



Naturkundemuseum
Potsdam

Veröffentlichungen des Naturkundemuseums Potsdam

Band 6 ■ 2020



Wolfram Mey**Faunistische Untersuchungen im Gebiet der „Deetzer Erdelöcher“ und Umgebung (Brandenburg, Potsdam-Mittelmark, Mittlere Havel)****Teil 3. Kleinschmetterlinge (Lepidoptera: Microlepidoptera) der Deetzer Erdelöcher****Zusammenfassung**

Bei Tagesexkursionen und Lichtfängen im Gebiet der Deetzer Erdelöcher (Kreis Potsdam-Mittelmark) von 2016 bis 2019 wurden insgesamt 236 Arten von Kleinschmetterlingen nachgewiesen. Die Taxozönose setzt sich zusammen aus typischen Bewohnern von Feuchtgebieten und häufigen Arten, deren Raupen an Laubgehölzen und Kräutern feuchter Standorte leben. Viele Arten wurden nur in Einzelexemplaren gefunden. Die möglichen Ursachen der beobachteten Individuenarmut der Kleinschmetterlinge werden kurz diskutiert. Eine Art wurde erstmals in Brandenburg nachgewiesen: *Ephestia woodiella* RICHARDS & THOMSON, 1932.

Schlagnote: Erstnachweise, Faunistik, Feuchtgebiet, Tonteiche, Mikrolepidoptera, Potsdam-Mittelmark

Summary

Faunistic studies in the area of the Deetzer Erdelöcher and surroundings (Middle Havel River, Potsdam-Mittelmark, Brandenburg) – Part 3. Microlepidoptera (Lepidoptera: Microlepidoptera) of the Deetzer Erdelöcher. – The Deetzer Erdelöcher represents an area with a number of larger and smaller pools, which originated from abandoned clay-pits. A total of 236 species of Microlepidoptera were encountered during day excursions and collecting by light traps at night. The assemblage is composed mainly by typical wetland species and dwellers on deciduous trees and wetland herbs. Many species were sampled as singletons. The general abundance of individuals was observed to be low. Some possible reasons are discussed. One species, *Ephestia woodiella* RICHARDS & THOMSON, 1932, was recorded in Brandenburg for the first time.

Key words: clay-pit pools, faunistics, first records, Microlepidoptera, Potsdam-Mittelmark, wetland

Einleitung

Neben den Köcherfliegen (Trichoptera) beschäftigt sich der Verfasser auch mit den wesentlich artenreicheren Kleinschmetterlingen. Die Bearbeitung dieser Gruppe ist jedoch zeitaufwendiger und erfordert längere Untersuchungszeiten, um eine gewisse Vollständigkeit bei der Erfassung der Arten eines Gebietes zu erreichen. Die Untersuchung konzentrierte sich auf einen kleineren Ausschnitt des Untersuchungsgebietes, der das Areal der eigentlichen Tonteiche umfasste und die sie umgebenden Vegetation einschloss (vgl. Karte in ROTHE et al., 2020). Das dazugehörige Artenspektrum ist typisch für Feuchtgebiete, wobei allerdings nicht alle an Feuchtgebiete gebundene Arten nachgewiesen werden konnten. Daneben sind auch Arten erfasst worden, die eher durch ihre Bindung an bestimmte Wirtspflanzen präsent sind und weniger als Vertreter von Feuchtgebieten gelten. Mit insgesamt 236 gefundenen Arten ist das Ergebnis allerdings unter den Erwartungen geblieben. Möglicherweise liegt das an kleinen Populationen, wie sie bei vielen, ansonsten häufigen Arten beobachtet wurden (siehe Diskussion) und als Phänomen auch auf die nicht nachgewiesenen Arten übertragen werden

könnten. Der Untersuchungszeitraum müsste demzufolge bei gleicher Erfassungintensität um ein bis zwei Jahre verlängert werden. Trotz aller Einschränkungen ist unter den gefundenen Kleinschmetterlingen auch eine Art, die nach dem jüngsten Verzeichnis der Lepidoptera Deutschlands (GAEDIKE et al., 2017) hier zum ersten Mal für die Mark Brandenburg mitgeteilt wird.

Material und Methoden

Die von 2016 bis 2019 vom Verfasser betriebenen entomofaunistischen Untersuchungen an den Deetzer Erdelöchern (Kreis Potsdam-Mittelmark) galten zunächst in erster Linie den Köcherfliegen (Trichoptera). Dabei wurden aus Zeitgründen nur die Imagines berücksichtigt. Die Sammelmethode umfasste sowohl Tag- als auch Lichtfänge, letztere mit verschiedenen Leuchteinrichtungen (nachfolgend als Lichtfallen bezeichnet). Lichtfang wurde nur 2019 ein bis zwei Mal im Monat durchgeführt. Mit dieser Sammeltechnik werden üblicherweise auch Kleinschmetterlinge gesammelt. Beide Gruppen wurden parallel erfasst, wobei der Schwerpunkt

sich 2019 zu den Kleinschmetterlingen verschob. Am Tage wurde hauptsächlich in der Ufervegetation mit einem Netz gekeschert. Die gefangenen Kleinschmetterlinge wurden einzeln in Sammelröhrchen aufbewahrt und später unter dem Binokular identifiziert und gegebenenfalls präpariert. Die paarweise eingesetzten Lichtfallen, eine LepiLED von BREHM (2017) und eine mit superaktinischen Röhren (Philips) bestückte 2 x15 Watt Kleinanlage der Firma F. WEBER, Stuttgart, standen immer in Ufernähe und in einem Abstand zueinander, der eine gegenseitige Beeinflussung ausschloss. Die Lichtfallen und ihre Standorte im Untersuchungsgebiet sind in diesem Heft im Kapitel über Trichoptera genauer beschrieben worden. Der primäre Fokus auf die Köcherfliegen beschränkte alle Sammelaktivitäten auf die unmittelbare Umgebung der Gewässer (Abbildungen 1–4). Davon weiter entfernte Gebiete wurden nicht aufgesucht. Dadurch blieben viele für Kleinschmetterlinge durchaus interessante Gebiete wie z. B. Wiesen, Erlenbrüche, Kiefern-mischwald und Halbtrockenrasen unberücksichtigt. Die hier mitgeteilten

Arten stammen alle aus unmittelbarer Gewässernähe. Es wurde jedoch eine gezielte Suche nach Minen und Larvenstadien durchgeführt, die besonders in den Herbstmonaten zu weiteren Nachweisen führte.

Für viele Kleinschmetterlingsgruppen gibt es heute gute Bestimmungsliteratur. Folgende Werke sind zur Identifikation herangezogen worden: BENGTSSON et al. (2008), BENGTSSON & JOHANSSON (2011), ELSNER et al. (1999), FRIESE (1969), HANNEMANN (1977, 1995, 1997), HERING (1932), JOHANSSON et al. (1990a,b), LAŠTŮVKA & LAŠTŮVKA (1997), PATZAK (1974), RAZOWSKI (2001), SLAMKA (2006, 2008, 2013, 2019), SOBczyk et al. (2018, 2019), SUTTER (1991), TOKÁR et al. (2005), TRAUGOTT-OLSEN & SCHMIDT-NIELSEN (1977). Hinzu kommen die Bände der Reihe „Microlepidoptera of Europe“ und das Online-Portal des Lepiforum (RENNWALD & RODELAND, 2019). Zu Vergleichszwecken wurde die Sammlung des Museums für Naturkunde, Berlin (MfN) genutzt. Schmetterlinge haben den Vorteil, dass sie meist ein artspezifisches Flügelmuster besitzen, das sich gut für die Bestimmung nutzen lässt. Wenn Individuen



Abbildung 1: Blick vom Aussichtsturm des Götzer Berges nach Nordost. Im Vordergrund liegen die Deetzer Erdelöcher, dahinter die Havel (Deetzer Knie). Foto: W. Mey.



Abbildung 2: Dichter Bewuchs mit Wildem Hopfen (*Humulus lupulus*) und Brombeere (*Rubus spec.*) im Unterholz. Foto: W. Mey.



Abbildung 3: Weg auf den Dammkronen zwischen den Teichen. Foto: W. Mey.



Abbildung 4: Mündung des Kanals der Deetzer Erdelöcher in die Havel. Foto: W. Mey.

aber abgeflogen sind oder das Flügelmuster aus anderen Gründen nicht sichtbar ist (Alkoholmaterial), kommt man um eine Untersuchung des Genitalapparates kaum herum. Dazu wurde der Hinterleib vom Tier abgebrochen und in ein Reagenzglas mit 10 % KOH für einige Stunden gelegt. Danach wurde die Lauge mit dem Abdomen über einen Spiritusbrenner für etwa ein bis zwei Minuten gekocht. Anschließend erfolgte eine Inspektion unter dem Binokular und eine Säuberung von eventuell noch anhaftendem Gewebe. Bei Bedarf musste das Objekt ein zweites Mal gekocht werden, bevor es zum Auswaschen der Lauge in destilliertem Wasser und anschließend in 75 % Alkohol kam. In dieser Phase fand die Untersuchung der Genitalstrukturen und ihre eventuelle Dokumentation als Foto oder Zeichnung statt. Bei größeren Arten wurde das Genital vom Abdomen getrennt. Mit einer Mikroschere wurde dabei das Abdomen an den Pleuren aufgeschnitten und aufgeklappt. Danach kam es für einige Minuten zur Härtung und Entwässern in ein Glasschälchen mit 94%igem Ethanol bevor es in Euparal Essenz überführt wurde. Das Genital der Männchen sollte vorzugsweise in caudaler Ansicht vorliegen. Dazu wurden die Valven aufgeklappt und einige Minuten in dieser Stellung in 94%igem Ethanol fixiert. Anschließend wurde das Präparat ebenfalls in Euparal-Essenz gelegt. Bei manchen Arten empfahl es sich, den phallicischen Apparat aus dem Genital herauszulösen und separat zu behandeln. Bei der Präparation des weiblichen Genitals ist es oft notwendig, die membranösen Strukturen durch Färbung deutlicher sichtbar zu machen. Dazu wurde Chlorazol Black in alkoholischer Lösung verwendet. Die präparierten Objekte können einige Zeit in Euparal-Essenz liegen bleiben. Als Einbettungsmittel für die Präparate hat sich Euparal bewährt. Mit Hilfe eines handelsüblichen Zahnstochers aus Holz wurde ein Tropfen auf einen zuvor gereinigten Objektträger gegeben. Mit

einer an der Spitze umgebogenen Präpariernadel wurden die Präparate in den Euparaltropfen gegeben und entsprechend ausgerichtet. Das Deckglas sollte langsam auf den Euparaltropfen gekippt werden, um die Position der Präparate zu erhalten. Das Antrocknen des Euparals und die spätere Auflegung des Deckglases ist bei Objekten anzuwenden, die eine bestimmte Position haben müssen. Der letzte Arbeitsschritt war die korrekte Etikettierung auf dem Objektträger und der Eintrag der Daten mit der vergebenen Präparatenummer in das Präparatebuch. Ein Etikett mit der gleichen Präparatenummer kam an die Nadel des Tieres, von dem das Präparat stammte. Das Trocknen der Präparate dauerte einige Wochen. In dieser Zeit mussten die Objektträger waagrecht und staubfrei gelagert werden.

In manchen Fällen konnte auf die Anfertigung eines Dauerpräparates verzichtet werden. Das betraf vor allem häufige Arten. Das mazerierte Abdomen wurde nicht eingebettet, sondern kam in ein mit Glycerin gefülltes Plastikröhrchen, das an der Nadel des untersuchten Tieres befestigt wurde.

Ergebnisse

Die Gesamtzahl der nachgewiesenen Arten beträgt 236. Sie sind in Tabelle 1 in systematischer Reihenfolge aufgeführt. Wie zu erwarten war, waren die für Feuchtgebiete und Gewässer typischen Arten gut vertreten. Das waren vor allem Arten der Familien Crambidae und Tortricidae. Ebenfalls zahlreich vertreten waren Arten, die an Weiden (*Salix* spp.), Pappeln (*Populus* spp.) und Erlen (*Alnus* spp.) leben. Die überall wuchernden Gebüsche von *Rubus* spp. und *Humulus lupulus* L. beherbergten große Populationen von Blatt-Minierern, was an den häufig angetroffenen Minen erkennbar war (Abbildungen 5–6). Die dazugehörigen Imagines wurden weit seltener gefunden. Die Mehrzahl der bisher registrierten



Abbildung 5: Mine von *Cosmopterix zieglerella* an Hopfen. Foto: W. Mey.



Abbildung 6: Platzmine von *Coptotriche heinemanni* an *Rubus* spec. Foto: W. Mey.

Kleinschmetterlinge der Deetzer Erdelöcher besteht aus häufigen und in Brandenburg weit verbreiteten Arten. Angesichts der wenigen Daten, die von dieser Insektengruppe im Gegensatz zu den Makrole-

pidoptera in Brandenburg vorliegen (GERSTBERGER & MEY, 1993), stellt das Ergebnis eine willkommene Erweiterung und Ergänzung der Brandenburger Fauna sowie der des Havellandes dar.

Tabelle 1: Liste der nachgewiesenen Arten (Erklärungen und Abkürzungen am Ende der Tabelle auf Seite 45).

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
Micropterigidae	
<i>Micropteryx calthella</i> (LINNAEUS, 1758)	2/3, 15.5.2020, Erlenbruchwald
Hepialidae	
<i>Triodia sylvina</i> (LINNAEUS, 1761)	0/1, 12.8.2019, LF
<i>Hepialus humuli</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, 24.6.2019, LF
Nepticulidae	
<i>Stigmella aceris</i> (FREY, 1857)	M, <i>Acer platanoides</i> L., 2.10.2018;
<i>S. aurella</i> (FABRICIUS, 1775)	M, <i>Geum urbanum</i> L., 2.10.2018
<i>Stigmella basiguttella</i> (HEINEMANN, 1862)	M, 13.10.2019, Herbarbeleg
<i>S. centifoliella</i> (ZELLER, 1848)	M, <i>Rosa canina</i> L., 2.10.2018
<i>S. confusella</i> (WOOD & WALSINGHAM, 1894)	3 M, <i>Betula pendula</i> ROTH, 23.9.2019
<i>S. dorsiguttella</i> (JOHANSSON, 1971)	0/1, 28.5.2016, TF
<i>S. floslactella</i> (HAWORTH, 1828)	M, <i>Corylus avellana</i> L., 21.10.2019
<i>S. hybnerella</i> (HÜBNER, 1813)	0/1, 28.5.2016, TF; M, <i>Crataegus monogyna</i> JACQ., 2.10.2018
<i>S. malella</i> (STANTON, 1854)	M, <i>Malus domestica</i> BORKH., 12.10.2018
<i>S. microtheriella</i> (STANTON, 1854)	M, <i>Corylus avellana</i> L., 12.10.2018; M, 21.10.2019
<i>S. oxyacanthella</i> (STANTON, 1854)	M, <i>Crataegus monogyna</i> JACQ., 2.10.2018
<i>S. plagicolella</i> (STANTON, 1854)	M, <i>Prunus spinosa</i> L., 2.10.2018; 12.8.2019
<i>S. prunetorum</i> (STANTON, 1855)	4 M, <i>Prunus domestica</i> L., 23.9.2019
<i>S. pyri</i> (GLITZ, 1865)	6 M, <i>Pyrus spec.</i> , 13.10.2019, Herbarbeleg
<i>S. regiella</i> (HERRICH-SCHÄFFER, 1855)	M, L, <i>Crataegus monogyna</i> JACQ., 2.10.2018
<i>S. salicis</i> (STANTON, 1854)	M, <i>Salix cinera</i> L., 2.10.2018; M, <i>Salix caprea</i> L., 7.10.2019
<i>S. samiatella</i> (ZELLER, 1839)	1/0, 4.9.2019, LF, GP Mey 66/19; 2 M, <i>Quercus robur</i> L., 7.10.2019;
<i>S. splendidissimella</i> (HERRICH-SCHÄFFER, 1855)	M, <i>Geum urbanum</i> L., 2.10.2018

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>S. tiliae</i> (FREY, 1856)	M, <i>Tilia cordata</i> MILL., 2.10.2018
<i>S. trimacella</i> (HAWORTH, 1828)	4 M, <i>Populus nigra</i> L., 6.8.2019
<i>S. ulmivora</i> (FOLOGNE, 1860)	M, <i>Ulmus laevis</i> PALL., 2.10.2018
<i>Ectoedemia rubivora</i> (WOCKE, 1860)	M, <i>Rubus fruticosus</i> L., 2.10.2018; h, 21.10.2019, Herbarbeleg
<i>E. occultella</i> (LINNAEUS, 1767)	M, <i>Betula pubescens</i> EHRH., 21.10.2019
<i>Ectoedemia sericopeza</i> (ZELLER, 1839)	0/1, 4.9.2019, LF
Adelidae	
<i>Nemophora degeerella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 28.5.2016, TF
<i>Adela reamurella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 23.4.2019, TF; 0/2, 16.4.2020
<i>Nematopogon swammerdamella</i> (LINNAEUS, 1758)	2/0, 6.5.2016, TF
Incurvariidae	
<i>Incurvaria masculella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/1, 23.4.2019, TF
Tischeriidae	
<i>Coptotriche marginata</i> (HAWORTH, 1828)	M, <i>Rubus</i> spec., 2.10.2018; 1/0, 27.5.2019, LF; 0/1, 11.7.2019, LF
<i>C. angusticoella</i> (DUPONCHEL, 1843)	M, <i>Rosa canina</i> L., 2.10.2018; M, 23.9.2019
<i>C. heinemanni</i> (WOCKE, 1871)	M, <i>Rubus</i> spec., 2.10.2018; 4/0, 24.7.2019, LF
<i>Tischeria decidua</i> WOCKE, 1876	3 M, <i>Quercus robur</i> L., 23.9.2019
<i>T. dodonaea</i> STANTON, 1858	2 M, <i>Quercus robur</i> L., 7.10.2019
<i>T. ekebladella</i> (BJERKANDER, 1795)	M, <i>Quercus robur</i> L., h, 2.10.2018; h, 30.9.2019
Tineidae	
<i>Monopis weaverella</i> (SCOTT, 1858)	1/0, 13.8.2017, TF
<i>M. monachella</i> (HÜBNER, 1796)	1/0, 12.8.2019, LF
<i>M. obviella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	2/1, 24.6.2019, LF; 4/0, 4.9.2019, LF
<i>Tinea semifulvella</i> HAWORTH, 1828	1/0, 13.8.2017, TF; 1/0, 12.8.2019, LF
<i>T. trinotella</i> THUNBERG, 1794	1/0, 13.8.2017, TF; 0/1, 24.7.2019, LF
<i>Nemapogon cloacellus</i> (HAWORTH, 1828)	1/0, 24.6.2019, LF; 0/1, 24.7.2019, LF; 1/0, 12.8.2019, LF
Bucculatricidae	
<i>Bucculatrix cidarella</i> (ZELLER, 1839)	1/0, TF, 21.6.2016; 2/1, 18.6.2019, TF; 1/0, 24.6.2019, LF

Fortsetzung Tabelle 1: Liste der nachgewiesenen Arten (Erklärungen und Abkürzungen am Ende der Tabelle auf Seite 45).

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>B. frangutella</i> (GOEZE, 1783)	M, <i>Frangula alnus</i> L., <i>Rhamnus catharticus</i> L., 2.10.2018; 1/0, 21.6.2016, TF
<i>B. noltei</i> PETRY, 1912	M, <i>Artemisia vulgaris</i> L., 21.10.2019 (Herbarbeleg)
Gracillariidae	
<i>Parectopa robinella</i> CLEMENS, 1863	M, <i>Robinia pseudoacacia</i> L., 2.10.2018
<i>Acrocercops brongiartella</i> (FABRICIUS, 1798)	M, <i>Quercus robur</i> L., 7.10.2019
<i>Gracillaria syringella</i> (FABRICIUS, 1794)	M, <i>Syringa vulgaris</i> L., 2.10.2018
<i>Caloptilia azaleella</i> (BRANTS, 1913)	0/2, 24.6.2019, LF; 0/1, 12.8.2019, LF
<i>C. cuculipennella</i> (HÜBNER, 1796)	3 M, <i>Ligustrum vulgare</i> L., 7.10.2019
<i>C. falconipennella</i> (HÜBNER, 1813)	0/1, 15.9.2017, TF; 0/1, 21.10.2019, TF
<i>C. fidella</i> (REUTTI, 1853)	0/1, 15.9.2017, TF; M, 6.8.2019; 0/2, 4.9.2019, LF
<i>C. hemidactylella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	0/1, 18.6.2019, TF
<i>C. stimatella</i> (FABRICIUS, 1781)	0/1, 27.5.2019, TF
<i>Cylybites phasianipennella</i> (HÜBNER, 1813)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Eucalybites auroguttella</i> STEPHENS, 1835	M, <i>Hypericum perforatum</i> L., 13.10.2019
<i>Callisto denticulella</i> (THUNBERG, 1794)	M, <i>Malus domestica</i> BORKH., 2.10.2018
<i>Phyllonorctes acerifoliella</i> (Zeller, 1839)	M, <i>Acer campestre</i> L., 21.10.2019, 3/1 geschlüpft 25.3.2020
<i>P. agilella</i> (ZELLER, 1846)	M, <i>Ulmus laevis</i> PALL., 2.10.2018; 1/1, e.p. <i>Ulmus laevis</i> , 10.8.2019
<i>P. cavella</i> (ZELLER, 1846)	M, <i>Betula pubescens</i> EHRH., 21.10.2019
<i>P. corylifoliella</i> (HÜBNER, 1796)	M, <i>Malus domestica</i> BORKH., 2.10.2018
<i>P. coryli</i> (NICELLI, 1851)	M, <i>Corylus avellana</i> L., 2.10.2018
<i>P. dubitella</i> (HERRICH-SCHÄFFER, 1855)	M, <i>Salix cinerea</i> L., 2.10.2018
<i>P. emperizaepenella</i> (BOUCHÉ, 1834)	M, <i>Symphoricarpos albus</i> (L.) S.F.BLAKE, 2.10.2018; 7.10.2019
<i>P. harrisella</i> (LINNAEUS, 1761)	2/0, TF, 21.6.2016
<i>P. froehlichella</i> (ZELLER, 1839)	1/0, 28.5.2016, TF; 1/0, 18.6.2019, TF; 1/0, e.p. <i>Alnus glutinosa</i> (L.) GAERTN., 7.8.2019
<i>P. klemannella</i> (FABRICIUS, 1781)	1/0, 29.7.2017, TF; 1/0, 12.8.2019, e.p. <i>Alnus glutinosa</i> (L.) GAERTN.
<i>P. lantanella</i> (SCHRANK, 1802)	3 M, <i>Viburnum lantana</i> L., 23.9.2019

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>P. issikii</i> (KUMATA, 1963)	M, <i>Tilia cordata</i> MILL., 2.10.2018
<i>P. joannisi</i> (LE MARCHAND, 1936)	M, <i>Acer platanoides</i> L., 2.10.2018
<i>P. medicaginella</i> (GERASIMOV, 1930)	M, h, <i>Melilotus albus</i> MEDIK., 21.10.2019, 6/0, e.l. 25.3.2020
<i>P. nicellii</i> (STANTON, 1851)	M, <i>Corylus avellana</i> L., 21.10.2019
<i>P. pastorella</i> (Zeller, 1846)	1/0, 6.5.2019, TF
<i>P. populifoliella</i> (TREITSCHKE, 1833)	0/1, 24.6.2019, LF; M, <i>Populus nigra</i> L., 23.9.2019; 0/2, 4.9.2019, LF
<i>P. rajella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 18.6.2019, TF; 1/1, 24.7.2019, LF
<i>P. salictella</i> (ZELLER, 1846)	M, <i>Salix fragilis</i> L., 2.10.2018
<i>P. schreberella</i> (FABRICIUS, 1781)	M, <i>Quercus robur</i> L., 2.10.2018
<i>P. spinicolella</i> (ZELLER, 1846)	M, <i>Prunus domestica</i> L., 2.10.2018
<i>P. stettinensis</i> (NICELLI, 1852)	M, <i>Alnus glutinosa</i> (L.) GAERTN., 2.10.2018; M, 6.8.2019
<i>P. ulmifoliella</i> (HÜBNER, 1817)	M, <i>Betula pendula</i> ROTH, 2.10.2018
<i>P. viminetorum</i> (STANTON, 1854)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Macrosaccus robiniella</i> (CLEMENS, 1859)	M, <i>Robinia pseudoacacia</i> L., 2.10.2018
<i>Phyllocnist unipunctella</i> (STEPHENS, 1834)	0/1, 29.7.2017, TF; 1/4, 24.6.2019, LF; <i>Populus nigra</i> L., 6.8.2019; 1/0, 4.9.2019, LF
<i>P. saligna</i> (ZELLER, 1829)	0/4, 24.7.2019, LF; 1/1, 13.10.2019, LF; M, <i>Salix alba</i> L., 21.10.2019
<i>P. labyrinthella</i> (BJERKANDER, 1790)	0/1, 11.7.2019, LF
Yponomeutidae	
<i>Paraswammerdamia nebulella</i> (GOEZE, 1783)	1/0, 21.6.2016, TF, GP Mey 34/18; 5/0, 24.6.2019, LF, GP Mey 74/19
<i>Yponomeuta evonymella</i> (LINNAEUS, 1758)	2/0, 24.6.2019, LF
<i>Y. malinella</i> (ZELLER, 1758)	0/1, 24.6.2019, LF
<i>Y. padella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 24.6.2019, LF; 0/3, 24.7.2019, LF
Plutellidae	
<i>Plutella xylostella</i> (LINNAEUS, 1758)	3/1, 17.4.2019, TF, überall h; 0/1, 24.6.2019, LF; 1/0, 24.7.2019; 1/0, 4.9.2019, LF
Glyphipterigidae	
<i>Acrolepiopsis assectella</i> (ZELLER, 1839)	0/1, 29.7.2017, TF

Fortsetzung Tabelle 1: Liste der nachgewiesenen Arten (Erklärungen und Abkürzungen am Ende der Tabelle auf Seite 45).

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
Argyresthiidae	
<i>Argyresthia goedartella</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, 27.9.2017, TF; 3/0, 24.7.2019, LF; 0/1, 4.9.2019, LF
<i>A. retinella</i> (ZELLER, 1839)	1/0, TF, 21.6.2016; 1/0, 28.5.2016, TF
<i>A. spinosella</i> (STAINTON, 1849)	2/0, TF, 14-27.5.2019
Lyonetiidae	
<i>Lyonetia clerckella</i> (LINNAEUS, 1758)	M, <i>Malus domestica</i> BORKH., <i>Prunus cerasus</i> L., 2.10.2018
<i>Leucoptera lustratella</i> (HERRICH-SCHÄFFER, 1855)	M, <i>Hypericum perforatum</i> L., 13.10.2019
<i>L. malifoliella</i> (COSTA, 1836)	M, <i>Malus domestica</i> BORKH., 25.8.2019, Herbarbeleg
<i>L. spartifoliella</i> (HÜBNER, 1813)	1/0, 27.5.2019, TF
Bedelliidae	
<i>Bedellia somnulentella</i> (ZELLER, 1847)	1/0, TF, 2.10.2018; 3/0, 4.9.2019, LF
Cosmopterigidae	
<i>Limnaecia phragmitella</i> (STAINTON, 1851)	0/1, 11.7.2019, LF
<i>Cosmopterix scribaiella</i> ZELLER, 1850	1/0, 24.6.2019, LF; M, <i>Phragmites australis</i> (CAV.) TRIN. ex STEUD., 21.10.2019
<i>C. zieglerella</i> (HÜBNER, 1810)	M, h, <i>Humulus lupulus</i> L., 2.10.2018; h, 21.10.2019
Elachistidae	
<i>Elachista albidella</i> (NYLANDER, 1848)	1/0, 28.5.2019, LF
<i>E. maculicerusella</i> (BRUAND, 1859)	1/0, 24.6.2019, LF
<i>E. poae</i> STAINTON, 1855	1/0, 16.4.2020, TF
Depressariidae	
<i>Agonopterix propinquella</i> (TREITSCHKE, 1835)	1/0, 28.5.2016, TF; 1/0, 24.6.2019, LF
<i>A. alstromeriana</i> (CLERCK, 1759)	1/0, 4.9.2019, LF
<i>Ethmia quadrilella</i> (GOEZE, 1783)	1/0, 24.6.2019, LF
Oecophoridae	
<i>Borkhausenia fuscescens</i> (HAWORTH, 1828)	1/0, 11.7.2019, LF; 1/0, 12.8.2019, LF
<i>Batia lunaris</i> (HAWORTH, 1828)	0/1, 21.6.2016, TF; 0/1, 24.6.2019, LF
<i>B. internella</i> (JÄCKH, 1972)	1/0, 24.6.2019, LF

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>Crassa tinctella</i> (HÜBNER, 1796)	0/5, 24.6.2019, LF; 0/1, 24.7.2019, LF
<i>Carcina quercana</i> (FABRICIUS, 1787)	1/0, 6.8.2019, LF
Coleophoridae	
<i>Coleophora alnifoliae</i> BARASCH, 1934	1 Sack, <i>Alnus glutinosa</i> (L.) GAERTN., 14.5.2019
<i>C. anatipennella</i> (HÜBNER, 1796)	1 Sack, <i>Ulmus laevis</i> PALL., 23.9.2019
<i>C. flavipennella</i> (DUPONCHEL, 1843)	0/1, 24.6.2019
<i>C. milvipennis</i> ZELLER, 1839	1/0, 24.7.2019, LF
<i>C. serratella</i> (LINNAEUS, 1758)	2/1, 24.6.2019, LF, GP Mey 74/19
<i>C. spec.</i>	0/1, 11.7.2019, LF
<i>C. spinella</i> (SCHRANK, 1802)	1/0, 24.6.2019, LF
<i>C. sylvaticella</i> WOOD, 1892	0/1, 11.7.2019, LF, GP Mey
<i>C. therinella</i> TENGSTROM, 1847	1/0, 12.8.2019, Lf, GP Mey 64/19
<i>C. versurella</i> ZELLER, 1849	0/1, 4.9.2019, LF, GP Mey 55/19
Momphidae	
<i>Mompha ochraceella</i> (CURTIS, 1839)	0/3, 24.6.2019, LF
Blastobasidae	
<i>Blastobasis glandulella</i> (RILEY, 1871)	1/0, 23.6.2019, TF; 0/4, 24.6.2019, LF; 0/1, 4.9.2019, LF
Lypusidae	
<i>Pseudatemelia josephinae</i> (TOLL, 1956)	1/0, 24.6.2019, LF, GP Mey
Gelechiidae	
<i>Metzneria lappella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 24.6.2019, LF
<i>Bryotropha affinis</i> (HAWORTH, 1828)	0/1, 24.6.2019, LF
<i>B. terrella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/0, 19.7.2019, TF; 1/2, 12.8.2019, LF
<i>Recurvaria leucateella</i> (CLERCK, 1759)	1/0, 24.6.2019, LFb
<i>Stenolechia gemmella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 5.8.219, TF
<i>Monochroa suffusella</i> (DOUGLAS, 1850)	0/1, 24.7.2019, LF
<i>Scrobipalpa ocellatella</i> (BOYD, 1858)	1/1, 4.9.2019, LF
<i>Aroga velocella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 24.6.2019, LF; 1/0, 19.7.2019, TF; 2/2 24.7.2019, LF
<i>Neofriseria peliella</i> (TREITSCHKE, 1835)	1/0, 24.6.2019, LF; 1/0, 24.7.2019, LF
<i>Caryoculum blandella</i> (DOUGLAS, 1852)	1/0, 24.6.2019, LF, GP Mey 72/19
<i>Aproaerema anthyllidella</i> (HÜBNER, 1813)	2/1, 24.6.2019, LF

Fortsetzung Tabelle 1: Liste der nachgewiesenen Arten (Erklärungen und Abkürzungen am Ende der Tabelle auf Seite 45).

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>Brachmia blandella</i> (FABRICIUS, 1798)	1/0, 24.6.2019, LF
<i>Helcystogramma rufescens</i> (HAWORTH, 1828)	0/2, 24.6.2019, LF
<i>Gelechia cuneatella</i> DOUGLAS, 1852	1/0, 24.7.2019, LF
<i>G. muscosella</i> ZELLER, 1839	1/0, 24.6.2019, LF, GP Mey
<i>Hypatima rhomboidella</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, 24.7.1919, LF; 1/0, 12.8.2019, LF
<i>Dichomeris alacella</i> (ZELLER, 1839)	1/0, 12.8.2019, LF, GP Mey 65/19
Choreutidae	
<i>Anthophila fabriciana</i> (LINNAEUS, 1767)	0/1, 28.5.2016, TF
Pterophoridae	
<i>Adaina microdactyla</i> (HÜBNER, 1813)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Pterophorus pentadactyla</i> (LINNAEUS, 1758)	5/5, 18.6.2019, TF
<i>Oxyptilus distans</i> (ZELLER, 1847)	0/1, 24.7.2019, LF
<i>Emmelina monodactyla</i> (LINNAEUS, 1758)	0/2, 24.7.2019, LF
Epermeniidae	
<i>Epermenia chaerophyllella</i> (GOEZE, 1783)	0/1, 12.8.2019, LF
<i>E. illigerella</i> (HÜBNER, 1813)	0/1, 24.6.2019, LF
Pyralidae	
<i>Aphomia sociella</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, LF, 27.5.2019; 1/0, 24.6.2019, LF
<i>A. zelleri</i> (DE JOANNIS, 1932)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Achroia grisella</i> (FABRICIUS, 1794)	0/1, 12.8.2019, LF
<i>Phycita roborella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/1, 24.7.2019, LF
<i>Sciota adelphella</i> (FISCHER VON RÖSLERSTAMM, 1836)	5/3, 24.6.2019, LF
<i>Etiella zinckenella</i> (TREITSCHKE, 1832)	0/2, 4.9.2019, LF
<i>Oncocera semirubella</i> (SCOPOLI, 1763)	1/0, 4.9.2019, LF
<i>Nephopteryx angustella</i> (HÜBNER, 1796)	0/1, 24.6.2019, LF; 1/0, 24.7.2019, LF
<i>Acrobasis tumidana</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	0/1, 24.6.2019, LF
<i>A. suavella</i> (ZINCKEN, 1818)	1/1, 24.7.2019, LF
<i>A. consociella</i> (HÜBNER, 1813)	0/1, 11.7.2019, LF
<i>Nyctegretis lineana</i> (SCOPOLI, 1763)	1/0, 24.6.2019, LF; 0/1, 4.9.2019, LF

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>Episcythrastis tetricella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/2, 24.6.2019, LF, GP Mey
<i>Eccopisa effractella</i> ZELLER, 1848	1/0, 4.9.2019, LF
<i>Ancylosis oblitella</i> (ZELLER, 1848)	0/1, 24.6.2019, LF, GP Mey
<i>Phycitodes albatella</i> (RAGONOT, 1887)	0/1, 4.9.2019, LF
<i>Ephestia woodiella</i> RICHARDS & THOMSON, 1932	0/1, 24.6.2019, LF; 1/4, 12.8.2019, LF, GP Mey 70/19, 71/19; 1/2, 4.9.2019, LF, GP Mey 68/19
<i>Synaphe punctalis</i> (FABRICIUS, 1776)	1/0, 24.7.2019, LF; 1/0, 6.8.2019, TF
<i>Hypsopygia costalis</i> (FABRICIUS, 1775)	1/1, 24.6.2019, LF; 1/4, 4.9.2019, LF
<i>Endotrichia flammealis</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	0/1, 24.6.2019, LF; 0/2, 24.7.2019, LF; 1/1, 12.8.2019, LF
Crambidae	
<i>Chilo phragmitella</i> (HÜBNER, 1810)	0/2, 24.6.2019, LF; 0/1, 12.8.2019, LF
<i>Calamotropha paludella</i> (HÜBNER, 1824)	0/1, 24.6.2019, LF; 1/0, 11.7.2019, LF; 0/1, 24.7.2019, LF
<i>Chrysoteuchia culmella</i> (LINNAEUS, 1758)	3/0, 18.6.2019, TF; 0/1, 24.6.2019, LF; 0/1, 11.7.2019, LF
<i>Catoptria falsella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	0/2, 12.8.2019, LF; 1/0, 4.9.2019, LF
<i>C. permutatella</i> (Herrich-Schäffer, 1848)	0/1, 24.6.2019, LF
<i>C. pinella</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 11.7.2019, LF; 0/2, 24.7.2019, LF
<i>C. verella</i> (ZINCKEN, 1817)	1/0, 11.7.2019, LF
<i>Agriphila straminella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/2, 24.7.2019, LF
<i>A. selasella</i> (HÜBNER, 1813)	1/1, 12.8.2019, TF
<i>A. tristella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/0, 12.8.2019, LF
<i>Pediasia contaminella</i> (HÜBNER, 1796)	1/0, 4.9.2019, LF, GP Mey 69/19
<i>Evergestis limbata</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 4.9.2019, LF; 0/1, 15.8.2017, leg. L. Kühne
<i>E. pallidata</i> (HUFNAGEL, 1767)	0/1, 24.7.2019, LF; 1/0, 12.8.2019, LF
<i>Scoparia basistrigalis</i> KNAGGS, 1866	0/1, 11.7.2019, LF
<i>S. pyralella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	0/1, 24.6.2019, LF
<i>Eudonia lacustrata</i> (PANZER, 1804)	2/0, 18.6.2019, TF; 3/1, 24.6.2019, LF
<i>E. mercurella</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, 24.6.2019, LF; 1/2, 24.7.2019, LF
<i>E. pallida</i> (CURTIS, 1827)	0/1, 4.9.2019, LF
<i>E. truncicolella</i> (STANTON, 1849)	0/2, 24.7.2019, LF
<i>Cataclysta lemnata</i> (LINNAEUS, 1758)	h, 0/1, 11.7.2019, LF

Fortsetzung Tabelle 1: Liste der nachgewiesenen Arten (Erklärungen und Abkürzungen am Ende der Tabelle auf Seite 45).

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>Parapoynx stratiotata</i> (LINNAEUS, 1758)	h, 0/1, 11.7.2019, LF; 0/1, 4.9.2019, LF
<i>Acentria ephemerella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	0/1, 24.6.2019, LF
<i>Elophila nymphaeata</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 24.6.2019, LF; 1/0, 12.8.2019, LF
<i>Anania hortulata</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, 24.7.2019, LF
<i>Pyrausta despicata</i> (SCOPOLI, 1763)	0/2, 24.6.2019, LF
<i>Ostrinia nubilalis</i> (Hübner, 1796)	0/1, 18.6.2019, TF; 1/0, 24.6.2019, LF; 2/0, 12.8.2019, LF
<i>Patania ruralis</i> (SCOPOLI, 1763)	2/0, 18.6.2019, TF; 2/1, 12.8.2019, LF
<i>Nomophila noctuella</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/1, 4.9.2019, LF
<i>Cydalima perspectalis</i> (WALKER, 1859)	4/0, 4.9.2019, LF
Tortricidae	
<i>Gynnidomorpha alismana</i> (RAGONOT, 1883)	2/0, 27.5.2019, LF, GP Mey 76/19; 0/1, 11.7.2019, LF; 1/0, 19.7.2019; 1/2, 24.7.2019, LF; 0/2, 12.8.2019, LF
<i>Agapeta hamana</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, 12.8.2019, LF; 1/0, 24.7.2019, LF
<i>Aethis rubigana</i> (TREITSCHKE, 1830)	2/0, 11.7.2019, LF
<i>Cochylis nana</i> (HAWORTH, 1811)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Phalonidia manniana</i> (FISCHER VON RÖSLERSTAMM, 1839)	1/1, 27.5.2019, LF; 4/3, 24.6.2019, LF; 2/0, 11.7.2019, LF; 1/0, 24.7.2019, LF; 1/1, 12.8.2019, LF; 1/0, 4.9.2019, LF
<i>Cnephasia genitalana</i> (PIERCE & METCALF, 1922)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>C. stephensiana</i> (DOUBLEDAY, 1849)	2/1, 24.6.2019, LF
<i>C. pasiuana</i> (HÜBNER, 1799)	1/1, 24.7.2019, LF
<i>Clepsis consimilana</i> (HÜBNER, 1817)	1/0, 24.6.2019, LF
<i>C. spectrana</i> (TREITSCHKE, 1830)	1/0, 12.8.2019, LF
<i>Epagoge grotiana</i> (FABRICIUS, 1781)	3/1, 24.6.2019, LF
<i>Paramesia gnomana</i> (CLERCK, 1759)	0/2, 12.8.2019, LF
<i>Archips podana</i> (SCOPOLI, 1758)	1/0, 24.6.2019, LF; 2/0, 4.9.2019, LF
<i>Pandemis dumetana</i> (TREITSCHKE, 1835)	1/0, 24.6.2019, LF; 1/0, 24.7.2019
<i>P. heparana</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/0, 24.7.2019, LF

Taxon	Anzahl (♂/♀), Mine, Larve (= M, L), Datum
<i>P. corylana</i> (FABRICIUS, 1794)	0/1, 24.7.2019, LF
<i>Hedya nubiferana</i> (HAWORTH, 1811)	1/0, 24.6.2019, LF
<i>Apotomis betuletana</i> (HAWORTH, 1811)	0/1, 24.7.2019, LF
<i>Eulia ministrana</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 27.5.2019, LF
<i>Bactra lancealana</i> (HÜBNER, 1799)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Celypha lacunana</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/0, 14.5.2019, TF
<i>C. striana</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/0, 15.5.2019, TF
<i>Syricoris lacunana</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/0, 18.6.2019, TF
<i>Spilonota ocellana</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Epipotia sordidana</i> (HÜBNER, 1824)	0/1, 13.10.2019, LF
<i>E. signatana</i> (DOUGLAS, 1848)	1/1, 24.7.2019, LF
<i>E. tenerana</i> (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775)	2/0, 21.6.2016, TF; 1/1, 18.6.2019, LF; 1/1, 24.7.2019, LF
<i>Eucosma cana</i> (HAWORTH, 1811)	1/0, 11.7.2019, LF
<i>Gypsonoma aceriana</i> (DUPONCHEL, 1843)	1/0, 24.6.2019 LF; 0/1, 11.7.2019, LF; 0/1, 24.7.2019, LF
<i>Gypsonoma oppressana</i> (TREITSCHKE, 1835)	0/1, 18.6.2018, TF
<i>Notocelia aquana</i> (HÜBNER, 1799)	1/0, 24.7.2019, LF
<i>Notocelia cynosbatella</i> (LINNAEUS, 1758)	0/1, 27.5.2019, LF
<i>N. uddmanniana</i> (LINNAEUS, 1758)	1/0, 24.6.2019, LF; 1/0, 24.7.2019, LF; 0/1, 12.8.2019, LF
<i>Grapholita janthinana</i> (DUPONCHEL, 1835)	1/0, 24.7.2019, LF, GP
<i>Dichrorampha simpliciana</i> (HAWORTH, 1811)	0/1, 12.8.2019, LF

Legende:

TF = Tagfang, LF = Lichtfang, M = Mine, L = Larve, GP = Genitalpräparat, e.l. = ex larva gezüchtet, e.p. = ex pupa gezüchtet, Herbarbeleg = Herbarbeleg vorhanden.

Diskussion

In der Einleitung ist auf die Seltenheit vieler, eigentlich häufiger Arten während des Untersuchungszeitraums hingewiesen worden. Die Ursachen für diese geringen Individuendichten sind unklar. Sie kann eine Folge der Witterungsbedingungen sein und eventuell mit der großen Trockenheit der letzten Jahre zusammenhängen. Denkbar ist aber auch, dass die gegenwärtige Situation nur ein Stadium in der Besiedlung dieses anthropogen entstandenen Gebietes darstellt. Eine negative Beeinflussung des Gebietes durch unmittelbare land- oder forstwirtschaftliche Aktivitäten ist nicht beobachtet worden. In den vergangenen Jahren hat das Phänomen des Insektensterbens eine wachsende Aufmerksamkeit bekommen (KLAUSNITZER & SEGERER, 2019). Kann man diesen Prozess, der eine großräumige Dimension besitzt und über das Untersuchungsgebiet hinausreicht für die Interpretation der Verhältnisse an den Deetzer Erdelöchern eventuell auch in Erwägung ziehen? Die Suche nach den Ursachen liegt außerhalb des Rahmens der hier vorgelegten entomofaunistischen Untersuchung. Das Ziel war, möglichst viele Arten nachzuweisen. Die dafür verwendete Methodik lieferte qualitative Ergebnisse, Beobachtungen und subjektive Einschätzungen, aber keine quantitativen Daten, die für vergleichende Betrachtungen notwendig sind.

Ein Beleg für die Seltenheit und der daraus abgeleiteten Vermutung von kleinen Populationen, kann trotzdem aus den durchgeführten Lichtfängen entnommen werden. Bei den Kleinschmetterlingen muss man üblicherweise alle kleinen Tiere, die am Tuch nicht identifizierbar sind, eintragen. Erst bei der späteren Präparation und Bestimmung wird festgestellt, wie viel Exemplare pro Art vorliegen. Bei den größeren Arten der Crambidae und Pyralidae, die am Tuch erkannt werden können, findet immer eine

Selektion statt, die dazu führt, dass meist nur ein Belegexemplar der häufigen Arten mitgenommen wird. Diese Familien bleiben hier unberücksichtigt. In Abbildung 7 sind die Zahlen für die Familien Gelechiidae und Tortricidae, für die Familien der Minerer (Nepticulidae, Tischeriidae, Gracillariidae, Bucculatricidae, Bedelliidae, Coleophoridae, Elachistidae, Cosmopterigidae) sowie für die übrigen Familien aufgeführt. Daraus ergibt sich die Feststellung, dass von zwei Drittel der hier berücksichtigten Arten nur ein oder zwei Exemplare vorliegen. Die Verteilung der Arten auf drei Abundanzklassen erinnert an Ergebnisse, wie man sie von einer einzigen Lichtfangprobe bekommt. Bei weiteren Lichtfängen vermindert sich für gewöhnlich die Zahl der Einzelexemplare pro Art. Die Zahl der Lichtfangproben lag bei 12 im Jahr 2019. Trotzdem dominierte die Fraktion der Arten, die nur mit einem Exemplar vorlagen, die gesamte Taxozönose. Es drängt sich der Eindruck auf, dass bei weiteren Lichtfängen eher eine neue Art als ein zusätzliches Exemplar einer bereits registrierten aufgetaucht wäre. Leider bietet die faunistische Literatur offensichtlich keine Daten über die Häufigkeitsverteilung von Kleinschmetterlingen bei Lichtfängen in Deutschland. Zumindest hat der Verfasser bisher nichts gefunden. Entsprechende Untersuchungen gibt es jedoch mehrfach bei den Makrolepidopteren (z. B. WIROOKS, 2005). So muss die Frage einstweilen offen bleiben, ob die vorliegenden Ergebnisse natürliche Verhältnisse widerspiegeln, das Insektensterben belegen oder einer zu geringen Sammlungsintensität geschuldet sind. Bei zukünftigen Untersuchungen sollten diese Fragen verstärkt in das Blickfeld rücken. Im Folgenden soll auf einige festgestellte Arten näher eingegangen werden.

Hepialus humuli LINNAEUS, 1758

Diese früher häufige Art wird nur noch gelegentlich gefunden. Trotz der Häufigkeit des Wilden Hopfens im Gebiet ist nur ein einziges Exemplar registriert worden.

Die Familie Hepialidae wird für gewöhnlich bei den Makrolepidopteren geführt. Sie gehört systematisch betrachtet zu den ursprünglichsten Gruppen der Lepidoptera, wozu auch alle Kleinschmetterlinge gehören. Deshalb wurde sie hier mit aufgenommen.

Coleophora sylvaticella WOOD, 1892

Das einzige, vorliegende Weibchen wurde nach PATZAK (1974) bestimmt. Die Art ist erst kürzlich zum ersten Mal aus Brandenburg gemeldet worden (SCHWABE et al., 2019). Die Raupen leben an *Luzula*-Arten (Hainbinsen).

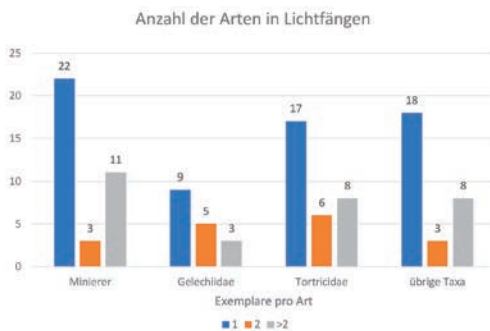


Abbildung 7: Verteilung der Arten aus allen Lichtfangproben 2019 (n = 12) auf Klassen mit nur einem Exemplar (1), zwei Exemplaren (2) oder mehr als 2 Exemplaren (3).



Abbildung 8: Männchen von *Ephestia woodiella* RICHARDS & THOMSON, 1932 (Pyrallidae: Phycitinae). Foto: W. Mey.



Abbildung 9: Weibchen von *Ephestia woodiella* RICHARDS & THOMSON, 1932 (Pyrallidae: Phycitinae). Foto: W. Mey.

***Ephestia woodiella* RICHARDS & THOMSON, 1932 (Abbildung 8–9).**

Die Art ist erst seit kurzer Zeit als eigenständiges Taxon erkannt worden (RENNWALD & RODELAND, 2019). Seitdem tauchten weitere Nachweise auf. Die Art wurde früher unter *E. parasitella unicolorella* STAUDINGER, 1881 geführt, für die jedoch keine Nachweise aus Brandenburg und Berlin bekannt sind (GAEDIKE et al., 2017). Hier ist nun der erste Beleg aus Brandenburg. Bei dieser offensichtlich in Deutschland weit verbreiteten oder in Ausbreitung begriffenen Art kann man vermuten, dass sie unerkannt in weiteren Sammlungen steckt.

Nach Abschluss der Kartierung an den Deetzer Erdelöchern wurde die Art bei einem Lichtfang in Potsdam gefunden (Bornim, Garten am Katharinenholz, LF, 12.9.2020, 3♂ 3♀, leg. W. Mey). Auch in Berlin gelang der Nachweis der Art (Marzahn, LF, 20.8.-10.9.2020, 4♂ 2♀, leg. A. Salk). *E. woodiella* hat offensichtlich eine Verbreitung, die viel größer ist, als die bisherigen Funde vermuten ließen.

Mein Dank geht an Hans Blackstein (Rathenow), der die meisten Belege der Tortricidae überprüft hat.

Literatur

- BENGTSSON, B.A. & JOHANSSON, R. (2011): Lepidoptera: Roeslerstamiidae – Lyonetiidae. – Nationalnyckeln till Sveriges Flora och Fauna. – ArtDatabanken, SLU, Uppsala. 494 pp.
- BENGTSSON, B.A., PALMQVIST, G. & JOHANSSON, R. (2008): Lepidoptera: Micropterigidae - Psychidae. – Nationalnyckeln till Sveriges Flora och Fauna. – ArtDatabanken, SLU, Uppsala. 646 pp.
- BREHM, G. (2017): A new LED lamp for the collection of nocturnal Lepidoptera and a spectral comparison of light-trapping lamps. – *Nota Lepidopterologica*

40(1): 87–108.

- ELSNER, G., HUEMER, P. & TOKÁR, Z. (1999): Die Palpenmotten (Lepidoptera, Gelechiidae) Mitteleuropas. Bestimmung-Verbreitung-Flugstandorte-Lebensweise der Raupen. F. Slamka (Eigenverlag), Bratislava. 208 S.
- FRIESE, G. (1969): Beiträge zur Insektenfauna der DDR: Lepidoptera – Argyresthiidae. – Beiträge zur Entomologie 19(7/8): 693–752.
- GAEDIKE, R., NUSS, M., STEINER, A. & TRUSCH, R. [HRSG.] (2017): Verzeichnis der Schmetterlinge Deutschlands (Lepidoptera). 2. Überarbeitete Auflage – Entomologische Nachrichten und Berichte, Beiheft 21: 1–362.
- GERSTBERGER, M. & MEY, W. (1993): Fauna in Berlin und Brandenburg. Schmetterlinge und Köcherfliegen. – Fördererkreis der naturwissenschaftlichen Museen Berlins e. V., 160 S.
- HANNEMANN, H.-J. (1977): Kleinschmetterlinge oder Microlepidoptera. III. Federmotten (Pterophoridae), Gespinnstmotten (Yponomeutidae), Echte Motten (Tineidae). – Die Tierwelt Deutschlands 63: 1–273, Tafeln 1–17.
- HANNEMANN, H.-J. (1995): Kleinschmetterlinge oder Microlepidoptera. IV. Flachleibmotten (Depressariidae) – Die Tierwelt Deutschlands 69: 1–192, Tafel 1–13.
- HANNEMANN, H.-J. (1977): Kleinschmetterlinge oder Microlepidoptera. V. Oecophoridae, Chimabachidae, Carcinidae, Ethmiidae, Stathmopodidae). – Die Tierwelt Deutschlands 70: 1–164, Tafeln 1–5.
- HERING, M. (1932): Die Schmetterlinge nach ihren Arten dargestellt. In: BROHMER, R., EHRMANN, P. & ULMER, G. [Hrsg.]: Die Tierwelt Mitteleuropas, Ergänzungsband Die Schmetterlinge. Quelle & Meyer, Leipzig. 528 S.
- JOHANSSON, R., SCHMIDT-NIELSEN, E.S., NIEUKERKEN, E.J. & VAN & GUSTAFSSON, B. (1990a): The Nепticulidae and Opostegidae (Lepidoptera) of North West Europe. – *Fauna Entomologica Scandinavica* 23, part 1: 1–413.
- JOHANSSON, R., SCHMIDT-NIELSEN, E.S., NIEUKERKEN, E.J. & VAN & GUSTAFSSON, B. (1990b): The Nепticulidae and Opostegidae (Lepidoptera) of North

- West Europe. – Fauna Entomologica Scandinavica 23, part 2: 415–739.
- KLAUSNITZER, B. & SEGERER, A. (2019): Stellungnahme zum Insektensterben. – Entomologische Nachrichten und Berichte 63: 83–88.
- LAŠTŮVKA, A. & LAŠTŮVKA, Z. (1997): Nepticulidae Mitteleuropas. Ein illustrierter Begleiter (Lepidoptera). Konvoj, Brno. 230 S.
- PATZAK, H. (1974): Beiträge zur Insektenfauna der DDR: Lepidoptera – Coleophoridae. – Beiträge zur Entomologie 24(5/6): 153–278.
- RAZOWSKI, J. (2001): Die Tortriciden Mitteleuropas (Lepidoptera, Tortricidae). Bestimmung – Verbreitung – Flugstandorte – Lebensweise der Raupen. F. Slamka, Bratislava. 319 pp.
- RENNWALD, E. & RODELAND, J. (2019): Lepiforum. Bestimmung von Schmetterlingen (Lepidoptera) und ihren Präimaginalstadien – www.lepiforum.de (zuletzt besucht am 01.03.2020).
- ROTHE, U., SIERING, G., BERGER, D. & FÜRSTENOW, J. (2020): Faunistische Untersuchungen im Gebiet der „Deetzer Erdelöcher“ und Umgebung (Brandenburg, Potsdam-Mittelmark, Mittlere Havel). Teil 1. Zur naturräumlichen Gliederung, erdgeschichtlichen Prägung, Klima, Böden, Vegetation und Nutzung des Gebietes. – Veröffentlichungen des Naturkundemuseums Potsdam 6: 5–24.
- SCHWABE, K., BUSSE, R., THEIMER, F. & RICHERT, A. (2019): *Clepsis coriakanus* (REBEL, 1894) (Lepidoptera, Tortricidae) – neu für Deutschland, sowie Neu- und Wiederfunde von Kleinschmetterlingen (Mikrolepidoptera) in Brandenburg und Berlin. – Märkische Entomologische Nachrichten 21(1): 67–83.
- SLAMKA, F. (2006): Pyraloidea of Europe/Europas (Lepidoptera). Vol. 1. – F. Slamka (Eigenverlag), Bratislava. 138 pp.
- SLAMKA, F. (2008): Pyraloidea of Europe/Europas (Lepidoptera). Vol. 2. – F. Slamka (Eigenverlag), Bratislava. 223 pp.
- SLAMKA, F. (2013): Pyraloidea of Europe/Europas (Lepidoptera). Vol. 3. – F. Slamka (Eigenverlag), Bratislava. 357 pp.
- SLAMKA, F. (2019): Pyraloidea of Europe/Europas (Lepidoptera). Vol. 4. – F. Slamka (Eigenverlag), Bratislava. 432 pp.
- SOBCZYK, T., STÖCKEL, D., GRAF, F., JORNITZ, H., KARISCH, T. & WAUER, S. (2018): Die Schmetterlingsfauna (Lepidoptera) der Oberlausitz. Teil 5: Kleinschmetterlinge (Mikrolepidoptera) 1. Teil – Entomologische Nachrichten und Berichte, Beiheft 22: 1–439.
- SOBCZYK, T., STÖCKEL, D., GRAF, F., JORNITZ, H. & KARISCH, T. (2019): Die Schmetterlingsfauna (Lepidoptera) der Oberlausitz. Teil 6: Kleinschmetterlinge (Mikrolepidoptera) 2. Teil – Entomologische Nachrichten und Berichte, Beiheft 24: 1–496.
- SUTTER, R. (1991): Beiträge zur Insektenfauna der DDR: Lepidoptera – Pterophoridae. – Beiträge zur Entomologie 41(1): 27–121.
- TOKÁR, Z., LVOVSKY, A. & HUEMER, P. (2005): Die Oecophoridae s. l. Mitteleuropas (Lepidoptera). F. Slamka (Eigenverlag), Bratislava. 120 S.
- TRAUGOTT-OLSEN, E. & SCHMIDT-NIELSEN, E. (1977): The Elachistidae (Lepidoptera) of Fennoscandia and Denmark. – Fauna Entomologica Scandinavica 6: 1–299.
- WIROOKS, L. (2005): Die ökologische Aussagekraft des Lichtfangs – Eine Studie zur Habitatbindung und kleinräumigen Verteilung von Nachtfaltern und ihren Raupen. Verlag Wolf & Kreuls, Havixbeck. 302 pp.

Anschrift des Autors

Dr. Wolfram Mey
Museum für Naturkunde, Leibniz Institut für
Evolutions- und Biodiversitätsforschung an der
Humboldt-Universität zu Berlin
Invalidenstraße 43
10115 Berlin, Germany
und
Schlaatzstr. 16
14473 Potsdam