenblumen). Diese müssen eine Tracht von Frühjahr bis in den Herbst hinein bieten.

Tab 2: Schmetterlingsarten, die verbreiteter in Blühstreifen nachweisbar sind, wesentliche Fraßpflanzen und Hinweise zu deren Förderung bzw. Ansaat (Nomenklatur nach www.lepiforum.org und geordnet nach KOCH 1991).

Nr. in KOCH (1991)	Artname	Wesentliche Fraßpflanzen	Anlage von Blühstreifen bzw. Begleitmaßnahmen
1,001	<i>Papilio machaon</i> (Linnaeus, 1758)	Wilde Möhre, Fenchel, Wiesen-Kümmel, Kleine Bibernelle, Giersch	Ansaat
1,005	<i>Aporia crataegi</i> (Linnaeus, 1758)	Weißdorn, Schlehe, Vogelbeere, Obstbäume	Umgebungsgehölze pflanzen
1,006	<i>Pieris brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	Kreuzblütler, wie Acker-Senf, Kapuzinerkresse, Raps, Gemüsekohl, Rauke	Ansaat
1,007	<i>Pieris rapae</i> (Linnaeus, 1758)	Kreuzblütler, wie Steinkraut, Rauke, Hederich, Kohl	Ansaat
1,008	<i>Pieris napi</i> (Linnaeus, 1758)	Kreuzblütler, wie Kresse, Wiesenschaumkraut, Kohllarten	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,009	<i>Pontia daplidice</i> (Linnaeus, 1758)	Reseda, Rauke, Steinkraut	Ansaat
1,010	<i>Anthocharis cardamines</i> (Linnaeus, 1758)	Wiesenschaumkraut, Knoblauchrauke, Gänsekresse	Ansaat bzw. Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,011	<i>Gonepteryx rhamni</i> (Linnaeus, 1758)	Faulbaum	Umgebungsgehölze pflanzen
1,013	<i>Colias hyale</i> (Linnaeus, 1758)	Hufeisenklee, Hornklee, Hopfenklee, Saat-Luzerne, Rotklee	Ansaat
1,022	<i>Melanargia galathea</i> (Linnaeus, 1758)	Süßgräser, wie Lieschgras, Trespe	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,035	<i>Aphantopus hyperantus</i> (Linnaeus, 1758)	Süßgräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,037	<i>Maniola jurtina</i> (Linnaeus, 1758)	Süßgräser, wie Rispengräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,038	<i>Hyponophele lycaon</i> (Rottemburg, 1775)	Süßgräser, wie Schmielen und Rispengräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,041	<i>Coenonympha arcania</i> (Linnaeus, 1761)	Süßgräser, wie Perlgras, Schaf-Schwingel, Wolliges Honiggras	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,042	<i>Coenonympha pamphilus</i> (Linnaeus, 1758)	Süßgräser, wie Kamm- und Rispengräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,046	<i>Limenites camilla</i> (Linnaeus, 1764)	Heckenkirsche, Geißblatt	Umgebungsgehölze pflanzen
1,049	<i>Vanessa atalanta</i> (Linnaeus, 1758)	Brennnessel	Aufkommen dulden
1,050	<i>Vanessa cardui</i> (Linnaeus, 1758)	Distel, Klette, Brennnessel	Aufkommen dulden
1,051	<i>Aglais io</i> (Linnaeus, 1758)	Brennnessel	Aufkommen dulden
1,052	<i>Aglais urticae</i> (Linnaeus, 1758)	Brennnessel	Aufkommen dulden
1,053	<i>Nymphalis polychloros</i> (Linnaeus, 1758)	Obstbäume (Rosengewächse), Pappel, Weide	Umgebungsgehölze pflanzen
1,056	<i>Polygonia c-album</i> (Linnaeus, 1758)	Brennnessel, Stachel- und Johannisbeere, Ulme, Weide, Hasel	Brennnessel dulden, Umgebungsgehölze pflanzen

Nr. in KOCH (1991)	Artname	Wesentliche Fraßpflanzen	Anlage von Blühstreifen bzw. Begleitmaßnahmen
1,057	<i>Araschnia levana</i> (Linnaeus, 1758)	Brennnessel	Aufkommen dulden
1,060	<i>Melitaea cinxia</i> (Linnaeus, 1758)	Wegerich, Habichtskräuter	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,065	<i>Melitaea athalia</i> (Rottemburg, 1775)	Wegerich, Wachtelweizen, Ehrenpreis	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern (ggf. Ansaat)
1,069	<i>Boloria selene</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	Veilchenarten	Ansaat
1,072	<i>Boloria dia</i> (Linnaeus, 1767)	Veilchenarten, Brombeere, Himbeere	Ansaat, Sträucher dulden
1,074	<i>Brenthis ino</i> (Rottemburg, 1775)	Mädesüß, Wiesenknopf	Ansaat
1,076	<i>Issoria lathonia</i> (Linnaeus, 1758)	Stiefmütterchen und Veilchen, Ochsenzunge, Esparsette	Ansaat
1,081	<i>Argynnis paphia</i> (Linnaeus, 1758)	Veilchenarten	Ansaat
1,091	<i>Lycaena virgaureae</i> (Linnaeus, 1758)	Sauerampfer	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,092	<i>Lycaena dispar</i> (Haworth, 1802)	Sauerampfer, Flussampfer	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern, angepasste Unterhaltung an Gewässern
1,093	<i>Lycaena hippothoe</i> (Linnaeus, 1761)	Sauerampfer, Wiesen-Knöterich	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,094	<i>Lycaena alciphron</i> (Rottemburg, 1775)	Sauerampfer	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,095	<i>Lycaena phlaeas</i> (Linnaeus, 1761)	Sauerampfer, Dost	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern, ggf. Ansaat
1,096	<i>Lycaena tityrus</i> (Poda, 1761)	Sauerampfer, Besenginster	Wiesenkräuter und Gehölze durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,098	<i>Cupido minimus</i> (Fuesslin, 1775)	Wundklee, Kronwicke, Steinklee	Ansaat
1,100	<i>Plebejus argus</i> (Linnaeus, 1758)	Hornklee, Hauhechel, andere Kleearten	Ansaat
1,101	<i>Plebejus idas</i> (Linnaeus, 1761)	Steinklee, Klee, Esparsette, Besenginster	Ansaat
1,106	<i>Aricia agestis</i> (Denis & Schiffermüller, 1775)	Reiher- und Storchschnabel,	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,108	<i>Polyommatus icarus</i> (Rottemburg, 1775)	Kleearten, Hauhechel	Ansaat
1,110	<i>Polyommatus amandus</i> (Schneider, 1792)	Vogel-Wicke	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,116	<i>Cyaniris semiargus</i> (Rottemburg, 1775)	Wund-, Rot- und Steinklee	Ansaat
1,122	<i>Celastrina argiolus</i> (Linnaeus, 1758)	Faulbaum, Kreuzdorn	Umgebungsgehölze pflanzen

Nr. in KOCH (1991)	Artname	Wesentliche Fraßpflanzen	Anlage von Blühstreifen bzw. Begleitmaßnahmen
1,133	<i>Heteropterus morpheus</i> (Pallas, 1771)	Sumpf-Reitgras	Angepasste Unterhaltung an Gewässern
1,136	<i>Thymelicus lineola</i> (Ochsenheimer, 1808)	Süßgräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,138	<i>Thymelicus sylvestris</i> (Poda, 1761)	Süßgräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,139	<i>Ochlodes sylvanus</i> (Esper, 1777)	Süßgräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
1,140	<i>Hesperia comma</i> (Linnaeus, 1758)	Süßgräser	Umgebungspflanzen durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,004	<i>Adscita stacies</i> (Linnaeus, 1758)	Ampfer	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,014	<i>Zygaena filipendulae</i> (Linnaeus, 1758)	Hornklee	Ansaat
2,015	<i>Zygaena trifolii</i> (Esper, 1783)	Hornklee	Ansaat
2,054	<i>Phragmatobia fuliginosa</i> (Linnaeus, 1758)	Krautige Pflanzen	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,057	<i>Spilarctia lutea</i> (Hufnagel, 1766)	Brennnessel, Wegerich, Sauerampfer, Löwenzahn	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern, lokale Duldung von Brennnesseln
2,058	<i>Spilosoma lubricipeda</i> (Linnaeus, 1758)	Brennnessel, Taubnessel, Knöterich, Ampfer, Löwenzahn	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,059	<i>Spilosoma urticae</i> (Esper, 1789)	Ampfer, Brennnessel, Taubnessel, Knöterich, Löwenzahn	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,061	<i>Diaphora mendica</i> (Clerck, 1759)	Löwenzahn, Brennnessel, Taubnessel, Ampfer, Wegerich	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,062	<i>Diacrisia purpurata</i> (Linnaeus, 1758)	Labkraut, Beifuß, Heidekraut	partiell Ansaat
2,066	<i>Arctia caja</i> (Linnaeus, 1758)	Heidelbeere, Himbeere, Schlehe, Geißblatt	Umgebungsgehölze pflanzen
2,069	<i>Callimorpha dominula</i> (Linnaeus, 1758)	Brennnessel, Taubnessel, Vergißmeinnicht, Weide, Himbeere, Geißblatt	Wiesenkräuter und Gehölze durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,071	<i>Tyria jacobaeae</i> (Linnaeus, 1758)	Jakobs-Kreuzkraut	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,122	<i>Agrius convolvuli</i> (Linnaeus, 1758)	Acker-Winde	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,123	<i>Sphinx ligustri</i> (Linnaeus, 1758)	Liguster, Schneeball, Flieder	Umgebungsgehölze pflanzen
2,124	<i>Sphinx pinastri</i> (Linnaeus, 1758)	Kiefer	Umgebungsgehölze pflanzen

Nr. in KOCH (1991)	Artname	Wesentliche Fraßpflanzen	Anlage von Blühstreifen bzw. Begleitmaßnahmen
2,125	<i>Mimas tiliae</i> (Linnaeus, 1758)	Linde, Birke, Ulme, Obstbäume	Umgebungsgehölze pflanzen
2,126	<i>Smerinthus ocellata</i> (Linnaeus, 1758)	Weide, Pappel, Schlehe, Obstbäume	Umgebungsgehölze pflanzen
2,127	<i>Laothoe populi</i> (Linnaeus, 1758)	Weide, Pappel, Espe	Umgebungsgehölze pflanzen
2,129	<i>Hemaris fuciformis</i> (Linnaeus, 1758)	Geißblatt	Umgebungsgehölze pflanzen
2,131	<i>Proserpinus proserpina</i> (Pallas, 1772)	Nachtkerze, Weidenröschen	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern, ggf. Ansaat
2,132	<i>Macroglossum stellatarum</i> (Linnaeus, 1758)	Labkräuter	Ansaat
2,133	<i>Hyles euphorbiae</i> (Linnaeus, 1758)	Zypressen-Wolfsmilch	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime fördern
2,134	<i>Hyles gallii</i> (Rottemburg, 1775)	Weidenröschen	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime und angepasste Gewässerunterhaltung fördern
2,136	<i>Deilephila elpenor</i> (Linnaeus, 1758)	Weidenröschen, Labkraut	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime und angepasste Gewässerunterhaltung fördern
2,137	<i>Deilephila porcellus</i> (Linnaeus, 1758)	Labkraut, Weidenröschen	Wiesenkräuter durch angepasstes Pflegeregime und angepasste Gewässerunterhaltung fördern

Im Folgenden sollen einige, detailliertere Aussagen zu den autökologischen Ansprüchen häufiger Schmetterlingsarten im urbanen Bereich getroffen werden, die durch Blühstreifen gefördert werden können.

Unsere häufigsten Nymphaliden, der Kleine Fuchs [*Aglais urticae* (Linnaeus, 1758)], das Tagpfauenauge [*Aglais io* (Linnaeus, 1758)] und der C-Falter [*Polygonia c-album* (Linnaeus, 1758)] fressen als Raupe an Brennnesseln (Abb. 8 - 10).

Die Arten überwintern als Imagines und benötigen v. a. eine spätblühende Tracht, wie sie beispielsweise Herbst-Astern liefern. Den C-Falter findet man häufig im Herbst zusammen mit dem Admiral [*Vanessa atalanta* (Linnaeus, 1758)] an überreifen Früchten im Bereich von Streuobstwiesen. Werden Blühstreifen im Verbund mit Streuobstwiesen angelegt, pflanzt man zudem spätblühende Kräuter an und lässt Brennnesselhorste stehen, so können diese Arten teils deutlich gefördert werden.



Abb. 8: Kleiner Fuchs (*Aglais urticae*) (© Volker Thiele).



Abb. 9: Tagpfauenauge (*Aglais io*) (© Volker Thiele).



Abb. 10: C-Falter (*Polygonia c-album*) (© Volker Thiele).

Hauhechel-Bläuling [*Polyommatus icarus* (Rottemburg, 1775)] und Kleiner Feuerfalter [*Lycaena phlaeas* (Linnaeus, 1761)] fliegen oft in ähnlichen Offenlandbiotopen, die feuchter oder trockener sein können (Abb. 11 und 12). Frisst erstgenannte Art vornehmlich an Fabaceen, insbesondere an Horn- und Rot-Klee, so bevorzugen die Raupen des Kleinen Feuerfalters Ampferarten. Beide Arten saugen gern an verschiedenen Blütenpflanzen, mit deren Anbau man als Blühstreifen ihr stetes Vorkommen unterstützen kann.

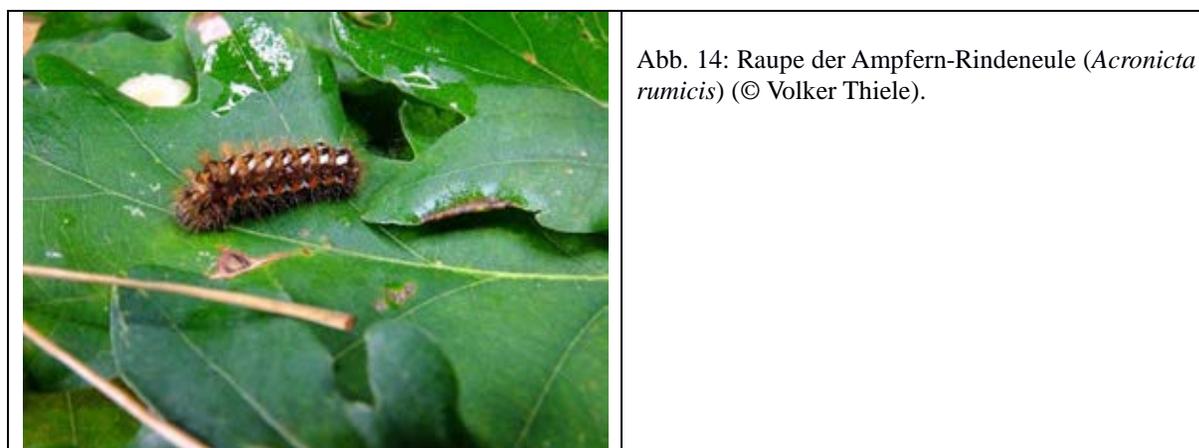
Von Hornklee ernähren sich auch verschiedene Blutströpfchenarten (Abb. 13). Die schwarz-rote Färbung der Imagines ist als Warnung für

Fressfeinde zu verstehen, lagern doch die Raupen über die Fraßpflanzen Blausäureglycoside ein. Diese schützen dann nicht nur die Raupen und später die Imagines, sondern dienen auch der Anlockung der Weibchen, so sie vom Männchen abgegeben werden. Bei der Bildung von Chitin für das Exoskelett bilden die Blausäureglycoside eine wichtige Stickstoffquelle (SPOHN & SPOHN 2015). Der Hornklee spielt für diese Arten somit sowohl für ihre Vitalität als auch für die Erhöhung der individuellen Überlebenswahrscheinlichkeit eine entscheidende Rolle. Er sollte in Saatgutmischungen für sonnige und trockenere Standorte enthalten sein. Hornklee ist eine Warmkeimer und läuft erst im späten Frühjahr auf.



Wegericharten sind häufig auf Grünflächen im urbanen Gebiet anzutreffen und sollten innerhalb eines Pflegeregimes nicht bekämpft werden. Daran fressen einige Eulenfalter, wie die Ampfern-Rindeneule [*Acrionicta rumicis* (Linnaeus, 1758), Abb. 14]. Auch hier scheinen die Giftstoffe der

Pflanze (Iridoidglycoside) den Raupen wichtiger zu sein als ihre fraßhemmende Wirkung. So ist bekannt, dass die Stoffe bei Verletzung von Zellen die Schimmelbildung verhindern, was für die Raupen u. U. von entscheidender Bedeutung ist (SPOHN & SPOHN 2015).



An eher trockenen, aber blütenreichen Stellen finden sich vielfach der Blutbär [*Tyria jacobaeae*, (Linnaeus, 1758)] und einige Schwärmerarten (Sphingidae) ein. Der Blutbär saugt oft als Imago am Jakobs-Kreuzkraut und lebt als Raupe ebenda (Abb. 15 und 16). Wie bei den Zygaenen nimmt die auffällig gestreifte Raupe über die giftige Pflanze toxische Alkaloide auf. Der Falter kann sich relativ gemächlich fliegend fortbewegen, da auch er

dadurch zumindest eine Ekelwirkung auf seine Fressfeinde ausübt. In Blühstreifen trockener Standorte sollte das Jakobs-Kreuzkraut somit nicht exzessiv bekämpft werden, auch wenn es für Weidetiere giftig ist.

Zahlreiche Schwärmerarten (Sphingidae) sind auf den Nektar von Blütenpflanzen angewiesen. Sie saugen entweder am Tage oder in der Dämmerung an vornehmlich rot-, blau- und gelbblühenden

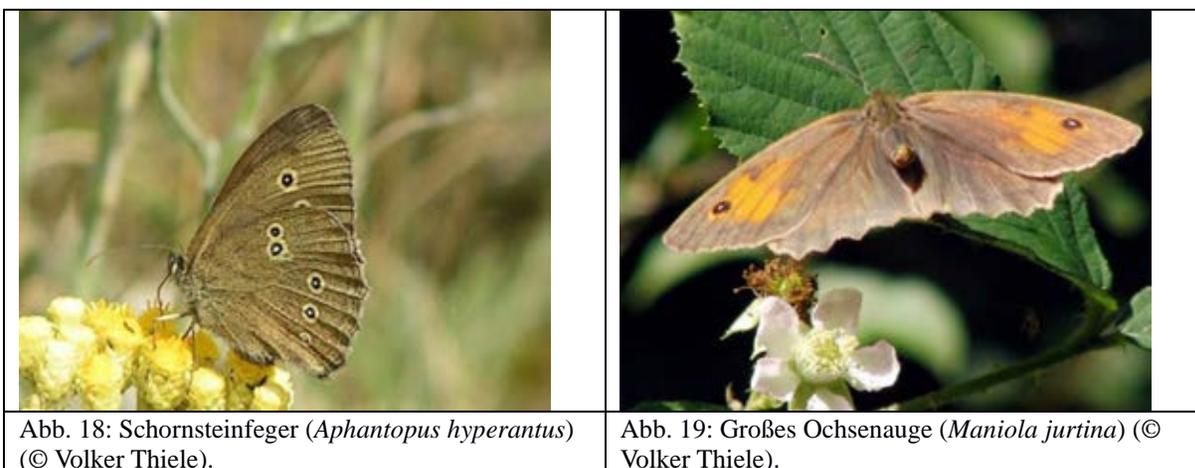
Pflanzen. Beispielsweise bevorzugt das sehr langrüsslige Taubenschwänzchen [*Macroglossum stellatarum* (Linnaeus, 1758)] Ziest, Phlox, Klee, Tabak, Lavendel, Geißblatt und Sommerflieder. Seine Eier legt es zumeist an Labkräutern ab. Der Windenschwärmer [*Agrius convolvuli*, (Linnaeus, 1758)] „steht“ in der Dämmerung häufig vor Tabak- und Phloxblüten, wohingegen der seltene Hummelschwärmer [*Hemaris fuciformis* (Linnaeus, 1758)] Phlox, Lichtnelken, Salbei, Lungenkraut und Natternkopf bevorzugt. Der europäisch geschützte

Nachtkerzenschwärmer (*Proserpinus proserpina*, (Pallas, 1772)) wird von Nelken, Geißblatt und den stark riechenden Jasmin- und Natternkopfb Blüten angelockt. Beim Wolfsmilchschwärmer [*Hyles euphorbiae* (Linnaeus, 1758), Abb. 17] und beim Labkrautschwärmer [*Hyles gallii*, (Rottemburg, 1775)] spielen Nachtkerze, Natternkopf, Weidenröschen, Tabak und Lichtnelken eine besondere Rolle. Damit wird schon ein breites, bevorzugtes Pflanzenspektrum für Blühstreifen deutlich.



Der Schornsteinfeger [*Aphantopus hyperantus* (Linnaeus, 1758), Abb. 18] und das Große Ochsenauge [*Maniola jurtina* (Linnaeus, 1758), Abb. 19] bevorzugen offene, zumeist leicht feuchte Standorte, wie etwa Waldränder, frische Wiesen und Randbereiche von Mooren. Sie sind weit verbreitet und kommen häufig auch in Gärten vor.

Die Raupen ernähren sich über eine längere Zeit von Gräsern und benötigen Stellen mit langem, nicht gemähtem Gras. Ihr Vorkommen in Blühstreifen ist also mehr an ein standörtlich differenziertes Pflegemanagement gebunden. Sie saugen gern an blühenden Brombeersträuchern.



Der Aurorafalter [*Anthocharis cardamines* (Linnaeus, 1758)] legt seine Eier an Wiesenschaumkräutern ab, an denen er auch Nektar saugt (Abb. 20). Solche Wiesenelemente findet man an feuchten Stellen. Da er aber auch Knoblauchsrauke nicht verschmäht, kann man ihn im Bereich von Blühstreifen im Frühjahr beobachten. Er fliegt zumeist im Verein mit dem Zitronenfalter [*Gonepteryx rhamni* (Linnaeus, 1758)] und dem Faulbaumbläuling [*Celastrina argiolus*, (Linnaeus, 1758)], deren Raupen an

Faulbaum und Kreuzdorn fressen (Abb. 21). Werden Blühstreifen an Ökotonen zu Gehölzstreifen angelegt, so ist die Chance groß, dass man alle drei Arten zu Gesicht bekommt. Noch feuchter möchte es der Mädesüß-Perlmutterfalter [*Brenthis ino* (Rottemburg, 1775)] haben. Er besiedelt feuchte Hochstaudenfluren, Grabenränder mit Hochstauden und Moorkomplexe (Abb. 22). Seine Eier legt der Perlmutterfalter zumeist an Pflanzen vom Echten Mädesüß ab. Dabei ist er von den Löchern eines Blattkäfers

abhängig, da nur durch diese das Weibchen die Eier auf der Blattunterseite positionieren kann (SPOHN & SPOHN 2015). Der Falter saugt an Witwenblumen, Disteln, Flockenblumen und ist äußerst

mähempfindlich. Will man ihn an Ökotonstandorten zu Hochstaudenfluren mit Blühstreifen bevorteilen, so spielt das Unterhaltungsregime (keine Mahd auf Entwicklungsflächen) eine besondere Rolle.



### Danksagung

Einige Ausführungen beruhen auf einer vom World Wide Fund For Nature (WWF) geförderten und vom Institut biota Bützow bearbeiteten „Konzeptstudie zur Förderung der biologischen Vielfalt auf kommunalen Flächen im Biosphärenreservat Schaalsee“ (vgl. THIELE, GOTTELT-TRABANDT & MEHL 2021). Die Autoren danken dem WWF, insbesondere Frau Dr. Kuczyk und Herrn Dr. Witthuhn für die Unterstützung.

### Literatur

**BUND** (2020): Insekten schützen leicht gemacht! – Anleitung für Kommunen und Wildnisliebhaber. – Bund für Umwelt und Naturschutz e. V., Friends of the earth Germany, URL: <https://www.bund.net/service/publikationen/detail/publication/insekten-schuetzen-leicht-gemacht/>, Download am 03.11.2020.

**DStGB** (2020): Insektenschutz in der Kommune – Deutscher Städte- und Gemeindebund (Hrsg.), Dokumentation No. 155, 44 S.

**GOULSON, D., LYE, G. C. & DARVILL, B.** (2007): Decline and Conservation of Bumble Bees – Annual Review of Entomology **53**: 191-208.

**GOULSON, D.** (2021): Bienenweide und Hummelparadies. Eine praktische Anleitung für Bienenliebhaber. – München: Carl Hanser Verlag GmbH & Co. KG, 351 S.

**HALLMANN, C. A., SORG, M., JONGEJANS, E., SIEPEL, H., HOFLAND, N., SCHWAN, H., STENMANS, W., MÜLLER, A., SUMSER, H., HÖRREN, T., GOULSON, D. & DE KROON, H.** (2017): More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas – PLoS ONE **12** (10), 21 S.

**HANSJÜRGENS, B., SCHRÖTER-SCHLAACK, C. & SETTELE, J.** (2018): Zur ökonomischen Bedeutung der Insekten und ihrer Ökosystemleistungen – Natur und Landschaft **94** (6+7): 230-235.

**KOCH, M.** (1991): Wir bestimmen Schmetterlinge. Ausgabe in einem Band, bearbeitet von W. Heinicke. – Leipzig, Radebeul (Neumann Verlag), 792 S.

**KOMMIO & DUH** (2018): Handlungsfelder für mehr Natur in der Stadt – Kommunen für biologische Vielfalt e. V., Deutsche Umwelthilfe e. V. (Hrsg.), 44 S.

**LEPIFORUM** (2021): Bestimmung von Schmetterlingen und ihren Präimaginalstadien. – Lepiforum e. V. URL: <https://lepiforum.org/>, abgerufen am 06.10.2021.

**LYONS, K.** (2017): UK butterflies worst hit in 2016 with 70 % of species in decline, study finds – The Guardian, 2. April 2017.

**NEBELUNG, B.** (2021a): Was blüht denn da? Typische Pflanzen innerhalb eines Blühstreifens. – Bruno Nebelung GmbH.

URL: <https://www.wildackersaaten.de/typische-pflanzen-im-bluehstreifen/> Download am 08.11.2021.

**NEBELUNG, B.** (2021b): Wildacker Welt. Blühstreifen anlegen und pflegen. – Bruno Nebelung GmbH.

URL: <https://www.wildackersaaten.de/bluehstreifen-anlegen-pflegen/> Download am 16.08.2021.

**SETTELE, J.** (2021): Die Triple Krise. Artensterben, Klimawandel, Pandemien – Warum wir dringend handeln müssen. – Hamburg: Edel Books, 319 S.

**SPOHN, M. & SPOHN, R.** (2015): Blumen und ihre Bewohner. Der Naturführer zum reichen Leben an Garten und Wildpflanzen. – Bern: Haupt-Verlag, 304 S.

**SRU** (2018): Für einen flächenwirksamen Insektenschutz – Stellungnahme – Sachver-

ständigerrat für Umweltfragen, Beirat für Biodiversität und Genetische Ressourcen beim Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (Hrsg.), 54 S.

**THIELE, V., LUTTMANN, A., HOFFMANN, T., SCHUHMACHER, S. & BLUMRICH, B.** (2016): Bestandsdynamik von Moorschmetterlingen in Mecklenburg-Vorpommern über 125 Jahre. Anthropogen und klimatisch bedingte Ursachen der Bestandsschwankungen tyrphobionter und -philer Arten – Naturschutz und Landschaftsplanung **48** (7): 227-233.

**THIELE, V., GOTTELT-TRABANDT, C & MEHL, C.** (2021). Konzeptstudie zur Förderung der biologischen Vielfalt auf kommunalen Flächen im Biosphärenreservat Schaalsee. – Institut biota GmbH Bützow im Auftrage des WWF Deutschland, 57 S. (unveröffentlicht).

**UrbanNBS-Team** (2020): Mehr biologische Vielfalt in Städten und Gemeinden – Eine Arbeitshilfe zur Erstellung kommunaler Biodiversitätsstrategien. – UrbanNBS-Team (Hrsg.).

URL:[https://www.ioer.de/fileadmin/internet/IOER\\_Projekte/PDF/FB\\_L/urbannbs/UrbanNBS\\_Arbeitshilfe\\_Kommunale\\_Biodiversitaetsstrategien.pdf](https://www.ioer.de/fileadmin/internet/IOER_Projekte/PDF/FB_L/urbannbs/UrbanNBS_Arbeitshilfe_Kommunale_Biodiversitaetsstrategien.pdf), Download am 06.01.2021.

**VANBERGEN, A. J.** (2013): Threats to an ecosystem service: pressures on pollinators – *Frontiers in Ecology and the Environment* **11** (5): 251-259.



Abb. 23: Blühender Feldrain auf dem Boiensdorfer Werder in der Wismarbucht.



Abb. 24: Weidenkätzchen sind im Frühjahr eine wichtige Tracht.



Abb. 25: Das Taubenschwänzchen *Macroglossum stellatarum* (Linnaeus, 1758) wurde in den letzten Jahren des Öfteren als Besucher der Blühstreifen beobachtet.

**Anschriften der Verfasser:**

Dr. Volker Thiele  
E-Mail: [volker.thiele@institut-biota.de](mailto:volker.thiele@institut-biota.de)

Dipl.-Geogr. Christian Gottelt-Trabandt  
E-Mail: [christian.gottelt-trabandt@institut-biota.de](mailto:christian.gottelt-trabandt@institut-biota.de)

M. Sc. Conny Mehl  
E-Mail: [conny.mehl@institut-biota.de](mailto:conny.mehl@institut-biota.de)

biota-Institut für ökologische Forschung und  
Planung GmbH  
Nebelring 15  
D-18246 Bützow  
[www.institut-biota.de](http://www.institut-biota.de)

## Blühflächen-Monitoring auf NNE-Flächen im UNESCO-Biosphärenreservat Schaalsee – Kontrollergebnisse 2019/2020 (Insecta: Auchenorrhyncha, Diptera: Syrphidae, Heteroptera, Lepidoptera, Orthoptera)

MATHIAS HIPPKE & UWE DEUTSCHMANN

### Einleitung

Der Rückgang der Biodiversität in unserer mitteleuropäischen Kulturlandschaft wird seit wenigen Jahren immer augenfälliger. Sie ist mittlerweile durch die sogenannte „Krefelder Studie“ wissenschaftlich belegt und dadurch nun auch im Fokus der Medien. Die Dimensionen und Auswirkungen des Insektenrückgangs sind dadurch auch in der Bevölkerung und der Politik angekommen und verlangen nach Maßnahmen.

Die Studie belegt einen dramatischen Rückgang, insbesondere der Fluginsekten, so z. B. auch der Schwebfliegen, um bis zu 75 % in den letzten 30 Jahren. Viele genauere Ursachen, Hintergründe und Konsequenzen sind noch nicht bekannt und bedürfen eingehender Untersuchung. Einige Faktoren hierbei sind sicherlich die Monotonisierung der Landschaft, der Einsatz neuartiger Pflanzenschutzpräparate (z.B. Neonikotinoide) sowie der Mangel an blühenden Landschaftselementen, wie beispielsweise artenreichen Wiesen, Brachen und Feldsäumen.

Um einen kleinen ersten Beitrag zur Förderung der Biodiversität zu liefern, wurde im Herbst 2018 im UNESCO-Biosphärenreservat Schaalsee mit der Einsaat von Blühflächen auf Flurstücken im Eigentum des Landes, aber auch auf Privatgrundstücken begonnen. In den folgenden Jahren 2019 und 2020 wurden dann in der Vegetationsperiode zwischen April und September mehrere Blühflächen sowie Kontrollflächen untersucht. Letztere sollen allerdings nicht Gegenstand dieser Publikation sein.

Ziel der Untersuchungen war die Erhebung von Grundlegenden Daten sowie um einen ersten Eindruck des naturschutzfachlichen Wertes zu bekommen, den die Anlage von Blühstreifen bewirken.

### Untersuchungsgebiete

Um die Wirkung des Projektes „Biosphäre blüht“ einschätzen zu können, wurden in der Kartiersaison 2019 auf drei Blühflächen im Biosphärenreservat Schaalsee entomologische Untersuchungen durchgeführt und diese im Jahr 2020 wiederholt.

#### Blühfläche Nr. 1: Boizer Sack

Das Gebiet „Boizer Sack“ (Abb. 1) ist eine Restfläche, die vor 2019 einer intensiven landwirtschaftlichen Nutzung unterlag, u.a. als Maisacker. Diese NNE-Fläche von ca. 0,25 ha liegt

in der Zuständigkeit des Biosphärenreservatsamtes Schaalsee-Elbe.



Abb. 2: Blühfläche „Boizer Sack“.

In der im Jahr 2018 auf die Fläche aufgetragenen Saat, die das Biosphärenreservat zur Verfügung gestellt hatte, befand sich keine Kamillensaat. Der stark eutrophierte Boden enthielt jedoch noch so viel Kamillensamen aus den Vorjahren, dass nach deren Aufgehen 2019 ein geschlossener Bestand der Echten Kamille entstand. Dieser Aspekt unterdrückte auf fast der gesamten Fläche den Aufwuchs der gewünschten Blütenpflanzen.



Abb. 2 Dominanter Kamillenbestand im ersten Jahr (14.06.2019).

Erst nach dem Abblühen der Kamille bekamen die Jungpflanzen der Blühflächensaat Licht und Platz zum Wachsen.

Auf Grund des dichten Kamille-Bestandes konnte nur an den noch freien offenen Stellen am Rande der Fläche gekäschert und geklopft werden. Zu

Beginn des Jahres 2020 waren die Kamille-Bestände weitgehend zurückgedrängt. Süßgräser, aber auch weitere Aussaatpflanzen sowie Disteln und Schafgarbe bekamen die Möglichkeit zum Aufwachsen und Blühen (Abb. 3). Durch die Mahd 2019 wurde die Fläche etwas ausgehagert und dadurch auch artenreicher. Leider wurde das Gebiet Boizer Sack bereits Anfang September 2020 gemäht, in einer Zeit, in der die Heuschrecken die größte Aktivität zeigen und auch noch zahlreiche Tagfalter auf den Nektar angewiesen sind.



Abb. 3: Blühfläche Boizer Sack am 20.07.2020.

#### Blühfläche 2: Kunstraum Testorf

Es handelt sich um eine Blühfläche in privater Hand mit einer Größe von etwa 0,25 ha (Abb. 9).



Abb. 4: Blühfläche Kunstraum Testorf.

Mit viel Eigeninitiative und Interesse haben die Eigentümer des „Kunstraum Testorf“ Frau Anke Meixner und Herr Ulrich Rudolph mit Unterstützung des Biosphärenreservates aus einem ehemaligen Acker eine Blühfläche auf ihrem Grundstück angelegt.

Die gesamte Fläche war zu Beginn der Vegetationsperiode 2019 begrünt. Bis Mitte Juni hatte sich die Vegetation so stark entwickelt, dass die Fläche an eine blütenreiche Ruderalfläche mit entsprechender Insektenfauna erinnerte. Leider war der Anteil der Echten Kamille, deren Samen nicht Bestandteil der Saatpflanzenmischung war (25 Arten), sehr hoch. Das Käschern oder Abklopfen

der Blütenpflanzen zum Auffinden von Wanzen, Schwebfliegen und Zikaden war deshalb nur an den Randbereichen oder an offenen Stellen der Blühfläche möglich.



Abb. 5: Bunter Blühaspekt am 17.06.2019.

Das Frühjahr 2020 zeigte auf der Fläche den zu erwartenden Erfolg. Die Kamillenpflanzen waren weitgehend durch die Aussaatpflanzen der Wildblumenmischung zurückgedrängt; die nun das Bild bestimmten (Abb. 6).



Abb. 6: Blühfläche Kunstraum Testorf im zweiten Jahr, am 23.07.2020. In beiden Jahren ein „Eldorado“ für Blüten besuchende Insekten.



Abb. 7: Uwe Deutschmann beim Käschern am 17.09.2020.

### Blühfläche 5: Klein Salitz

Die NNE-Fläche Klein Salitz von 2,0 ha Größe des Biosphärenreservates Schaalsee (Abb. 8) ist an einen lokalen Landwirt verpachtet. Die Aussaatmischung bestand aus 38 verschiedenen Wildpflanzenarten. Inmitten dieser Ansaatfläche befand sich eine Kontrollfläche von 0,5 ha.



Abb. 8: Untersuchungsfläche Klein Salitz (blau umrandet).

Das Gebiet vermittelte bereits ab April 2019 einen „insektenfreundlichen“ Eindruck. Sehr zeitig flogen auf dieser Fläche Aurorafalter und Zitronenfalter. Die Gesamtfläche war gleichmäßig begrünt. In den nächsten Wochen und Monaten entwickelte sich ein reichhaltiges Blühpflanzenangebot für viele Insektengruppen.

Die Fläche bestand aus einer blütenreichen Wiese mit Hochstauden und einem relativ sandigen und nährstoffarmen Bereich.

Leider wirkte sich die verfrühte Mahd Mitte Juli 2020 negativ auf das Untersuchungsergebnis aus, da dadurch der üppige Blühaspekt aus Disteln etc. beseitigt wurde (Abb. 9 und 10). Ab Mitte September war zwar Neuaufwuchs zu beobachten, der jedoch kaum noch eine Attraktivität für blütenbesuchende Insekten besaß (Abb. 11).



Abb. 9: Blühfläche Klein Salitz am 03.07.2020.



Abb. 10: Die frisch gemähte und beräumte „Blühfläche“ Klein Salitz am 20.07.2020.



Abb. 11: Kartierer am Werk. V.r.n.l. Rolf Ludwig, Eduard Ludwig und Uwe Deutschmann, zwei Monate später, am 17.09.2020.

### **Methoden**

Folgende Insektengruppen wurden auf den Blühflächen untersucht:

- Schwebfliegen (Diptera: Syrphidae) durch M. Hippke
- Heuschrecken (Orthoptera) durch M. Hippke, Rolf Ludwig und Eduard Ludwig
- „Tagfalter“ (Lepidoptera) durch U. Deutschmann
- Wanzen (Heteroptera) durch U. Deutschmann
- Zikaden (Auchenorrhyncha) durch U. Deutschmann.
- Wildbienen (Apoidea) wurden zeitgleich in zwei separaten Monitoring-Gutachten von Norbert Voigt (Kiel) auf diesen Flächen erfasst und bearbeitet. Sie sind aber nicht Bestandteil dieser Publikation.

Zur besseren Vergleichbarkeit der Ergebnisse wurde die Erfassung und Bewertung möglichst standardisiert und nach folgender Methodik durchgeführt:

- Die Aufnahmen wurden mindestens einmal im Monat von April bis September von 11.00 bis ca. 16.00 Uhr durchgeführt; bei günstiger Witterung mit wenig Wind und einer Temperatur von etwa

20 °C. Der Aufenthalt auf jeder Beobachtungsfläche betrug etwa zwei Stunden.

- Die Erfassungen erfolgten auf den Gesamtflächen über Sichtbeobachtungen, mit Exhaustor- und Streifnetz-Kescherfängen, Handaufsammlungen, dem Klopfen von Gehölzen und bei Heuschrecken durch Verhören der Gesänge im Gelände.
- Die Erfassung der Schwebfliegenfauna erfolgte ausschließlich an sonnigen, windarmen Tagen bei mehr als 18 ° C Lufttemperatur. Die Bestimmung geschah durch Sichtbeobachtung mittels Insektenfernglas (Pentax Papilio 8,5 x 21), durch die Auswertung von Makrofotos sowie durch Kescherfang und anschließende Determination unter dem Binokular.

Verwendete Abkürzungen:

BF = Blühfläche (BF 1: Boizer Sack, BF 2: Kunstraum Tesdorf, BF 5: Klein Salitz)

BR = Biosphärenreservat

UG = Untersuchungsgebiet

Feuchtepräferenzen:

Abkürzung	Feuchtepräferenz
x	xerophil
m	mesophil
h	hygrophil

Gefährdungskategorien:

Kategorie 0	ausgestorben/verschollen
Kategorie 1	vom Aussterben bedroht
Kategorie 2	stark gefährdet
Kategorie 3	gefährdet
Kategorie 4	potenziell gefährdet
Kategorie V	Vorwarnliste
+	ungefährdet

Häufigkeitsklassen:

Klasse	Individuen (max.)
1	1
2	2-5
3	6-20
4	21-50
5	51-100
6	101-200

### Untersuchungen der Schwebfliegenfauna im Blühflächenprojekt im BR Schaalsee 2019/2020

Tab. 1: Vorkommen, maximale Häufigkeit und Stetigkeit der erfassten Schwebfliegenarten.

Die Berechnung der Stetigkeit oder Konstanz (c) gibt Auskunft, wie oft eine bestimmte Art bei den Untersuchungen in den verschiedenen, zu vergleichenden Blühflächen angetroffen wurde. Sie errechnet sich folgendermaßen:  $c = \text{Zahl der Untersuchungen, in denen die Art A aufgetreten ist} : \text{Gesamtzahl der Untersuchungen} \times 100$ . Es ergibt sich daraus ein Bild der relativen Häufigkeit und Verbreitung der Arten in bestimmten Lebensräumen, in diesem Fall von anthropogenen Blühflächen 1, 2, 5.

Art	BF 1		BF 2		BF 5		Stetigkeit (%) 2019-2020
	2019	2020	2019	2020	2019	2020	
<i>Sphaerophoria scripta</i> (Linnaeus, 1758) Gemeine Langbauchschwebfliege	6	3	5	4	5	5	100
<i>Episyrphus balteatus</i> (De Geer, 1776) Winterschwebfliege	3	2	3	4	2	4	100
<i>Eristalis tenax</i> (Linnaeus, 1758) Scheinbienen-Keilfleckschwebfliege, Mistbiene	3	2	2	2	1	2	100
<i>Syrphus ribesii</i> (Linnaeus, 1758) Große Schwebfliege		2	2	2	1	2	83,33
<i>Melanostoma mellinum</i> (Linnaeus, 1758) agg., Schwarzkopfschwebfliege		1		1	1	2	66,66
<i>Helophilus trivittatus</i> (Fabricius, 1805), Große Sumpfschwebfliege	2	1	1	2			66,66
<i>Eupeodes corollae</i> (Fabricius, 1794)	3		1	2	1		66,66
<i>Helophilus hybridus</i> Loew, 1846 Helle Sumpfschwebfliege	1		2		2	2	66,66
<i>Eristalinus sepulchralis</i> (Linnaeus, 1758) Matte Faulschlammfliege	2	1				1	50
<i>Syritta pipiens</i> (Linnaeus, 1758) Gemeine Keulenschwebfliege			2	2	2		50
<i>Eristalis intricaria</i> (Linnaeus, 1758) Hummel-Keilfleckschwebfliege	1	1	1				50
<i>Eristalis arbustorum</i> (Linnaeus, 1758) Kleine Keilfleckschwebfliege		2		3			33,33
<i>Eristalis pertinax</i> (Linnaeus, 1758) Gemeine Keilfleckschwebfliege		1		1			33,33

Art	BF 1	BF 2	BF 5	Stetigkeit
<i>Platycheirus albimanus</i> (Fabricius, 1781)	1		1	33,33
<i>Helophilus pendulus</i> (Linnaeus, 1758) Gemeine Sumpfschwebfliege		1	2	33,33
<i>Myathropa florea</i> (Linnaeus, 1758) Totenkopfschwebfliege		2	2	33,33
<i>Anasimyia contracta</i> Claußen & Torp, 1980	2			16,67
<i>Melanostoma scalare</i> (Fabricius, 1794) Matte Schwarzkopfschwebfliege		2		16,67
<i>Cheilosia spec.</i>	1			16,67
<i>Chrysogaster solstitialis</i> (Fallen, 1817) Gemeine Smaragdschwebfliege	2			16,67
<i>Sericomyia silentis</i> (Harris, 1776) Gelbband-Torfschwebfliege		1		16,67
<i>Syrphus vitripennis</i> (Meigen, 1822) Kleine Schwebfliege		1		16,67
<i>Xylota segnis</i> (Linnaeus, 1758) Gemeine Langbauchschwebfliege			1	16,67
<i>Chrysotoxum festivum</i> (Linnaeus, 1758)		1		16,67
<i>Epistrophe eligans</i> (Harris, 1780) Zweiband-Wiesenschwebfliege		2		16,67
<i>Eupeodes cf. luniger</i> (Meigen, 1822)		1		
<i>Tropidia scita</i> (Harris, 1780) Keulen-Grashalmschwebfliege	1			16,67
<i>Volucella bombylans</i> (Linnaeus, 1758) Hummel-Waldschwebfliege		1		16,67
<b>Artenzahl pro Fläche</b>	<b>9</b>	<b>14</b>	<b>15</b>	<b>13</b>
<b>Gesamtartenzahl pro Fläche</b>	<b>17</b>	<b>21</b>	<b>13</b>	

Kommentar: Es zeigte sich, dass erwartungsgemäß die im Lande sehr häufigen Arten, wie *Sphaerophoria scripta*, *Episyrphus balteatus*, *Eristalis tenax* und *Syrphus ribesii* auch hier auf den Blühflächen die Liste der häufigsten Arten anführen. Sie wurden nicht nur regelmäßig auf den Blühflächen angetroffen, sondern dominierten auch in der Individuenzahl. Das Ergebnis von 2019 wurde damit auch 2020 bestätigt.

Es wurden bei den Kontrollen im Jahr 2019 in den sechs Untersuchungsflächen insgesamt 19 Schwebfliegenarten nachgewiesen, bei der Wiederholungskartierung 2020 waren es schon 30 Arten. Beim direkten Vergleich der Blühflächen, die über zwei Jahre kontrolliert wurden, Nr.1 Boizer Sack, Nr. 2 Testorf und Nr. 5 Klein Salitz, stieg die Artenzahl von 18 auf 22 an. Sechs Arten aus 2019 konnten nicht bestätigt werden, dafür wurden 10 Arten neu nachgewiesen. Diese Beobachtung deckt sich auch mit anderen Monitoringuntersuchungen, bei denen die Anzahl der nachgewiesenen Arten in den ersten 5-10 Jahren noch kontinuierlich ansteigt.

Das Ergebnis erscheint auf den ersten Blick hin und vor dem Hintergrund von 280 in Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesenen Arten (DUTY 2012) als relativ artenarm. Dabei ist aber zu berücksichtigen, dass es sich

- um relativ kleine Flächen handelt, die
- in der „Normallandschaft“ liegen, also überwiegend an intensiv genutzte landwirtschaftliche Flächen grenzen und

- es sich hierbei fast ausschließlich um Nahrungsräume für die auf Nektarquellen angewiesenen Schwebfliegenimagines handelt, aber weniger um die eigentlichen Reproduktionslebensräume. Dies wären insbesondere Wälder und (Klein-)Gewässer. Die Eiablage und die anschließende Entwicklung der Larven aber findet damit bei den hier nachgewiesenen Arten, wie aus Tabelle 2 ersichtlich, in Gewässern statt („Rattenschwanzlarven“), oder aber an Zweigen und Blättern von Sträuchern und Bäumen, wo die Larven dann auf Blattlausjagd gehen.

Im Vergleich der Probeflächen erwies sich 2020 die Blühfläche im Boizer Sack mit 14 Arten als am artenreichsten, im Jahr zuvor waren es dort nur 9 Arten. Dies spiegelt auch die vegetationskundliche Entwicklung dieser Fläche wider. Konnte man 2019 einen fast reinen Bestand der Kamille beobachten, so zeigte sich 2020 der Blühaspekt deutlich abwechslungsreicher (Abb. 2 und 3).

Die Blühfläche Nr. 2 (Kunstraum Testorf) ist groß, blütenreich, wies relativ viele Pflanzenarten auf, ist überwiegend von Feldhecken umgeben und grenzt auch an einen „Bauerngarten“ mit Zier- und Nutzpflanzen.

Sie war im zweiten Jahr mit 13 Arten (2019 15 Arten) nahezu gleichbleibend artenreich. Über beide Jahre hinweg wies sie aber das größte Artenspektrum auf und hatte für Schwebfliegen auf Grund des großen und vielfältigen Blütenangebots,

insbesondere an Korb- und Doldenblütlern, auch die herausragende Bedeutung für diese Blütenbesucher.

Die Blühfläche Nr. 5 befindet sich bei Klein Salitz. Sie hatte sich aus vegetationskundlicher Sicht von 2019 bis 2020 gut entwickelt, jedoch blieben die Ergebnisse unter den Erwartungen zurück und beliefen sich auf nur 9 bzw. 10 Arten.

Wie aus Abb. 13 ersichtlich, wurde leider diese Fläche gerade zum optimalen Blühzeitraum irrtümlich abgemäht und Blütenbesuchern wie Schmetterlingen und Schwebfliegen damit eine wichtige Nektarquelle entzogen. Damit sind die Monitoringergebnisse für 2020 nicht aussagefähig.



Abb. 12: Die BF bei Klein Salitz am 03. Juli 2020 mit beginnendem Blühaspekt aus Disteln und Scharfgabe



Abb. 13 Am 23. Juli 20 war die Fläche vollständig gemäht und beräumt.

Tab. 2: Ökologische Ansprüche der nachgewiesenen Schwebfliegenarten.

Art	BF	Lebensraum Imagines	Larvennahrung
<i>Chrysotoxum festivum</i>	2	Blütenreiches Grünland, Heiden, Gärten	Unbekannt
 <i>Epistrophe eligans</i>	2	Wiesen, Felder, Waldlichtungen;	Blattläuse, z. B. von Kulturpflanzen wie Bohne und Kohl
 <i>Episyrphus balteatus</i>	1, 2, 5	In nahezu allen Biotopen, gerne auf Doldenblütlern	u. a. Blattläuse

Art	BF	Lebensraum Imagines	Larvennahrung
 <p><i>Eristalinus sepulchralis</i></p>	1, 5	In offenem Gelände, insbesondere in Feuchtgebieten wie Kleingewässern. Besuchen gerne Dolden- und Korbblütler	Rattenschwanzlarven detritophag
 <p><i>Eristalis intricaria</i></p>	1, 2	Feuchte Wiesen, Acker- und Waldränder, an Gebüsch und Blumen	Larven detritophag, in Kleingewässern mit verrottenden Pflanzen
 <p><i>Eristalis tenax</i></p>	1, 2, 5	In vielen Lebensräumen, bevorzugt auf Korbblütlern	Rattenschwanzlarven detritophag, in Kleingewässern mit verrottenden Pflanzen
<p><i>Eupeodes cf. luniger</i></p>	2	Auf Wiesen und Feldern, z. B. auf Doldenblütlern und Hahnenfuß	Blattläuse
 <p><i>Eupeodes corollae</i></p>	1, 2, 5	Auf Wiesen und Feldern, z. B. auf Doldenblütlern und Hahnenfuß	Blattläuse
 <p><i>Helophilus hybridus</i></p>	1, 2, 5	Wiesen, Gärten, Wegränder; z. B. auf Korbblütlern (Disteln), Baldrian, Dost)	Detritophag, z. B. in Rohrkolbenrhizomen

Art	BF	Lebensraum Imagines	Larvennahrung
 <p><i>Helophilus pendulus</i></p>	2, 5	In vielen Lebensräumen, besonders auf Disteln, Dost, Hahnenfuß etc.	Rattenschwanzlarven detritophag, in Kleingewässern mit verrottenden Pflanzen
 <p><i>Helophilus trivittatus</i></p>	1, 2	Offenes Gelände, besonders in Feuchtbiotopen; an Disteln, Dost, Bärenklau etc.	Rattenschwanzlarven detritophag, in Kleingewässern mit verrottenden Pflanzen
<i>Melanostoma mellinum</i>	1, 2, 5	In vielen Lebensräumen, besonders Grünland, besonders auf Dolden- und Korbblütlern	Blattläuse
 <p><i>Myathropa florea</i></p>	2, 5	In vielen Lebensräumen, besonders auf Doldenblütlern, Zypressenwolfsmilch, Holunder etc.	Larven detritophag, in Kleingewässern mit verrottenden Pflanzen
 <p><i>Sericomyia silentis</i></p>	2	In Mooren, Feuchtgebieten, aber auch in Heidegebieten.	Rattenschwanzlarven entwickeln sich in verwesenden Torfrasen und moorigen Böden
 <p><i>Sphaerophoria scripta</i></p>	1, 2, 5	In vielen Lebensräumen und einer Vielzahl von Blütenpflanzen	Blattläuse

Art	BF	Lebensraum Imagines	Larvennahrung
 <p><i>Syrirta pipiens</i></p>	2, 5	Wiesen, Felder, Gärten etc., auf einer Vielzahl auch kleinerer Blütenpflanzen	Detritophage Rattenschwanzlarven im Kompost, Dung etc.
 <p><i>Syrphus ribesii</i></p>	1, 2, 5	Vielzahl von Lebensräumen und Pflanzen (besonders Hahnenfuß, Doldenblütler und Sträucher)	Blattläuse (hier insbesondere die an Roten Johannisbeersträuchern)
<p><i>Tropidia scita</i></p>	1	Feuchtbiotope und in Gewässernähe, besucht gern Kriechenden Hahnenfuß, Sumpfdotterblumen etc.	Viehdung und verrottendes Pflanzenmaterial
 <p><i>Volucella bombylans</i></p>	2	Waldlichtungen und Waldränder, offenes Gelände, auf Skabiosen, Ackerkratzdisteln, Liguster etc.	Detritophag in Nestern von Garten- und Steinhummeln sowie Deutscher Wespe etc.

**Gefährdung und Seltenheit:** Es wurden bei den Untersuchungen auf den Blühflächen keine Schwebfliegenarten nachgewiesen, die gemäß der Roten Liste der gefährdeten Schwebfliegen Deutschlands (SSYMANK et al. 2011) gefährdet sind. Eine entsprechende Rote Liste für das Bundesland Mecklenburg-Vorpommern gibt es bisher nicht. Es handelt sich bei den festgestellten Arten überwiegend um eurytope, und (noch) häufige und weit verbreitete Arten des Offenlandes und der Waldränder.

**Literatur:**

**DUTY, I.** (2012): Checkliste der Syrphidae (Diptera) für Mecklenburg-Vorpommern. Archiv der Freunde der Naturgeschichte in Mecklenburg **51**: 127-134.

**SSYMANK, A., DOCZKAL, D., RENNWALD, K. & DZIOCK, F.** (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Schwebfliegen (Diptera: Syrphidae) Deutschlands. S. 13-83. – In: Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Bd. 3: Wirbellose Tiere (Teil 1). Naturschutz und Biologische Vielfalt **70** (3), 716 S.

### Untersuchungen der Heuschreckenfauna

Nach dem Verbreitungsatlas der Heuschrecken Mecklenburg-Vorpommerns von (WRANIK et al. 2008) wurden bislang 47 Arten in Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesen; im Biosphärenreservat Schaalsee, davon 30 gesicherte Arten.

**Ergebnisse:** Bei den acht Kontrollen zwischen Mai und September 2019 konnten auf den drei Blühflächen insgesamt sieben Arten registriert werden.

Im Kontrolljahr 2020 wurden an sechs Tagen zwischen Juni und September jede Blühfläche 3 bis 5-mal kontrolliert und dabei 11 Arten festgestellt. Insgesamt kamen dort in beiden Untersuchungsjahren 13 Heuschreckenarten vor.

Mit jeweils insgesamt 7 Arten auf den Blühflächen Testorf und Klein Salitz sowie 8 Arten im Boizer Sack wiesen die Blühflächen insgesamt ein hohes Maß an Übereinstimmung auf.

Die Kurzfühlerschrecken (Caelifera), zu denen die typischen „Grashüpfer“ gehören, dominieren auf den Blühflächen mit insgesamt neun Arten. Von den Langfühlerschrecken (Ensifera), wurden bislang vier Arten nachgewiesen.

Die Dominanz der Kurzfühlerschrecken ergibt sich aus den Habitatstrukturen der untersuchten Lebensräume. Die Blühflächen weisen vorzugsweise eine Boden- und Krautschicht auf und sind zumeist nur am Rande mit Hecken- und Gebüschstrukturen bestanden, den Hauptlebensräumen der meisten Laubheuschrecken.

Das Vorkommen der Zweifarbigen Beißschrecke *Bicolorana bicolor* in Testorf konnte nicht abschließend geklärt werden, da es sich um Nachweise von schwer bestimmbar Jungtieren handelte. Dies müsste ggf. nochmals an gleicher Stelle überprüft werden.

Tab. 3: Systematik, Vorkommen, Häufigkeit und Stetigkeit der erfassten Heuschreckenarten 2019 und 2020.

Art	BF 1		BF 2		BF 5		Stetigkeit (%) 2019-2020
	2019	2020	2019	2020	2019	2020	
<b>Ensifera, Langfühlerschrecken</b>							
Tettigoniidae, Singschrecken							
<i>Pholidoptera griseoptera</i> (De Geer 1773) Gemeine Strauchschrecke		1				1	33,3
cf. <i>Bicolorana bicolor</i> (Philippi 1830) Zweifarbige Beißschrecke				1		2	33,3
<i>Roeseliana roeselii</i> (Hagenbach 1822) Roesels Beißschrecke				2			16,7
<i>Tettigonia viridissima</i> (L. 1758) Grünes Heupferd				1			16,7
<b>Caelifera, Kurzfühlerschrecken</b>							
<b>Tetrigidae, Dornschröcken</b>							
<i>Tetrix subulata</i> (L.1758) Säbel-Dornschröcke	2		2				33,3
<b>Acrididae, Feldheuschrecken</b>							
<i>Chorthippus biguttulus</i> (L.1758) Nachtigallgrashüpfer	2		3		2	5	66,7
<i>Chorthippus brunneus</i> (Thunberg 1815) Brauner Grashüpfer	2		3		3	1	66,7
<i>Chorthippus albomarginatus</i> (De Geer, 1773) Weißbrandiger Grashüpfer		1			1	2	50
<i>Chorthippus dorsatus</i> (Zetterstedt 1821) Wiesengrashüpfer				3	3		33,3
<i>Chorthippus apricarius</i> (L.1758) Feldgrashüpfer	2	1					33,3
<i>Stenobothrus lineatus</i> (Panzer 1796) Heidegrashüpfer		2					16,7
<i>Chrysochraon dispar</i> (Germar 1834) Große Goldschrecke	1						16,7
<i>Omocestus haemorrhoidalis</i> (Charpentier 1825) Rotleibiger Grashüpfer						1	16,7
<b>Artenzahl pro Fläche</b>	<b>5</b>	<b>4</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>4</b>	<b>6</b>	
<b>Gesamtartenzahl pro Fläche</b>	<b>8</b>		<b>7</b>		<b>7</b>		

Tab. 4: Ökologische Ansprüche der nachgewiesenen Heuschreckenarten, nach Feuchtepräferenz sortiert.

Art	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchtepräferenz
	2019	2020	2019	2020	2019	2020	
cf. <i>Bicolorana bicolor</i>				1		2	x
<i>Chorthippus brunneus</i>	2		3		3	1	x
<i>Stenobothrus lineatus</i>		2					x
<i>Chorthippus brunneus</i>	2		3		3	1	x
<i>Stenobothrus lineatus</i>		2					x
<i>Omocestus haemorrhoidalis</i>						1	x, m
<i>Chorthippus apricarius</i>	2	1					x, m
<i>Chorthippus biguttulus</i>	2		3		2	5	x, m
<i>Chorthippus dorsatus</i>				3	3		m
<i>Pholidoptera griseoptera</i>		1				1	m
<i>Tettigonia viridissima</i>				1			m
<i>Chorthippus albomarginatus</i>		1			1	2	m, h
<i>Roeseliana roeselii</i>				2			m, h
<i>Tetrix subulata</i>	2		2				h
<i>Chrysochraon dispar</i>	1						h
<b>Artenzahl pro Fläche</b>	<b>5</b>	<b>4</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>4</b>	<b>6</b>	
<b>Gesamtartenzahl pro Fläche</b>	<b>8</b>		<b>7</b>		<b>7</b>		

Auf den drei untersuchten Blühflächen wurden drei xerophile, also trockenheitsliebenden Arten beobachtet, so der Braune Grashüpfer *Chorthippus brunneus*, der Heidegrashüpfer *Stenobothrus lineatus* sowie vermutlich die Zweifarbige Beißschrecke *Bicolorana bicolor*.

Die zweite und mit acht Arten die dominante Gruppe, stellen die mesophilen Arten dar. Sie sind meist wenig spezialisiert und bevorzugen einen mittleren Feuchtegradienten, kommen also weder in ganz trockenen, noch in nassen Lebensräumen vor.

Hierzu zählen z. B. der Wiesengrashüpfer *Chorthippus dorsatus* und die Gemeine Strauschrecke *Pholidoptera griseoptera*. Bezeichnenderweise fanden sich auf den Blühflächen, die aus ehemaligen Ackerbiotopen entwickelt wurden, nur zwei als hygrophil zu bezeichnende Heuschreckenarten, so die Säbel-Dornschröcke *Tetrix subulata*, die sich auch mit kleinsten temporär wasserführenden Flutmulden begnügt, sowie die Große Goldschrecke *Chrysochraon dispar*.

Tab. 5: Gefährdete Arten aus dem UG gemäß der Rote Liste der gefährdeten Heuschrecken Mecklenburg-Vorpommerns (1997).

Art	Deutscher Name	RL MV (WRANIK 1997)	Blühfläche
<i>Chorthippus dorsatus</i>	Wiesengrashüpfer	3	2, 5
<i>Stenobothrus lineatus</i>	Heidegrashüpfer	3	1
cf. <i>Bicolorana bicolor</i>	Zweifarbige Beißschrecke	4	2, 5
<i>Chorthippus albomarginatus</i>	Weißrandiger Grashüpfer	+	1, 5
<i>Chorthippus apricarius</i>	Feldgrashüpfer	+	1
<i>Chorthippus biguttulus</i>	Nachtigallgrashüpfer	+	1, 2, 5
<i>Chorthippus brunneus</i>	Brauner Grashüpfer	+	1, 2, 5
<i>Chrysochraon dispar</i>	Große Goldschrecke	+	1
<i>Pholidoptera griseoptera</i>	Gewöhnliche Strauschrecke	+	1, 5
<i>Roeseliana roeselii</i>	Roesels Beißschrecke	+	2
<i>Tetrix subulata</i>	Säbel-Dornschröcke	+	1, 2
<i>Tettigonia viridissima</i>	Grünes Heupferd	+	2

Bei den Untersuchungen wurden drei Heuschreckenarten nachgewiesen, die in Mecklenburg-Vorpommern auf der Roten Liste der gefährdeten Arten stehen (WRANIK 1997). So kamen auf den Blühflächen zwei gefährdete Arten (Wiesengrashüpfer und der Heidegrashüpfer) sowie

die potentiell gefährdete Zweifarbige Beißschrecke vor.

Literatur:

WRANIK, W. (Bearb.) (1997): Rote Liste der gefährdeten Heuschrecken Mecklenburg-Vorpommerns. 1. Fassung, Stand: Oktober 1996. –

Ministerium für Landwirtschaft und Naturschutz des Landes Mecklenburg-Vorpommern (Hrsg.), Schwerin, 63 S.

**WRANIK, W., MEITZNER, V. & MARTSCHEI, T.** (2008): Verbreitungsatlas der Heuschrecken Mecklenburg-Vorpommerns. – Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie Mecklenburg-Vorpommern (LUNG) (Hrsg.): Beiträge zur floristischen und faunistischen Erforschung des Landes Mecklenburg-Vorpommern, 273 S.

### Untersuchungen der Wanzenfauna

Wanzen werden bei naturschutzrelevanten Untersuchungen und Landschaftsplanungsgutachten nur selten berücksichtigt. Ursache ist wohl, dass die Arten der Ordnung bisher keinen

Schutzstatus besitzen. Neueste Beurteilungen haben jedoch zu mindest bei den Landwanzen das Gegenteil herausgestellt. Bei einer in Nordwestdeutschland erfolgten Erfolgskontrolle für ein größeres Renaturierungsprojekt zeigte sich bei der Bewertung verschiedener Biotope (Soll-Ist- und Vorher-Nachher-Vergleich), dass die Landwanzen nach den Spinnen die repräsentativsten Bewertungsergebnisse im Vergleich zur Gesamtf fauna lieferten (NIEDRINGHAUS et. al. 2020). Es handelt sich um eine relativ artenreiche Insektenordnung. So gibt es in Deutschland ca. 900 Wanzenarten, von denen in Mecklenburg-Vorpommern etwa 500 Arten bekannt sind.

Tab. 6: Systematik, Vorkommen und Häufigkeit der erfassten Wanzenarten.

Art	Deutscher Name	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchte
		2019	2020	2019	2020	2019	2020	
<b>Anthocoridae</b>								
<i>Anthocoris nemorum</i> (Linné, 1761)	Wahlloser Lausjäger				2			m
<b>Nabidae</b>								
<i>Himacerus mirmicoides</i> (Costa O., 1834)	Kurzhorn Buschräuber						2	m, x
<i>Himacerus apterus</i> (Fabricius, 1798)	Langhorn-Buschräuber		2		2	2	3	m, x
<i>Nabis limbatus</i> Dahlbom, 1850	Sumpfräuber						1	h, m
<i>Nabis ferus</i> (Linné, 1758)	Wiesenräuber					2	3	m, x
<b>Miridae</b>								
<i>Dicyphus globulifer</i> (Fallén, 1829)	Schwieleger Schmalhans				2			m
<i>Deraeocoris ruber</i> (Linné, 1758)	Gemeiner Nimrod						2	m
<i>Acetropis carinata</i> (Herrich-Schäffer, 1841)	Großer Gräser	2	2	2	2	3		m
<i>Leptopterna dolabrata</i> (Linné, 1758)	Langhaarige Dolchwanz	3	2	3	2	3	2	m, x, h
<i>Stenodema calcarata</i> (Fallén, 1807)	Zweidornige Dolchwanz	2	3	2	2	2		m, x, h
<i>Stenodema laevigata</i> (Linné, 1758)	Glattköpfige Schmalwanze	1	2	1		2	2	m, x, h
<i>Notostira elongata</i> (Geoffroy, 1785)	Grasweichwanze		1		1			m, x, h
<i>Pithanus maerkeli</i> (Herrich-Schäffer, 1838)	Breite Ameisenwanze						1	m, x, h
<i>Adelphocoris lineolatus</i> (Goeze, 1778)	Gemeine Zierwanze		2			1	1	m
<i>Adelphocoris quadripunctatus</i> (Fabricius, 1794)	Vierfleck Zierwanze		3		3	1		m
<i>Adelphocoris seticornis</i> (Fabricius, 1775)	Gelbsaum-Zierwanze		1				2	m
<i>Closterotomus norvergicus</i> (Gmelin, 1790)	Gemeine Schmuckwanze		3		3			m
<i>Stenotus binotatus</i> (Fabricius, 1794)	Schmalrücken				2		2	m
<i>Lygocoris lucorum</i> (Meyer & Dür, 1843)	Grüne Futterwanze					2	3	m
<i>Lygus pratensis</i> (Linné, 1758)	Graue Waldwanze	2	2	2	3	3	3	m
<i>Lygus rugulipennis</i> Poppius, 1911	Trübe Feldwanze		2		2		2	m
<i>Dichroscytus rufipennis</i> (Fallén, 1807)	Großer Malt		2		2			m

Art	Deutscher Name	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchte
<i>Liocoris tripustulatus</i> (Fabricius, 1781)	Gepunktete Nesselwanze	2	2		3	2		m
<i>Orthops campestris</i> (Linné, 1758)	Felder Fox				1			m
<i>Orthops basalis</i> (Costa A., 1852)	Gemeinde Doldenwanze				1			m
<i>Heterotoma planicornis</i> (Pallas, 1772)	Dickfühler- Weichwanze				2		1	m
<i>Polymerus unifasciatus</i> (Fabricius, 1794)	Verbreitete Buntwanze	1				1		m
<i>Capsus ater</i> (Linné, 1758)	Gewöhnlicher Rapp	1		1		2	1	m, x
<i>Orthocephalus coriaceus</i> (Fabricius, 1777)							1	m, x
<i>Orthotylus marginalis</i> Reuter, 1883	Gelbrand-Steilnase				1			m, x
<i>Plagiognathus arbustorum</i> (Fabricius, 1794)	Wahlloses Schiefkelchen		3		4		4	m
<i>Plagiognathus chrysanthemi</i> (Wolff J.F., 1804)	Verbreitetes Schiefkelchen		3		3			m, x
<i>Campylomma verbasci</i> (Meyer-Dür, 1843)	Graues Krumauge						3	m, x
<i>Orthonotus rufifrons</i> (Fallén, 1807)	Nesselriep				1		1	m, x
<i>Amblytylus nasutus</i> (Kirschbaum, 1856)	Bekannte Stumpfnase		3		2		2	m, x
<b>Tingidae</b>								
<i>Tingis ampliata</i> (Herrich-Schäffer, 1838)	Ansehnliche Netzwanze		2					m
<b>Lygasidae</b>								
<i>Ortholomus punctipennis</i> (Herrich-Schäffer, 1838)	Beharder Griesel		3					m, x
<i>Rhyparochromus vulgaris</i> (Schilling, 1829)	Gewöhnliche Laufwanze		1	2	3		2	m
<i>Scolopostethus affinis</i> (Schilling, 1829)	Nessel-Wicht				2			m
<i>Scolopostethus thomsoni</i> Reuter, 1874	Brennesselwicht				1		1	m
<i>Trapezonotus arenarius</i> (Linné, 1758)	Acker-Trapp					1		m
<i>Graptopeltus lynceus</i> (Fabricius, 1775)	Scharfäugige Laufwanze						1	m
<i>Drymus brunneus</i> (Sahlberg R.F., 1848)	Ovale Waldwanze				2			m
<i>Peritrechus geniculatus</i> (Hahn, 1832)	Allgemeiner Waldläufer		1					m
<i>Emblethis verbasci</i> (Fabricius, 1803)	Ovale Grauwanze						1	m
<i>Geocoris grylloides</i> (Linné, 1761)	Gelbrand Grill						1	x
<b>Pyrrhocaridae</b>								
<i>Pyrrhocoris apterus</i> (Linné, 1758)	Feuerwanze				2		2	m
<b>Coreidae</b>								
<i>Syromastes rhombeus</i> (Linné, 1767)	Rombenwanze	3	1			3	1	m
<i>Coreus marginatus</i> (Linné, 1758)	Lederwanze		3		3			m
<b>Rhopalidae</b>								
<i>Corizus hyoscyami</i> (Linné, 1758)	Zimtwanze				2	1		m, x
<i>Rhopalus parumpunctatus</i> Schilling, 1829	Flecken-Keulert	2	3			1	3	m
<i>Stictopleurus punctattonervosus</i> (Goeze, 1778)	Punktierter Porenwanze	3			3	3		m
<b>Cydnidae</b>								
<i>Thyreocoris scarabaeoides</i> (Linné, 1758)	Erdgeist						1	m, x
<i>Tritomegas bicolor</i> (Linné, 1758)	Schwarzweiße Erdwanze					1		m
<b>Acanthosomatidae</b>								

Art	Deutscher Name	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchte
<i>Acanthosoma haemorrhoidale</i> (Linné, 1758)	Stachelwanze	1	1	2		2		m
<i>Elasmostethus interstinctus</i> (Linné, 1758)	Bunte Blattwanze		1					m
<b>Pentatomodae</b>								
<i>Graphosoma italicum</i> (O.F.Müll. 1766)	Streifenwanze				2	2	1	m
<i>Aelia acuminata</i> (Linné, 1758)	Getreidespitzwanze	2	3	3	3	3		m
<i>Palomena prasina</i> (Linné, 1761)	Grüne Baumwanze		1		2	1		m
<i>Carpocoris fuscispinus</i> (Boheman, 1849)	Gelber Enak	2	1	1	1	3		m, x
<i>Carpocoris purpureipennis</i> (De Geer, 1773)	Purpur Fruchtwanze				1			m
<i>Dolycoris baccarum</i> (Linné, 1758)	Beerenwanze				2	2	1	m
<i>Eurydema oleracea</i> (Linné, 1758)	Kohlwanze	3	3	2	3	3		m
<i>Podops inuncta</i> (Fabricius, 1775)	Amboss-Schildwanze				1			m
<b>Artenzahl pro Fläche</b>		<b>15</b>	<b>30</b>	<b>11</b>	<b>39</b>	<b>26</b>	<b>32</b>	
<b>Gesamt pro Fläche</b>		<b>33</b>		<b>42</b>		<b>46</b>		

Auf Grund der Aussaat 2018 hat sich der Blüten- und Gräserreichtum in den einzelnen Untersuchungsgebieten im Jahr 2020 für die Wanzenarten und die Anzahl der Wanzen positiv entwickelt. So wurden im UG Boizer Sack 20 Wanzenarten neu, im UG Kunstraum Testorf 31 Wanzenarten neu und im UG Klein Salitz 20 Wanzenarten neu festgestellt.

Die jeweiligen Ergebnisse 2019 und 2020 der Wanzenfauna der einzelnen Untersuchungsgebiete (UG) stellen nur ein Bruchteil der zu erwartenden Arten dar: Boizer Sack 33 Landwanzenarten, Kunstraum Testorf 42, Klein Salitz 46 Arten.

Negativ auf die Wanzen- und Zikadenpopulationen erwies sich das vorzeitige Mähen des gesamten UG Klein Salitz und UG Boizer Sack Mitte Juli bzw. Anfang September 2020. Viele der Insekten überwintern an bzw. in den Pflanzenteilen und in Bodennähe. Sie werden durch das zeitige Mähen der gesamten Fläche getötet. Es wäre vorteilhaft, dass die Flächen zumindest streifenartig gemäht werden, damit diese Tiere auf höhere Pflanzenbestände ausweichen können.

Nachfolgend werden einige für die Gebiete charakteristische Arten abgebildet:



Abb. 28: *Eurydema oleracea* (8 mm).

Die Kohlwanze *Eurydema oleracea* (Abb. 28) ist in Mecklenburg überall häufig und kommt in einem

breiten Spektrum von offenen bis halbschattigen Biotypen mit unterschiedlicher Feuchte vor.



Abb. 29: *Stenotus binotatus* (10 mm).

*Stenotus binotatus* kommt in Mecklenburg vereinzelt vor. Die Art lebt an verschiedenen Gräsern in schattigen Biotopen.



Abb. 30: *Capsus ater* (8 mm).

*Capsus ater* ist in Mecklenburg eine häufige Art, die an verschiedenen Gräsern lebt und dort an Halm- und Blattgewebe saugt. Die Weibchen haben ein rotes Halsschild.



Abb. 32: *Coreus marginatus* (15 mm).

Die Lederwanze *Coreus marginatus* ist in Mecklenburg relativ häufig verbreitet. Die jüngeren Larven besaugen die Blätter, die älteren und die Imagines die unreifen Früchte ihrer Wirtspflanze, hauptsächlich *Rumex*-Arten. Die Tiere sind sehr flugaktiv. Der Lebensraum dieser Art sind halbschattige Biotop mit ihrer Nahrungspflanze.

**Gefährdung und Seltenheit:**

Eine Rote Liste der gefährdeten Wanzen für das Bundesland Mecklenburg-Vorpommern gibt es noch nicht.

Es handelt sich bei den hier nachgewiesenen Arten überwiegend um eurytope, häufige und weit verbreitete Arten des Offenlandes.

**Literatur:**

NIEDRIGHAUS, R., STÖCKMANN, M., WACHMANN, E. (2020): Die Wanzen Deutschlands. Bestimmungsschlüssel für alle Familien und Gattungen. – Scheeßel: WABV Fründ, 202 S.

**Untersuchungen der Zikadenfauna**

Zikaden sind an Pflanzen saugende Insekten mit einer Körperlänge von 1,8 mm bis ca. 12 mm (in Deutschland). Die dachförmig gehaltenen Flügel können kontrastreich gefärbt sein. Die Tiere haben ein hohes Sprungvermögen und können auch seitwärts laufen. Sie sind adult flugfähig.

Die Entwicklung der Zikaden erfolgt von der Eiablage im Boden oder im Pflanzengewebe über fünf Larvenstadien bis zum vollständig entwickelten Insekt (Imago).

Zikaden besiedeln alle terrestrischen Lebensräume, teilweise in hohen Artenzahlen und hohen Individuenzahlen der jeweiligen Art. Voraussetzung ist die für die Art bzw. Arten vorkommende Wirtspflanze. Etwa 60 Prozent der Arten kommen nur an einer Pflanzenart bzw. Pflanzengattung vor (monophag), die übrigen Arten mehreren Pflanzengattungen bzw. Pflanzenfamilien. Adulte Tiere saugen zuckerhaltigen Pflanzensaft.

Aufgrund ihrer engen Bindung an die Wirtspflanzen und an das Mikroklima eignen sich die Zikaden hervorragend als Bioindikatoren für Managementplanungen in der freien Landschaft. In den südlichen Bundesländern ist die Erfassung der Zikadenfauna bereits häufiger Bestandteil wissenschaftlicher Untersuchungen.

Bisher wurden in Deutschland etwa 630 Arten nachgewiesen. Von NICKEL et al. (2016) wurde eine Rote Liste der Zikaden (*Homoptera, Auchenorrhyncha*) Deutschlands vorgelegt.

Für Mecklenburg-Vorpommern lagen bisher nur ältere Aufzeichnungen aus dem Jahr 1937 bzw. Mitteilungen zu sporadischen Aufsammlungen als Beifänge vor. Bisher sind etwa 350 Zikadenarten in Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesen worden.

Tab. 7: Systematik, Vorkommen und Häufigkeit der erfassten Zikadenarten.

Art	Deutscher Name	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchte
		2019	2020	2019	2020	2019	2020	
<b>Delphacidae</b>								
<i>Chloriona smaragdula</i> (Stål, 1853)	Smaragd-Schilfspornzikade		3		2			h
<i>Eurybregma nigrolineata</i> Scott, 1875	Zebraspornzikade						1	m, x
<i>Javesella pellucida</i> (Fabricius 1794)	Wiesenspornzikade	3	4	2	4	2	2	m
<b>Cicadellidae</b>								
<i>Megophthalmus scanicus</i> (Fallén, 1806)	Gemeine Kappenzikade		1				2	m
<b>Cercopidae</b>								
<i>Cercopis vulnerata</i> Rossi, 1807	Gemeine Blutzikade			2	1		2	m
<b>Aphrophoridae</b>								
<i>Philaenus spumarius</i> (Linné, 1758)	Wiesenschaum-zikade	3	3	2	3	3	3	m
<b>Cicadellidae</b>								
<b>Aphrodinae</b>								
<i>Aphrodes makarovi</i> Zachvatkin, 1948	Wiesenerdzikade	1	2		2		3	m, h, x
<b>Agilliinae</b>								
<i>Agallia consobrina</i> Curtis, 1833	Hain-Dickkopffzikade		1				2	m, h
<b>Typhlocybinae</b>								

Art	Deutscher Name	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchte
<i>Eupteryx florida</i> Ribaut, 1952	Gartenblattzikade			2	3	2	2	m
<i>Eupteryx aurata</i> (Linné, 1758)	Goldblattzikade		2	1	2	1	2	m, h
<i>Eupteryx calcarata</i> Ossiannilsson, 1936	Rain-Blattzikade		3		3		2	m, h
<i>Zyginidia scutellaris</i> (Herrich-Schäffer, 1838)	Maisblattzikade	2	4	2	3	2	3	m
<b>Deltocephalinae</b>								
<i>Balclutha punctata</i> (Fabricius, 1775)	Gemeine Winterzikade		2		2		3	m
<i>Macrosteles sexnotatus</i> (Fallén, 1806)	Wiesenwanderzirpe	2	3		2		2	m, h
<i>Recilia coronifer</i> (Marshall, 1866)	Kronengraszirpe	1	1		3		2	m, x
<i>Doratura homophyla</i> (Flor, 1861)	Raindolchzirpe	2	2		2		2	m, x
<i>Graphocraerus ventralis</i> (Fallén, 1906)	Punktierete Graszirpe	1	2		2	1	1	m, h, x
<i>Euscelis incisus</i> (Kirschbaum, 1858)	Wiesenkleezirpe	3	3	2	4	3	3	m, h
<i>Streptanus aemulans</i> (Kirschbaum, 1868)	Wiesengraszirpe	2	3	3	3	2	2	m, h
<i>Artianus interstitialis</i> (Germar, 1821)	Stirnbandzirpe		2		2		2	m, x
<i>Psammetitix confinis</i> (Dahlbom, 1850)	Wiesensandzirpe	3	2	2	3	1	3	m
<i>Errastunus ocellaris</i> (Fallén, 1806)	Bunte Graszirpe	3	4	2	3	2	3	m, h
<i>Jassargus pseudocellaris</i> (Flor, 1861)	Wiesen-Spitzkopfzirpe	1	3	1	3		3	m, h, x
<i>Arthaldeus pascuellus</i> (Fallén, 1826)	Hellebardenzirpe	2	3	2	3	2	3	m, h, x
<b>Artenzahl pro Fläche und Jahr</b>		<b>14</b>	<b>22</b>	<b>12</b>	<b>21</b>	<b>11</b>	<b>23</b>	
<b>Gesamt pro Fläche</b>			<b>22</b>		<b>21</b>		<b>23</b>	

Zikaden benötigen für ihre Entwicklung bestimmte Pflanzenarten und Gräser, das heißt, je mehr die für sie relevanten Pflanzen und Gräser vorkommen, desto mehr Arten werden sich an ihnen ansiedeln, und das teilweise in sehr hoher Abundanz.

Das findet auch in den Untersuchungsgebieten seine Bestätigung. Die größtenteils monotone Zusammensetzung der Pflanzengesellschaften im Jahr 2019 änderte sich im darauf folgenden Jahr grundlegend. So wurden 2020 im UG Boizer Sack 6 Zikadenarten neu, im UG Kunstraum Testorf 11 Zikadenarten und im UG Klein Salitz 12 Zikadenarten gegenüber 2019 neu festgestellt.

Die jeweiligen Ergebnisse 2019 und 2020 der Zikadenfauna der einzelnen Untersuchungsgebiete (UG) stellen nur ein Bruchteil der zu erwartenden Arten dar (Tab. 7):

Boizer Sack 22 Zikadenarten, Kunstraum Testorf Im Boizer Sack wurden insgesamt 22 Zikadenarten, im Kunstraum Testorf 21 und in Klein Salitz 23 Zikadenarten nachgewiesen. Hieraus lässt sich ein hohes Maß an Übereinstimmung der drei Vergleichsflächen für die Zikadenfauna ableiten.

Im Folgenden sind einige charakteristische Arten für die Gebiete dargestellt:



Abb. 34: *Euscelis incisus* (4 mm).

Die Wiesenkleezirpe (*Euscelis incisus*) ist in Mecklenburg auf verschiedenen mäßig trockenem bis feuchten Offenlandbiotopen an Süßgräsern weit verbreitet und überall häufig.



Abb. 36: *Erastunus ocellaris* (3 mm).

Die Bunte Graszirpe (*Erastunus ocellaris*) ist eine der häufigsten Zikaden in Mecklenburg. Sie lebt auf besonntem, trockenen aber auch feuchtem Grünland an hochwüchsigen Gräsern.



Abb. 37: *Doratura homophyla* (5 mm).

Die Gattung der Dolchzirpen (*Doratura* spp.) umfasst 6 Arten. Die Weibchen haben einen dolchähnlich verlängerten Legeapparat und sind daher leicht zu erkennen. *Doratura homophyla* lebt an Gräsern auf trocken Standorten, wie Magerrasen, Ruderalflächen und Wegrändern. Die Art kommt in Mecklenburg lokal häufig vor.



Abb. 38: *Ceropis vulnerata* (8 mm).

Es gibt in Deutschland vier Arten von den Blutzikaden, in Mecklenburg wurden nur zwei nachgewiesen. Die wohl häufigste Art ist die Gemeine Blutzikade *Ceropis vulnerata*, die relativ häufig an Wegrändern auf Kräutern und Gräsern beobachtet wird.



Abb. 39: *Phiaenus spumaris* (6 mm).

Das Vorkommen von Schaumzikaden erkennt man an den Schaumnestern (im Volksmund auch Kuckucksspeichel genannt) von verschiedenen Wildpflanzen. Eine der häufigen Arten in den Untersuchungsgebieten ist die Wiesenschaumzikade (*P. spumaris*). Das Weibchen dieser Arten produzieren eine schaumartige Masse, in die sie ein Ei hereinlegt. Mehrmals häuten sich die Tiere in dem Schaum bis das fertige Insekt Anfang Juni das Schaumnest verlässt.

#### Gefährdung und Seltenheit:

Es handelt sich bei den im UG gefundenen Zikaden überwiegend um eurytope, häufige und weit verbreitete Arten des Offenlandes.

Eine Rote Liste der Zikaden für das Bundesland Mecklenburg-Vorpommern gibt es nicht.

Es wurden bei den Untersuchungen auf den Blühflächen folgende Zikadenarten nachgewiesen, die gemäß der Roten Liste der gefährdeten Zikaden Deutschlands (1999) gefährdet sind:

Art	RL Zikaden D (2016)
<i>Chloriona smaragdula</i> Smaragd-Schilfspornzikade	V
<i>Megadelphax sordidula</i> Haferspornzikade	V
<i>Kosswigianella exigua</i> Heidespornzikade	3

#### Literatur:

NICKEL, H., ACHTZIGER, R., BIEDERMANN, R., BÜCKLE, C., DEUTSCHMANN, U., NIEDRINGHAUS, R., REMANE, R., WALTER, S. & WITSACK, W. (2016): Rote Liste und Gesamtartenliste der Zikaden (Hemiptera: Auchenorrhyncha) Deutschlands. – In: Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Bd. 4: Wirbellose Tiere (Teil 2). – Naturschutz und Biologische Vielfalt. **70** (4). 294 - 298.

### Untersuchungen der Tagfalterfauna

Der relativ warme Winter bis April 2020 und dem anschließenden kalten Mai mit einigen Nachtfrösten hat sich negativ auf die Entwicklung der tagaktiven Großschmetterlinge ausgewirkt. Auf Grund der warmen Witterung im März und April waren die ersten überwinterten Tagfalter in der Natur unterwegs. Jedoch fanden sie im März/April kaum Blütenpflanzen und verbrauchten viel Energie. In den anschließenden kalten Nächten im Mai starben viele dieser Tagfalter wegen Energiemangels ab und fehlten damit für die Reproduktion der nächsten Generation ab Juni. Besonders auffällig war hier das Fehlen der sonst häufigen Tagfalter Kleiner Fuchs (*Aglais urticae*) und Landkärtchenfalter (*Araschnia levana*). Auch der sonst häufige Heckenweißling (*Pieris napi*) wurde 2020 in den UG nur einmal beobachtet.

Die Raupen des Landkärtchenfalters und des Kleinen Fuchs leben gesellig an Brennnesseln (*Urtica spec.*) und überwintern entweder als Falter (Kleiner Fuchs) oder als Puppe (Landkärtchenfalter). Sie pflanzen sich nach der Überwinterung fort, eine zweite Generation folgt in der Regel noch im gleichen Jahr. Die Eier werden an eher feuchten, schattigen Habitaten auf Brennnessel abgelegt. Es ist durchaus möglich, dass auf Grund der relativ milden Temperaturen in den Wintermonaten und den anschließenden kalten Frühjahrstemperaturen die Entwicklung unterbrochen wurde und eine Faltergeneration nicht zustande kam. Bemerkenswert war auch das Fehlen des sonst in hoher Abundanz vorkommenden Schornsteinfegers (*Aphantopus hyperantus*). Warum die üblicherweise recht häufige Art nicht vorkam erscheint rätselhaft (er wurde auch in anderen Gebieten von Mecklenburg beobachtet). Die genannten Arten sind aber mit hoher Wahrscheinlichkeit in kommenden Jahren bei günstigerer Witterung im Frühjahr in den Untersuchungsgebieten zu erwarten.

Ab August wurde der Admiral (*Vanessa atalanta*) beobachtet, ein Wanderfalter, der im Sommer aus südlichen Gebieten über die Alpen einwandert und bei uns mehr oder weniger häufig an faulendem, gärendem Obst beobachtet werden kann. Die Falter sind nur Gäste in Deutschland, die sich hier in ein bis zwei Generationen im Jahr vermehren können und im Spätherbst über die Alpen in das Mittelmeergebiet zurückwandern. Da die Raupen dieser Art nur an Brennnessel (*Urtica spec.*) fressen, wird davon ausgegangen, dass diese Art nur als Blütenbesucher im UG vorkommt.

Interessant war auch der Nachweis des Ulmen-Zipfelfalters (*Thecla w-album*) am Rande der BF Klein Salitz. Die Art reproduziert nicht auf den Blühflächen, nutzt jedoch das reichhaltige Nektargebot.

Als große Besonderheit wurde im Rahmen des Blühflächenprojektes am 04.08.2020 der Karstweißling (*Pieris manni*) (Mayer, 1851) in

Klein Salitz bei Roggendorf als Erstnachweis für Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesen (Abb. 26, 27). Bereits 2018 wurde die Art im Wendland im Nordosten Niedersachsens in mehreren Exemplaren gefunden (KÖHLER 2018). Für die Nachbestimmung des Falters aus Klein Salitz bedanke ich mich herzlich bei Jochen Köhler (Hitzacker).



Abb.41: *Maniola jurtina*, Großes Ochsenauge.



Abb. 42: *Melanargia galathea*, Schachbrettfalter



Abb. 43: *Polyommatus icarus*, Weibchen des Hauhechel-Bläuling.



Abb. 45 und Abb. 46: *Pieris mannii* (Karstweißling). Links Oberseite, rechts: Unterseite.

Tab. 8: Systematik, Vorkommen und Häufigkeit der erfassten Schmetterlingsarten in den Untersuchungsjahren 2019 und 2020.

Art	Deutscher Name	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchte
		2019	2020	2019	2020	2019	2020	
<b>Pieridae</b>								
<i>Aporia crataegi</i> (Linnaeus, 1758)	Baumweißling				1			m, x
<i>Gonepteryx rhamni</i> (Linnaeus, 1758)	Zitronenfalter			2	1	1		m, x
<i>Pieris brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	Großer Kohlweißling	3	3	2	3	2	3	m
<i>Pieris rapae</i> (Linnaeus, 1758)	Kleiner Kohlweißling		3	3	3	4	4	m
<i>Pieris napi</i> (Linnaeus, 1758)	Grünader-Weißling			1	1			m
<i>Pieris mannii</i> (Mayer, 1851)	Karstweißling							
<i>Anthocharis cardamines</i> (Linnaeus, 1758)	Aurorafalter			2		3		h
<b>Lycaenidae</b>								
<i>Lycaena phlaeas</i> (Linnaeus, 1758)	Kleiner Feuerfalter						1	m, x
<i>Polyommatus icarus</i> (Rottemburg, 1775)	Hauhechel - Bläuling						3	m, x
<i>Satyrium w-album</i> (Knoch, 1782)	Ulmen-Zipfelfalter						1	m
<b>Nymphalidae</b>								
<i>Issoria lathonia</i> (Linnaeus, 1758)	Kleiner Perlmutterfalter					1		m, x
<i>Vanessa atalanta</i> (Linnaeus, 1758)	Admiral	1	1		2	2		m
<i>Cynthia cardui</i> (Linnaeus, 1758)	Distelfalter	3		3		4		m
<i>Inachis io</i> (Linnaeus, 1758)	Tagpfauenauge		3	1	3	1	3	m
<i>Coenonympha pamphilus</i> (Linnaeus, 1758)	Kleines Wiesenvögelchen	2	2	2	2	4	2	m
<i>Aphantopus hyperantus</i> (Linnaeus, 1758)	Schornsteinfeger	2		1		3		m, h
<i>Maniola jurtina</i> (Linnaeus, 1758)	Großes Ochsenauge	3	3	3	3	3	3	m, h
<b>Hesperiidae</b>								
<i>Ochlodes sylvanus</i> (Esper, 1781)	Rostfarbiger				2		1	m

Art	Deutscher Name	BF 1		BF 2		BF 5		Feuchte
		2019	2020	2019	2020	2019	2020	
[1778]) = <i>Ochlodes venata</i> (Bremer & Grey, 1853)	Dickkopffalter							
<i>Heteropterus morpheus</i> (Pallas, 1771)	Spiegelfleck						1	h
<i>Thymelicus sylvestris</i> (Poda, 1761)	Braunkolbiger Dickkopffalter	1			2	2	2	m, h
<i>Thymelicus lineolus</i> Ochsenheimer, 1806).	Schwarzkopf- Braundickkopffalter		2		2		3	m
<b>Noctuidae</b>								
<i>Autographa gamma</i> (Linnaeus, 1758)	Gammaeule				2		2	
<i>Panemeria tenebrata</i> (Scopoli, 1763)							1	
<b>Arctiidae</b>								
<i>Tyria jacobaeae</i> (Linnaeus, 1758)	Blutbär (Raupenfund)						4	
<b>Artenzahl pro Fläche und Jahr</b>		<b>7</b>	<b>7</b>	<b>10</b>	<b>13</b>	<b>12</b>	<b>17</b>	
<b>Gesamtartenzahl pro Fläche</b>		<b>10</b>		<b>16</b>		<b>23</b>		

Die gute Entwicklung der Blütenpflanzen im Herbst 2019 setzte sich zu Beginn des Jahres 2020 fort. Die Kamille war nur noch in Restbeständen vorhanden. Blühpflanzen, die 2018 im Rahmen des Blühflächenprojektes angesät wurden sowie verschiedene Grasarten setzten sich durch. Im Ergebnis dieser positiven Entwicklung konnten 2020 trotz des Fehlens der sonst häufigen Tagfalterarten (Schornsteinfeger, Kleiner Fuchs, Landkärtchenfalter und der 2019 häufige Distelfalter) 8 Tagfalterarten registriert werden. Insgesamt wurden 2019 und 2020 im UG Boizer Sack 10 Tagfalterarten, im UG Kunstraum Testorf 16 Tagfalterarten und im UG Klein Salitz 21 Tagfalterarten nachgewiesen. Es handelt sich bei den Tagfaltern überwiegend um eurytope, häufige und weit verbreitete Arten des Offenlandes.

#### Gefährdung und Seltenheit:

Es wurden bei den Untersuchungen auf den Blühflächen zwei Tagfalterarten gefunden, die auf der Roten Liste der gefährdeten Tagfalter Mecklenburg-Vorpommerns (1993) stehen:

Art	RL MV (1993)	RL D (2008)
<i>Aporia crataegi</i> Baumweißling	4	+
<i>Satyrium w-album</i> Ulmen-Zipfelfalter	3	+

#### Literatur:

**KÖHLER, J.** (2019): Eine neue Tagfalterart im Grenzgebiet zu Mecklenburg. – Der Karstweißling *Pieris mannii* (Mayer, 1851) (Lepidoptera: Pieridae) hat das Wendland im Nordosten Niedersachsens erreicht (Lepidoptera: Pieridae). – Virgo 21 (2018): 44-47.

**REINHARD, R. & BOLZ, R.** (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Tagfalter (Rhopalocera) (Lepidoptera: Papilionoidea et Hesperioidea) Deutschlands. S. 167-194 – In: Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands, Bd. 3: Wirbellose Tiere (Teil 1). – Naturschutz und Biologische Vielfalt. **70** (3): 1-716.

**WACHLIN, V.** (Bearb.) (1993): Rote Liste der gefährdeten Tagfalter Mecklenburg-Vorpommerns. 1. Fassung, Stand: November 1993. – Der Umweltminister des Landes Mecklenburg-Vorpommern (Hrsg.), Schwerin, 43 S.

## Graphische Darstellung der Ergebnisse

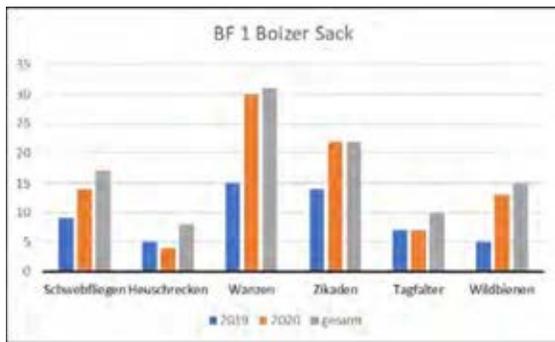


Abb. 28: Artenzahlen verschiedener Insektengruppen auf der Blühfläche 1 „Boizer Sack“.

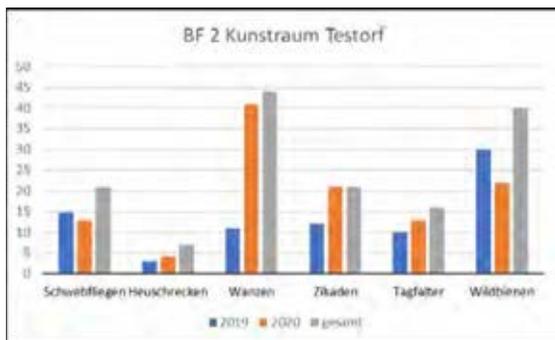


Abb. 29: Artenzahlen verschiedener Insektengruppen auf der Blühfläche 2 „Kunstraum Testorf“.

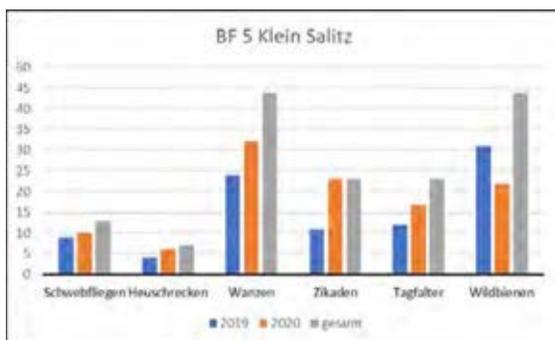


Abb. 30: Artenzahlen verschiedener Insektengruppen auf der Blühfläche 5 „Klein Salitz“.

### Empfehlungen aus entomofaunistischer Sicht

Für die Blühflächen sollte eine Streifenmähd im Sommer (Juli) und die Mähd der verbliebenen Streifen ab Mitte Oktober erfolgen. Die zuerst gemähten Bereiche sollen im Herbst stehen bleiben, damit sie einen herbstlichen Blühaspekt entwickeln und den Insekten als Überwinterungshabitate dienen können.

### Ausblick

Von Menschenhand angelegte Blühflächen unterliegen, insbesondere in den ersten Jahren einem sehr starken Wandel. Auf vorhergehenden Acker-, Grünland- oder Brachflächen wird eine Einsaat mit einer Samenmischung aus Blütenpflanzen und Gräsern vorgenommen, welche den Bodenverhältnissen angepasst ist.

Im ersten Jahr nach dieser „Bodenverwundung“ keimen zudem viele Samen aus, die bereits im Boden lagen – wie in diesem Falle z.B. die Kamille (*Matricaria spec.*).

Erst im zweiten Jahr wird der Blühaspekt reichhaltiger und artenreicher. Durch die jährliche Mahd, die einen Nährstoffzug und eine Verhinderung der Verbuschung der Flächen bewirken soll, werden aber auch konkurrenzstarke Gräser gefördert, wobei perspektivisch vermutlich der Blühaspekt wieder abnehmen wird.

Diese Entwicklung konnte auf Grund der nur zweijährigen Untersuchungszeit noch nicht dokumentiert werden. Es wäre daher sinnvoll und interessant, diese drei Flächen etwa fünf Jahre nach der Ersteinssaat erneut zu untersuchen.

Es konnte aber mit den Untersuchungen gezeigt werden, dass in unserer relativ strukturarmen Agrarlandschaft, in der es zudem an einem abwechslungsreichen Blütenangebot mangelt, Blühflächen einen wertvollen Beitrag als Nektarquellen und damit als „Tankstellen“ für unsere blütenbesuchenden Insekten haben.

### Dank

Es sei an dieser Stelle dem Biosphärenreservatsamt Schaalsee-Elbe mit Sitz in Zarrentin am Schaalsee gedankt, das den Entomologischen Verein Mecklenburg mit dieser zweijährigen, interessanten Studie beauftragte. Dank gilt außerdem Norbert Voigt (Kiel) für die Bereitstellung der quantitativen Erfassungsergebnisse für die Wildbienen, die in den Abb. 28-30 Berücksichtigung fanden.

Eduard und Rolf Ludwig (Schwerin) haben dankenswerterweise an der Erfassung und Bestimmung der Heuschrecken mitgearbeitet.

### Anschriften der Verfasser

Dipl.-Biol. Mathias Hippke  
Wiesenring 29  
D-19370 Parchim  
E-Mail: Mathias-Hippke@web.de

Uwe Deutschmann  
Feldstr. 5  
D-19067 Dobbin am See, OT Buchholz  
E-Mail: uwe\_deutschmann@web.de

## Kleine Mitteilungen

### Fotonachweis des Felsenspringers *Petrobius brevistylis* (Archaeognatha: Machilidae) an der Ostseeküste bei Rerik

Am 15.07.2021 gelang ein Fotonachweis des Felsenspringers *Petrobius brevistylis* Carpenter, 1913 (Abb. 1). Das etwa 1 cm große Insekt wurde beim Absuchen eines Feldsteinhaufens am Strandzugang eines Campingplatzes, etwa 2,3 km nördlich von Rerik fotografiert (Abb. 2). Das metallisch-bunt beschuppte Tier wurde mithilfe einer Taschenlampe gegen 23:50 Uhr auf einem großen Feldstein sitzend entdeckt.



Abb. 1: Felsenspringer *Petrobius brevistylis* Carpenter, 1913 auf warmen Feldsteinen bei Rerik gegen Mitternacht am 15.07.2021. Foto vom Verfasser.

Mit *Petrobius maritimus* Leach 1809 sind zwei halophile Arten der Gattung an Mitteleuropas Küstenbiotopen zu finden (KAPLIN 2021). Bislang konnte nur *P. brevistylis* in der südlichen Ostsee nachgewiesen werden (WORMS – World Register of Marine Species 2022, STURM 1997). Im Jahr 1991 wurde *P. brevistylis* auf der Insel Hiddensee in der Nähe von Kloster nachgewiesen (Schulz 1991). Der Fund galt bis 1997 als einziger offizieller Nachweis an der Ostseeküste Mecklenburg-Vorpommerns (STURM 1997). Im WORMS – World Register of Marine Species (2022) findet sich zudem ein Nachweis an der Kaimauer gegenüber des Ozeaneums in Stralsund aus dem Jahr 2010, der über die Naturgucker Plattform gemeldet wurde.

Experten für die wenig untersuchte und urtümliche Insektenordnung, bei der immer noch neue Arten entdeckt werden (KAPLIN 2021), sind selten. Herr Kaplin vom All-Russian Institute of Plant Protection in St. Petersburg ist einer der wenigen Spezialisten dieser Insekten und konnte das Foto

der Art zuordnen (schriftl. Mitt. 2022). Dafür gilt ihm herzlicher Dank.

Felsenspringer verstecken sich tagsüber unter Steinen und kommen erst in der Dämmerung heraus, um an Algen, Flechten oder Moosen zu fressen (DELANY 1959).

Dass Felsenspringer aufgrund ihrer versteckten, nachtaktiven Lebensweise oftmals übersehen werden, zeigen BERGERSEN et al. (2014) anhand von Erfassungen in Norwegen. Die Autoren haben 75 Standorte an den nördlichen Küsten Norwegens untersucht und konnten die Art an ca. einem von vier Standorten nachweisen. Dafür haben sie Steine umgedreht und helle, mit wenig Wasser gefüllte Plastikgefäße daneben gehalten, in die die Tiere hineinsprangen.

Es ist zu vermuten, dass Nachweise der petrophilen Art in Mecklenburg-Vorpommern deutlich unterrepräsentiert sind. Also beim nächsten Strandbesuch durchaus mal einen Stein umdrehen (natürlich ohne das Habitat wesentlich zu verändern) oder in der Dämmerung entsprechende Biotope (s. Abb. 2) absuchen.



Abb. 2: Habitat des Felsenspringers *Petrobius brevistylis* an der Ostseeküste nördlich von Rerik. Quelle: Google Earth Images © Christian Dirksen.

### Literatur

DELANY, M. (1959): The life histories and ecology of two species of *Petrobius* Leach, *P. brevistylis* and *P. maritimus*. – Transactions of the Royal Society of Edinburgh **63**: 501-533.

KAPLIN, V. G. (2021): A new species of the bristetail genus *Petrobius* Leach, 1809 (Microcoryphia: Machilidae) from Crimea. – All-Russian Institute of Plant Protection, St. Petersburg. Far Eastern Entomologist **462**: 22-28.

SCHULZ, H.-J. (1991): Beobachtungen zum Vorkommen des Machiliden *Petrobius brevistylis* Carpenter, 1913 (Thysanura, Insecta) auf Hiddensee. – Drosera **91**: 1-5.

Virgo, 25. Jahrgang, 2022: Kleine Mitteilungen: 95-99. – BLEI, P.: Fotonachweis des Felsenspringers *Petrobius brevistylis* an der Ostseeküste bei Rerik. – DEUTSCHMANN, U.: Interessante Schmetterlings- und Zikadenfunde in Mecklenburg. – RÖBNER, E.: Der Kleine Eisvogel *Limnitis camilla* (Linnaeus, 1754) bei Neukloster in Nordwest-Mecklenburg. – RÖBNER, E.: Weitere Beobachtungen des Pinselkäfers *Trichius gallicus* Dejean, 1821 in Mecklenburg.

**STURM, H.** (1997): Kommentiertes Verzeichnis der Felsenspringerarten-Arten (Machilidae, Archaeognatha, Insecta) Deutschlands. – Entomologische Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum Hamburg **12** (155): 123-140.

**BERGERSEN, R., NILSSEN, A. C. & STRAUMFORS, P.** (2014): Old and new records of *Petrobius brevistylis* Carpenter, 1913 (Archaeognatha, Machilidae) in North Norway. – Norwegian Journal of Entomology **61**: 1-7.

**WoRMS – World Register of Marine Species** (2022): *Petrobius brevistylis* Carpenter, 1913 & *Petrobius maritimus* Leach, 1809 in GBIF Secretariat (2021). – Checklist dataset (online) DOI <https://www.gbif.org/species/1421072> & DOI <https://www.gbif.org/species/9783088>, aufgesucht via GBIF.org am 22.02.2022.

#### Anschrift des Verfassers

BSc Paul Blei, Zum Goldenen Frieden 4  
D-17166 Carlshof  
E-Mail: paulblei@posteo.de

### Interessante Schmetterlings- und Zikadenfunde in Mecklenburg (Lepidoptera; Auchenorrhyncha)

#### *Cydia inquinatana* (Hübner, 1800) (Lepidoptera: Tortricidae)

Am 04.08.2001 fing ich ein Exemplar des Wicklers *Cydia inquinatana* (Hübner, 1800) in Jasnitz bei Ludwigslust am Licht und publizierte dies (DEUTSCHMANN 2002), doch stellte sich später heraus, dass es sich um eine Fehlbestimmung handelte (DEUTSCHMANN 2007: 31). Am 15.07.2021 gelang dann allerdings tatsächlich der Nachweis der Art. Ein Falter wurde in einer Gartenanlage in Buchholz bei Rubow gefangen (Abb. 1). Es handelt sich damit um einen Erstnachweis von *C. inquinatana* für Mecklenburg-Vorpommern.



Abb. 1: *Cydia inquinatana* (Hübner), Buchholz bei Rubow (12 mm).

#### *Phalonidia curvistrigana* (Stainton, 1859) (Lepidoptera: Tortricidae)

Am 24.07.2021 führte ich auf Nachfrage des NABU Mecklenburg-Vorpommern/Schwerin einen Lichtfangabend im NSG „Kiesgrube Wüstmark“ im Süden Schwerins durch. Beteiligt waren Vertreter des NABU und interessierte Naturfreunde. Unter den etwa 30 Schmetterlingsarten, die bei warmer, aber relativ windiger Witterung ans Licht (250 Watt HQL) kamen, war auch ein Exemplar *Phalonidia curvistrigana* (Stainton, 1859) (Abb. 2).



Abb. 2: *Phalonidia curvistrigana* (Stainton), NSG „Kiesgrube Wüstmark“ (11 mm).

Eine Genitaluntersuchung bestätigte die Determination. Es handelt sich somit um eine Bestätigung des Vorkommens in Mecklenburg-Vorpommern (vgl. GAEDIKE et al. 2017) und um meinen ersten Fund dieser Art.

#### *Phyllonorycter comparella* (Duponchel, 1843) (Lepidoptera: Gracillariidae)



Abb. 3: *Phyllonorycter comparella* (Duponchel), ex larva, Schlosspark Ludwigslust (8 mm).

Ende August sammelte ich Blätter mit Blattminen aus einem Silberpappelbestand im Schlosspark Ludwigslust. Wenige Tage später schlüpfen aus den Minen die ersten Falter *Phyllonorycter comparella* (Duponchel, 1843) (Abb. 3). Die Bestimmung wurde durch Genitaluntersuchungen

Virgo, 25. Jahrgang, 2022: Kleine Mitteilungen: 95-99. – BLEI, P.: Fotonachweis des Felsenspringers *Petrobius brevistylis* an der Ostseeküste bei Rerik. – DEUTSCHMANN, U.: Interessante Schmetterlings- und Zikadenfunde in Mecklenburg. – RÖßNER, E.: Der Kleine Eisvogel *Limenitis camilla* (Linnaeus, 1754) bei Neukloster in Nordwest-Mecklenburg. – RÖßNER, E.: Weitere Beobachtungen des Pinselkäfers *Trichius gallicus* Dejean, 1821 in Mecklenburg.

bestätigt (Vergleich mit NEL & VARENNE 2014). Damit wird *P. comparella* erstmals für Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesen.

#### ***Allygus maculatus* Ribaut, 1952 (Auchenorrhyncha: Cicadellidae)**

Beim Abkäschern der niedrigen Vegetation im NSG „Grambower Moor“ bei Schwerin fing ich am 25.06.2021 die Fleckenbaumzikade *Allygus maculatus* Ribaut, 1952 (Abb. 4). Die Bestimmung erfolgte nach BIEDERMANN & NIEDRINGHAUS (2004). In der Roten Liste der Zikaden Deutschlands (NICKEL et al. 2016) wird die Art als „gefährdet“ (Kategorie 3) eingestuft. Sie ist ein Erstnachweis für Mecklenburg-Vorpommern.



Abb. 4: *Allygus maculatus* Ribaut, NSG „Grambower Moor“ (8 mm).

#### **Literatur**

DEUTSCHMANN, U. (2002): Die „Kleinschmetterlinge“ Mecklenburg-Vorpommerns. Teil 3 (Tortricidae, Wickler). – Virgo 6 (1): 5-20.

DEUTSCHMANN, U. (2007): Nachträge zu den „Kleinschmetterlingen“ Mecklenburg-Vorpommerns (Lepidoptera: Pyralidae, Tortricidae, Gelechiidae). – Virgo 10 (1): 29-32.

NEL, J. & VARENNE, T. (2014): Atlas des Lépidoptères. Gracillariidae Lithocolletinae de France. – Suppl. au Tome 23. – A.R.E., 144 pp., 92 pl.

GAEDIKE, R., NUSS, M., STEINER, A. & TRUSCH, R. (Hrsg.) (2017): Verzeichnis der Schmetterlinge Deutschlands (Lepidoptera). 2. überarb. Aufl. – Entomologische Nachrichten und Berichte, Beiheft 21: 1-362.

BIEDERMANN, R. & NIEDRINGHAUS, R. (2004): Die Zikaden Deutschlands. Bestimmungstabellen für alle Arten. – Scheeßel: WABV Fründ, 409 S.

NICKEL, H., ACHTZIGER, R., BIEDERMANN, R., BÜCKLE, C., DEUTSCHMANN, U., NIEDRINGHAUS, R., REMANE, R., WALTER, S., WITSACK, W. (2016): Rote Liste und Gesamtartenliste der Zikaden (Hemiptera: Auchenorrhyncha) Deutschlands. 2. Fassung. – In: Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Bd. 4: Wirbellose Tiere (Teil 2). – Naturschutz und Biologische Vielfalt. 70 (4): 249-298.

#### **Anschrift des Verfassers**

Uwe Deutschmann,  
Feldstr. 5  
D-19067 Dobin am See, OT Buchholz  
E-Mail: uwe\_deutschmann@web.de

#### **Der Kleine Eisvogel *Limenitis camilla* (Linnaeus, 1764) bei Neukloster in Nordwest-Mecklenburg (Lepidoptera: Nymphalidae)**

Für den Naturliebhaber ist es stets ein besonderes Erlebnis, den Kleinen Eisvogel *Limenitis camilla* (Linnaeus, 1764) zu sichten. Meine erste Begegnung mit ihm hatte ich während eines Praktikums als Student in der Lewitz bei Banzkow. Ein Belegexemplar ist noch heute in den Rudimenten meiner Schmetterlingssammlung aus früheren Jahren erhalten, mit der Fundortetikettierung „Banzkow (Mecklenburg), 12.07.1978, leg. E. Rößner“ [Messtischblatt 2435/III].

Bei einer Wanderung um den Klostersee bei Neukloster (Mecklenburg) am 17.07.2021 war der Kleine Eisvogel erstaunlich oft anzutreffen (Abb. 1). Insgesamt wurden etwa 10 bis 15 Falter gesichtet. Sie flogen zahlreich im Gebiet zwischen Klein Warin und dem kleinen Ort Neumühle (am Klostersee), sowie im Waldgebiet am Ostufer des Klostersees, fast bis zum Ortseingang von Neukloster (Messtischblatt 2136/III). Selbst mitten im Wald, wenn dieser etwas aufgelichtet war, flogen die Falter. Auf der alten Landstraße im Wald zwischen Klein Warin und Neumühle gab es mehrere Straßen-Verkehrstopfer der Schmetterlingsart. Nach REINHARDT et al. (2020: 233) gehört das Beobachtungsgebiet offenbar aktuell zu einem größeren, mehr oder weniger zusammenhängenden Vorkommensgebiet der Art in Mecklenburg-Vorpommern.



Abb. 1: Kleiner Eisvogel im lichten Mischwald zwischen Klein Warin und Neumühle.

Virgo, 25. Jahrgang, 2022: Kleine Mitteilungen: 95-99. – BLEI, P.: Fotonachweis des Felsenspringers *Petrobius brevistylis* an der Ostseeküste bei Rerik. – DEUTSCHMANN, U.: Interessante Schmetterlings- und Zikadenfunde in Mecklenburg. – RÖßNER, E.: Der Kleine Eisvogel *Limenitis camilla* (Linnaeus, 1754) bei Neukloster in Nordwest-Mecklenburg. – RÖßNER, E.: Weitere Beobachtungen des Pinselkäfers *Trichius gallicus* Dejean, 1821 in Mecklenburg.

In der Roten Liste Deutschlands (REINHARDT & BOLZ 2011) wird *L. camilla* als häufig (über 500 Vorkommen in Deutschland) bewertet und steht damit in der Gefährdungskategorie V (Vorwarnliste). Die Häufigkeit stellt sich allerdings gebietsweise und auch jährlich sehr unterschiedlich dar. So wird die Art in Schleswig-Holstein (KOLLIGS 2009) als sehr selten und vom Aussterben bedroht eingeschätzt (Gefährdungskategorie 1). In der Roten Liste für Mecklenburg-Vorpommern (WACHLIN 1993), die allerdings aktualisierungswürdig ist, wird *L. camilla* in die Kategorie 3 (gefährdet) eingestuft; bedeutsamer erscheint die bereits damals gegebene und im Wesentlichen auch heute noch zutreffende Einschätzung (WACHLIN 1993: 24): „Früher besiedelte der Kleine Eisvogel *Limenitis camilla* praktisch jeden nicht zu trockenen Wald bzw. Forst. Auch diese Art hat den forstwirtschaftlichen Intensivierungsmaßnahmen erheblichen Tribut zollen müssen. Dunkelwaldwirtschaft mit Koniferenkulturen und insbesondere Beseitigung der Forstunkräuter unter Herbizideinsatz, wozu die Futterpflanzen (Geißblattarten) des Kleinen Eisvogels gehören, haben dazu geführt, daß die Art als gefährdet anzusehen ist“. Der Freizeit-Lepidopterologe Heinz Tabbert (Steinhagen-Negast) teilte seine Erfahrungen aus seinem Umfeld mit (mdl. Mitt). Er beobachtete mehrfach, dass in den Vorkommensgebieten des Kleinen Eisvogels um Stralsund durch den Waldwegebau die Strauch- und Krautvegetation sowie der spätere Aufwuchs beiderseits der Wege stark dezimiert oder beseitigt wurden, sodass Beobachtungen des Falters in der Folgezeit ausblieben. Ein Beispiel für Veränderungen des Lebensraumes, die zu Bestandsrückgängen des Schmetterlings geführt haben.

#### Literatur

**KOLLIGS, D.** (2009): Die Großschmetterlinge Schleswig-Holsteins. Rote Liste. – Landesamt für Landwirtschaft, Umwelt und ländliche Räume des Landes (LLUR) (Hrsg.). LLUR SH-Natur-RL 19, 106 S.

**REINHARDT, R. & BOLZ, R.** (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Tagfalter (Rhopalocera) (Lepidoptera: Papilionoidea et Hesperioidea) Deutschlands. S. 167-194 – In: Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands, Bd. 3: Wirbellose Tiere (Teil 1). – Naturschutz und Biologische Vielfalt. **70** (3): 1-716.  
**REINHARDT, R., HARPKE, A., CASPARI, S., DOLEK, M., KÜHN, E., MUSCHE, M., TRUSCH, R., WIEMERS, M. & SETTELE, J.** (2020): Verbreitungsatlas der Tagfalter und Widderchen Deutschlands. – Stuttgart: Eugen Ulmer KG, 428 S.

**WACHLIN, V.** (Bearb.) (1993): Rote Liste der gefährdeten Tagfalter Mecklenburg-Vorpommerns. 1. Fassung, Stand: November 1993. – Der Umweltminister des Landes Mecklenburg-Vorpommern (Hrsg.), Schwerin, 43 S.

#### Anschrift des Verfassers

Eckehard Rößner  
Reutzstr. 5  
D-19055 Schwerin  
E-Mail: roessner.e@web.de

#### Weitere Beobachtungen des Pinselkäfers *Trichius gallicus* Dejean, 1821 in Mecklenburg (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae)

Nach dem Bericht von RÖßNER (2020) über die Verbreitung des Pinselkäfers *Trichius gallicus gallicus* Dejean, 1821 in Mecklenburg-Vorpommern gab es weitere Fundmitteilungen mit Fotobelegen, die nachfolgend wiedergegeben werden. Für die Übersendung der Daten und Fotos wird Bodo Degen (Dabel), Horst Lüdke (Grabow) (Abb. 1, 2) und Wolf-Peter Polzin (Güstrow) (Abb. 3) herzlich gedankt.

Für den Raum Rostock (Landschaftszone Ostseeküstenland) bestätigte B. Degen das Vorkommen. Er registrierte am 28. Juli 2021 in Rostock-Gehlsdorf (Messtischblatt 1838/IV) ein Exemplar auf einer Brombeerblüte.

In der Natur um seinem Wohnort Grabow (Landschaftszone Vorland der Mecklenburgischen Seenplatte) findet Horst Lüdke seine Fotomotive. Jährlich konnte er jeweils im Frühsommer von 2018 bis 2021 auf dem Bahnhofsgelände den Pinselkäfer beobachten. Abb. 1 und 2 zeigen ein im Juni 2021 fotografiertes Exemplar.



Abb. 1: *Trichius gallicus* Dejean, Weibchen, Juni 2021, Bahnhofsgelände Grabow. Foto: H. Lüdke.

Virgo, 25. Jahrgang, 2022: Kleine Mitteilungen: 95-99. – BLEI, P.: Fotonachweis des Felsenspringers *Petrobius brevistylis* an der Ostseeküste bei Rerik. – DEUTSCHMANN, U.: Interessante Schmetterlings- und Zikadenfunde in Mecklenburg. – RÖBNER, E.: Der Kleine Eisvogel *Limnitis camilla* (Linnaeus, 1754) bei Neukloster in Nordwest-Mecklenburg. – RÖBNER, E.: Weitere Beobachtungen des Pinselkäfers *Trichius gallicus* Dejean, 1821 in Mecklenburg.



Abb. 2: Gleiches Exemplar wie Abb. 1, gemeinsam mit einem Bienenwolf *Trichodes* (Cleridae).

Erstmals wurde der Pinselkäfer für Güstrow (Rückland der Mecklenburgischen Seenplatte) gemeldet. Wolf-Peter Polzin fotografierte am 10. Juni 2019 ein Exemplar in seinem Hausgarten in der Weinbergstraße der Südstadt von Güstrow (Abb. 3).

Die Beobachtungen bestätigen, dass der Pinselkäfer *T. gallicus* besonders in Siedlungsbereichen seinen Lebensraum gefunden hat. Dazu gehören in typischer Weise auch Bahnhofsgelände und Gärten, wie auch die Fotos belegen.

#### Literatur

**RÖBNER, E.** (2020): Verbreitung des Pinselkäfers *Trichius gallicus gallicus* Dejean, 1821 in Mecklenburg-Vorpommern (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae). – *Virgo* **23**: 75-79.



Abb. 3: *Trichius gallicus* Dejean, Männchen, am 10.06.2019 auf Ligusterblüte in Güstrow. Foto: W.-P. Polzin.

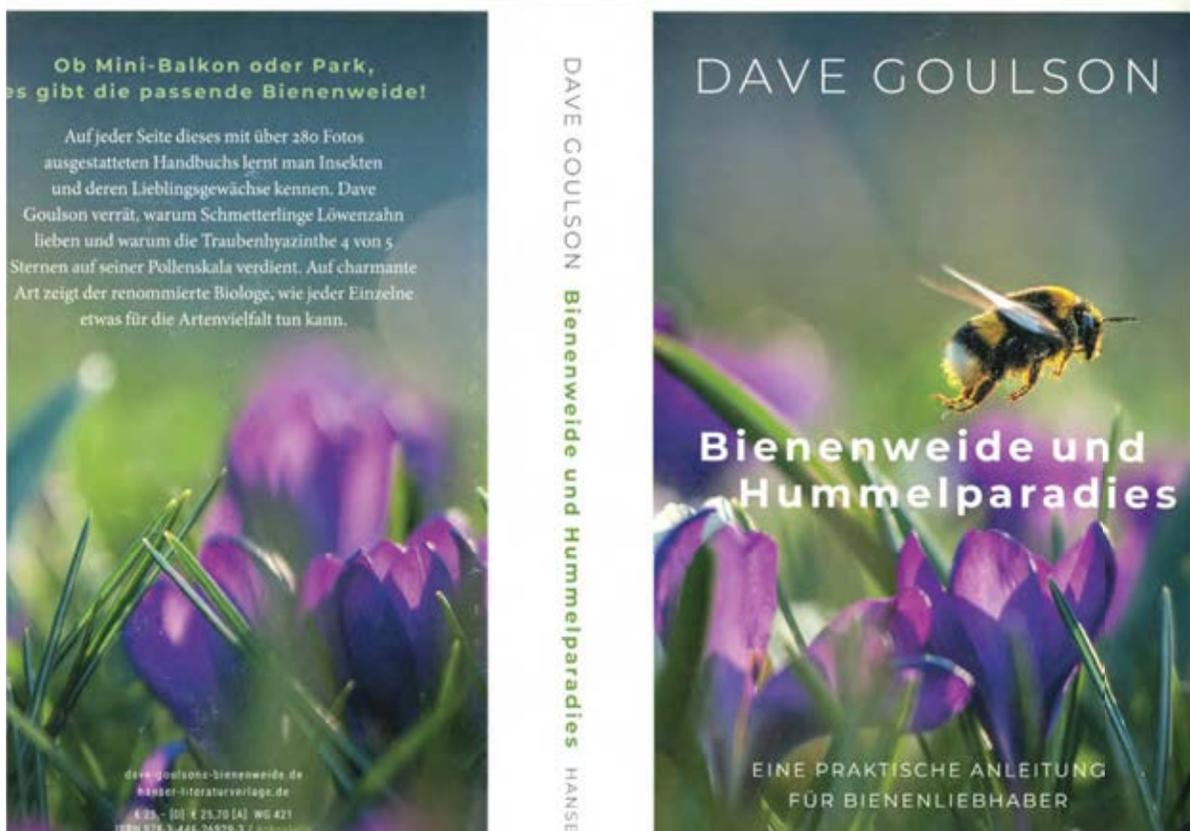
#### Anschrift des Verfassers

Eckehard Rößner, Reutzstr. 5, D-19055 Schwerin

E-Mail: roessner.e@web.de

## Buchbesprechung

GOULSON, D. (2021): Bienenweide und Hummelparadies. Eine praktische Anleitung für Bienenliebhaber. – München: Carl Hanser Verlag GmbH & Co KG, 351 S. (ISBN 978-3-446-26929-3).



Dave Goulson ist für seine Liebe zu den Insekten bekannt und hat diese, meist mit einem Schuss britischen Humors gewürzt, in mehreren Büchern niedergeschrieben. Er ist ein exzellenter Entomologe, der um die Bedrohung der Insekten durch problematisches, menschliches Handeln weiß. Aber er kritisiert nicht nur, sondern gibt vor allem praktische Hinweise für den Leser, wie man dazu beitragen kann, den Insekten zu helfen. Dabei geht er seltener auf einzelne Arten ein, sondern versucht immer den ökosystemaren Ansatz „Artenschutz ist Biotopschutz“ zu vermitteln. Das kommt auch in seinem neusten Buch zum Ausdruck. Zentrale Botschaft ist, dass jeder in seinem eigenen Umfeld (u. a. auf kommunalen Flächen, durch Initiative von Vereinen, im privaten Garten, Vorgarten oder auch auf dem Balkon) etwas Positives für die Insekten tun kann. Dazu beschreibt er erst einmal die Vielfalt an Bestäubern von Blütenpflanzen, wobei die Bandbreite seiner Ausführungen von den Hummeln und Bienen, über die Schwebfliegen und phytophagen Käfer bis hin zu den Schmetterlingen reicht. Er gibt dem Leser illustrierte Bestimmungsschlüssel (beispielsweise für Hummeln) und zahlreiche Farbfotos von zentralen Arten der jeweiligen Insektengruppen an die Hand. Dann geht er auf die besten

Gartenpflanzen für unsere bestäubenden Insekten (krautige Pflanzen wie Gehölze) ein und beschreibt ihre Ansprüche sowie den Habitus zumeist mit farbigem Bild. Dave Goulson begründet auch die notwendigen Pflanzenfolgen im Jahresverlauf, um keinen „Flaschenhals“ im Blühgeschehen eintreten zu lassen. Im Weiteren geht er auf die Anbaumethoden der Blütenpflanzen (inkl. Bezugsadressen für Saatgut), auf Vermehrungsmethoden und die Anlage von Wildblumenwiesen ein. Zum Schluss richtet er sich mit Vorschlägen für die Aufstellung von Nisthilfen für Bestäuberinsekten und mit Hinweise zur insektenfreundlichen Schädlingsbekämpfung im Garten an den Leser.

Fazit: Ein rundherum gelungenes, logisch aufgebautes und gut illustriertes Buch. Es ist allen an die Hand zu geben, die den Insekten durch Blühstreifen im kommunalen Umfeld oder durch Blühwiesen auf eigenen Flächen oder im Garten helfen wollen. Es hilft die Problematik des Insektenrückgangs zu verstehen, setzt keine Fachkenntnisse voraus und macht einfach nur Spaß beim Lesen.

Volker Thiele

## Buchbesprechung

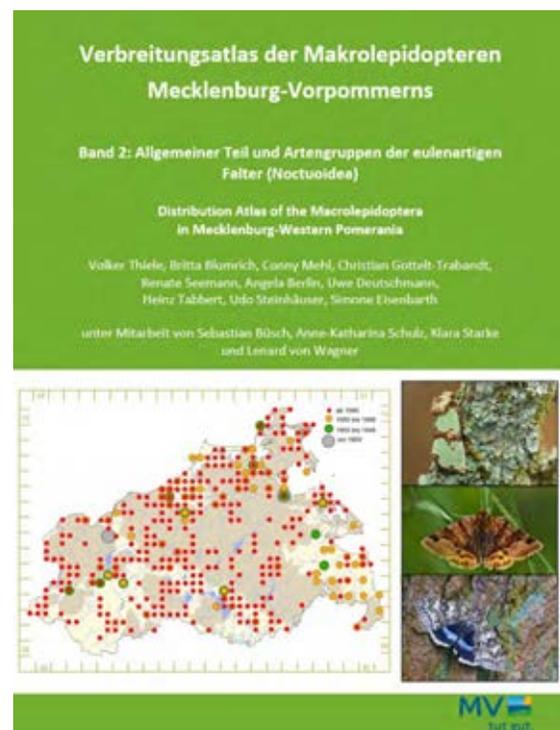
**THIELE, V., BLUMRICH, B., MEHL, C., GOTTELT-TRABANDT, CH., SEEMANN, R., BERLIN, A., DEUTSCHMANN, U., TABBERT, H., STEINHÄUSER, U. & EISENBARTH, S.** (in Vorbereitung): Verbreitungsatlas der Makrolepidopteren Mecklenburg-Vorpommerns. – Teil 2: Allgemeiner Teil und Artengruppen der eulenartigen Falter (Noctuoidea).

Von vielen Naturinteressierten wird der Rückgang zahlreicher Insektenarten in der freien Landschaft und in den Hausgärten schmerzlich wahrgenommen. Die sinkende Biodiversität wirkt sich aber auch gravierend auf die einzelnen Ökosysteme aus. In diesem Zusammenhang sei nur an die Nahrungsgrundlage für viele Vögel, Fledermäuse und Amphibien sowie an die Bestäubung unzähliger Blütenpflanzen erinnert. Zudem leisten zahllose Insektenarten mit der Bestäubung von Nutzpflanzen einen großen wirtschaftlichen Beitrag, der nicht oder nur unvollständig technisch zu ersetzen ist. Deshalb ist es wichtig, über die Verbreitung und die Bestandsschwankungen bei den Insekten Bescheid zu wissen. 2018 wurde der erste Band des Verbreitungsatlasses der Makrolepidopteren Mecklenburg-Vorpommerns publiziert. Darin sind 184 Arten der Blutströpfchen, Bärenfalter, Schwärmer und Spinnerartigen behandelt worden. Nunmehr liegt der Band 2 für die Eulenfalter (Noctuoidea) vor. Er ist abermals in einen allgemeinen und speziellen Teil gegliedert. Im erstgenannten Teil werden die Eulenfalter vorgestellt, die einzelnen Unterfamilien charakterisiert und es wird auf die Wirkungen des Klimawandels eingegangen. Zudem werden bedeutende vorpommersche Entomologen mit ihrem Lebenslauf vorgestellt. Der spezielle Teil beginnt mit einer Checkliste der behandelten Arten nach neuester Nomenklatur und Systematik. Circa 90.000 aktuelle und historische Datensätze wurden kartographisch ausgewertet und aufbereitet. Anhand von Steckbriefen werden die Arten samt ihrer Ökologie und Gefährdung sowie der Verbreitung in den jeweiligen Lebensräumen vorgestellt. Es findet eine Auswertung der Funddaten durch instruktive Rasterkarten in verschiedenen Zeitebenen statt. Mit zahlreichen Fotografien und Bildern versehen, präsentiert dieses Buch 375 Vertreter aus 27 Unterfamilien und wendet sich damit nicht nur an professionelle Entomologen, sondern auch an passionierte Laien und interessierte Naturliebhaber.

### Stand der Arbeiten

Das Manuskript des Buches ist nahezu fertiggestellt. Derzeit fließen noch Daten in die

Auswertung ein, die den Autoren vorher nicht zugänglich waren. Zudem werden einige Artnachweise aus Sammlungen in der Universität Rostock geprüft. Aus Hinweisen von Dr. Gelbrecht wurde zudem deutlich, dass es Fundorte gibt, die auf administrativ geteilten Messtischblättern sowohl in Mecklenburg-Vorpommern als auch Brandenburg liegen könnten. Diese Funde werden bezüglich ihrer Lage durch Befragung der Melder verifiziert und (soweit sie in unserem Bundesland liegen) aufgenommen. Dank den zahlreichen Tierfotografen ist der Atlas sehr umfangreich und instruktiv bebildert. Es liegen fast zu allen Arten Fotos vor. Zudem sind Artkomplexe von schwer trennbaren Taxa begründet und kritische Arten abgetrennt und aus der Checkliste entfernt worden. Die Autoren gehen davon aus, dass der Verbreitungsatlas noch im ersten Halbjahr 2022 im Steffen-Verlag erscheint.



Cover des Verbreitungsatlas der eulenartigen Falter.

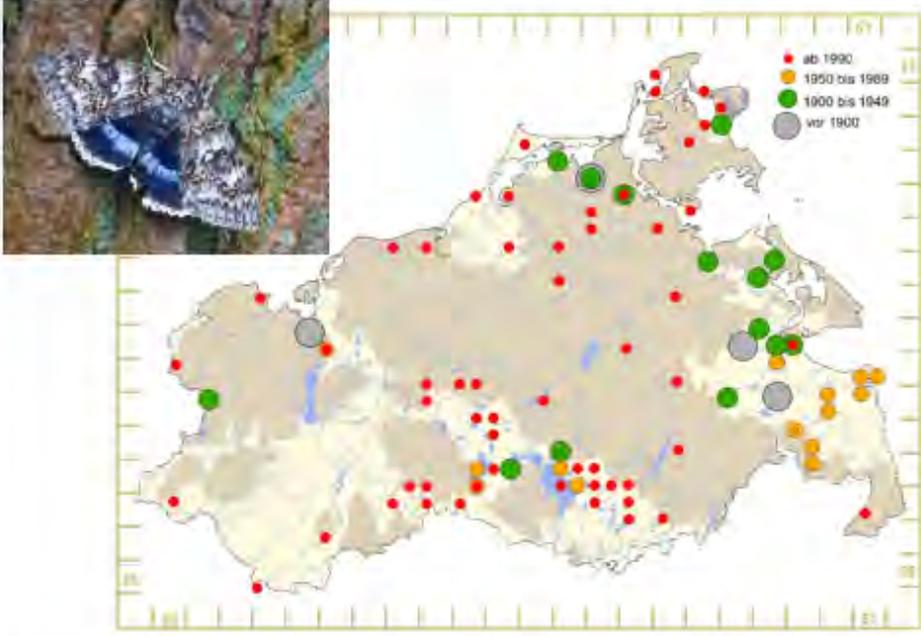


***Catocala fraxini*** (Linnaeus, 1758)

Blaues Ordensband

Erebinae  
Catocalini

Clifden Nonpareil	Nr. in KOCH (1991): 3,396	Nr. in K. & R. (1996): 8873
BArtSchV / FFH-RL: b.g. / -	RL D: V	RL M-V: 3



<p><b>Verbreitung:</b> nahezu im gesamten Land auftretend, aktueller Schwerpunkt der Verbreitung auf den Sanderflächen in den Großlandschaften „Mecklenburger Großseenslandschaft“ und „Neustrelitzer Kleinseenslandschaft“; historische Belege vornehmlich im Osten, Funde Zeitebene „1950-1989“ im Naturraum „Vorpommersche Heide- und Moorlandschaft“</p>	<p><b>Verbreitungstyp:</b> eurasiatisch</p>
<p><b>Lebensraum:</b> lichte Laubwälder und deren Säume, Auwälder, Niederungsbereiche von Fließ- und Standgewässern, Parklandschaften</p>	<p><b>Fraßpflanzen:</b> Schwarz-Pappel (<i>Populus nigra</i>), Kanadische Pappel (<i>Populus canadensis</i>), Zitter-Pappel (<i>Populus tremula</i>) u.a., Birken (<i>Betula</i>), daneben auch Esche (<i>Fraxinus</i>), Eiche (<i>Quercus</i>), Erle (<i>Alnus</i>), Buche (<i>Fagus</i>), Ulme (<i>Ulmus</i>), Weide (<i>Salix</i>) und Ahorn (<i>Acer</i>)</p>
<p><b>Bemerkungen:</b> Imagines sind nachaktiv   tagsüber ruhend an Baumstämmen, aber flüchtig   saugen Baumsäfte, Blattlausablagerungen oder gehen an faulendes Obst   Falter sind stark köderfliegend   Eier überwintern   Raupen fressen nachts und rasten am Tage, dicht an Zweigen geschmiegt   Verpuppung im leichten, seidigen Gespinnst zwischen Blättern am Zweig</p>	

Beispiel für einen Steckbrief in speziellen Teil des Atlases.

Volker Thiele

## Nachruf auf Heinz Scheel (7.9.1930-10.2.2022), Plau am See

UDO STEINHÄUSER

Heinz Scheel, Urgestein und Ehrenmitglied des Entomologischen Vereins Mecklenburg-Vorpommern, ist Anfang Februar 2022 im Alter von 91 Jahren in Plau am See gestorben.



Abb. 1: Heinz Scheel (rechts) bekommt am 12. März 2011 vom Vorsitzenden des Vereins Uwe Deutschmann die Urkunde für die Ehrenmitgliedschaft im Entomologischen Verein Mecklenburg e. V. überreicht. Foto: Wolfgang Zessin [aus Virgo 16 (1) 2013: 49].

Heinz Scheel war ein anerkannter Schmetterlingskenner und passionierter Schmetterlingssammler. In jungen Jahren hatte es ihm vor allem die Ornithologie angetan. Schon früh beschäftigte er sich mit der Vogelwelt von Plau am See. Er begann, wie seinerzeit noch vielfach üblich, Vogelei zu sammeln und trug eine beachtliche Sammlung zusammen. Daher verwundert es nicht, dass es ihm der Kuckuck mit seiner ungewöhnlichen Brutbiologie besonders angetan hatte.

Später wandte sich Heinz Scheel den Schmetterlingen zu. Auch hier spielte seine Sammelleidenschaft eine große Rolle, stets gepaart mit faunistischem Interesse. Er erarbeitete sich mit seinem Enthusiasmus und seiner sorgfältigen Arbeitsweise den Respekt und die Anerkennung vieler Lepidopterologen und wurde früh Mitglied im Entomologischen Verein Mecklenburg-Vorpommern. Auch für die Zeitschrift des Vereins, die *Virgo*, steuerte er immer wieder kleine Beiträge

bei. Besonders gern gelesen wurden seine Zuchtberichte. Für die Vereinsarbeit war Heinz Scheel mit seiner lebhaften Art stets eine Bereicherung. Immer hatte er Tipps parat, konnte interessante Beobachtungen mitteilen und gab seine Erfahrungen auch gern an Jüngere weiter, so unter anderem an Henri Hoppe, der später zu einem bedeutenden Spezialisten für die Eulenfalter wurde. Scheel zu Ehren benannte Hoppe 2010 eine neu entdeckte afrikanische Spannerart nach ihm: *Bathycolpodes scheeli*. Am 12. März 2011 wurde Heinz Scheel die Ehrenmitgliedschaft des entomologischen Vereins für seine Verdienste um die Erforschung der Schmetterlingsfauna in Mecklenburg verliehen (Abb.1).

Das Interesse für die Natur sowie die Sammelleidenschaft waren Heinz Scheel wohl in die Wiege gelegt. Schon immer interessierte er sich für das vielgestaltige Leben in seiner Umgebung. Dabei war es nicht selbstverständlich, dass er sich einmal zu einem anerkannten Fachmann entwickeln sollte.

Der am 7. September 1930 geborene Bremer kam aus einfachsten Verhältnissen. Er arbeitete zeitlebens bei der Bahn. Als Streckenläufer war er häufig zu Fuß entlang des Schienenstrangs unterwegs (Abb. 2). Aufgrund seiner Aufmerksamkeit gelangen ihm zahlreiche Beobachtungen entlang der Bahnstrecken, die seine Neugierde und sein Interesse weckten. Nicht immer war ihm klar, um welchen Vogel, Schmetterling oder Käfer es sich dabei handelte. Um sich die nötige Artenkenntnis und entsprechendes Hintergrundwissen anzueignen, bedurfte es Fachliteratur. Diese war in der DDR nicht einfach zu bekommen und war auch meist nicht billig. Es war für Heinz Scheel sicher immer schwierig, bei seinem schmalen Gehalt vier Kinder gemeinsam mit seiner Frau Magdalena durchzubringen und sich dennoch seiner Leidenschaft, zunächst den Vögeln und später den Schmetterlingen, zuzuwenden.

Eine gute (vergleichsweise preiswerte) Möglichkeit, sein Wissen zu erweitern, bestand im Austausch mit Fachkollegen. Diesen fand Heinz Scheel nicht nur im Verein, sondern auch darüber hinaus. Er kannte sowohl den ostdeutschen Vogelexperten Wolfgang Makatsch, als auch den „Schmetterlingspapst“ Manfred Koch noch persönlich. Er pflegte Korrespondenzen mit zahlreichen Gleichgesinnten wie z. B. mit Wolf Dieter Busching und konnte so sein Wissen und seine Sammlung stets erweitern.

Später, als er aus Altersgründen nicht mehr so oft ins Gelände kam, brach sich seine Sammelleidenschaft weiter Bahn. Er sammelte Briefmarken, Münzen und Bauchbinden, trug auch

hier beachtliche Sammlungen zusammen, stellte aus und stand mit Gleichgesinnten im Austausch. Zu Beginn der 2000er Jahre lernte er Udo Steinhäuser und Monty Erselius aus Plau kennen, die sich mit ihrem Naturinteresse an den allseits bekannten Schmetterlingskenner gewandt hatten. Scheel führte sie in die Welt der Schmetterlinge ein und machte sie u. a. mit Flugplätzen und der Schmetterlingszucht vertraut. Folgerichtig wurden auch sie Mitglied im entomologischen Verein Mecklenburg-Vorpommerns. Es entwickelte sich eine jahrelange Zusammenarbeit, aus der kleinere Publikationen hervorgingen und das Wissen um die Schmetterlingsfauna in der Umgebung von Plau weiter wuchs. Die von beiden digitalisierten Daten

aus der Schmetterlingssammlung von Heinz Scheel fanden zu seiner großen Freude 2018 Eingang in den Verbreitungsatlas der Blutstöpfchen, Schwärmer, Bären und Spinnerartigen von Mecklenburg-Vorpommern (Abb. 3). Heinz Scheel wird uns stets als lebhafter, vielseitig interessierter Naturfreund mit großer Sammelleidenschaft in Erinnerung bleiben. Er leistete seinen Beitrag zur faunistischen Erforschung unseres Bundeslandes und hat insbesondere in der Umgebung von Plau am See Spuren hinterlassen. Die Mitglieder des Entomologischen Vereins Mecklenburg-Vorpommern werden Heinz Scheel ein ehrendes Gedenken bewahren.



Abb. 3: Heinz Scheel (mit Schmetterlingskasten) anlässlich eines Pressetermins für die Schweriner Volkszeitung bei der Präsentation des Buches „Verbreitungsatlas der Makrolepidopteren Mecklenburg-Vorpommerns: Blutstöpfchen, Schwärmer, Bären und Spinnerartige“ am 18. Januar 2019 in seinem Plauer Arbeitszimmer. Im Bild von links nach rechts: Monty Erselius, Uwe Deutschmann, Heinz Scheel, Udo Steinhäuser. Foto: Thomas Zenker (SVZ).

#### Beiträge von Heinz Scheel in der Vereinszeitschrift Virgo

**SCHEEL, H.** (1997): Schlupfwespen räumen auf – Freilandbeobachtungen und Aufzucht von *Huebneria lonicena* Scheven, 1777. Lep. Zygaenidae (Blutstöpfchen). – *Virgo* 4 (1): 21.

**SCHEEL, H.** (1999a): Eine bemerkenswerte Zucht vom Gelbbein *Laelia coenosa* Hb. (Lepidoptera, Arctiidae). – *Virgo* 3 (1): 39.

**SCHEEL, H.** (1999b): Einige Anmerkungen zur Zucht der Pestwurzeule *Hydroecia petasitis* Dbl. (Lepidoptera, Noctuidae). – *Virgo* 3 (1): 40.

**SCHEEL, H.** (2004): Eine gelungene Zufallszucht von *Vanessa antiopa*/Trauermantel. – *Virgo* 7 (1): 81.

**SCHEEL, H.** (2005a): Ex ovo Zucht von *Endromis versicolora*. – *Virgo* 8 (1): 42.

**SCHEEL, H.** (2005b): Wie selten ist *Prosperpinus prosperpinus* Pallas, der Nachtkerzen-Schwärmer? – *Virgo* 8 (1): 43.

**SCHEEL, H.** (2009a): Geduld auf den Schönbären (*Callimorpha dominula* L.) wird belohnt. – *Virgo* 12 (1): 84.

**SCHEEL, H.** (2009b): Was sind Gynander? – *Virgo* 12 (1): 89.

## Den schmetterlingssammelnden Streckenläufer gab es wirklich

Wie andere Briefmarken oder Münzen sammeln, züchtet, präpariert und archiviert Heinz Scheel seit vielen Jahren Schmetterlinge

Biologe müßte man eigentlich sein, um sich mit Heinz Scheel (Foto unten) über dessen seltenes Hobby zu unterhalten.

Er ist der schmetterlingssammelnde Streckenläufer, über den Werner Schenk sein Gedicht geschrieben hat.

Wer kein Fachmann auf diesem Spezialgebiet, kann einfach nur bestaunen, was Heinz Scheel in vielen Kästen zusammengetragen und archiviert hat. Seine Sammlung gliedert sich in drei Teile: den Spezialteil „Apollos alle Welt“, die Hauptsammlung Mitteleuropa sowie die Schlupfwespen und Raupenfliegen. Wie kommt man zum Sammeln von Schmetterlingen?

Über den Naturschutz und einen Altsammler kam er auf die Schmetterlinge. Sein Hobby zwang ihn, autodidaktisch Latein zu lernen und sein Wissen zu erweitern.

Museologie war sein Traumberuf, aber ein Studium hatte er sich als Vater von vier Kindern nicht leisten können. Die Streckenläuferei hatte aber auch ihr Gutes. Daß Heinz Scheel heute 63 Jahre ist, vermutet man nicht.

Er und seine Frau gehen auf in den Pflichten als Oma und Opa. Sie haben insgesamt zehn Enkelkinder. Die Enkel sammeln Briefmarken, Münzen und was es sonst noch gibt.

Für Opas Hobby ist es noch zufrüh. Da brauchtes schon viel Wissen. Sonst könnte man ja auch auf die Idee kommen, so einen Schmetterling zu fangen und einfach auf eine Nadel zu pieksen.

Aber so einfach geht das nicht. Zu den unentbehrlichen Utensilien des Präpara-

tors gehören Giftglas, Spannbrett, Pinzette und Nadeln.

Es ist eine ziemliche Prozedur, einen Schmetterling so zu bearbeiten, daß er seine Schönheit auf Jahre im getrockneten Zustand bewahrt.

Oft geht dem Archivieren das Züchten voraus. Auch das ist eine kleine Wissenschaft, denn man muß exakt wissen, wovon sich die Larven ernähren. Muß sie vor Parasiten schützen, sonst erhält man als Nachzucht Schlupfwespen bzw. Raupenfliegen.

Wenn die selbstgezüchteten Schmetterlinge geschlüpft sind, wird der Großteil der Aufzucht der Natur zurückgegeben, einfach fliegen gelassen.

Das imponiert den Enkeln jedes Mal. Für sie steht Opas Bücherschrank offen, wenn sie z. B. in Biologie etwas ausarbeiten müssen.

Wer sammelt, der tauscht doch auch, um die Sammlung zu vervollständigen?

Bei den Schmetterlingssammlern ist das kompliziert. Es gibt nur wenige.

Zu seinen Tauschpartnern muß sich Heinz Scheel schon mit dem Auto auf den Weg machen nach Rostock, Köthen usw.

Erst unter Glas entdeckt man die Besonderheiten der Schmetterlinge, an denen wir uns zur Sommerzeit freuen. Neben einer ganzen Reihe von Präparaten benennt ein kleines Schildchen den Fundort „Bf. (Bahnhof) Plau“.

Welch geschultes Auge muß Heinz Scheel haben, um in einem kleinen schwarzen Klecks die Puppe eines Schmetterlings zu entdecken und dann noch genau zu wissen, um welchen es sich handelt.

## De naturkundliche Streckenläufer

(‘ne Plauer Begäbenheit)

Heiner wier as Streckenläufer  
bi de Iesenbahn bekannt.  
Jeden Dach güng he to Faust  
von Plau na Ganzlin üwer Land.  
Dat Schwellenholt un ok de Schien  
müßt immer sicher sien.  
De Schruben seeten fast in't Holt.  
In'n Winter wiert oft banning kolt.  
Doch Heiner leet sik nich bedräuwen.  
He deed denn up dat Frühjohr täuwen.  
Denn steeg de Sünn' so hoch an'n Häwen,  
un de Natur kreech nieges Lüben.  
De Lerch steeg hoch denn in de Luft  
Dat wier de richtige Frühjohrsduft.  
Un wier dat denn ierst richtig warm,  
denn flög ok mal een Immenschwarm.  
Denn burrtten Käfer hen un her.  
De Mücken flögen denn krüz un quer.  
Doch Heiner leet sik nich verwirr'n.  
dörch dissen Kram gor nich beirr'n.  
Sien Amt verlangte Gründlichkeit.  
Doch einmal käm he grot in Sweit.  
As he bi dat Swienlager wier,  
käm ein Bär achter em her.  
Un ok noch ein Admiral.  
Dat wier nu ierst 'ne grote Qual.  
Son'n richtigen Jieper deed em plagen.  
He wull gliccks hinner beide jagen,  
wull se fangen. Doch dienstbeflissen  
plagt sien Iesenbahngewissen.  
Heiner! Lat de beiden fleigen.  
Lat ehr danzen ehren Reigen.  
Bliew du bi dien Schwell un Schienen.  
Der Deutschen Reichsbahn müßt du dienen.  
Sie gibt dir dein täglich Brot,  
damit deine Wangen rot.  
Dreh' die Schrauben fest, wenn locker.  
Fall dabei nicht von dem Hecker,  
So leet he beide wiederfleigen.  
Se danzten lustig ehren Reigen.  
Doch Heiner reep ehr achterher:  
„Ik kam juch hüt noch in de Quer!  
Wenn mien Bahndienst is tau Enn',  
ward ik mi retour denn wennen.  
Kam mit'n Kescher antolopen.  
Fang juch denn gliccks beid' tohopen.  
Treck juch Flunken glatt und schier.  
Ji kam't in mien Kastenrevier.  
Wenn dat to Utstellung geiht,  
is dat för juch 'ne grote Freud'.  
Denn führt ji mit de Iesenbahn  
un bliewt dorbi in'n kasten stahn.  
Un all de Lüd, de juch bekiesen, bedächtigt  
mit den'n Kopp denn nicken.  
Se seihn denn up de Kist hendal,  
up een upgespießten Admiral.  
Se seihn den'n brunen Bär ünner Glas  
un hebben dorbi noch ehren Spaß.  
Ja, wenn de Bahndamm hier nich wier,  
denn har ik ok kein Jagdrevier.  
Den'n Bahndamm mök man hier beluten.  
Ein jeder möt een Hart sik faten  
un stiegen in de Iesenbahn.  
Denn kann se wiederhen bestahn.“

Werner Schenk



Heinz Scheel zeigt einen Kasten mit Präparaten aus seiner Schmetterlingssammlung.

Abb. 2: Artikel aus der „Plauer Zeitung“ (Nr. 26) vom 21. Dezember 1993 über Heinz Scheel, mit einem plattdeutschen Gedicht von Werner Schenk über dessen Arbeit und Hobby.

Udo Steinhäuser, Plau am See

## Bericht über das 27. Treffen der „Lamellicornia-Freunde“ in Schwerin (Coleoptera: Scarabaeoidea)



Teilnehmer des 27. Treffens der „Lamellicornia-Freunde“. Stehend, von links: Thomas Lehmann (Oranienbaum-Wörlitz), Werner Schulze (Bielefeld), Eckehard Rößner (Schwerin), Patrick Urban (Bielefeld), Harald Kalz (Schlabendorf am See), Dr. Carsten Zorn (Gnoien), Wolfgang Ziegler (Rondeshagen), Oliver Hillert (Schöneiche bei Berlin), Eckart Heise (Vastorf), Werner Malchau (Schönebeck). Kniend, von links: Christian Rösner (Erfurt), Christian Blumenstein (Potsdam), Axel Bellmann (Bremen), Ludger Schmidt (Neustadt a. Rbg.), Simon Thorn (Michelau im Steigerwald). Nicht auf dem Foto: Lucie Ambrožová (Ceské Budejovice, Tschechische Republik). Foto: Dörte Haltern (Sportinternat Schwerin).

Nachdem im Jahr 2020 das geplante Treffen der Lamellicornia-Freunde pandemiebedingt ausfiel, konnte es am 13.11.2021 stattfinden. Es war das 27. Treffen und fand wieder im Sportinternat Schwerin-Lambrechtsgrund statt.

Folgende Vorträge und Diskussionsbeiträge führten durch die Veranstaltung (in der Reihenfolge der Präsentationen):

**Eckehard Rößner:** Die Gattung *Platycerus* Geoffroy, 1762 im Kaukasus, Transkaukasien, Iran.

**Axel Bellmann:** Aulonocmenidae Janssens, 1946 aus Südost-Asien und Madagaskar.

**Wolfgang Ziegler:** Expansive Käferarten im Norden Deutschlands.

**Thomas Lehmann:** *Anisoplia erichsoni* Reitter, 1889 – Wiederfund in Sachsen-Anhalt nach 70 Jahren.

**Simon Thorn:** Einfluss von Mittelwaldwirtschaft und Oberbodenabtrag auf dungbewohnende Käfer [Vortrag zur Publikation: AMBROŽOVÁ, L., FINNBERG, S., FELDMANN, B., BUSE, J., PREUSS, H., EWALD, J. & THORN, S. (2021): Copping and topsoil removal promote diversity of dung-

inhabiting beetles (Coleoptera: Scarabaeidae, Geotrupidae, Staphylinidae) in forests. – *Agricultural and Forest Entomology* (2021), DOI: 10.1111/afe.12472].

**Ludger Schmidt:** Literaturschau 2021 Familienreihe Scarabaeoidea.

**Wolfgang Ziegler:** Israel – von den Bergen im Norden bis zur Wüste im Süden. Eine Exkursion in 2018.

Für den Herbst 2022 ist ein erneutes Treffen in Schwerin geplant. Der Freundeskreis der Lamellicornia lädt herzlich dazu ein; Interessenten wenden sich bitte folgende E-Mail-Adresse: o.hillert@yahoo.de

Herzlicher Dank gilt der Leitung des Sportinternates (AWO-Kreisverbandes Schwerin-Parchim) für die Nutzungsmöglichkeit des Tagungsraumes. Die Mitarbeiterin des Internates D. Haltern fertigte freundlicherweise das Gruppenfoto.

Eckehard Rößner

Uwe Deutschmann  
Vorsitzender des EVM

Dobin am See, den 28.08.2021

## **Protokoll der Jahreshauptversammlung des Entomologischen Vereins Mecklenburg e. V. (EVM) am 28.08.2021**

**I. Die Begrüßung der Teilnehmer** erfolgte traditionsgemäß durch den Stellvertretenden Vorsitzenden der Naturforschenden Gesellschaft Mecklenburg e. V., Dr. Wolfgang Zessin.

### **a) Zusammenfassende Darstellung der Aktivitäten des EVM 2019 bis 28.08.2021**

Im Namen des Vorstandes des EVM berichtete der Vorsitzende des EVM e. V., Uwe Deutschmann, über die Aktivitäten des Vereins im Jahr 2019 bis heute. Er bedankte sich bei der Naturforschenden Gesellschaft Mecklenburg e. V. (NGM) für die Bereitstellung des Tagungsraumes im Natureum in Ludwigslust.

#### 1. Vorstandssitzungen

Vom Jahr 2019 an bis heute fanden zwei Vorstandssitzungen statt, am 26.09.2019 zur Vorbereitung unserer Herbst- und Vortragstagung 2019 und am 17.08.2021 zur Vorbereitung unserer heutigen Vereinstagung. Die geplante Vorstandssitzung am 04.03.2020 musste wegen den Beschränkungen in der CORONA-Pandemie ausfallen. Ebenso die Vorstandssitzung zur geplanten Herbst- und Vortragstagung 2020.

2. Die Mitgliederversammlung fand am 23.03.2019 statt, die Herbst- und Vortragstagung wurde am 12.11.2019 durchgeführt.

Mitgliederversammlungen im Frühjahr 2020 und Herbst 2020 konnten ebenfalls auf Grund der Beschränkungen in der Corona-Pandemie nicht durchgeführt werden.

3. Auf Wunsch der Mitglieder des Vereins wurde am 04.12.2019 eine Weihnachtsfeier im Cafe und Restaurant Störkrug in Plate durch Jacqueline Scheffler organisiert.

4. Im EVM sind mit dem heutigen Datum 46 Mitglieder gemeldet. Neue Mitglieder sind Stephan Albrecht aus Groß Bölkow, Landkreis Rostock, und Christoph Kayser aus Wietendorf, Landkreis Heidekreis, Niedersachsen).

#### 5. Öffentlichkeitsarbeit

- Die Vereinszeitschrift „Virgo“ wurde wie folgt veröffentlicht: Nr. 21 (Jg. 2018) im April 2019, Nr. 22 (Jg. 2019) im Dezember 2019, Nr. 23 (Jg. 2020) am 27. Oktober 2020, Nr. 24 (Jg. 2021) am 28. Mai 2021.

- Die vom EVM organisierte und zusammengestellte Fotoausstellung über die Insekten unserer Heimat befindet sich als Leihgabe seit September 2019 in der Unteren Naturschutzbehörde Nordwestmecklenburg. Ende August 2020 wurde sie als Leihgabe für einen Monat im Naturparkamt Sternberger Seenlandschaft ausgestellt.

- Die dem Verein übergebenen Sammlungen verschiedener Entomologen Mecklenburgs, zum Beispiel Herr Krille und Herrn Wendt aus Schwerin, wurden weiter aufgearbeitet und betreut.

- Der Entomologische Verein zu Rostock unter Leitung von Dr. Volker Thiele arbeitete bei der Erstellung des „Verbreitungsatlasses der Schmetterlinge Mecklenburg-Vorpommerns“ (Noctuoidea) zu. Der Atlas soll bis Mitte 2022 im Steffen-Verlag erscheinen. Zudem wurden mehrere Exkursionen in der Nossentiner/Schwinzer Heide durchgeführt. Bezüglich der Insektenwelt des FND „Rahmannsmoor“ ist ein Manuskript für die moorkundliche Zeitschrift TELMA fertiggestellt worden. Im Dezember 2021 wurde dieses veröffentlicht.

#### 6. Durchgeführte Projekte im Jahr 2019 und 2020

- Die ersten entomofaunistischen Erfassungen fanden im Rahmen des Projektes „Biosphäre blüht“ im UNESCO-Biosphärenreservat Schaalsee statt. Dazu wurden die vorgegebenen Biotopkomplexe durch Mathias Hippke (Käfer, Libellen, Heuschrecken, Zweiflügler), Bodo Degen (Käfer), Eduard Ludwig (Heuschrecken), Uwe Deutschmann (Schmetterlinge, Zikaden, Wanzen) untersucht.

- Eine erste Kontrollerfassung zum Tagfalter-Monitoring 2019 wurde auf NNE-Flächen im UNESCO-Biosphärenreservat Schaalsee auf ausgesuchten Flächen durchgeführt.

- Eine zweite Kontrollerfassung zum Tagfalter-Monitoring 2020 fand auf NNE-Flächen im UNESCO-Biosphärenreservat Schaalsee auf ausgesuchten Flächen statt.

- Untersuchungen zur Tagfalter- und Heuschreckenfauna wurden im Jahr 2020 auf einer Ausgleichsfläche in Warnitz bei Schwerin durch Eduard Ludwig

(Heuschrecken) und Uwe Deutschmann (Tagfalter) getätigt.

- Die vom Naturpark Sternberger Seenlandschaft gewünschten entomofaunistischen Untersuchungen im NSG „Salzwiesen bei Sülten“, NSG „Trockenhänge am Petersberg“ in Pinnow bei Schwerin und in einem Feuchtgebiet bei Warin (NSG Speckmoor) wurden fortgesetzt. Uwe Deutschmann führte die Erfassung der Schmetterlinge, Wanzen und Zikaden durch.
- Die Erfassungen der Käfer im NSG „Trockenhänge bei Jülchendorf und Schönlager See“ erfolgten durch Doreen Kaspar und Bodo Degen.
- Auf Bitte des NABU Mecklenburg-Vorpommern – Schwerin führte das Vereinsmitglied Uwe Deutschland am 24. Juli 2021 einen Lichtfang im NSG „Kiesgrube Wüstmark“ durch. Dabei waren Mitglieder des NABU und Interessierte anwesend. Ziel war eine Momentaufnahme zum Vorkommen der Nachtfalter im NSG. Die Veranstaltung war unentgeltlich.

#### **b) Bericht des Schatzmeisters für das Jahr 2019**

Der Kassenbericht für 2019 wurde vom Schatzmeister Jaqueline Scheffler (Stralendorf) erstellt und dem Vorstand des Vereins sowie den Kassenprüfern vorgelegt.

Der Haushalt des Jahres 2019 war ausgeglichen. Durch Mitgliedsbeiträge, Spenden und die Projekte konnten finanzielle Mittel in Höhe von 4.598,00 Euro eingenommen werden. Ausgaben betragen 4.190,68 Euro (u. a. für gemeinsame Veranstaltungen, den Druck und Versand der Vereinszeitschrift „Virgo“ Nr. 21 und 22).

Das Jahr 2019 begann mit einem Kontostand von 2.832,34 Euro.

In der Handkasse befand sich am 31.12.2017 ein Betrag in Höhe von 37,14 Euro.

Die Kontrolle der Haushaltsunterlagen erfolgte durch die gewählten Kassenprüfer Haiko Theel (Mühlen Eichsen) und Eduard Ludwig (Schwerin).

#### **c) Bericht des Schatzmeisters für das Jahr 2020**

Der Kassenbericht für 2020 wurde vom Schatzmeister Jaqueline Scheffler (Stralendorf) erstellt und dem Vorstand des Vereins sowie den Kassenprüfern vorgelegt.

Der Haushalt des Jahres 2020 war ausgeglichen. Durch die Mitgliedsbeiträge, Spenden und den Projekte wurden finanzielle Mittel in Höhe von

2.497,80 Euro eingenommen, Ausgaben gab es in Höhe von 2.142,72 Euro (u. a. für gemeinsame Veranstaltungen, den Druck und Versand der Vereinszeitschrift „Virgo“ Nr. 23).

Das Jahr 2020 begann mit einem Kontostand von 3.239,66 Euro.

In der Handkasse befand sich am 31.12.2019 ein Betrag in Höhe von 37,72 Euro.

Die Kontrolle der Haushaltsunterlagen erfolgte durch die gewählten Kassenprüfer Haiko Theel (Mühlen Eichsen) und Eduard Ludwig (Schwerin).

#### **d) Bericht der Kassenprüfer**

Haiko Theel bestätigte im Namen der Kassenprüfer die ordnungsgemäße Führung der Kasse des EVM e.V. Der Vereinsvorsitzende dankte den Kassenprüfern für ihre Arbeit in der vergangenen Wahlperiode.

#### **e) Beschluss der Mitgliederversammlung**

**Der Rechenschaftsbericht des Vorsitzenden und der Bericht des Schatzmeisters zum Haushalt 2019 und 2020 wurden einstimmig angenommen und der Vorstand für die vergangene Wahlperiode in Sachen Finanzen entlastet.**

#### **II. Wahl des neuen Vorstandes für den Zeitraum von 2021 bis 2024**

Uwe Jueg (Ludwigslust, Vorsitzender NGM) übernahm die Funktion des Wahlleiters.

Die Mitgliederversammlung beschloss, dass für den Vorstand **fünf Kandidaten** zur Verfügung stehen sollten.

Die Wahl der einzelnen Mitglieder des neuen Vorstandes erfolgte offen durch Handzeichen.

Zur Wahl stellten sich:

- Bodo Degen, Dabel
- Uwe Deutschmann, Dobin am See, OT Buchholz
- Eckehard Rößner, Schwerin
- Jacqueline Scheffler, Stralendorf
- Dr. Wolfgang Zessin, Jasnitz.

Weitere Kandidaten für den Vorstand des EVM stellten sich nicht zur Verfügung.

Die Wahl der Kandidaten erfolgte mit 13 Ja-Stimmen und keiner Gegenstimme.

Uwe Jueg stellte den Antrag, den Vorstand mit den einzelnen Positionen durch die Mitglieder des Vereins zu wählen. Der Vorschlag wurde von den Mitgliedern mit 13 Ja-Stimmen, ohne Gegenstimme angenommen.

Anschließend erfolgte die öffentliche Abstimmung für die einzelnen Kandidaten des zukünftigen Vereinsvorstandes.

- Kandidat und Wahl des **Vorsitzenden**: Uwe Deutschmann, Abstimmung mit 13 Ja-Stimmen, 0 Gegenstimmen (Abb. 1);

- Kandidat und Wahl des **Stellvertretenden Vorsitzenden**: Dr. Wolfgang Zessin, Abstimmung mit 13 Ja-Stimmen, 0 Gegenstimmen (Abb. 1);
- Kandidat und Wahl der **Schatzmeisterin**: Jacqueline Scheffler, Abstimmung mit 13 Ja-Stimmen, 0 Gegenstimmen;
- Kandidat und Wahl des **1. Beisitzers**: Eckehard Rößner, Abstimmung mit 13 Ja-Stimmen, 0 Gegenstimmen;
- Kandidat und Wahl des **2. Beisitzers**: Bodo Degen, Abstimmung mit 13 Ja-Stimmen, 0 Gegenstimmen.

### Wahl der Kassenprüfer

Haiko Theel und Eduard Ludwig erklärten sich bereit, auch 2021/2022 die Kontrolle der Vereinskasse als Kassenprüfer für den EVM zu übernehmen.

Die Mitgliederversammlung wählte als Kassenprüfer:

Haiko Theel: 13 Ja-Stimmen, 0 Gegenstimmen (einstimmig) und Eduard Ludwig: 13 Ja-Stimmen, 0 Gegenstimmen (einstimmig).

### III. Sonstiges

#### Vereinszeitschrift „Virgo“

Der verantwortliche Redakteur für die Vereinszeitschrift „Virgo“ stellte den Mitgliedern die Vorbereitungen für die Ausgabe Nr. 25 (Jg. 2022) vor. Die Veröffentlichung ist für das Frühjahr 2022 vorgesehen. Sie wird in gewohnter Weise ca. 100 Seiten umfassen und in einer Auflage von 125 Stück gedruckt, gebunden und geschnitten (Druckerei Backnang). Der Preis der Vereinszeitschrift ohne Versand bleibt wie bisher bei 10,00 Euro je Zeitschrift. Es wurde darauf orientiert, die Manuskripte für das Heft 25/2022 bis zum **31.01.2022** bei Eckehard Rößner oder bei Uwe Deutschmann einzureichen.

In Verantwortung von Jacqueline Scheffler wird die Vereinszeitschrift „Virgo“ Nr. 24 und 25 in unsere Homepage [www.entomologie-mv.de](http://www.entomologie-mv.de) eingearbeitet.



Abb. 1: Der wiedergewählte Vorsitzende des EVM Uwe Deutschmann (rechts) und sein ebenfalls wiedergewählter Stellvertreter Dr. Wolfgang Zessin. Fotos Abb. 1-3: E. Rößner.

### IV. Die Jahreshauptversammlung wurde mit folgenden Vorträgen fortgesetzt

- o Wolfgang Ziegler (Rondeshagen): Die Holzkäfer der Alteichen von Pritzier (Abb. 2).
- o Volker Thiele (biota Bützow): Vorstellung des Arbeitsstandes zum Band 3 des Verbreitungsatlas der Eulenfalter Mecklenburg-Vorpommerns.
- o Jörn Bornemann (Dömitz): Der Brodel-Deich bei Dömitz: Beobachtungen zu Goldwespen (Crysidinae) in Schlafgesellschaften auf Blüten (Abb. 3).
- o Wolfgang Ziegler (Rondeshagen): Koleopterologische Notizen aus 2020/21 aus den Gebieten nördlich von Niederelbe/Schleswig-Holstein.

Die Vorträge können entweder im Ganzen oder als Kurzfassung in der Vereinszeitschrift „Virgo“ veröffentlicht werden. Der Vortrag von W. Ziegler wurde bereits in der Virgo 24 (2021): 17-44 publiziert.



Abb. 2: Wolfgang Ziegler hält seinen Vortrag.



Abb. 3: Jörn Bornemann bei seinen Ausführungen über Goldwespen bei Dömitz.

Gez. Uwe Deutschmann – Vorsitzender  
Gez. Dr. Wolfgang Zessin – Stellv. Vorsitzender  
Gez. Jacqueline Scheffler – Schatzmeisterin  
Gez. Uwe Jueg – Wahlleiter

## Inhalt „Virgo“ Heft 25

<b>BEHR, H.:</b> Notizen zur Libellenfauna (2013-2021) einiger Seeufer im Stadtgebiet Schwerin (MV) (Odonata)	3
<b>FEIKE, M.:</b> Erstnachweis des Binden-Langhornfalters <i>Nemophora fasciella</i> (Fabricius, 1775) in Mecklenburg-Vorpommern (Lepidoptera: Adelidae)	11
<b>TABBERT, H.:</b> Bemerkenswerte und neue Schmetterlinge aus Mecklenburg-Vorpommern (Lepidoptera)	15
<b>POLZIN, W.-P.:</b> Beobachtungen zum Vorkommen und zum Verhalten der Heuschrecken-Sandwespe <i>Sphex funerarius</i> Gussakovskij, 1934 (Hymenoptera: Sphecidae) in den Binnendünen bei Klein Schmölen (Mecklenburg)	22
<b>STEINBACH, P.:</b> Zur Schlüpfrate der Sommergeneration von <i>Biorhiza pallida</i> (Olivier, 1781) unter Beachtung der Gallapfelgröße und des Befalls mit Inquilinen (Hymenoptera: Cynipidae)	29
<b>BORNEMANN, J. &amp; JACOBS, H.-J.:</b> Nächtliche Aggregationen der Goldwespe <i>Hedychrum rutilans</i> Dahlbom, 1854 an Wilder Möhre und Gemeiner Schafgarbe und Neunachweis von <i>Hedychrum chalybaeum</i> Dahlbom, 1854 für Mecklenburg-Vorpommern (Hymenoptera: Chrysididae)	34
<b>PEBNER, R. &amp; MARTIN, D.:</b> Zum Retrusionsverhalten des Zweifarbflechtstreckers <i>Philodromus dispar</i> Walckenaer, 1826 (Araneae: Philodromidae)	40
<b>MARTIN, D. &amp; STEINHÄUSER, U.:</b> Die Spinnenfauna des FND „Hühnerberg“ bei Matzlow-Garwitz in Mecklenburg (Arachnida: Araneae)	45
<b>THIELE, V., GOTTELT-TRABANDT, C. &amp; MEHL, C.:</b> Bedeutung, Anlage und Wirkung von Blühstreifen zur Steigerung der Insekten-Biodiversität in unserer Kulturlandschaft	61
<b>HIPPKE, M. &amp; DEUTSCHMANN, U.:</b> Blühflächen-Monitoring auf NNE-Flächen im UNESCO-Biosphärenreservat Schaalsee – Kontrollergebnisse 2019/2020 (Insecta: Auchenorrhyncha, Diptera: Syrphidae, Heteroptera, Lepidoptera, Orthoptera)	74
<hr/> <b>Kleine Mitteilungen</b> <hr/>	
<b>BLEI, P.:</b> Fotonachweis des Felsenspringers <i>Petrobius brevistylis</i> (Archaeognatha: Machilidae) an der Ostseeküste bei Rerik	95
<b>DEUTSCHMANN, U.:</b> Interessante Schmetterlings- und Zikadenfunde in Mecklenburg (Lepidoptera; Auchenorrhyncha)	96
<b>RÖBNER, E.:</b> Der Kleine Eisvogel <i>Limenitis camilla</i> (Linnaeus, 1764) bei Neukloster in Nordwest-Mecklenburg (Lepidoptera: Nymphalidae)	97
<b>RÖBNER, E.:</b> Weitere Beobachtungen des Pinselkäfers <i>Trichius gallicus</i> Dejean, 1821 in Mecklenburg (Coleoptera: Scarabaeidae:Cetoniinae)	98
<hr/> <b>Buchbesprechungen</b> <hr/>	
<b>THIELE, V.:</b> GOULSON, D. (2021): Bienenweide und Hummelparadies. Eine praktische Anleitung für Bienenliebhaber	100
<b>THIELE, V.:</b> THIELE et al. (in Vorbereitung): Verbreitungsatlas der Makrolepidopteren Mecklenburg-Vorpommerns. – Teil 2: Allgemeiner Teil und Artengruppen der eulenartigen Falter (Noctuoidea).	101
<hr/> <b>Personalia</b> <hr/>	
<b>STEINHÄUSER, U.:</b> Nachruf auf Heinz Scheel (7.9.1930-10.02.2022), Plau am See	103
<hr/> <b>Tagungsberichte</b> <hr/>	
<b>RÖBNER, E.:</b> Bericht über das 27. Treffen der „Lamellicornia-Freunde“ in Schwerin (Coleoptera: Scarabaeoidea)	106
<hr/> <b>Vereinsnachrichten</b> <hr/>	
<b>DEUTSCHMANN, U.:</b> Protokoll der Jahreshauptversammlung des Entomologischen Vereins Mecklenburg e. V. (EVM) am 28.08.2021	107

Schweriner Innensee



Bucht Insel  
Kaninchenwerder



Mündung  
Störkanal



Große  
Karausche



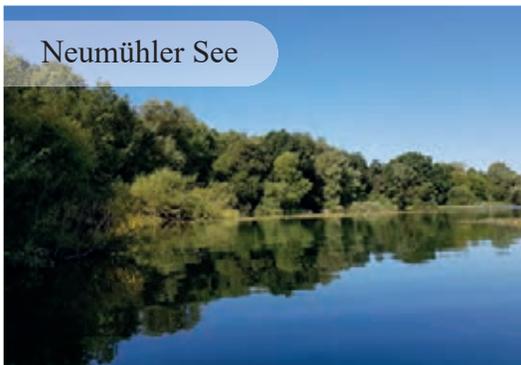
Ziegelaußensee



Schelfvoigtsteich



Kalkstiche  
Wickendorfer Moor



Neumühler See



Zum Beitrag: BEHR, H.: Notizen zur Libellenfauna (2013-2021) einiger Seeufer im Stadtgebiet Schwerin (Mecklenburg-Vorpommern) (Odonata) (Fotos vom Autor).

Fotos einiger in Schwerin kartierter Uferabschnitte mesotropher Hauptseen und deren Nebengewässern.

Zum Beitrag: BEHR, H.: Notizen zur Libellenfauna (2013-2021) einiger Seeufer im Stadtgebiet Schwerin (Mecklenburg-Vorpommern) (Odonata) (Fotos vom Autor).

Einige dominante Libellenarten an Schweriner See-Ufern: 1- Kleine Königslibelle, 2- Großer Blaupfeil, 3- Spitzenfleck, 4- Keilfleck-Mosaikjungfer, 5- Gemeine Becherjungfer, 6- Gemeine Keiljungfer, und relativ seltene Libellenarten: 7- Zierliche Moosjungfer, 8- Große Moosjungfer, 9- Zweifleck, 10- Feuerlibelle.

