

Abhandlungen des
Naturwissenschaftlichen
Vereins Würzburg



Band 52

2018



Naturwissenschaftlicher Verein Würzburg e.V.

Copyright © 2019 Naturwissenschaftlicher Verein Würzburg e.V.
Alle Rechte vorbehalten. All rights reserved

Autoren der Beiträge: Grimm, Eva
Hock, Robert
Klopsch, Wolfgang
Mahsberg, Dieter
Markones, Rudolf
Parker, Agnes
Söder, Christian
Uhl, Britta
Wenger, Klaus
Wölfling, Mirko
Zellner, Hans

Kritische Durchsicht: AD a.d. Dr. Dieter Mahsberg
Redaktion: Naturwissenschaftlicher Verein Würzburg e.V.
Schriftleitung: AD a.d. Dr. Ursula Rdest
Umschlaggestaltung: Sonja Köhler
Umschlagbild: Graues Langohr © Christian Söder

Auflage 400

ISSN 0547 - 9770

Gedruckt in Deutschland / printed in Germany



Druck: Printzipia Würzburg

Gedruckt auf 100 Gramm Circlesilk aus 100% Altpapier
ausgezeichnet mit dem EU Eco-Label und FSC zertifiziert

Die Autoren haben die geltenden Natur-, Arten- und Tierschutz-
gesetze berücksichtigt. Biotoppflege- und Artenschutzmaßnahmen
wurden mit den zuständigen Naturschutzbehörden abgesprochen
und von diesen genehmigt.

Vorwort

Wir freuen uns, Ihnen mit Band 52 einen weiteren Abhandlungsband vorlegen zu können. Während die Bände 49 bis 51 der Vogelwelt gewidmet waren und eindrucksvolle Beispiele für die Aktivität der ornithologischen Arbeitsgemeinschaft unseres Vereins lieferten, deckt vorliegender Band wieder eine breitere Themenpalette ab, die man mit den Schlagworten Botanik, Zoologie, Ökologie und Naturschutz beschreiben könnte.

Durch ihren Bezug zum unterfränkischen Lebensraum erfüllen alle Beiträge einen der in §2 unserer Satzung festgeschriebenen Zwecke des NWV Würzburg, der von seinem ehemaligen Vorsitzenden (und jetzt Ehrenvorsitzenden) Prof. em. Dr. Gerhard Kneitz 50 Jahre geleitet wurde. Es war uns besonders wichtig, in einem Interview nochmals aus seinem Munde zu erfahren, welche frühen Erlebnisse ihn zur Biologie gebracht haben, ihn zu einem der bedeutendsten Mitgestalter der Natur- und Umweltschutzbewegung in Deutschland machten und welche Rolle er dem NWV auch zukünftig zuschreiben würde.

Im botanischen Part der Abhandlungen kommen Flechten und Pilze zu Wort und Bild, beides Gruppen, die oft als „niedere Organismen“ abqualifiziert werden. Wer jemals eine Flechten- oder Pilzexkursion der Autoren Hans Zellner und Rudolf Markones mitgemacht oder etwas über die vielfältigen biotischen Wechselwirkungen dieser Lebewesen erfahren hat, wird eines Besseren belehrt. Orchideen haben es da leichter, verbinden doch auch Laien mit ihnen Blütenpracht und Seltenheit. Wolfgang Klopsch kann inzwischen auf die Daten von 45 Jahren Orchideenkartierung zurückblicken und ist somit in der Lage, die graduellen Veränderungen im Lebensraum dieser Pflanzen und deren Folgen für die Verbreitung von Arten aufzuzeigen.

Wie Orchideen sind auch alle heimischen Fledermäuse geschützt und stehen daher im besonderen Fokus des Artenschutzes. Dass

Weinberge durchaus Fledermaus-lebensraum sind, zeigt Christian Söder, der sich mit der Beuteverfügbarkeit für diese Insektenjäger beschäftigt hat. Und wie ein Bartfledermaus-Findelkind zum Impulsgeber für den Umweltschutz in Estenfeld wurde und zur erfolgreichen Zusammenarbeit von NWV und Bund Naturschutz beitrug, beschreibt Klaus Wenger.

Wer von Randersacker durch die Weinberge zum Hubland geht, kommt am „Blauen Hügel“ vorbei, der sich vom Bauaushub des Uni-Geländes zum artenreichen Biotop entwickelt hat und Schmetterlingsexperten wie Robert Hock, einem Mitarbeiter des Biozentrums der Universität Würzburg und Mirko Wölfling und Britta Uhl, ehemaligen Biologie-Studierenden unserer Universität ein reiches Betätigungsfeld bietet. Sie machen mit ihrem Beitrag ihre Falterkartierung der Öffentlichkeit zugänglich. Dieses Engagement ist sehr anzuerkennen, da junge Wissenschaftlerinnen und Wissenschaftler einem starken Druck zur Veröffentlichung in hochrangigen Fachzeitschriften ausgesetzt sind. Unsere Abhandlungen, noch dazu in deutscher Sprache, setzen sie diesem Druck nicht aus.

Zu den oft und schnell vergessenen geistigen Leistungen, die in der akademischen Lehrerausbildung vor dem Staatsexamen erbracht werden, gehören die schriftlichen Hausarbeiten (Zulassungsarbeiten). Diese oft umfangreichen Thesen verschwinden nach der Prüferbegutachtung meist im Archiv, das so zum Grab mancher ungehobener Wissensschätze wird. Es war uns daher wichtig, die im Rahmen einer Zulassungsarbeit durchgeführte erstmalige Kartierung der Vogelwelt des Botanischen Gartens Würzburg zu publizieren. Für ihre „Ausgezeichnete Abschlussarbeit“ wurde Autorin Agnes Parker bei der Absolventenfeier 2016 mit einem Preis bedacht. Auch Eva Grimm trägt einen Artikel bei, der aus einer Zulassungsarbeit heraus entstand und sich mit Fischen im Main und ihren Parasiten beschäftigt – einem selten bearbeiteten Thema mit starkem Umweltbezug, gerade auch unter dem Aspekt klimatischer Veränderungen.

An dieser Stelle danken wir Hanne und Hubert Schaller für ihre technischen Ratschläge zur Erstellung dieser Abhandlungen.

Wir wünschen Ihnen bei der Lektüre von Band 52 viele neue Erkenntnisse und ermuntern Sie, geeignete Artikel bei uns einzureichen!

Für den Vorstand des NWV Würzburg e. V.
Dr. Dieter Mahsberg

Inhalt

Vorwort..... 3 - 5

Beiträge

DIETER MAHSBERG

Interview mit Prof. Dr. Gerhard Kneitz

50 Jahre 1. Vorsitzender des NWV..... 8 - 16

HANS ZELLNER

Faszination Flechten

im Botanischen Garten Würzburg..... 17 - 30

RUDOLF MARKONES

Saftlingsgesellschaften in Unterfranken..... 31 - 62

WOLFGANG KLOPSCH

Die einheimische Orchideenflora im Wandel

45 Jahre Kartierung des Arbeitskreises

Heimische Orchideen in Unterfranken..... 63 - 105

CHRISTIAN SÖDER

Weinberge und Fledermäuse..... 106 - 123

KLAUS WENGER

Erfreuliche Entdeckung in Estenfeld: Eines der

größten Quartiere der kleinen Bartfledermaus in Bayern..... 124 - 131

ROBERT HOCK¹, MIRKO WÖLFLING², BRITTA UHL²
Kartierung von
Tagfaltern und Nachtfaltern auf dem
„Blauen Hügel“ am Hubland in Würzburg..... 132 - 158

AGNES PARKER
Brutvogelkartierung des Botanischen Gartens
der Universität Würzburg im Jahr 2015..... 159 - 200

EVA GRIMM
Fischparasiten des Mains..... 201- 226

Personalia

NACHRUFE
In Erinnerung an den Ehrenvorsitzenden
des NWV Prof. Dr. Werner Kloft..... 227

In Erinnerung an Wolfgang Holzmann..... 228

ISSN 0547-9770

50 Jahre 1. Vorsitzender des NWV Würzburg e.V. Fragen an Prof. em. Dr. Gerhard Kneitz

DIETER MAHSBERG

Lieber Herr Prof. Kneitz, Sie sind im Jahr 2017 seit einem halben Jahrhundert der 1. Vorsitzende des Naturwissenschaftlichen Vereins Würzburg e.V. Dies dürfte zumindest in der Würzburger Vereinsgeschichte einmalig sein. Sie sind im NWV, in dieser „Traditionsvereinigung“, die 2019 ihr 100-jähriges Bestehen feiert, somit zu einer „Traditionsfigur“ geworden, die immer eng mit dem Vereinsnamen verknüpft sein wird. Für jemanden, der wie ich erst seit 2015 im Vorstand ist, stellen sich natürlich viele Fragen zur Historie des NWV, zu besonderen Ereignissen in der Vereinsgeschichte und auch zur Zukunft des Vereins.

Gab es prägende Erlebnisse, die Sie zu den Naturwissenschaften brachten? Wie wurden Sie auf den NWV aufmerksam?

Das ist eine lange Geschichte. Mein Vater war Eisenbahner, und als Eisenbahnerkind ist man mit der Familie viel umhergewandert. Geboren bin ich in Aschaffenburg, aufgewachsen bin ich in Wörth am Main, wo ich den Fluss und den Vorspessart kennen lernte. Nach der Versetzung des Vaters als Bahnmeister nach Neustadt an der Saale kam ich dort zur Schule. Dank mancher Familienfreikarten für den Zug erschloss sich mir mehr und mehr die Rhön, wo wir zum Kreuzberg und ins Rote und Schwarze Moor wanderten. Ein besonders enger Kontakt bestand zu meinem vier Jahre älteren Bruder Hermann, der 2010 leider verstorbenen ist. Mit ihm erkundete ich die Lebewesen der Region und verfolgte die stetigen Veränderungen der Natur im Jahresverlauf. So entwickelte ich mich ohne äußere Anleitung oder gar Zwang zum „Naturmenschen“. Dieser Neigung kam das Angelhobby meines Vaters sehr entgegen, dessen großes Revier an der Saale mit seinen Wasserlebewesen, mit

vielen Enten, Gänsen und Eisvögeln für mich und meinen Bruder – schon damals ein kenntnisreicher Ornithologe – ein Paradies war.

Unser Drang, die Natur zu erforschen, wurde durch den Umzug der Familie nach Würzburg im Jahr 1942 keineswegs gebremst, im Gegenteil: wir wohnten in Bahnhofsnähe in der Haugerglaciisstraße, nicht weit weg vom Quellenbach, dessen Lebewelt wir uns sofort intensiv widmeten und wo wir eifrig „tümpelten“, sobald der Unterricht (damals in der Zentralschule) zu Ende war. Die vielleicht folgenschwerste Freizeitscheidung meiner Schulfreunde und mir war, doch einmal das große Naturkundemuseum in der Residenz aufzusuchen. Dieser Besuch faszinierte besonders mich derart, dass der Gang in die Ausstellungsräume unter der Woche sowie am Wochenende von nun an zum Ritual wurde. Das Museum, vom Naturwissenschaftlichen Verein Würzburg im Jahre 1919 gegründet, war nicht nur reich an Dioramen, an Präparaten von Pflanzen und Tieren der Region, sondern enthielt auch Belege für die Lebewelt anderer Kontinente, z.B. Afrikas. Durch unseren guten Draht zum Museumsmitarbeiter „Opa Elser“ bekamen wir – bei freiem Eintritt für Schüler - Einblicke hinter die Kulissen des Museums, konnten den Aufbau von Ausstellungen mitverfolgen und erweiterten unsere Artenkenntnis. Außerdem besuchten wir so oft wie möglich die sonntäglichen Vorträge des Museumsdirektors Dr. Karl Bernhard Lehmann. Sie waren als „Lehmann-Stunde“ stadtbekannt und allseits beliebt.

Als ich dann ins „Neue Pennal“ ging, ins heutige Riemenschneider-Gymnasium, führte uns der Schulweg auch durch den Ringpark, wo wir die Entwicklung der Saatkrähenkolonie mitverfolgen konnten. Meine Lehrer, die selbst sehr naturverbunden waren, machten mit uns viele Exkursionen in die nähere Umgebung und unterstützten meine naturkundlichen Interessen voll und ganz, wofür ich ihnen sehr dankbar bin.

Die Bombardierung Würzburgs am 16. März 1945, bei der unsere Wohnung zerstört wurde, erlebten wir bei Verwandten des Vaters von Thüngersheim aus, wo wir evakuiert waren. Wir blieben noch sechs Jahre dort, was uns Buben stundenlange Beobachtungen am Main sowie die Erkundung der für uns neuen Trockenlebensräume an den Weinberghängen des Maintals bescherte. Unsere inzwischen mehrjährigen Beobachtungsdaten führten 1967 in den Abhandlungen des NWV zur ersten gemeinsamen Publikation der Brüder Kneitz¹. Mit der Zerstörung Würzburgs war für uns auch der herbe Verlust des Naturkundemuseums verknüpft, dessen Bestände weitgehend verbrannt waren. Allerdings blieb der Gedanke an ein Wiedererstehen des Museums durch den guten Kontakt zu meinem Gymnasiallehrer Dr. Hans-Helmut Falkenhan lebendig, der verbliebene Reste der Sammlungen sicherte und weiter in der Öffentlichkeitsarbeit einsetzte. Einige wenige Überbleibsel aus dem Museum lagern ja heute noch in der Jakob-Stoll-Realschule in der Zellerau, dazu gehören auch die Kästen mit Käfern und Schmetterlingen, die wir kürzlich für eine genauere Inspektion ins Biozentrum der Universität gebracht haben.

Sie können diesem Rückblick entnehmen, dass mein Weg zum Naturwissenschaftler bereits in meiner Kindheit angelegt wurde und mich über das Naturkundemuseum zum NWV führte. Wenn ich mich recht erinnere, stand auf meinem Vereinsausweis als Eintrittsjahr 1942!

¹ Kneitz, G. und H. Kneitz (1967): Beobachtungen zum Vorkommen von Enten- und Rallenvögel auf dem unterfränkischen Main unter Berücksichtigung des extremen Winters 1962/63. Abh. Naturwiss. Ver. Würzburg 8: 53-130.

Können Sie sich noch daran erinnern, als man Sie zur Kandidatur für den Vorstand aufforderte? Wer waren damals die „Leitfiguren“ des NWV?

Ich habe in den Abhandlungen des NWV recherchiert und wurde in Band 8 fündig (Abb. 1). Dort ist im Protokoll zur Jahresmitgliederversammlung vom 11. Januar 1967 zu lesen, dass in Nachfolge von Prof. Dr. Werner Kloft ein gewisser Dr. Gerhard Kneitz zum 1. Vorsitzenden gewählt wurde. Vorher war ich bereits mehrere Jahre Schriftleiter des Vereins.

Entlastung der Vorstandschaft: Die gesamte Vorstandschaft erhielt die Entlastung und trat zurück.

In der Interregnumszeit übernahm Herr Professor DR. O. H. VOLK das Wort. Er sprach den bisherigen Vorstandsmitgliedern und Beiräten seinen Dank für die geleistete Arbeit im Naturwissenschaftlichen Verein aus. Besonderen Dank aber an Herrn Professor DR. W. KLOFT, der trotz seiner Berufung nach Bonn, den Vorsitz des Naturwissenschaftlichen Vereins weiter übernommen hatte. Leider sei dies in Zukunft nicht mehr möglich, und Professor DR. KLOFT bitte daher, ihn nicht mehr als 1. Vorsitzenden vorzuschlagen. Auch der bisherige 2. Vorsitzende, Herr DR. WALTER BOCK, bittet um Entbindung von diesem Amt wegen beruflicher Überbelastung. Als neue Vorstandschaft schlug Herr Professor DR. VOLK vor:

| | |
|------------------------|-----------------------------------------|
| 1. Vorsitzender: | Herr DR. GERHARD KNEITZ |
| 2. Vorsitzender: | Herr Oberstudienrat PAUL SEUS |
| Schriftführer: | Frau LISELOTTE WEIDNER |
| stellv. Schriftführer: | Frau ELSE MÜLLER-REISS |
| Kassier: | Herr KARLHERMANN KLEINSCHNITZ |
| Schriftleiter: | Herr Dipl. Bibliothekar GERHARD HANUSCH |

Als Beiräte wurden vorgeschlagen:

| | |
|---------------------------------|---------------------------------|
| Für Botanik und Exkursionswart: | Frau HEDWIG AUVERA |
| Für Aquaristik: | Herr FRITZ HOLZMANN |
| Für Naturschutz: | Herr DR. LEOPOLD SCHUA |
| Für Pilzkunde: | Herr PAUL MATHEIS |
| Für Ornithologie: | Herr DR. GERHARD KNEITZ |
| Für Technik: | Herr WALTER RÖMMELT |
| Für Zoologie: | Herr Professor DR. WERNER KLOFT |
| Für Entomologische Sammlung: | Herr CHARLES GROSSER |
| Für Astronomie: | Herr ELMAR ULLRICH |

Die Wahl wurde einstimmig angenommen.

Abb. 1 Auszug aus der Niederschrift über die Jahresmitgliederversammlung des NWV Würzburg e.V. am 11.1.1967, 4. Aus: Abh. Naturwiss. Ver. Würzburg 8, S. 143.

Prof. Kloft war nicht nur wegen seiner Fachkompetenz hochgeschätzt. Er war Lehrer und Freund, mit dem ich auch wegen der Nähe unserer Wohnungen in Veitshöchheim oft zusammen war und so von seinem Wissen profitierte. Über Kloft lernte ich auch Prof. Dr. Karl Gößwald kennen, der mich bald zu seiner täglichen Mitarbeiter-Teestunde um 11 Uhr, rechts im Parterre des Instituts für Angewandte Zoologie am Röntgenring, einlud. Dort kam man zusammen und diskutierte Forschungsergebnisse, was mir die Biologie der Waldameisen erschloss, letztlich zur Promotion führte und in eine Anstellung am Institut einmündete. Um Ihre Frage abschließend zu beantworten, würde ich Werner Kloft daher als die damalige Leitfigur des NWV betrachten, der zudem meine Neigungen erkannt und mich, der ich immer lernbegierig und offen für neue Entwicklungen war, gefördert hat. Ich habilitierte mich 1973 und wurde 1974 auf eine Professur an das von Kloft geleitete Institut für Angewandte Zoologie der Universität Bonn berufen, wo ich bis zu meiner Emeritierung im Jahr 1999 tätig war.

Welchen Stellenwert hatte der NWV zu Ihrer Anfangszeit in der Würzburger Vereinslandschaft?

Würzburg hatte schon immer viele Vereine, wobei Sportvereine dominierten. Einen naturwissenschaftlichen Fokus hatte außer dem NWV z.B. die Physikalisch-Medizinische Gesellschaft, die auf eine noch längere Vereinsgeschichte zurückblicken kann. Der NWV konnte durch den engen Kontakt zur Universität mit ihren naturwissenschaftlichen Fakultäten für sein Vortragsprogramm immer wieder hervorragende Referentinnen und Referenten gewinnen. Viele Mitglieder hatten in Würzburg studiert und waren z.B. als Gymnasiallehrer tätig. Sie fühlten sich dem Verein verbunden, aber auch Nicht-Akademiker besuchten unsere Veranstaltungen, weil sie dort Neues über ihre unterfränkische Heimat erfuhren. In der Bevölkerung genoss der NWV jedenfalls hohes Ansehen.

Was würden Sie neben der Gründung des Naturkundemuseums als „Meilensteine“ in der Geschichte des NWV bezeichnen?

Hierzu kann ich offenen Herzens sagen, dass - maßgeblich durch meinen Einfluss über den NWV – 1973 die Kreisgruppe Würzburg des Bund Naturschutz aus der Taufe gehoben wurde. Dann war ich zwei Jahre später auch dabei, als am 20. Juli 1975 ganz in unserer Nähe, nämlich in Marktheidenfeld, der „Bund für Umwelt und Naturschutz Deutschland“ gegründet wurde, ein wahrhafter Meilenstein in der Geschichte der Naturschutzbewegung! Unter den 21 Gründungsmitgliedern des BUND waren Persönlichkeiten wie Bernhard Grzimek, Horst Stern, Herbert Gruhl sowie Hubert Weinzierl und Hubert Weiger, die beide die Umweltpolitik in unserem Land entscheidend mitgeprägt haben bzw. noch mitprägen. Die Kreisgruppe initiierte 1986 unter Mitwirkung des NWV mit dem Motto „Ja zum Leben – Mut zum Handeln“ den Deutschen Umwelttag, der in die „Würzburger Erklärung“ mündete – die nach wie vor aktuell ist!

Angenommen, es hätte den NWV nie gegeben. Welche Konsequenzen hätten sich daraus für die Umwelt- und Naturschutzpolitik ergeben?

Der NWV begann sozusagen den Faden zu spinnen und hatte sicher einen großen Anteil an den gerade erwähnten Gründungen in unserem Raum, aber letztlich war die Zeit hierfür auch reif. Vielleicht beschleunigten wir die Gründungsprozesse. Die Zeichen zunehmender Umweltprobleme waren ja nicht mehr zu übersehen und führten dazu, dass sich international und national Natur- und Umweltschutzaktivitäten entwickelten, sich Bürgerinitiativen formierten usw. und der Schutz von Umwelt und Natur zunehmend auch in der Politik Gehör fand. Ich muss natürlich auch darauf hinweisen, dass es damals außer dem NWV noch andere Organisationen gab, die sich dem Naturschutzgedanken verschrieben hatten, zum Beispiel der Landesbund für Vogelschutz.

Viele Vereine beklagen eine Überalterung der Mitglieder bzw. Mitgliederschwund. Wie könnte der NWV dem entgegenwirken? Wie kann ein „Traditionsverein“ auch für die junge Generation interessant bleiben?

Das ist eine für die Zukunft eines jeden Vereins wichtige Frage, die Sie hier ansprechen. Vielleicht sollte man weniger die Tradition als die Zukunft hervorheben und z.B. verstärkt aufzeigen, welches Erklärungspotential die Naturwissenschaften haben und welche Lösungsansätze sie bereitstellen können. Ich glaube, dass unser Vortragsprogramm in diese Richtung weist. Wie attraktiv aktuelle Themen gerade für junge Menschen sein können, zeigte der sehr gut besuchte Vortrag von Dr. Gunnar Gerdts über Mikroplastik im Meer, den die Universität zusammen mit dem NWV im Sommer dieses Jahres veranstaltet hat.

Im Natur- und Umweltschutz hat sich in den letzten Jahrzehnten ja viel getan. Würden Sie die Aufgaben und Ziele des NWV noch genau so formulieren wie in der Satzung niedergelegt oder wäre es Zeit für eine Aktualisierung?

In unserer Satzung wird ausdrücklich auf den Naturschutzgedanken verwiesen, was ich nach wie vor für wichtig erachte. Andererseits wurde die Satzung des NWV zu einer Zeit ausgearbeitet, als es noch keine Kreisgruppe und keinen BUND gab, deren Fokus der Umwelt- und Naturschutz ist und die damit viele Menschen quer durch alle Alters- und Berufsgruppen ansprechen. Diese Organisationen können heute auf die Expertise von Fachleuten zu allen möglichen Umwelt- und Naturschutzfragen zugreifen. Hier ist sicher ein gewisser Zuständigkeitswandel eingetreten, was für eine Aktualisierung der Satzung spräche. Als naturwissenschaftlicher Verein müssen wir aber immer ideologiefrei bleiben und der Argumentationslogik der Naturwissenschaften folgen.

Sie hatten nach der letzten Wahl im Oktober 2015 angekündigt, dem NWV noch bis 2018 vorstehen zu wollen. Welche Ziele sollte Ihre Nachfolge in jedem Fall verfolgen?

Ich möchte mein letztes turnusgemäßes Jahr als NWV-Vorsitzender dazu nutzen, den Wandel vorzubereiten und mir zusammen mit den anderen Vorstandsmitgliedern Gedanken über die Zukunft des Vereins machen.

Eine letzte Frage: vor Ihnen liegen stapelweise Postkarten – alles Ihre Werke?

Ja, die sind alle von mir gezeichnet, aber Sie sehen hier nur einen winzigen Ausschnitt meiner Kollektion, die inzwischen etwa 40 000 Zeichnungen, Skizzen, Aquarelle usw. im Postkartenformat umfasst (Abb. 2). Ich hatte seit meiner Zeit als Professor in Bonn immer leere Karteikarten einstecken und fing eines Tages an, Tiere und Pflanzen zu zeichnen, Lebensräume festzuhalten, Menschen zu porträtieren und Stimmungen festzuhalten. So entstand jeden Tag mindestens ein Postkartenbild. Ich bin gerade dabei, eine gewisse Ordnung in die vielen Themen zu bringen. Letztlich stecken in diesen Bildern auch viele Eindrücke aus meiner Zeit als Vorsitzender des NWV.

Lieber Herr Kneitz, ich danke Ihnen sehr für dieses informative und anregende Gespräch, für das Sie sich einen ganzen Nachmittag Zeit genommen haben!

Ergänzung

Prof. Kneitz gewährte kurz nach dem Interview Dr. Dieter Mahsberg und seiner Frau Dr. Sigrid Mahsberg einen tieferen Einblick in seine umfangreiche Kollektion an Bildern im Postkartenformat. Sie stellten knapp 60 Skizzen und Zeichnungen zu einer Ausstellung zusammen, die von November bis Ende 2017 im Schaufenster vor dem Eingang zum Augustinerkloster am Dominikanerplatz in Würzburg zu sehen war und viele Bewunderer fand.

Die Mainpost vom 2. November 2017 berichtete über das Jubiläum von Prof. Kneitz mit der Überschrift „50 Jahre Vorstand mit Herz und Verstand“.

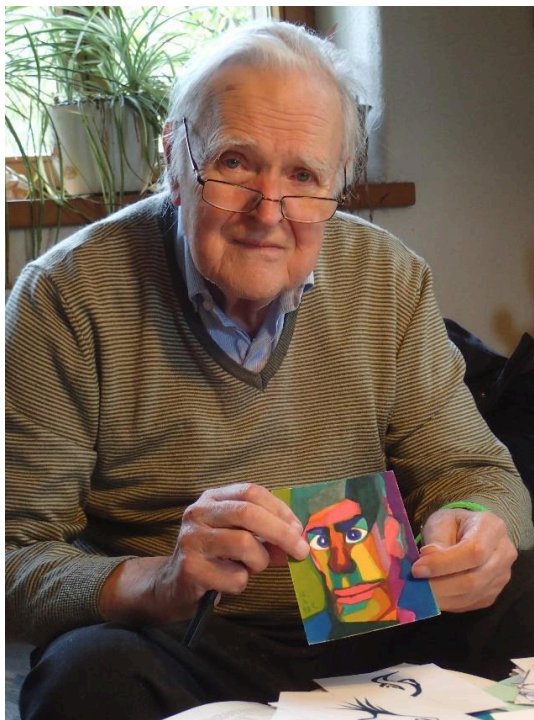


Abb. 2: Prof. em. Dr. Gerhard Kneitz mit einem Selbstportrait im Postkartenformat, 1998 von ihm gezeichnet.

Foto: D. Mahsberg

Faszination Flechten im Botanischen Garten Würzburg

HANS ZELLNER

Es ist sehr erfreulich, dass der Botanische Garten zu jeder Jahreszeit viele Besucher aus Würzburg und der Region anzieht.

Die Höheren Pflanzen mit ihrer teils attraktiven Blütenpracht bewirken jedoch, dass unsere Flechten oft übersehen werden, obwohl sie in nicht geringer Anzahl auf den unterschiedlichsten Oberflächen und Substraten üppig gedeihen.

Aber was sind eigentlich Flechten?

Man darf darüber staunen, dass die wahre Natur der Flechten erst in der Mitte des 19. Jahrhunderts erkannt wurde.

Die Doppelnatur der Flechten vermutete der deutsche Mykologe Anton de Bary erstmals 1866. Er erkannte, dass Gallertflechten aus 2 Lebewesen bestehen könnten, aus einem Pilz und einer Alge.

Der Schweizer Naturforscher Simon Schwendener hat diese Hypothese weiterverfolgt und stellte nach intensiven morphologischen und anatomischen Studien die Theorie auf, dass sämtliche Flechten durch Zusammenleben von Pilzen und Algen entstehen. Dies war für die damalige Zeit äußerst revolutionär und geradezu ketzerisch und darum auch heftig umstritten.

Doch bald wurde eindeutig bewiesen: Für alle Flechten gilt diese **Doppelnatur**. Das besagt, dass in einer Flechte 2 Organismen zum Vorteil und Wohle beider Partner zusammenleben.

Eine solche Lebensgemeinschaft nennt man **Symbiose**

Also: **1 Pilz + 1 Alge = 1 Flechte** (nach Wirth)

Wie viele Flechtenarten kommen im Botanischen Garten vor?

Bisher wurde das Flechteninventar im Botanischen Garten seit Bestehen am Dallenberg zweimal intensiv untersucht.

Im Rahmen einer Staatsexamensarbeit im Jahre 1978 konnte die Verfasserin (Baumann E.) ca. 130 Flechtenarten nachweisen. Eine erneute Überprüfung des Arteninventars 2003 ergab, dass einige Arten verschwunden oder nicht mehr nachweisbar waren, dafür konnten aber eine ganze Reihe von Neuzugängen verzeichnet

werden. Die große Anzahl an Flechtenarten mag zunächst erstaunen, ist aber auf Grund der Vielzahl der vorkommenden oder verbauten Substrate (Kalkstein, Buntsandstein, Granit, Schiefer, Basalt, Beton, Sandboden, Erde, Holz, diverse Borken u.v.m.) nicht verwunderlich. Viele der im Botanischen Garten vorkommenden Flechten zeigen eine auffallende Färbung. Dies beruht in erster Linie auf den im Thallus eingelagerten Flechtenstoffen (z.B. Parietin in *Xanthoria parietina*, vgl. Steckbrief). Die Flechtenstoffe werden im Flechtenthallus (Thallus ist der vegetative Körper der Flechte) vom Pilzpartner synthetisiert und auf den Hyphen des Pilzes abgelagert. Diese Stoffe in einer Flechte sind für die Flechtenkundler bei der Bestimmung oft von sehr großem Nutzen, denn sie geben mit verschiedenen Reagenzien charakteristische Farbreaktionen. Sie sind aber auch für eine Flechte im Stoffwechsel und im Stoffaustausch zwischen den beiden Symbiosepartnern von immenser Bedeutung. Wenn also eine Flechte (meist) aus zwei verschiedenen Organismen (Pilz und Alge oder einem Cyanobacterium) besteht, stellt sich die Frage in welche Gruppen der Pilze oder Algen die beiden Komponenten systematisch einzuordnen sind.

Generell können wir sagen: etwa 90 Prozent der bekannten ca. 20000 Flechtenarten können den Schlauchpilzen (Ascomyceten) zugeordnet werden, nur ein geringer Prozentsatz sind Basidiomycetenflechten. Von den bekannten Flechtenarten beherbergen ca. 80% Grünalgen als photosynthetisch aktive Partner, bei etwa 15% findet man Cyanobakterien als Symbiosepartner. Ein kleiner, aber stoffwechselphysiologisch bedeutender Rest enthält gleichzeitig Grünalgen und Cyanobakterien. Ökophysiologisch höchstinteressant sind solche Arten deshalb, da sie mit den Cyanobakterien über die Möglichkeit der Stickstofffixierung verfügen.

Im Folgenden wollen wir einige im Botanischen Garten vorkommende Flechte steckbrieflich vorstellen:



Abb. 1 *Xanthoria parietina*



Abb. 2 *Parmelia sulcata*

***Xanthoria parietina*, (L.) Th.Fr. Wand-Gelbflechte**

(gr. xanthos-gelb, lat. parietinus – auf Mauern und Wänden)

Xanthoria parietina ist wohl die zurzeit häufigste und wegen der Färbung ihres Thallus (gelb, orangegelb) auffallendste Flechte unserer Heimat. (Abb. 1)

Thallus:

Relativ groß, gelborange, aus flachen bis gewölbten, 1 bis 5 mm breiten Blättchen (Läppchen), meist reichlich mit orangefarbenen, schüsselförmigen Fruchtkörpern (Apothecien) besetzt.

Die Färbung des Thallus zeigt eine deutliche Abhängigkeit von der Intensität des Lichteinfalls (viel Licht: kräftiges Orange. weniger Licht: mehr grünlich gelb bis graugelb)

Vorkommen:

In der Soziologie ist *Xanthoria parietina* eine Charakterart der Rindenflechtengesellschaften.

Ihr Vorkommen reicht vom Tiefland bis in hochmontane Lagen, auf meist nährstoffreicher Rinde. Obwohl sie relativ resistent gegenüber saurer Luftverschmutzung ist („saurer Regen“), war sie vor einigen Jahrzehnten in unserer Region nahezu ausgestorben. Die Entschwefelung der Rauchgase aus den Kraftwerken ist zunächst primär für die Zunahme ihres Wachstums verantwortlich. Ein weiterer Wachstumsschub trat durch die intensive Zunahme des Stickstoffeintrags in die Umgebungsluft durch die „modernen“ Verbrennungstechniken und den Kraftfahrzeugverkehr ein

Sie wächst heute eigentlich überall, und auf allen Substraten, auf kalkhaltigem (stübimprägniertem) Gestein, auf allen anthropogenen Substraten (Beton, Ziegel, Terrazzo, Asbestzement usw.), auf Dächern und Mauern. In den letzten Jahren tritt *Xanthoria p.* sogar auf sauren Boriken auf.

***Parmelia sulcata*, Taylor, Furchen-Schüsselflechte**

gr. Parme Fruchtschale, eileo eingeschlossen, eingebettet,

lat. sulcatus: gefurcht (Abb. 2)

Thallusoberseite grauweiß, der gesamte Thallus zeigt ein netzförmiges Muster von Leisten, die zu Spalten aufbrechen. In diesen Spalten entstehen Soredien (kugelige Gebilde, in denen Algen von Pilzhyphen umhüllt sind). Sie dienen der vegetativen Verbreitung der Flechte. Die Unterseite ist dunkel bis schwarz und dicht schwarzgefärbten Rhizinen besetzt. *Parmelia sulcata* ist gekennzeichnet durch eine weite ökologische Amplitude, sie besiedelt vorwiegend nährstoffreiche, subneutrale bis mäßig saure Rinde an lichtreichen Standorten. Sie wächst auch auf Gestein. Man findet sie vom Tiefland bis in hochmontane Lagen. In den letzten Jahren kann eine bedeutende Zunahme der Flechte beobachtet werden.

Fruchtkörper (Apothecien) kommen eher selten vor. An besonders lichtreichen Stellen findet man Apothecien häufiger („Biologische Photometer“)

***Hypogymnia physodes*, (L.) Nyl. Gewöhnliche Blasenflechte**

gr. hypo unten, gr. gymnos nackt (wegen der rhizinenfreien Unterseite), physodes wegen der bläschenförmig aufgetriebenen Thalluslappen.



Abb.3 *Hypogymnia physodes*

Die sehr häufige Flechte mit grauem bis graugrünem, teils bläustichigem Thallus wächst praktisch auf allen Substraten, bevorzugt aber saure oder angesäuerte Borke. Sie ist recht resistent gegen Luftverschmutzung. Der Nährstoffeintrag über die Luft fördert das Vorkommen und ihr Wachstum beträchtlich. Die Thallus-Endlappen brechen lippenförmig auf, man spricht deshalb von Lippensoralen.

Vorkommen: Vom Tiefland bis an die Baumgrenze. Sehr häufig auch auf Obstbäumen.

***Evernia prunastri*, (L.) Ach. Eichenmoos, Pflaumenflechte**

gr. evernes – verzweigt, prunastri auf Prunus wachsend



Abb. 4 *Evernia prunastri*

Die Thalluslappen oder –zweige dieser Flechte sind runzelig abgeplattet, die Oberseite ist graugrün bis gelbgrün gefärbt, die Unterseite ist heller bis weiß, die Oberseite ist häufig staubig aufgelöst (Sorale). Die Art wächst auf Laubbäumen und Sträuchern, besonders Schlehen, auch auf altem Holz, d.h. auf schwachsaurer bis mäßig saurer Borke. Interessant ist die Verwendung in der Parfümindustrie (Südeuropa) als Fixier- oder Bindemittel für sog. Parfümöle. Diese Duftstoffe verdunsten dadurch langsamer.

***Pseudevernia furfuracea*, (L.) Zopf Gabelmoos, Baummoos**

Pseudervernia - ähnlich Evernia, furfuracea - grobmehlig, kleiig



Abb. 5 *Pseudevernia furfuracea* Herbarmaterial

Die Oberseite des Thallus erscheint grobmehlig oder kleiig (furfur = Kleie) infolge der zahlreichen stiftförmigen Isidien /Auswüchse des Thallus, die der vegetativen Verbreitung dienen. Die Unterseite ist meist schwarz gefärbt.

Vorkommen: Vom Tiefland bis in die subalpine Stufe, meist auf saurer Rinde von Laub- und Nadelbäumen, gelegentlich auch auf saurem Gestein. In niederschlagsreichen Gegenden ist oft massenhaftes Vorkommen zu beobachten.

Auch Ps.f. wird in der Parfümindustrie als Fixiermittel verwendet, inbes. für herbe Duftwässer.

***Physcia adscendens*, (Fr.) H. Olivier Helm-Schwielenflechte**

gr.physke Blase, Schwiele, adscendens aufsteigend wegen der aufsteigenden Thalluslappe. Helm wegen der helmförmig aufbrechenden Thallusendlappen „Helmsorale“



Abb. 6 *Physcia adscendens*

Thallus: klein, schmallappig, grauweiß. An den Lappenrändern lange, 2 mm lange Wimpern, Thallusunterseite hell, mit Rhizinen.
Vorkommen: Recht häufig in kollinen bis montanen Lagen, besonders häufig auf staubimprägnierter Borke von Laubbäumen, z.B. Schlehengebüsch an Feldwegen

Usnea dasypoga (filipendula), Gewöhnliche Bartflechte

gr. uson - Strick, dasys - dicht, pogonatus - filzig,
filipendulus fädig, hängend



Abb. 7 *Usnea dasypoga (filipendula)*

Die Bartflechten haben ihr optimales Vorkommen in (hoch)montanen, niederschlagsreichen Lagen, besonders gut wachsen sie auf der sauren Borke von Nadelbäumen. Sie sind empfindlich gegen Luftverunreinigung z.B. Saurer Regen. Nach Verbesserung der Luftgüte findet man sie deshalb wieder zunehmend auch in unserer Region. Es besteht ein Zusammenhang zwischen Vorkommen und der vorherrschenden Forstwirtschaft.

Der Thallus besteht aus langen, hängenden Ästen mit senkrecht abstehenden Seitenzweigen (Fibrillen),

die Sorale (mit Soredien) tragen. Besonders in Nordeuropa sind häufig bei Waldarbeitern Allergien zu beobachten, die durch diese Soredien verursacht werden.

Anatomie: Der Thallus besteht aus einem dichten Zentralstrang und der peripheren Markschrift mit der Algenschicht.

Parmelia acetabulum, (Necker) Duby Essigflechte



Abb. 8 *Parmelia acetabulum*

Thallus „düster blaugrün“, blättrig, oft mit schüsselförmigen Apothecien

Vorkommen: mäßig häufig, besonders auf nährstoffreicher, rissiger Rinde von Apfel-, Birn-, Ahornbäumen, bevorzugt freistehende Bäume (photophil, lichtliebend)

Die Thallusunterseite ist schwarz oder braunschwarz, am Rande heller. Man findet keine Rhizinen oder Sorale

***Lecanora muralis* (Schreber) Rabenh. Krustenflechte**



Abb. 9 *Lecanora muralis*

Thallus am Rande schmallappig „loboid“, meist blass grünlich, häufig mit grünlich bis bräunlichen Apothecien. L.m. kommt sehr häufig auf nährstoffreichen Silikat- und Kalkgesteinen, auch auf künstlichen Substraten wie Beton, auch auf Asphalt vor. Es gibt Hinweise, dass sie recht tolerant gegen Schwermetalle (Blei) ist. Im Botanischen Garten ist sie auf allen befestigten Wegen zu finden. Sie gilt als typische Stadtflechte.

***Placynthium nigrum* (Hudson) S.Gray**



Abb. 10 *Placynthium nigrum*

Thallus dunkelbraun bis schwarz, mit bläulich erscheinendem, aufgefasertem Rand, Apothecien selten.

Vorkommen auf sonnigen bis schattigen Standorten auf Kalkfelsen im Taubereich oder sickerfeuchten Stellen.

Die bläuliche Farbe des Thallusrandes wird verursacht durch die zwischen den Pilzhyphen liegenden fädigen Blaualgen (*Dichothrix*). Im Botanische Garten besonders auf den im Mainfränkischen Trockenrasen verbauten Kalksteinen.

Fotos in Abbildungen 1 -10 Hans Zellner

Cladonia convoluta (Lam.) Anders



Abb. 11 *Cladonia convoluta*, vorne *Cl. rangiformis*

Foto: Lange / Türk

Der Thallus besteht aus lockeren, zerschlitzten Blättchen, die dem Boden locker aufliegen, im trockenen Zustand sind sie eingerollt, sodass die helle Unterseite zu sehen ist. Die Flechte kommt häufig auf trockenen Standorten, zusammen mit *Cladonia rangiformis* im Mainfränkischen Trockenrasen vor.

An *Cladonia convoluta* wurden grundlegende Erkenntnisse aus dem Bereich der Stoffwechselphysiologie und des Stoffaustausches zwischen Pilz und Alge gewonnen.

(z.B. Dissertation Feige, Würzburg 1967)

Weiterführende Literatur:

LANGE O.L.: Pflanzenleben unter Stress.

(1992) Rostra Universitatis Wirceburgensis VI

Feige G.B., Kremer B.P.: Flechten – Doppelwesen aus Pilz und Alge

(1979) Franckhsche Verlagshandlung W.Keller, Stuttgart

TÜRK R., WITTMANN H.: Die bunte Welt der Flechten (1986) in: Flechten, bedrohte Wunder der Natur Hrsg. W. Seipel, Linz

WIRT V.: Flechten, Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde – Serie C – Nr. 12, 1980

Saftlingsgesellschaften in Unterfranken

RUDI MARKONES

Zusammenfassung

Seit etwa 20 Jahren werden vom Autor in Unterfranken Pilze der Saftlingsgesellschaften aufgefunden, untersucht und, wenn möglich, auf Artebene bestimmt.

Auf Magerwiesen, Halbtrockenrasen, in lichten Wäldern und anderen Standorten wurden von ihm und anderen bisher 50 Arten, Varietäten und Formen von Saftlingen und Ellerlingen entdeckt. Diese werden fast alle mit Bildern und Beschreibung vorgestellt.

Ein großer Teil davon steht auf den Roten Listen Deutschlands oder/und Bayerns. Auf die Bedeutung für den Naturschutz wird eingegangen.

Persönliches Vorwort

Bedeutung der Pilzgattungen für mich und für die Natur

Der Autor hatte über 30 Jahre als Allgemeinarzt eine Hausarztpraxis in Kist bei Würzburg.

Seit früher Kindheit bin ich den Pilzen verfallen und habe die ersten Steinpilze und Pfifferlinge mit meinen Eltern in der Oberpfalz gefunden. Ich bin durch mein Studium 1973 nach Würzburg gekommen und habe die hiesigen Wälder und ihre „Pfiffer“ zunehmend kennen- und schätzen gelernt. Die Pilze und die Wälder haben mir in den oft anstrengenden Praxiszeiten sehr geholfen. Eine kurze Zeit im Wald- und der Stress war schon fast vergessen

Besonders angetan haben es mir nach den Dickröhrlingen wie Steinpilz, Satanspilz und Königsröhrling viele, oft sehr seltene, und meistens kleine Arten aus verschiedensten Ecken des Pilzreiches.

Am meisten faszinieren mich aber die oft leuchtend bunten Vertreter der Saftlinge und ihre Verwandten. Diese kommen gelegentlich in Wäldern, weit öfter jedoch auf mageren sog. Saftlingswiesen, vor.

Exkurs:

Pilze auf Wiesen nach MATTHIAS LÜDERITZ 2016

Der Begriff „Saftlingswiese“ (waxcap grassland, Hygrocybe-grassland), wurde schon 1949 von dem Holländer Schweers eingeführt. Er spiegelt die Bedeutung und die Wertschätzung wider, die Pilze in unseren Nachbarländern bei der Erkennung und Bewertung von wertvollem Grünland haben.

Grün- oder Grasländer sind bei uns meistens das Produkt langwährender landwirtschaftlicher Aktivität in der Bewirtschaftung von Wiesen und Weiden. Durch die Intensivierung der Grünland- und Weidebewirtschaftung in den letzten 50 Jahren und aktuell durch den zunehmenden Umbruch von Grünland für Äcker und den Maisanbau sind vermutlich über 95% der naturnahen Grünländer inzwischen aus unserer Landschaft verschwunden und der verbliebene Rest steht unter zunehmendem Nutzungsdruck. Der daraus resultierende Verlust an Biodiversität unter den Pflanzen und Tieren (z.B. Orchideen, Schmetterlingen, Vögeln) wurde vielfach untersucht und ist in aller Munde.

Dass die Großpilze einen weitaus größeren Anteil an der Biodiversität naturnaher Grünlandhabitats haben als die genannten Organismengruppen (nur die Insekten sind mit mehr Arten vertreten, sofern man die Kleinpilze außer Acht lässt), ist bisher kaum bekannt. Es handelt sich um eine ökologisch besonders wichtige, aber bei uns weitgehend vergessene Organismengruppe, die in den letzten Jahrzehnten im Grünland extremen Rückgängen unterliegt.

Für den Laien war das bisher vor allem an der drastischen Abnahme von Champignonvorkommen (*Agaricus* spp.) im Weideland und von Parasolpilzen (*Macrolepiota procera*) im Grünland erkennbar, die seit jeher gerne für Speisezwecke gesammelt wurden.

Seit den 1990er Jahren (Rald 1985, 1986) wird den „Graslandpilzen“ in West- und Nordeuropa zunehmende Aufmerksamkeit geschenkt, eine Entwicklung, die nun auch in vollem Umfang in Deutschland angekommen ist. Man hat festgestellt, dass einige besonders auffällige Pilzartengruppen des naturnahen Grünlandes außerordentlich sensibel auf Umweltveränderungen reagieren; ihre Qualitäten als Indikatorarten übertreffen häufig sogar die der

Orchideen. Folglich wurde eine Vielzahl von Grünlandbewertungssystemen mit Großpilzen entwickelt, die in einigen Ländern zur Grundlage für nationale Biodiversitätsstrategien im Grünland geworden sind. Ein einmaliger Umbruch, eine einmalige Bodenverdichtung durch schwere Maschinen oder kleine Mengen von künstlichen Düngern oder Gülle genügen oft, damit solche Arten am Standort für immer aussterben.

Das ist auch einer der Gründe, warum sie für den Naturschutz von herausragender Bedeutung sind.

Ein weiterer ist, dass die meisten von ihnen durch ihr auffälliges Äußeres auf Gattungsebene und viele auch auf Artebene erkennbar sind, mehrere auch ohne mikroskopische Untersuchungen. Gerade bei den kleineren roten Arten gilt das letztere aber nicht.

In dieser Arbeit gehe ich nicht auf die mikroskopischen Merkmale der Pilze ein, um den Rahmen nicht zu sprengen. Aus naturschutzfachlichen Gründen gebe ich auch nicht die genauen Fundstellen an, wie es auch für andere Reiche (z.B. Flora: Orchideen) üblich ist.

Außerdem behalte ich weitgehend die traditionellen wissenschaftlichen Namen der Saftlinge bei, auch wenn diese neuerdings von verschiedenen Autoren in diverse Gattungen aufgespalten werden.

Weitgehend einig sind die Forscher zumindest bei der Unterscheidung in Saftlinge (*Hygrocybe*) und Ellerlinge (*Cuphophyllus* bzw. *Camarophyllus*).

Ich halte mich ansonsten bei den Namen weitgehend an die aktuelle Nomenklatur auf der Internetseite der Deutschen Gesellschaft für Mykologie (DGfM) www.pilze-deutschland.de.

Zu den Saftlingsgesellschaften gehören die ebenfalls auf den Saftlingswiesen wachsenden Gattungen Rötlinge (*Entoloma*), Keulen- und Korallenpilze (*Clavariaceae*), die Erdzungen (*Geoglossaceae*) und die Samtritterlinge (*Dermoloma*). Den Samtritterlingen werden indikatorisch nach Griffith et al. (2013) auch die nahe verwandten Wiesenpilzgattungen *Camarophyllopsis* (Samtschnecklinge) und *Porpoloma* (Wiesenritterlinge) zugeordnet.

Rald(1985) schlägt die Zahl der *Hygrocybe*-Arten als Indikator für die Wertigkeit dänischer Grasländer vor. Vesterholt et. Al(1999) und Lüderitz (2011) haben diese Tabelle modifiziert:

Tabelle 1

| Schutzwert | Hygrocybe-Arten | |
|-------------------------------|-----------------|----------------------------------|
| | total | Während einer einzigen Kontrolle |
| Von internationaler Bedeutung | >21 | >14 |
| Von nationaler Bedeutung | 17-21 | 11-14 |
| Von regionaler Bedeutung | 6-16 | 6-10 |
| Von lokaler Bedeutung | 4-8 | 3-5 |
| unbedeutend | 1-3 | 1-2 |

(Diese Bewertung kann 1:1 auf deutsche Verhältnisse angewendet werden.) Auf einer der untersuchten Wiesen (die bereits unter Schutz steht) haben wir inzwischen 33 Arten nachgewiesen!

Die Saftlinge haben eher kleine bis mittelgroße, oft lebhaft und bunt gefärbte Fruchtkörper. Der Hut kann kegelig oder halbkugelig geformt sein, oft spitz oder stumpf gebuckelt. Die glatte oder fein- bis grob-schuppige Hutoberfläche ist schleimig bis glatt, oft hygrophan (trocken die Farben verändernd). Die, wie das Fleisch wachsartigen Lamellen stehen oft entfernt, laufen am Stiel herab

oder sind daran breit angewachsen und teils queraderig miteinander verbunden. Der oft runde Stiel kann wie die Huthaut trocken oder schleimig sein, oft wirkt er durch Längsrillen wie zweigeteilt. Das Sporenpulver ist weiß bis cremeweiß.

Die Arten sind fast durchwegs Bewohner von Grasland, insbesondere werden nährstoffarme Wiesen und Weiden sowie Trockenrasen besiedelt, einige Arten (nur 1 in Unterfranken) besiedeln Hochmoore, Torfmoose oder Moospolster. Mit hoher Wahrscheinlichkeit sind die Saftlinge Streuzersetzer, nach neuesten Forschungen eventuell auch Symbionten mit Pflanzen. Die meisten Arten sind auf besonders nährstoffarme, viele auch auf trockene Standorte spezialisierte Pilze, die empfindlich auf Nährstoffeinträge, intensive Beweidung und insbesondere Düngung reagieren und dann am betroffenen Standort meist aussterben.

Hauptteil

Rote Liste-Abkürzungen

Alphabetische Vorstellung der einzelnen Arten, Bilder

Rote Liste Deutschland (RLD) und Rote Liste Bayern (RLB):

0 Ausgestorben oder verschollen

1 Vom Aussterben bedroht

2 Stark gefährdet

3 Gefährdet

G Gefährdung unbekanntes Ausmaßes

R Extrem selten [Rarität]

V Vorwarnliste

D Daten unzureichend

Fotos von Abbildung 1 – 7 R. Markones

Cuphophyllus berkeleyi (alt. *Hygrocybe berkeleyi* bzw. *Hygrocybe pratensis*, var. *pallida*) **Weisser Wiesenellerling**

Hut 3-10cm, ganzer Fruchtkörper weißlich, kräftig, Hutrand scharf,
Lamellen herablaufend, entfernt, dicklich.
Stiel bis 10x1-2cm, basal spitz zulaufend.
Sehr selten, auf sauren Magerwiesen (Spessart, Rhön).
RLD G RLB 1

Cuphophyllus colemannianus (*Hygrocybe colemanniana*)
Dattelbrauner Ellerling

Hut 1,5-5(8) cm, halbkugelig bald ausgebreitet, glatt, glänzend,
dattelbraun bis graubraun, **Lamellen** mit Zahn angewachsen bis
bogig herablaufend, oft stark anastomosierend, blass,
Stiel 2-8x 0,3-1cm. Meist in kleinen Gruppen in lichten
Kiefernwäldern auf Kalk, sehr selten. RLD 2 RLB 2



Abb. 1 Dattelbrauner Ellerling *Cuphophyllus colemannianus*
(*Hygrocybe colemanniana*)

***Cuphophyllus flavipes*, (*Hygrocybe flavipes*) Gelbfüßiger Ellerling**

Hut 3-5cm, flach mit leichtem Buckel, leicht schmierig, grob gerieft, braun oder grau mit violetter Beize, hygrophan.

Lamellen herablaufend, kräftig grau.

Stiel 5-8x 0,5-1cm, basal ausspitzend, Farbe wie Hut, im unteren Teil oft gelblich. Auf sauren, seltener auf basischen Böden.

RLD 2 RLB 1 Verantwortungsart!

Cuphophyllus lacmus* syn. *Camarophyllus lacmus*, *Hygrocybe lacmus* Violettgrauer Ellerling, syn. **Violettgrauer Saftling*

Hut 1-4cm, konvex, später verflachend, am Rand(1/3 bis 1/2) durchscheinend gerieft, anfangs schmierig-klebrig, maus- bis braungrau mit Violett-Ton.

Lamellen herablaufend, entfernt, kräftig grau.

Stiel 3-6x 0,4-0,8cm, weiß bis hellgrau, trocken, glatt. Geschmack bitterlich-ranzig.

Auf saurer Magerwiese.

RLD 3 RLB 1

***Cuphophyllus ochraceopallidus* syn. *Hygrocybe virginea* var. **ochraceopallida**
Ockerblasser Ellerling**

Hut 1-3,5cm, konvex mit eingerolltem Rand, später ausgebreitet, feucht leicht klebrig, milchkaffeebraun, hygrophan, am Rand kurz durchscheinend gerieft.

Lamellen herablaufend, fast weiß.

Stiel 1,5-3x0,3-0,5 cm, hellgrau, weiß überfasert.

Auf Kalk-Magerwiesen, ziemlich selten.

RLD D

***Cuphophyllus pratensis* syn. *Hygrocybe pratensis* Wiesen-Ellerling**

Hut 3-12cm, konvex, manchmal stumpf gebuckelt, aprikosen- bis braunorange, matt und glatt.

Lamellen herablaufend, entfernt, hellorange bis creme, Schneiden weißlich.

Stiel 3-15x 0,4-2cm, trocken und matt, hellocker bis hellgelb. Auf entsprechenden sauren und basischen Magerwiesen verbreitet, oft in großen Gruppen.

RLD 3 RLB 3.

***Cuphophyllus russocoriaceus* Juchten-Ellerling**

Hut 0,5-3cm, halbkuglig, später ausgebreitet und oft mit Delle in der Hutmitte, leicht schleimig, elfenbeinweiß, durchscheinend gestreift, hygrophan.

Lamellen weiß, leicht bis deutlich herablaufend.

Stiel 1-4x 0,15-0,4cm, trocken bis klebrig, von Hutfarbe.

Fleisch dünn, Geruch auffallend nach Juchtenleder oder Zedernholz. Sehr selten auf sauren Magerwiesen.

RLD 3 RLB 2



Abb. 2 Juchten-Ellerling *Cuphophyllus russocoriaceus*

Cuphophyllus virgineus var. *fuscescens* syn. *Hygrocybe virginea*, var. *fuscescens* **Dunkelscheibiger Ellerling**

Hut 1-4cm, jung konvex, älter flach ausgebreitet mit kleiner Papille, weißlich bis elfenbeinfarben, Hutmitte stets deutlich mit brauner Scheibe, Hutrand durchscheinend gestreift. **Lamellen** rel. entfernt stehend, dicklich, weißlich, deutlich am Stiel herablaufend.

Stiel 15-30 x 2-5 mm, zylindrisch, apikal verjüngt.

Auf Magerwiesen.

RLD D

Cuphophyllus virgineus var. *virgineus*, syn. *Hygrocybe virginea*
Jungfern-Ellerling

Hut 30-50 mm breit, jung halbkugelig bis konvex, älter verflachend, weißlich - cremefarben, glatt aber nicht schmierig, Hutrand durchscheinend gestreift. **Lamellen** rel entfernt stehend, bogenförmig am Stiel kurz herablaufend, weiß. **Stiel** 30-60 x 3-8 mm, zylindrisch, basal verjüngt, glatt, weißlich.

Verantwortungart!! in D.

Hygrocybe aurantiosplendens **Glänzender Orangesaftling**

Hut 2-10cm, scharlach- bis orangerot, dottergelb ausbleichend, glatt glänzend, schmierig-klebrig.

Lamellen zitronengelb mit weißer Schneide, ausgebuchtet angeheftet bis fast frei.

Stiel 6-10x 1-2cm, gelb bis orange, oft gefurcht, hohl.

Sehr selten, aber gesellig auf sauren Magerwiesen.

RLD 1

Hygrocybe calciphila **Kalkliebender Filz-Saftling**

Hut 0,5 bis 3cm, trocken, mit feinsten orangegelben Schüppchen, orange bis rot, Rand oft schmal gelb abgesetzt.

Lamellen breit mit kleinem Zähnchen angewachsen, recht eng.

Stiel 2-6cm x 0,2-0,5cm.

Auf Kalk-Magerwiesen. Verantwortungsart!
RLD G

Hygrocybe cantharellus , syn. *Hygrocybe lepida* **Pfifferlings-Saftling**

Hut 1-4cm, jung konvex flach, nie kegelig, oder auch mittig eingedellt bis genabelt, manchmal auch mit aufgewölbtem Rand und damit trichterförmig, trocken, glatt bis fein orange schuppig auf gelbem bis rotem Grund, Rand oft gekerbt.

Lamellen breit angewachsen, bald stark herablaufend, blass gelb.

Stiel 2-10 cm x 0,1-0,5cm.

Selten auf sauren Magerwiesen.

RLD 3, RLB 3

Hygrocybe ceracea **Gebrechlicher Gold-Saftling**, Brüchiger Saftling

Hut 1-3(4) cm, schmierig, aber nicht schleimig, zitronen- bis chromgelb.

Lamellen breit angewachsen, blasser gelb als der Hut.

Stiel 2-6x 0,2-0,4 cm, gleichfarbig, sehr zerbrechlich.

Gesellig, aber selten auf moosreichen, sauren und basischen Wiesen.

RLD 3, RLB 3

Hygrocybe chlorophana*, fa. *chlorophana **Stumpfer Saftling**

Hut 2-4(7)cm, frisch stark schleimig, später nur schmierig, oft bis ½ Rand durchscheinend gestreift.

Lamellen angeheftet bis frei, dünn, gelb.

Stiel 4-10x 0,2-1,0, apikal oft weiß beflockt, gesellig in Magerwiesen.

RLD V, RLB V

Hygrocybe chlorophana*, fa. *aurantiaca

Hut kräftig orangegelb, sonst wie die Nominalform

***Hygrocybe citrinovirens* Grüngelber Saftling**

Hut 2-5 cm, spitzkegelig und bald verflachend, glatt bis radialfaserig, Rand nicht gerieft, bald aufspaltend, trocken, gelbgrün.

Lamellen frei bis abgerundet-angewachsen, weiß bis grünlich, Lamellenschneide oft schartig.

Stiel 3-10 x 1-2cm, oft mit tiefer Längsfurche.

Fleisch sehr brüchig, sehr selten, meist einzeln in Magerwiesen.

RLD 2, RLB 2. Verantwortungart! in D.

***Hygrocybe coccinea, var. coccinea* Kirschroter Saftling**

Hut 2-4(8) cm, konvex, schmierig und bald trocken, granat-kirschrot, hygrophan, **Lamellen** angewachsen bis breit mit Zähnchen herablaufend, LS gelb,

Stiel 5-8 x 0,3-0,8(1,5) cm, oft verkrümmt, meist gesellig in Magerwiesen.

RLD 3, RLB 3

***Hygrocybe coccinea, var. umbonata* Gebuckelter Saftling**

Etwas kleiner, **Hut** deutlich bis stark gebuckelt, sonst wie *H. coccinea*, deutlich seltener

***Hygrocybe coccineocrenata* Schuppiger Torfmoos-Saftling**

Hut 1-3cm, flach konvex mit vertiefter Mitte, Rand lange stark abgeknickt, nie gerieft, trocken und matt, frisch granatrot bis mennigrot, orangegelb aufhellend, mit feinen braunen bis schwarzen Schüppchen.

Lamellen breit angewachsen bis weit herablaufend, weiß, später gelb bis orange werdend, entfernt, dicklich.

Stiel 3-6x 0,3-0,5cm, wie der Hut gefärbt.

Fleisch extrem brüchig.

Auf sauren feuchten Stellen zwischen Torfmoosen in der Rhön.

RLD 2 RLB 2

Hygrocybe conica, var. chloroides, syn. *Hygrocybe conica, var. tristis* ss Bresadola **Grünelber Kegel-Saftling**

Hut 2-3(4) x 1-2cm, radialfaserig, trocken, glänzend, zitronen- bis goldgelb, langsam schwärzend, **Lamellen** schmal angeheftet, untermischt, gedrängt, Schneiden schartig, grünlich-gelb, später grauend, dann schwärzend.

Stiel 4-9 x 0,5-1 cm, Fleisch weißlich, schwärzend.

RLD D.

Hygrocybe conica var. conica **Schwärzender Saftling**

In allen Teilen bei Berührung stark schwärzend.

Hut 1-4(5)cm, hochkegelig bis leicht ausgebreitet, schmierig bis fettig glänzend, Rand kaum gerieft, kräftig rot, nicht hygrophan.

Lamellen abgerundet bis angewachsen, reingelb, nicht grauend.

Stiel 2-6 x 0,3-0,6cm, streifig befasert bis längsfurchig und oft verdreht.

Auf vielen Böden, die häufigste Saftlingsart.

Hygrocybe conica, var. conicoides **Rotblättriger Dünen-Saftling**

Hut 1-4(5)cm breit, spitz. Kaum gestreift, frisch schmierig, bald trocken faserig, rot, später orange ausbleichend, mit schmalem, gelbem Rand. Nur langsam und an der Stielbasis schwärzend.

Lamellen fast frei, gelb bis feuerrot.

Stiel 3-8 x 0,3-0,8 cm, gelb bis orangerot.

Auf kalkreichen Sanddünen (Kitzinger Klosterforst).

RLD G RLB 1.

Hygrocybe conica, var. pseudoconica syn. *Hygrocybe nigrescens*
Schwärzender Saftling

Die Varietät ist deutlich größer und schwärzt schneller. Hut 4-10cm breit, Stiel bis 12 cm lang und sehr kräftig. Basidien 4-sporig.

Hygrocybe constrictospora , syn. *Hygrocybe strangulata*
Kleiner Schnürsporsaftling

Hut 0,5-1(3), jung halbkugelig, am Scheitel bald abgeflacht, alt senkrecht nach unten gerichtet. Glatt, trocken glänzend. Leuchtend orangerot, Rand gelb abgesetzt.

Lamellen breit angeheftet bis leicht herablaufend, entfernt, gelb, Schneiden weiß.

Stiel 0,6-2(-9)x 0,2-0,5cm, dem Hut gleichfarbig, Basis blasser, sehr zart und zerbrechlich. Leg. et. Det. L.Kriegelsteiner Im steilen Buschwald auf Kalk.

Verwechslungsmöglichkeiten.: *H. marchii*, *H. substrangulata*
RLD 1 RLB 1

Hygrocybe flava , früher *Hygrocybe laeta*, var.*flava*, neu *Gliophorus laetus*, var. *flavus* Noch unbenannt, etwa: **Zitronengelber Saftling**

Hut 1-3, halbkugelig, später ausgebreitet, Oberfläche klebrig, Rand scharf, schwach gerieft und wellig, zitronengelb.

Lamellen breit angewachsen bis herablaufend, weiß bis hellgelb, Schneiden weiß, schartig.

Stiel 4-6x 0,2-0,4cm, rund, glatt, klebrig, etwas heller als der Hut. Det. Henk Huijsers (als *H. laeta*, var. *flava*), leg. R.M. Auf saurer Magerwiese.

Noch nicht in den RL, etwa R entsprechend- Neufund für Süddeutschland!

Hygrocybe fornicata*, var. *fornicata (syn. *Cuphophyllus fornicatus*),
Elfenbeinsaftling

Hut 3-5(7)cm, schmierig bis fast schleimig, stark glänzend, weiß bis elfenbeinfarbig, Mitte oft ockerlich.

Lamellen weit ausgerandet und mit Zahn angewachsen, entfernt, weiß. **Stiel** 3-7x 0,8-1cm . Auf meist basischen, seltener sauren Magerwiesen.

RLD 2 RLB 2. Verantwortungart! in D.

***Hygrocybe fornicata, var. streptopus* Blassgrauer Saftling**
(Blassrandiger Saftling)

Hut 2-5(8)cm, gebuckelt, alt niedergedrückt, trocken und matt, glatt bis eingewachsen-faserig, kaum gerieft, grau bis braun, Zentrum oft dunkler.

Lamellen ausgerandet und mit Zähnchen angewachsen, normal bis entfernt.

Stiel 4-8(10)x 0,5-1,2, zur Basis leicht verjüngt, fest, weiß bis hellgrau. Auf Magerwiesen.

RLD 2 RLB 2

***Hygrocybe glutinipes, var. glutinipes* Starkschleimiger Saftling**

Hut 0,5-2(3)cm, konvex, bald verflachend, nie gebuckelt, zur Hälfte durchscheinend gestreift, stark schleimig, gelb bis orange, hygrophan.

Lamellen breit angewachsen, recht eng, gelb.

Stiel 2-4(6) x 0,1-0,3, basal zuspitzend, hohl, stark schleimig. Auf Magerwiesen.

RLD V RLB 1. Verantwortungart! in D.

***Hygrocybe glutinipes, var. rubra* noch kein deutscher Name, etwa:
Roter Schleimstielsaftling**

Hut 0,5-1,5cm, konvex, bald flach, nicht gebuckelt, am Rand wenig durchscheinend gestreift, stark schleimig, leuchtend rot, nicht hygrophan.

Lamellen ausgebuchtet und schmal angewachsen, rosarot, Schneiden weiß.

Stiel 2-3 x 0,1-0,3cm, stark schleimig, rot, zur Basis orange. Auf saurer Magerwiese.

Extrem selten, wohl Neufund für Bayern.

Nicht in den Roten Listen - wohl als R einzustufen.

***Hygrocybe helobia* Knoblauchsaftling, Sumpfsaftling**

Hut 0,5-2,5(3)cm, konvex bis verflacht, später Zentrum vertieft, Rand anfangs einwärts gekrümmt, bald herabgeschlagen, auch gerade, oft wellig, trocken und matt mit kleinen roten, später gelben Schüppchen. Intensiv rot, hellrot ausblassend.

Lamellen breit angeheftet bis etwas herablaufend, ziemlich entfernt, rot-gelborange. **Stiel** 3-5,5 x 0,2-0,3cm, trocken, glatt, etwas heller rot als der Hut. Auf sauren Magerwiesen, gern an feuchten Stellen. RLD G RLB 1. Verantwortungart!! in D.

***Hygrocybe ingrata* (Neohygrocybe ingrata) Rötender Nitratsaftling**

Hut 3-4(6)x2cm, glockig, kegelig, später ausgebreitet, Rand scharf und wellig, trocken, kahl, graubraun, blass bis dunkler braun, bei Berührung langsam schwärzend.

Lamellen ausgebuchtet angeheftet, weit stehend, stark bauchig, anastomisierend, heller ockerlich als Hut und Stiel. Jung ziegelrot, später schwarzbraun verfärbend.

Stiel 5-10x 0,6-1,2(1,5)cm, rund, zur Basis unregelmäßig erweitert. Fleisch mit nitrösem Geruch, weiß, im Bruch deutlich rötlich verfärbend, Stiel alt hohl.

1 Fund 20.09.2017, leg. C. Wamser cum R.M. Auf saurer Magerwiese.

RLD 2 RLB 1.

***Hygrocybe insipida* Gelbrandiger Saftling**

Hut 0,5-4cm, halbkugelig, später flach, Rand gekerbt, schleimig, später trocken, feuerrot, später orange bis gelb, weit durchscheinend gerieft.

Lamellen deutlich herablaufend, jung blass orange gelb, später teils rötlich.

Stiel wenig schleimig, orangerot, bald gelb verblassend, nach unten verjüngt. Geschmack mild. Auf Kalkmagerwiesen.

RLD 3 RLB 2

***Hygrocybe intermedia* Feuerschuppiger Saftling**

Hut 2-7x2-3 cm, kegelig mit Buckel, später fast verflacht, Rand eingerollt bis gerade, unregelmäßig eingeschnürt oder radial eingerissen. Oberfläche trocken, radialfaserig-filzig, kleinschuppig, im Alter glatt und glänzend, filzfaserige Lage fast ganz abziehbar, darunter gelb, insgesamt Farben rot und gelb gemischt, ganz alte FK olivbraun.

Lamellen ausgebuchtet, teils gabelig, Schneiden bald schartig, L.Flächen queraderig, jung weisslich, bald gelblich bis orange, Schneiden hellgelb.

Stiel (3-)6-10x1-1,5 cm, Basis verjüngt, rund bis etwas abgeflacht, Oberfläche trocken, längs gestreift und faserig, Farben Gelb und rot gemischt. Auf sauren (Buntsandstein-) und basischen (Kalk-)Magerwiesen. Im Gebiet auf entsprechenden Wiesen noch relativ häufig.

RLD 3 RLB 1. Verantwortungart!! in D.

Hygrocybe irrigata* syn. *Hygrocybe unguinosa*, neu ***Gliophorus irrigatus Grauer Saftling**

Hut 3-5(7), glockig, dann flachkegelig bis ausgebreitet, Rand herabgeschlagen, leicht gekerbt bis eingerissen, durchscheinend gerieft bis 1/3, Oberfläche schleimig-schmierig und glänzend, kahl, glatt bis runzelig, Huthaut bis zur Mitte abziehbar, Grau, Mitte graubraun, Rand oft weiß.

Lamellen weit ausgebuchtet und meist herablaufend, eher entfernt, Schneiden bauchig, ganzrandig, jung weiß, später grau, Schneiden weißlich.

Stiel 4-8x1-2cm, unregelmäßig rund, teilweise wie aufgeblasen, bis flach, dort oft mit tiefer Rille, stark schleimig-schmierig, grau wie der Hut. Auf sauren und basischen Magerwiesen.

RLD V RLB 2

Hygrocybe konradii syn. *Hygrocybe acutoconica* var. *konradii*,
Hygrocybe persistens var. *konradii* **Konrads Saftling, Breitsporiger Saftling**

Hut 1,5-7cm, spitzkegelig, später ausgebreitet, orangegelb, schleimig-klebrig, bald trocken. **Lamellen** weiß bis hellgelb, Schneiden schartig.

Stiel 2,5-9x 0,5-2cm, meist trocken, orange bis rot längsüberfasernd auf gelbem Grund. Besonders auf Kalk-Magerwiesen. Nicht häufig.
RLD D

Hygrocybe miniata, var. *miniata* **Mennigroter Saftling**

Hut 1-3cm, konvex, bald verflachend, mennig- bis kirschrot, mit feinsten roten Schüppchen, die bald gelblich ausblassen, Rand schmal gerieft, glatt.

Lamellen entfernt, breit angewachsen bis leicht herablaufend, blass orange, weißgelblich ausblassend.

Stiel 3-4x 0,15-0,25cm, orange, gelb ausblassend. Auf sauren Magerwiesen.
RLD G, RLB 3

Hygrocybe mucronella , syn. *Hygrocybe reai* **Bitterer Saftling**

Hut 1-2x0,5cm, halbkugelig- glockenförmig bis später konvex-flach, Rand durchscheinend gerieft und leicht gezähnt, Oberfläche schmierig, bald trocken, glänzend und glatt; hygrophan- von blutrot bis orangerot nach ockergoldgelb ausblassend. Hutdeckschicht und Fleisch) deutlich bitter schmeckend.

Lamellen ausgebuchtet und mit Zahn herablaufend, bauchig, entfernt und sehr breit; Schneiden ganzrandig, L orange und zur Schneide hin gelb.

Stiel 2-4x 0,2-0,4cm , stielrund, manchmal mit Rille, schmierig glänzend, bald trocken, satinartig gebändert, Basis von weißem Myzel überzogen. Auf Kalkmagerwiesen und im lichten Felsenahorn-Buschwald.

RLD 3, RLB 2

***Hygrocybe obrussea*, syn. *Hygrocybe quieta* Schnürsporiger Saftling**

Hut 3-6cm, glockenförmig bis breit kegelig, bald ausgebreitet mit leicht konvexem Scheitel und weit durchscheinend gerieftem, oft eingerissenem Rand, Oberfläche glatt bis radialriefig, schmierig glänzend, orange-gelb-goldgelb gemischt, hygrophan grauockerlich ausblassend.

Lamellen meist schmal bis breit angeheftet, entfernt, bauchig, deutlich queraderig, gelb mit verschiedenen rotorangenen Mischtönen, Schneide oft heller gelb.

Stiel 4-7x 0,8-1,5cm, oft abgeflacht mit Rillen, Oberfläche glatt, trocken, schwach glänzend, gelb bis orange. Geruch oft nach Blattwanzen. Auf verschiedenen Magerwiesen und im lichten Eichen-Hainbuchenwald.

RLD V, RLB 2

***Hygrocybe persistens*, syn. *Hygrocybe acutoconica* Safrangelber Saftling**

Hut 1-3(7)cm, +- asymmetrisch, meist spitzkegelig, bald ausgebreitet, Rand gerade bis etwas eingerissen, deutlich durchscheinend gerieft, frisch schleimig, trocken schmierig glänzend, dottergelb, am Scheitel orangegelb, nicht schwärzend.

Lamellen frei oder schmal angeheftet, gedrängt, bauchig, zitronen- bis goldgelb; Schneiden ganzrandig, hellgelb.

Stiel 3,5-6x 0,3-0,6cm stielrund, gerade, längsfaserig, trocken glänzend, oben goldorange, zur Basis zitronengelb. Relativ häufig auf Kalkmagerwiesen. RLD D

Hygrocybe ovina, neu: *Neohygrocybe ovina*, syn. *Hygrocybe nitiosa*

Rötender Saftling

Hut 3-6cm, kegelig und helmförmig, später ausgebreitet und mit hochgeschlagenem Rand, trocken, matt, runzelig, grau- bis schwarzbraun.

Lamellen abgerundet, entfernt, dick und starr wirkend, grau bis schwarzbraun, Schneiden hell, bei Verletzung stark rötend, später schwarzbraun werdend.

Stiel 4-8x 0,5-1,5cm, unregelmäßig verbogen, wie der Hut gefärbt, kahl, glatt, robust. Auf sauren Magerwiesen, sehr selten.

RLD 1 RLB 1



Abb.3 Rötender Saftling *Hygrocybe ovina*

***Hygrocybe persistens*, syn. *Hygrocybe acutoconica* Safrangelber Saftling**

Hut 1-3(7)cm, +- asymmetrisch, meist spitzkegelig, bald ausgebreitet, Rand gerade bis etwas eingerissen, deutlich durchscheinend gerieft, frisch schleimig, trocken schmierig glänzend, dottergelb, am Scheitel orange gelb, nicht schwärzend.

Lamellen frei oder schmal angeheftet, gedrängt, bauchig, zitronen- bis goldgelb; Schneiden ganzrandig, hellgelb.

Stiel 3,5-6x 0,3-0,6cm stielrund, gerade, längsfaserig, trocken glänzend, oben goldorange, zur Basis zitronengelb. Relativ häufig auf Kalkmagerwiesen.

RLD D

***Hygrocybe psittacina*, var. *perplexa*, neu: *Gliophorus europaerplexus*, syn. *Hygrocybe perplexa*, *Gliophorus perplexus* Ziegelbrauner Saftling**

Hut 1-3cm, halbkugelig bis glockig, später flachkonvex, manchmal gebuckelt, schleimig, ziegelrot bis dunkel braunrot, oft mit hellerem Rand, ½ durchscheinend gerieft.

Lamellen breit angewachsen, heller orange- bis ziegelrot, manchmal mit Lachston. **Stiel** 1,5-4x 0,2-0,4cm, oft verbogen, schleimig, etwas heller als der Hut. Sehr selten auf Kalk-Magerwiesen.

RLD D

***Hygrocybe psittacina*, var. *psittacina* neu: *Gliophorus psittacinus* Papageiensaftling**

Hut 1-4(6)cm, halbkugelig bis glockig, später ausgebreitet und oft mit undeutlichem Buckel, schleimig, jung dunkel olivgrün, später mehr grün, dann hellolivbraun bis gelb, durchscheinend gestreift.

Lamellen schmal bis breit angewachsen mit Zahn, grünlichgelb, Schneiden hell.

Stiel 2-6x0,2-0,8 cm, schleimig, oft verbogen, gelb bis grün- Spitze immer grün. Farben sind sehr variabel.

Auf Magerwiesen und selten in lichten Laubwäldern.
RL -

***Hygrocybe punicea* Größter Saftling**

Hut 3-15cm, kegelig, glockig, später konvex mit stumpfem Buckel, Rand manchmal wellig oder gelappt, ganz außen schwach durchscheinend gerieft, Rand jung einwärts geschlagen, später herabhängend. Oberfläche schmierig-fettig, schließlich fast trocken und glänzend; jung fast einheitlich feuer- scharlachrot, später zunehmend mit gold-gelben Farben; hygrophan ockerlich austrocknend.

Lamellen ausgebuchtet mit Zahn, seltener schmal angeheftet, bauchig und ziemlich entfernt. Schneiden ganzrandig, Flächen runzelig, in Gelbtönen.

Stiel: 3-15x 0,5-2cm, rund, gerade, ohne Rillen, aber auf ganzer Länge längsfaserig gestreift, auf goldgelbem Grund zunehmend rot überfärbt, trocken und matt.

Auf sauren Magerwiesen, sehr selten, aber manchmal in großen Gruppen.

RLD 3 RLB 2

***Hygrocybe reidii* Honigsaftling**

Hut 1-4cm, halbkugelig bis flach ausgebreitet, Rand eingeschlagen, später herabhängend, kurz und schwach gerieft, teilweise leicht eingerissen, etwas fettig bis trocken, matt glänzend, orange bis aprikosenfarben, Rand schmal gelblich.

Lamellen breita angewachsen bis leicht herablaufend, ziemlich entfernt, anastomosierend, Schneiden ganzrandig, tief gelb mit hellerer Schneide.

Stiel 2-6x 0,2-0,5cm, rund bis flach und dann mit Falten und Rinnen, kahl und glatt, matt glänzend, gelb bis orange. Geruch wanzenartig, beim Trocknen nach Honig.

Auf sauren Magerwiesen, sehr selten.

RLD 2 RLB 1

Hygrocybe splendidissima Prächtiger Saftling

Hut 2-10cm, glockenförmig bis kegelig, mit leicht eingeschlagenem Rand, bald ausgebreitet breit kegelig, kahl, schmierig bis trocken, teils leicht gekerbt und radial einreissend, kaum gestreift, tief und leuchtend rot, orangeockerlich ausblassend.

Lamellen meist schmal angeheftet, breit, bauchig, entfernt; oft anastomosierend, maisgelb bis orange, später lachsfarben bis kirschrot.

Stiel 2,5-10x 0,4-1,5cm, rund bis flach mit oft tiefen Rillen, gelegentlich fast zweigeteilt, Basis fast wurzelartig zuspitzend, tief im Boden, schmierig und bald trocken, feuerrot und von der Basis her orange leuchtend. Auf sauren Magerwiesen, sehr selten, aber dann oft in großen Gruppen.

RLD G RLB 1 Verantwortung! in D.



Abb. 4 Prächtiger Saftling *Hygrocybe splendidissima*

***Hygrocybe reidii* Honigsaftling**

Hut 1-4cm, halbkugelig bis flach ausgebreitet, Rand eingeschlagen, später herabhängend, kurz und schwach gerieft, teilweise leicht eingerissen, etwas fettig bis trocken, matt glänzend, orange bis aprikosenfarben, Rand schmal gelblich.

Lamellen breit angewachsen bis leicht herablaufend, ziemlich entfernt, anastomosierend, Schneiden ganzrandig, tief gelb mit hellerer Schneide.

Stiel 2-6x 0,2-0,5cm, rund bis flach und dann mit Falten und Rinnen, kahl und glatt, matt glänzend, gelb bis orange. Geruch wanzenartig, beim Trocknen nach Honig.

Auf sauren Magerwiesen, sehr selten.

RLD 2 RLB 1

***Hygrocybe spadicea* Braungelber Saftling**

Hut 2-5cm, stumpfkegelig, später ausgebreitet, radialrissig, dunkelbraun, schmierig, später trocken.

Lamellen ausgebuchtet, leuchtend gelb.

Stiel 4-7x 0,5-1cm, gelb, nicht schwärzend, Oberfläche verdrillt, schwach faserig. Auf Kalk-Magerwiese- 1 Fund 08.10.05, Det. R.M., leg. Th. Wallner, 1 alter Fund von Ade 05.09.1954.

RLD G RLB 1

***Hygrocybe subglobispora* Rundlichsporiger Saftling**

Makroskopisch wie *Hygrocybe persistens*, nur durch die rundliche Sporen zu unterscheiden. Fund von 14.09.95 –leg. Et det. Lothar Krieglsteiner.

Sehr selten berichtet Auf Kalkmagerwiese.

RLD 2

***Hygrocybe subpapillata* Papillen-Saftling, Rotpapillierter Saftling**

Hut 1,5-2,5cm, anfangs halbkugelig, dann verflachend, meist mit deutlicher Papille, leicht schmierig bis trocken, feucht bis $\frac{1}{2}$ durchscheinend gestreift, jung karminrot, dann über orange zu gelb aufhellend.

Lamellen schmal bis breit angewachsen, anfangs hell orange, später gelb.

Stiel 3-6x0,15-0,3, leicht schmierig bis trocken, glatt, karminrot bis gelb.

Fleisch sehr brüchig. Auf sauren Magerwiesen.

RLD R

***Hygrocybe vitellina* ss Bon Dottergelber Saftling**

Hut 0,3-2cm, chrom- bis dottergelb, glänzend, glatt, etwas durchscheinend gerieft, halbkugelig, verflachend.

Lamellen entfernt, deutlich herablaufend, gelb.

Stiel 3-5x 0,3 cm, schmierig, kahl und glatt.

Magerwiese über Muschelkalk.

Leg. et det. Lothar Krieglsteiner cum M. Beisenherz

RLD D sehr selten! RLB 1 Verantwortungart!! in D.

Jetzt will ich noch ein paar Gattungen aus der Saftlingsgesellschaft erwähnen mit je einem Vertreter:

***Entoloma fridolfingense* Tiefgenabelter Glöckling**

RLD R RLB R

***Porpoloma metapodium* Schwärzender Wiesenritterling**

RLD 1 RLB 1 Erstfund für Nordbayern

***Ramariopsis robusta* noch unbenannt, etwa Kräftige
Wiesenkoralle**

Noch nicht in RL, vermutlich Erstfund für Deutschland

***Dermoloma magicum* Magischer Samtrittlerling**

RLD D Erstfund für Bayern

***Hygrophorus leporinus* , syn. *Hygrocybe leporina*
Hasenschneckling**

RLD D RLB 1 Zweitfund für Bayern, extrem selten



Abb. 5 Hasenschneckling *Hygrophorus leporinus*

***Clavaria zollingeri* Amethystfarbene Keule , Zollingscher
Korallenpilz**

RLD G(sehr selten) RLB 1 Erstfund für Nordbayern



Abb. 6 Amethystfarbene Keule *Clavaria zollingeri*

***Clavulinopsis umbrinella* Graubraune Wiesenkoralle, Graue
Wiesenkeule**

RLD R

***Microglossum nudipes* Blaugrüne Stielzunge**

RLD D Zweitfund für Bayern, Erstfund für Nordbayern



Abb. 7 Blaugrüne Stielzunge *Microglossum nudipes*

***Camarophyllopsis schulzeri* Graubrauner Samtschneckling**

RLD G (extrem selten) RLB 2, Zweitfund für Nordbayern

Bewertung:

Anzahl der Saftlings-Arten gesamt, auf sauren Böden, auf basischen Böden. Bedrohung, Bedeutung für den Naturschutz.

Gefunden wurden auf den entsprechenden Wiesen und in lichten Wäldern 42 Saftlings- und Ellerlingsarten, inkl. Varietäten und Formen sind es bisher 50 Saftlinge und Ellerlinge.

Magerwiesen Davon kommen 37 auf sauren Magerwiesen vor, und 33 auf Kalk-.

In der akutellen Roten Liste für Deutschland, RLD sind gewertet:

Vom Aussterben bedroht :3 Arten, stark gefährdet sind 9, gefährdet 10, Raritäten, also extrem selten sind 1(von mir angenommen +2)Arten,

in der Roten Liste Bayern, RLB sind:

Vom Aussterben bedroht 14, stark gefährdet 11, Raritäten 0 (+2)

Verantwortungsarten für Deutschland: 9 Arten.

In Unterfranken sind also sehr viele seltene und für Naturschutzbelange sehr wichtige Pilze noch vorhanden. Viele Fundstellen stehen bereits unter Schutz und es ist zu erwarten, dass die Pilze dort überleben könnten. Allerdings bedroht der Klimawandel den Fortbestand. In diesem Jahr 2018 haben sich wegen der ausgeprägten Trockenheit kaum Fruchtkörper gezeigt.

Außerdem sind einige wenige Fundorte noch nicht geschützt. Im Gegensatz dazu stehen alle Saftlinge unter Schutz und dürfen nicht gesammelt werden. Da es sich nicht um Speisepilze handelt, wird das Verbot wohl weitgehend eingehalten.

Literaturliste:

<https://de.wikipedia.org/wiki/Saftlinge>

<https://www.anl.bayern.de/veranstaltungen/tagungsergebnisse/2013pilze/index.htm>

<https://www.dgfm-ev.de/naturschutz-und-kartierung/verantwortungsarten>

<https://www.biologie-seite.de/Biologie/Saftlinge>

<https://www.pilze-schleswig-holstein.de/publikationen/Winderatt%20BerichtIII-1.pdf>

http://www.stiftung-hessischer-naturschutz.de/dokumente/SHN_848_pilzkartierung_magerrasen.pdf

<https://www.bfn.de/themen/gebietsschutz-grossschutzgebiete/naturschutzgebiete.html>

https://www.lfu.bayern.de/natur/schutzgebiete/naturschutzgebiete/doc/iqns_g_veroeffentlichung2005.pdf

https://www.zobodat.at/pdf/Tuexenia_NS_31_0153-0172.pdf

- DAVID BOERTMANN: *The genus Hygrocybe*. In: *Fungi of Northern Europe*. 2 Auflage. Vol. 1, Danish Mycological Society, 2010, [ISBN 978-8-798-35817-6](https://doi.org/10.1007/978-87-798-3581-7).
- ACHIM BOLLMANN, [ANDREAS GMINDER](#), PETER REIL: *Abbildungsverzeichnis europäischer Großpilze*. In: *Jahrbuch der Schwarzwälder Pilzlehrschau*. 4. Auflage. Volume 2, Schwarzwälder Pilzlehrschau, Hornberg 2007, [ISSN 0932-920X](https://doi.org/10.1007/978-3-932-920X-3) (301 Seiten; Verzeichnis der Farabbildungen fast aller europäischen Großpilze (> 5 mm) inkl. CD mit über 600 Gattungsbeschreibungen).

- Breitenbach, Kränzlin: *Pilze der Schweiz*, Band 3 1991
- ↑ ANDREAS BRESINSKY, I. KRONAWITTER: *Zur Kenntnis der Hygrocybenpigmente*. In: *Zeitschrift für Mykologie*. 52, Nr. 2, 1986 ([PDF; 6,44 MB](#)).
- MASSIMO CANDUSSO: *Hygrophorus s.l.*. In: *Fungi Europaei*. 6, Edizioni Candusso, Alassio (Italien) 1997 (784 Seiten; inkl. *Hygrocybe*).
- [HEINRICH DÖRFELT](#), GOTTFRIED JETSCHKE (Hrsg.): *Wörterbuch der Mycologie*. 2 Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg/ Berlin 2001, [ISBN 978-3-827-40920-1](#) (384 Seiten).
- [ANDREAS GMINDER](#), ARMIN KAISER, [GERMAN JOSEF KRIEGLSTEINER](#): *Ständerpilze: Blätterpilze 1 (Hellblättler)*. In: G. J. Krieglsteiner (Hrsg.): *Die Großpilze Baden-Württembergs*. Band 3, Eugen Ulmer, Stuttgart 2001, [ISBN 978-3-8001-3536-1](#).
- LOTHAR KRIEGLSTEINER: *Pilze im Naturraum Mainfränkische Platten und ihre Einbindung in die Vegetation*. Regensburger Mykologische Schriften 9a+b, 1999, 905 S.
- ↑ PAUL KUMMER: *Der Führer in die Pilzkunde*. 1, 1871, S. 1-146.
- ↑ PAUL M. KIRK, PAUL F. CANNON, DAVID W. MINTER, J.A. STALPERS: *Dictionary of the Fungi*. 10. Auflage. CABI Europe, Wallingford, Oxfordshire (UK) 2008, [ISBN 978-0-85199-826-8](#)
- ERHARD LUDWIG, *Pilzkompodium Band 3*, Fungicon Verlag 2012

- Bayerisches Landesamt für Umwelt: Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns, 2009
- Bundesamt für Naturschutz: Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands, Band 8-Großpilze, 2016
- ↑ ANDREAS BRESINSKY: *Die Gattungen Hydropus bis Hypsizyguus mit Angaben zur Ökologie und Verbreitung der Arten. Beiträge zu einer Mykoflora Deutschlands (2).* In: *Regensburger Mykologische Schriften*. 15, IHW-Verlag, Eching 2008, [ISSN 0944-2820](#).
- ↑ P. BRANDON MATHENY und JUDD M. CURTIS, Valérie Hofstetter, M. Catherine Aime, Jean-Marc Moncalvo, Zai-Wei Ge und Zhu-Liang Yang, Jason C. Slot, Joseph F. Ammirati, Timothy J. Baroni, Neale L. Bougher, Karen W. Hughes, D. Jean Lodge, Richard W. Kerrigan, Michelle T. Seidl, Duur K. Aanen, Matthew DeNitis, Graciela M. Daniele, Dennis E. Desjardin, Bradley R. Kropp, Lorelei L. Norvell, Andrew Parker, Else C. Vellinga, Rytas Vilgalys, David S. Hibbett: *Major clades of Agaricales: a multilocus phylogenetic overview.* In: *Mycologia*. 98(6), Mycological Society of America, 2006, S. 982–995, doi:[10.3852/mycologia.98.6.982](#) ([PDF; 1,90 MB](#)).

Autor:

Rudi Markones

Facharzt für Allgemeinmedizin

Vereine:

Pilzfreunde Mainfranken (Vorsitz) www.pilzfreunde-mainfranken.de

Bayerische Mykologische Gesellschaft (BMG) (im Vorstand)

Deutsche Gesellschaft für Mykologie (DGfM) (im Fachausschuß

Pilzsachverständige)

Adresse:

Am Rosengarten 14

97270 Kist

www.pilzseite.de

Danksagung und Widmung:

Besonderer Dank geht an meine Frau Bettina, die mit viel Geduld und Verständnis meine Begeisterung für die Pilze erträgt und damit auf viel gemeinsame Zeit verzichten musste.

Ein großer Dank geht auch an meinen Freund und Pilzlehrer Dr. Lothar Krieglsteiner, der mit seiner Dissertationsarbeit „Pilze im Naturraum Mainfränkische Platten und ihre Einbindung in die Vegetation“ (1999) Maßstäbe gesetzt und mir damit die wissenschaftliche Arbeit erleichtert hat .

Beiden widme ich diese Arbeit.

Die einheimische Orchideenflora im Wandel

45 Jahre Kartierung des Arbeitskreises

Heimische Orchideen in Unterfranken

WOLFGANG KLOPSCH

Vorsitzender der Sektion Unterfranken des Arbeitskreises Heimische Orchideen Bayern e.V.

Zusammenfassung

Der Arbeitskreis Heimische Orchideen kartiert seit 45 Jahren die unterfränkischen Orchideen. In diesem Zeitraum sind einige Arten verschollen, andere Arten breiten sich aus oder konnten in Unterfranken erstmals nachgewiesen werden. Die jeweiligen Arten werden nachfolgend besprochen.

1. Entstehung des Arbeitskreises Heimische Orchideen (AHO) in Unterfranken

Vor 45 Jahren, und zwar am 31. März 1973, kamen im Kursraum des Zoologischen Institutes der Universität Würzburg 22 Interessierte zusammen, um in Unterfranken eine „Arbeitsgemeinschaft Heimische Orchideen“ zu gründen. Vorausgegangen war aber bereits eine Informationsveranstaltung im November 1972, zu der Prof. Dr. Kneitz, schon damals Vorsitzender des Naturwissenschaftlichen Vereins Würzburg e.V., sowie die Herren Vogt und Künkele vom bereits bestehenden „Arbeitskreis Heimische Orchideen“ (AHO) Baden-Württemberg, eingeladen hatten.

Mehrere Jahre war die „Arbeitsgemeinschaft Heimische Orchideen in Unterfranken“ ein eigener Arbeitskreis innerhalb des Naturwissenschaftlichen Vereins, wobei schon sehr bald eine Umbenennung von „Arbeitsgemeinschaft“ in „Arbeitskreis“ erfolgte.

Bereits 1975 erschien die erste Verbreitungsübersicht für die unterfränkischen Orchideen, die von ALBERT ZELLER zusammengestellt wurde. Im Vorwort, das von REINHOLD FRASCH, dem damaligen Vorsitzenden des Arbeitskreises, und ALBERT ZELLER unterzeichnet ist, heißt es: „Das Ziel des AHO ist, die bereits vorhandenen Unterlagen einzelner Orchideenfreunde über die Standorte der einheimischen wildwachsenden Orchideen zusammenzufassen, neue Standorte aufzufinden, dies alles zu kartieren und zu schützen.“ Rasch waren die erste und die zweite Auflage dieser Verbreitungsübersicht vergriffen, so dass bereits 1976 und 1977 jeweils eine neue, aktualisierte Verbreitungsübersicht erscheinen konnte.

In der Folgezeit gab es im Arbeitskreis Diskussionen darüber, ob der „Arbeitskreis Heimische Orchideen“ in Unterfranken als eigenständiger Arbeitskreis bestehen sollte, oder aber ein Zusammenschluss mit dem inzwischen gegründeten „Arbeitskreis Heimische Orchideen Bayern e.V.“ erfolgen sollte. Die Vorteile, die ein eingetragener Verein bietet, etwa wenn es um den Kauf oder die Pachtung von Grundstücken geht, haben letztlich dazu geführt, dass sich 1986 der AHO Unterfranken unter der Leitung von Friedrich Rudolph als eigenständige Sektion, neben „Südbayern“ und „Nordbayern“, dem AHO Bayern e.V. angeschlossen hat.

Die Organisationsform und der Rechtsstatus des AHO in Unterfranken haben sich verändert, aber die Ziele sind seit 1973 weitgehend gleich geblieben, nämlich:

- der Schutz der einheimischen Orchideen,
- die kartographische Erfassung der Orchideenvorkommen,
- die Erstellung von Verbreitungsübersichten,
- die Zusammenarbeit mit den zuständigen Behörden.

In diesem Zusammenhang müssen auch die vielfältigen Kontakte zu den anderen „Arbeitskreisen Heimische Orchideen“ erwähnt werden, die in fast allen deutschen Bundesländern bestehen. Einmal jährlich trifft man sich zu einem Erfahrungsaustausch im thüringischen Arnstadt. Dabei wird auch immer die „Orchidee des Jahres“ gewählt, für die auch ein entsprechendes Faltblatt erstellt wird. Gemeinsam werden die zweimal jährlich erscheinenden „Berichte aus den Arbeitskreisen Heimische Orchideen“ herausgegeben, die inzwischen als Jahrgang 34 vorliegen. Besonders muss auf das Standardwerk „Die Orchideen Deutschlands“ hingewiesen werden, das 2005 von den deutschen AHO's als Gemeinschaftswerk im Eigenverlag herausgegeben wurde. In Ergänzung dieses Standardwerkes veröffentlichten einzelne Arbeitskreise, z.B. in Thüringen und Sachsen-Anhalt, regionale Bände über die jeweils vorkommenden heimischen Orchideen. Der AHO Bayern hat 2014 anlässlich des 40jährigen Bestehens des AHO Bayern e.V. „Die Orchideen Bayerns – Verbreitung, Gefährdung, Schutz“ veröffentlicht. In diesem Band sind auch die aktuellen bayrischen Verbreitungsübersichten der einzelnen Orchideenarten aufgeführt.

Über 40 Jahre Kartierungsarbeit zeigen deutlich, dass es in der heimischen Orchideenflora bei einigen Arten dramatische, bei anderen Arten aber sehr spannende Entwicklungen gibt. Wie alles in der Natur im Fluss ist, so unterliegen auch unsere heimischen Orchideenarten einer gewissen Populationsdynamik. Manche Arten sind in diesem Zeitraum leider ganz verschwunden oder in ihrem Bestand stark zurückgegangen, wobei meist der Mensch dafür die Verantwortung trägt. Andere Arten hingegen breiten sich aus, teilweise auf völlig neuen Standorten.

Als Unterlagen für die Betrachtung der Entwicklung der einzelnen Arten hat der Verfasser die „Verbreitungsübersicht 1977“ des AHO

Unterfranken sowie die „Verbreitungsübersicht 2006“ und „Die Orchideen Bayerns“ 2014 des AHO Bayern herangezogen. Die Verbreitungsübersicht von 1977 wurde deshalb gewählt, weil hier gegenüber den ersten beiden Verbreitungsübersichten schon eine gewisse Konsolidierung bei den einzelnen Arten erfolgt ist. Für verschollene Arten, bzw. Arten mit sinkenden Bestandszahlen sowie für Arten mit einer starken Dynamik wurde 2016 eine Sonderauswertung erstellt, für die der Kartierer der Sektion Unterfranken, MICHAEL HAINZLMAIER, die Daten zusammengestellt und aufbereitet hat. Die kartographische Umsetzung übernahm CHRISTOPH BEYER vom AHO-Südbayern.

Basis für die Kartierung sind die Messtischblätter (MTB) 1:25000, wobei die MTB in vier Quadranten unterteilt werden. Kommt eine Art in einem Quadranten vor, so wird der entsprechende Quadrant markiert, unabhängig davon, ob von der betreffenden Art ein Exemplar oder viele Pflanzen gefunden wurden. Für die aktuellen unterfränkischen Verbreitungsübersichten wurden die einzelnen Quadranten jeweils nochmals in vier Quadranten unterteilt, um für unser kleinräumiges Gebiet eine bessere geographische Zuordnung zu ermöglichen.

Eine besondere Bedeutung hat die Aktualität der nachgewiesenen Orchideenfunde. So wurden in dem oben genannten Werk „Die Orchideen Bayerns“ alle Funde eingeteilt in die Zeiträume „Vor 1974“ (Anmerkung: Gründungsjahr des AHO Bayern e.V.) sowie „1974 - 1990“ und „ab 1990“. Damit wurde zum einen der Tatsache entsprochen, dass aufgrund knapper personeller Kapazitäten nicht alle Fundorte jedes Jahr von Kartierern aufgesucht werden können, zum anderen kann es bei einzelnen Arten klimabedingte Ausfälle geben, etwa durch Spätfröste oder aber, wie in den Jahren 2015 und

besonders 2018 in unserem Gebiet, durch Trockenheit und Hitze. In den beigefügten Verbreitungsübersichten für Unterfranken wurden für die einzelnen Arten zur besseren Differenzierung folgende Zeiträume gewählt: Vor 1980 / 1980-1989 / 1990-1999 / 2000 – 2009 / und „ab 2010“. Wichtig ist in diesem Zusammenhang jedoch der Hinweis, dass aufgrund der geschilderten Situation beispielsweise das Fehlen eines aktuellen Punktes, z.B. im Zeitraum „ab 2010“, nicht gleichbedeutend ist mit dem Verschwinden dieser Art.



Abb. 1 AHO Verbreitungsübersicht 1977

2. In Unterfranken verschollene bzw. weitgehend verschwundene Arten:

Anacamptis palustris (Syn. *Orchis palustris*), Sumpf-Knabenkraut:

In der Verbreitungsübersicht von 1977 ist zwar *Anacamptis palustris*



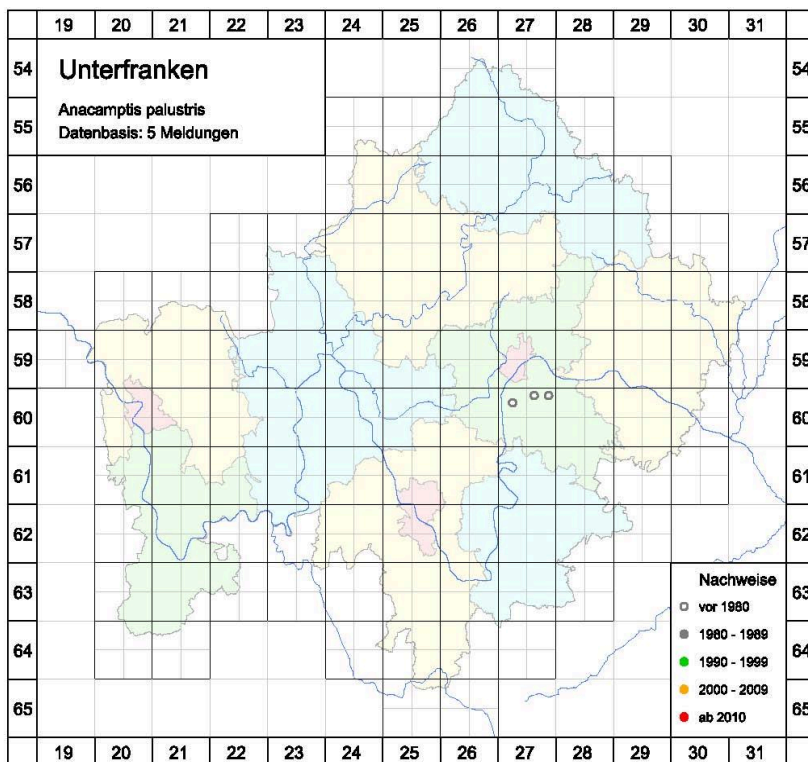
Abb. 2 *Anacamptis palustris*,
Grettstadt, 22.06.1974

noch in einem Quadranten im MTB 6027 bei Schweinfurt angegeben.

Das Hauptvorkommen in den Grettstadter Wiesen ist dort aber, wie das AHO-Mitglied HELMUT ORT dem Verfasser mündlich mitteilte, bereits in den 1960er Jahren weitgehend verschwunden. Einzelne Exemplare blühten noch in den 1970er Jahren (Fotobeleg HERMANN WÄCHTLER am 22.06.1974). VOLLMANN nennt in seiner „Flora von Bayern“, erschienen 1914, in Unterfranken Vorkommen bei Grettstadt, Sulzheim, Herlheim,

Oberspießheim und Schwanensee, die auch von ADE in seinem Skriptum von 1940 erwähnt werden. Ausdrücklich weist PAMPUCH im Kapitel „Pflanzenparadiese bei Sulzheim und Grettstadt“ 1954 auf das Vorkommen vom „seltenen Sumpfknaabenkraut“ hin. In Bayern kommt *Anacamptis palustris* heute nur noch in kleinen

Gebieten bei Rosenheim und im Bereich des Chiemsees vor. Auch deutschlandweit hat diese Art extreme Verluste zu verzeichnen. Ursachen dafür sind beispielsweise die Absenkung des Grundwasserspiegels, die Trockenlegung von Feuchtwiesen, die Aufforstung von Moorstandorten oder die Eutrophierung, also ein Nährstoffeintrag in den Lebensraum von *Anacamptis palustris*.



Anacamptis coriophora (Syn. *Orchis coriophora*),
Wanzen-Knabenkraut:

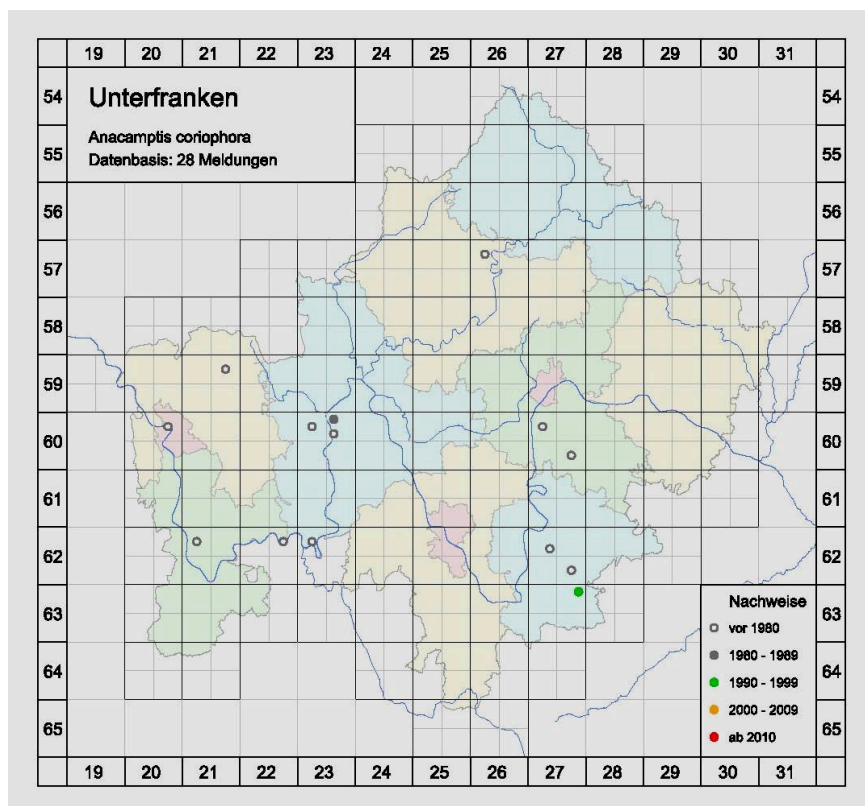


Abb. 3 *Anacamptis coriophora*,
Mainwiesen bei Lohr 1980

In der Verbreitungsübersicht 1977 ist diese Orchideenart noch in 2 Quadranten, und zwar jeweils einer im MTB 6227 (Großlangheim) und im MTB 6023 (Lohr) nachgewiesen. Diese Vorkommen sind in den 1980er Jahren erloschen. Ein weiteres Vorkommen im MTB 6327 (Einersheim) ist noch in den 1990er Jahren in der Artenschutz-kartierung (ASK) dokumentiert worden, konnte aber bei späteren Kartierungen im Gelände nicht mehr bestätigt werden. Auch *Anacamptis coriophora* war früher häufiger: Bei VOLLMANN 1914 finden sich auch Angaben für Grettstadt,

Aschaffenburg und den Kahlgrund. ADE erwähnt in seinem Manuskript von 1940 spärliche Vorkommen dieser Art auf feuchten, anmoorigen Wiesen bei Wertheim, Lohr und Rodenbach sowie den Vorspessart und Sommerkahl. Auch der Standort bei Großlangheim war ADE bekannt. In einem Nebensatz bemerkt ADE, dass die Art überall nur einzeln vorkommt und im Verschwinden begriffen sei. In Deutschland kommt diese feuchtigkeitsliebende Art nur noch in Südbayern und am Bodensee vor. *Anacamptis coriophora* ist extrem konkurrenzschwach. Die Art ist auch auf scheinbar unbeeinträchtigten Flächen verschwunden. Ursache könnten

Nährstoffeinträge durch Hochwasser sein, wenn der Standort regelmäßig überschwemmt wird, sowie Stickstoff-Einträge aus der Luft. Nährstoffeinträge dürften auch für den Verlust der unterfränkischen Standorte verantwortlich sein.



Herminium monorchis, Einknolle oder Elfenstängel:



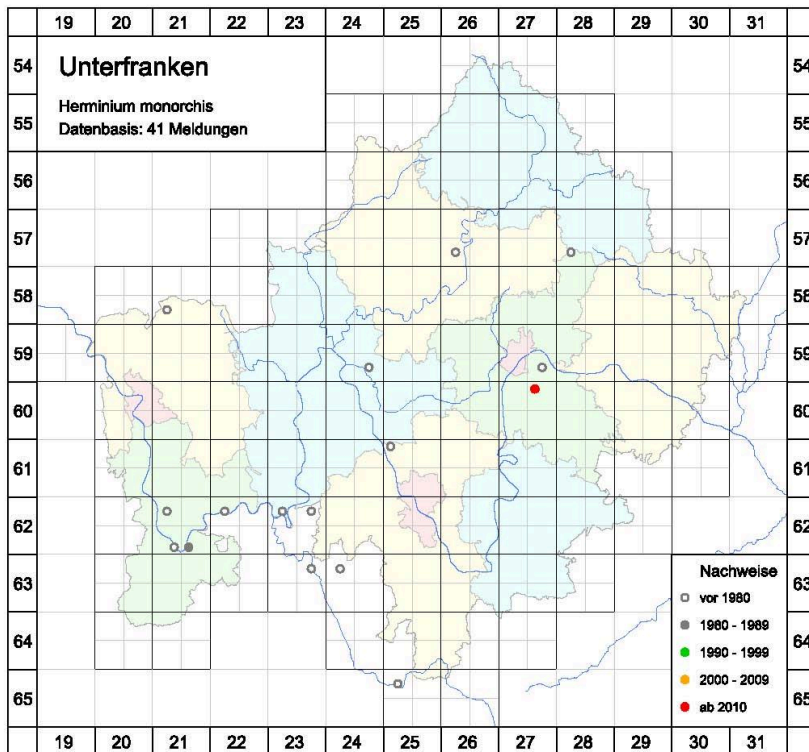
Abb.4 *Herminium monorchis*

In der Verbreitungsübersicht 1977 ist *Herminium monorchis* noch in 2 Quadranten, und zwar jeweils einer im MTB 6125 (Würzburg Nord) bei Thüngersheim und im MTB 6221 (Miltenberg), angegeben. Beide Vorkommen sind erloschen. Ein aktuelles Vorkommen (Hinweis von Prof. Dr. LENZ MEIEROTT) mit wenigen Pflanzen gibt es noch im MTB 6027 (Grettstadt).

PAMPUCH erwähnt in seinem bereits genannten Kapitel über die Grettstadter Wiesen auch „das seltene einknollige Herminium“.

Der Lebensraum von *Herminium monorchis* sind feuchte Wiesen, aber auch trockenere Magerrasen. Die Hauptverbreitung dieser Orchidee liegt heute im Voralpenland und in den Mittelgebirgen. Insgesamt gehört *Herminium monorchis* zu den stark gefährdeten Arten in Deutschland. Ursachen für den Rückgang sind zu starke bzw. zu schwache Beweidung, die Eutrophierung der Standorte durch Nährstoffeintrag oder Aufforstungen. In Thüngersheim kam *Herminium monorchis* in einem lichten Kiefernwald am Moosberg vor. Wahrscheinlich durch eine Veränderung des Wasserhaushaltes

durch einen Wegebau im Rahmen der Flurbereinigung in den 1970er Jahren ist das Vorkommen erloschen.



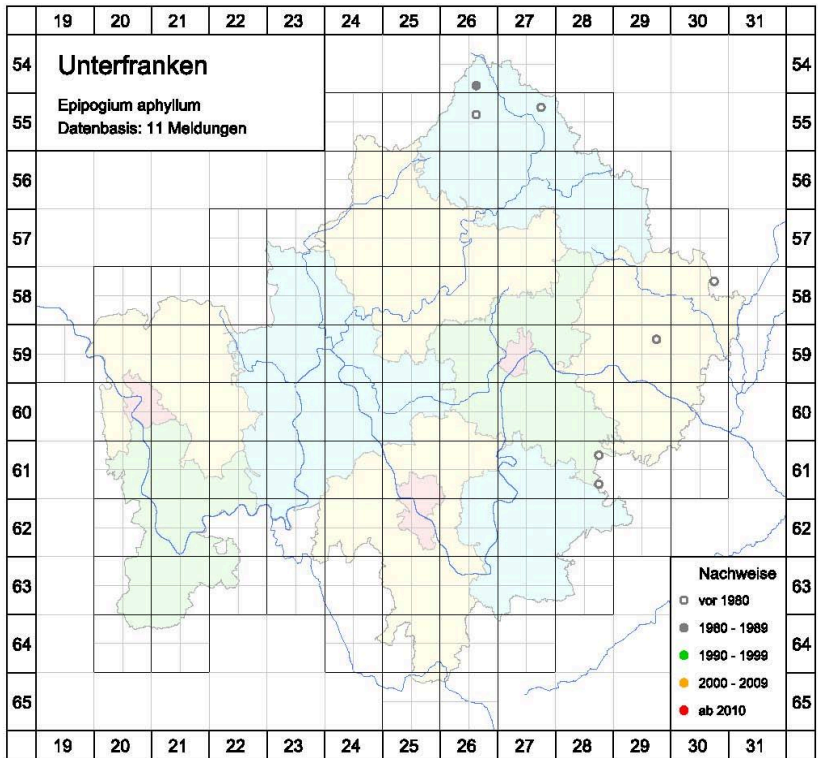
Epipogium aphyllum, Widerbart:



Abb. 5 *Epipogium aphyllum*

Diese Art, die ihre Hauptverbreitung in den Mittelgebirgen und im Voralpenland hat, ist in der Kartierung von 1977 noch nicht erfasst, da damals keine aktuellen Vorkommen nachgewiesen waren. VOLLMANN gibt als Fundorte den Radstein im Steigerwald und den Bramberg in den Hassbergen an. ADE nennt in einem unveröffentlichten Manuskript aus dem Jahr 1940 zusätzlich den

Elsbachgrund und den Eisgraben in der Rhön. Mehrere Suchexkursionen des AHO am Radstein und am Bramberg in den 1970er und 1980er Jahren brachten keine Ergebnisse, dagegen wurde *Epipogium aphyllum* 1980 durch HELMUT ORT aus Schweinfurt am Eisgraben wieder gefunden, konnte aber danach nicht wieder bestätigt werden. Diese unterfränkische Beobachtung deckt sich mit den Kartierungen in anderen Bundesländern, in denen die Nachweise in den letzten 20 Jahren ebenfalls ohne erkennbare Gründe zurückgegangen sind.



3. Arten mit starken Rückgängen in Unterfranken:

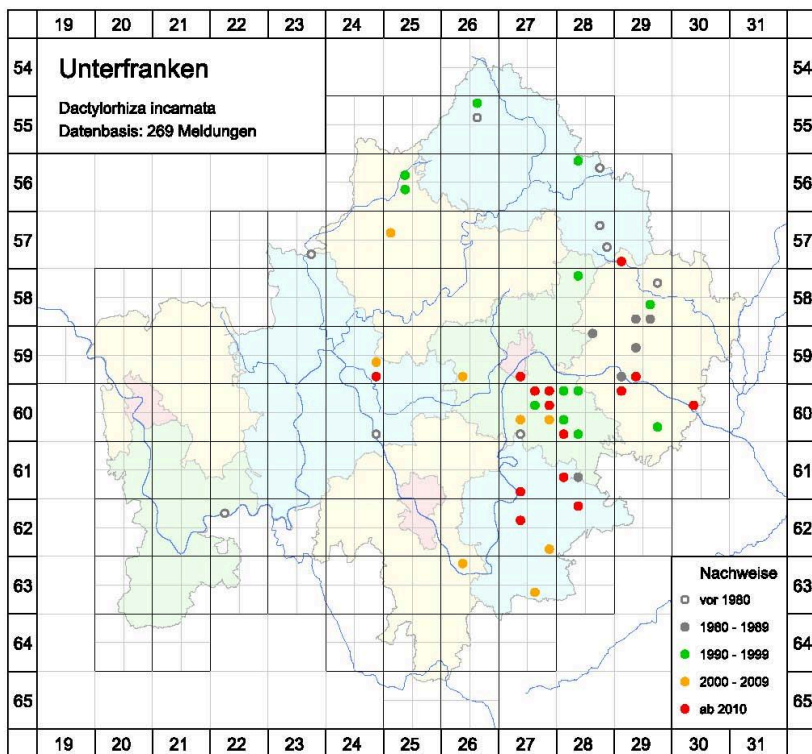
Dactylorhiza incarnata subsp. *incarnata*, Fleischfarbenes Knabenkraut:



Abb. 6 *Dactylorhiza incarnata*

Der Lebensraum des Fleischfarbenen Knabenkrautes, nasse Wiesen, Verlandungsbereiche und Streuwiesen, wurde in den letzten Jahrzehnten eingeschränkt, sei es durch Siedlungserweiterungen, die Intensivierung der Landwirtschaft, die Verbuschung von Biotopen oder allgemein durch die zunehmende Eutrophierung. Es ist zu hoffen, dass die noch bestehenden Vorkommen durch geeignete Biotoppflege gesichert werden können.

Aktuelle Vorkommen von *Dactylorhiza incarnata* zeigt die Verbreitungsübersicht.



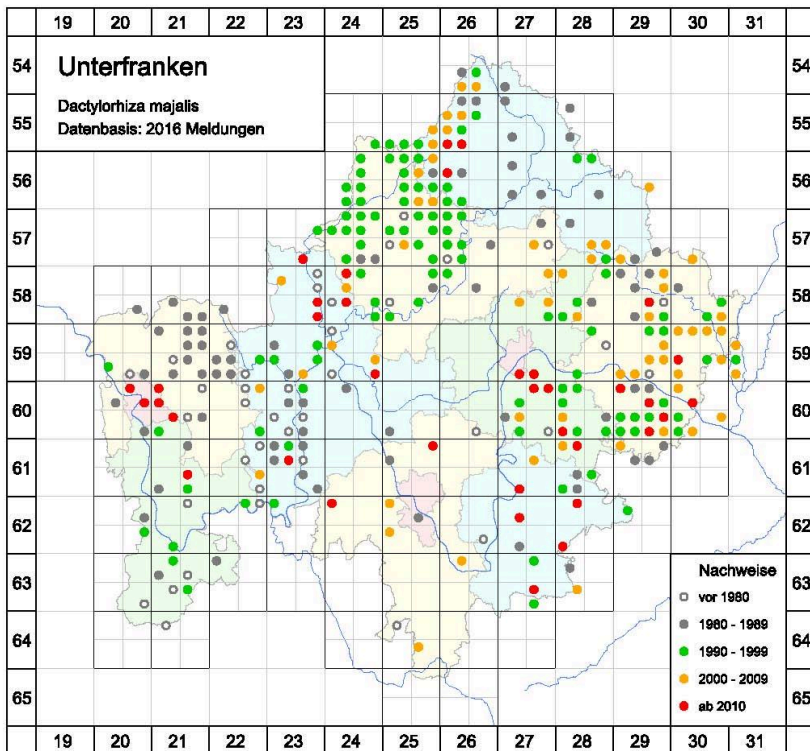
Dactylorhiza majalis, Breitblättriges Knabenkraut:



Abb. 7 *Dactylorhiza majalis*

Nach der Verbreitungsübersicht ist *Dactylorhiza majalis* anscheinend noch relativ stark verbreitet, obwohl auch hier der Lebensraum, nämlich feuchte Wiesen, durch Drainagen und Intensivierung der landwirtschaftlichen Nutzung eingeschränkt wurde. Die Verbreitungsübersicht täuscht aber, da wohl bei keiner Orchideenart die Zahl der Individuen so stark zurückgegangen ist. Eine weitere Gefahr könnte auch durch einen Neophyten entstehen, nämlich das Drüsige Springkraut (*Impatiens glandulifera*), das teilweise die gleichen Lebensräume besiedelt. Von den ursprünglich

124 Quadranten (1977) in Unterfranken sind aktuell nur noch 64 Quadranten von *Dactylorhiza majalis* belegt.



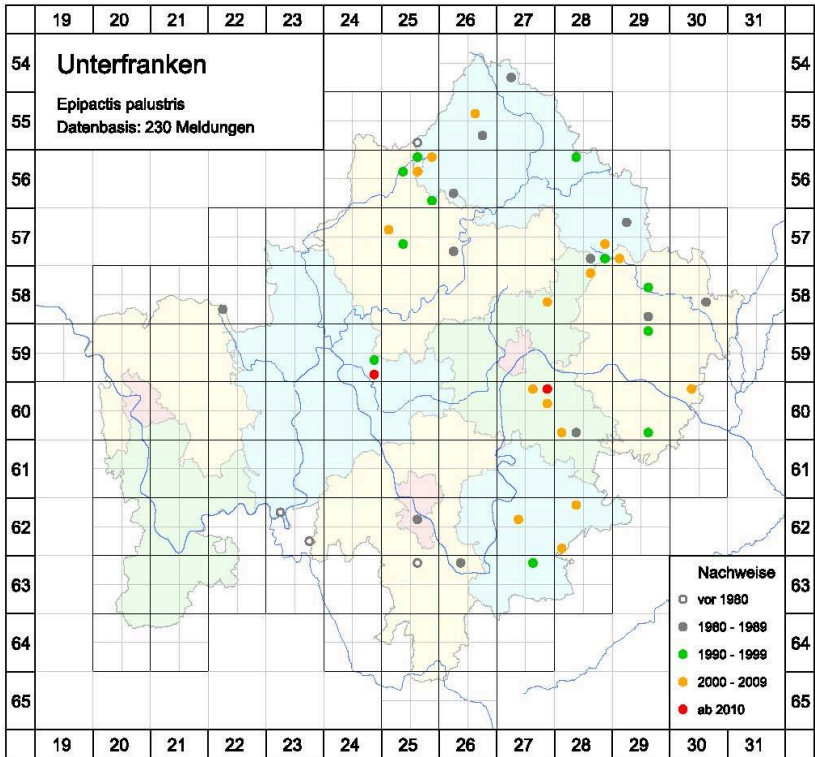
Epipactis palustris, Sumpf-Ständelwurz:



Abb. 8 *Epipactis palustris*

Epipactis palustris leidet, wie alle feuchtigkeitsliebenden Orchideenarten in Unterfranken, an einem besonders starken Rückgang. Von 32 Quadranten (1977) ist die aktuelle Belegung auf 14 Quadranten zurückgegangen. Auch deutschlandweit hat *Epipactis palustris* erhebliche Verluste zu verzeichnen, obwohl die Pflanze auch relativ schnell Sekundärbiotope besiedelt.

Ursachen für den Rückgang sind, wie bei den anderen feuchtigkeitsliebenden Orchideenarten, die Intensivierung der Landwirtschaft, Drainagen und die Verbuschung der Biotope.

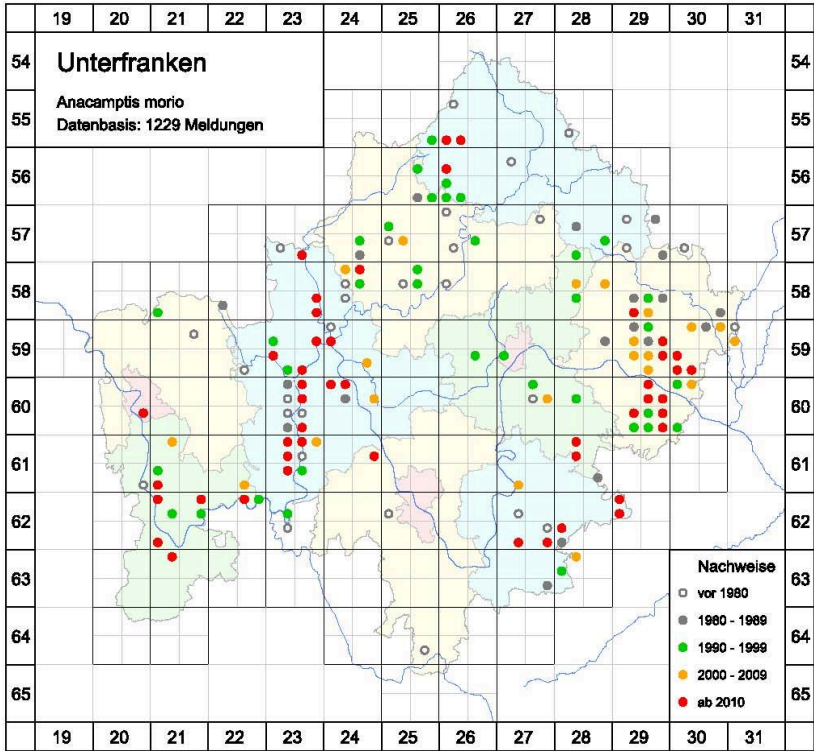


Anacamptis morio (Syn. *Orchis morio*), Kleines Knabenkraut:



Abb. 9 *Anacamptis morio*

Anacamptis morio wächst auf Magerrasen, extensiven Weiden und auf feuchten Wiesen. Auch bei dieser Art müssen wir in Unterfranken, ebenso wie in ganz Deutschland, einen erheblichen Rückgang hinnehmen. Ursachen für diesen Rückgang sind auch bei dieser Orchideenart die Intensivierung der Landwirtschaft, Änderungen bei der Beweidung und die Verbuschung der Lebensräume. Die aktuelle Verbreitungsübersicht mit einer Belegung von 52 Quadranten in Unterfranken täuscht eine Häufigkeit vor, die schon heute nicht mehr gegeben ist, da die Zahl der Individuen pro Standort stark zurückgegangen ist.



Cypripedium calceolus, Frauenschuh:



Abb. 10a *Cypripedium calceolus*

Der Frauenschuh ist sicher die bekannteste heimische Orchidee. Als Pflanze des Waldes ist *Cypripedium calceolus* sicher besser geschützt, als die Orchideen der Feuchtgebiete. Andererseits ist der Frauenschuh wohl die einzige Orchideenart bei uns, die in der Vergangenheit auch relativ stark ausgegraben wurde. So beklagt ADE in seinem bereits zitierten Manuskript, dass *Cypripedium calceolus* „früher“ im Kalkgebiet nördlich von Schweinfurt noch reichlich vorgekommen sei, durch gewerbsmäßiges Ausgraben und Versand nach England aber selten geworden sei. Der Verfasser hat Ende der 1960er Jahre noch Vorkommen im Edelmannswald bei Veitshöchheim und in der Nähe der Eitzburg bei Thüngerheim beobachtet, die heute alle erloschen sind. Ursache für den Rückgang

von *Cypripedium calceolus* ist aber auch die zunehmende Verschattung mancher Standorte. So wurden im Rahmen des Life-Natur-Projektes „Mainmuschelkalk“ an Frauenschuh-Standorten gezielt Bäume entnommen, um bessere Lichtverhältnisse für diese Orchideenart zu schaffen. Insgesamt kommt der Frauenschuh noch in 21 Quadranten vor.

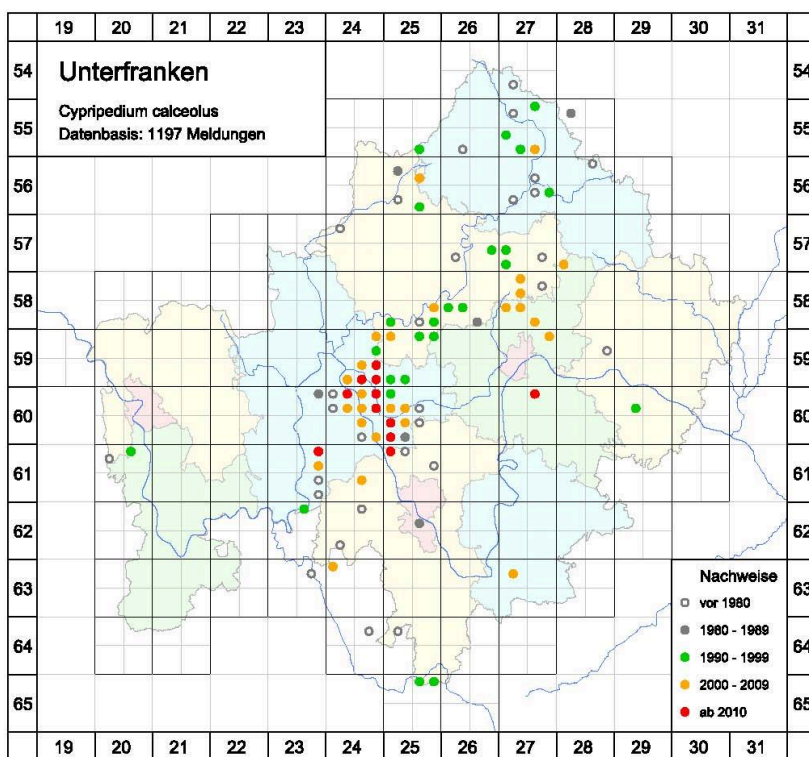




Abb. 10b *Cypripedium calceolus*



Abb. 10c *Cypripedium calceolus*

Spiranthes spiralis, Herbst-Drehwurz:



Abb. 11 *Spiranthes spiralis*

bereits erloschen. In Bayern gibt es noch relativ gute Populationen in Südbayern.

Der Rückgang von *Spiranthes spiralis* ist schon länger zu beobachten. Die Standorte, trockene bis frische Magerwiesen, sind eigentlich eine ideale Weide für Schafe. Leider gibt es kaum noch die Wanderschäfer, die früher mit ihren Herden über diese Flächen zogen. *Spiranthes spiralis* gehört darüber hinaus auch zu den Orchideenarten, die extrem konkurrenzschwach sind. Das größte unterfränkische Vorkommen bei Partenstein wurde in den letzten Jahren durch Wildschweine stark geschädigt. In sechs deutschen Flächenstaaten ist diese einst häufige Art

Orchideen in Waldbiotopen

Die nächsten Arten sollen gemeinsam behandelt werden, da bei ihnen meist noch keine wesentlichen Änderungen bei der Belegung der Quadranten zu registrieren ist. In einigen Wäldern der Region um Würzburg, z.B. im Edelmannswald und im Gramschatzer Wald, die der Verfasser seit 20 Jahren kartiert, fällt auf, dass sich die Wälder verändert haben. Insbesondere gibt es eine verstärkte Naturverjüngung in den Buchenwäldern sowie eine dichtere Krautschicht, u.a. mit einer flächenhaften Ausbreitung von Kleinblütigem Springkraut und Brennnesseln, also Pflanzen die eine gute Stickstoff-Versorgung anzeigen. Diese N-Versorgung ist sicher auf einen permanenten N-Eintrag aus der Luft zurückzuführen. Der Bundeswaldbericht 2009 weist im Durchschnitt der Jahre 1996 bis 2006 N-Einträge von 17 kg/ha und Jahr aus. Zur Orientierung: Die N-Düngung von landwirtschaftlichen Flächen liegt, je nach Kultur, etwa zwischen 160 und 200 kg N/Jahr. Die meisten natürlichen Öko-Systeme sind N-limitiert, d.h. aufgrund des N-Überangebotes sind ihre Pflanzenarten durch eine Verdrängung durch N-liebende Arten gefährdet. Dadurch gerät die Zusammensetzung der Pflanzengemeinschaften aus dem Gleichgewicht. Ein Beispiel: Im Bereich der „Mühlentannen“ in der Nähe von Gadheim wurden am 04.08.1974 von einem AHO-Mitglied 18 *Epipactis helleborine* (Breitblättrige Ständelwurz) mit Koordinatenangabe kartiert, Im Juli/August 2010 und in den Folgejahren fand der Verfasser bei mehreren Begehungen nur Brennnesseln, Springkraut und Himbeeren!

Betroffen von diesen Veränderungen sind u.a. folgende Orchideenarten: *Cephalanthera rubra* (Rotes Waldvögelein), *Cephalanthera longifolia* (Schwertblättriges Waldvögelein), *Cephalanthera damasonium* (Weißes Waldvögelein), *Goodyera repens* (Netzblatt), *Neottia nidus-avis* (Nestwurz), *Platanthera*

chlorantha (Grünliche Waldhyazinthe) sowie die weiteren *Epipactis*-Arten.

4. Arten, die sich in den letzten Jahren in Unterfranken positiv entwickelten:

Es sind besonders die wärmeliebenden Arten, die in der AHO-Kartierung 1977 nicht, oder nur ganz vereinzelt, verzeichnet sind. Ein Grund für die Ausbreitung dieser Arten ist sicher im Klimawandel zu suchen. Am 24.04.2007 veröffentlichte der Deutsche Wetterdienst eine Studie zum Klima Deutschlands der letzten 106 Jahre, von 1901 bis 2006. In diesem Zeitraum erhöhte sich das Gebietsmittel der Jahrestemperatur über Bayern um 0,84 Grad. Der größte Anstieg liegt im Herbst (September bis November) mit 1,1 Grad, gefolgt vom Sommer (Juni bis August) mit 1,0 Grad. Der geringste Temperaturanstieg ist für den Winter (Dezember bis Februar) mit 0,43 Grad zu verzeichnen, der Frühling (März bis Mai) wurde um 0,64 Grad wärmer. Ein weiterer Hinweis auf die allgemeine Erwärmung: 9 der 10 wärmsten Jahre des Untersuchungszeitraumes liegen in den 16 Jahren von 1990 bis 2006. Seit dieser Veröffentlichung haben sich die Temperaturen weiter erhöht: Das Jahr 2015 hat mit einer Durchschnittstemperatur von 9,9 °C zwar nicht die Jahresmitteltemperatur von 10,3°C des bisherigen Rekordjahres 2014 erreicht, dennoch waren nur die Jahre 2000 und 2007 genauso warm wie 2015, die übrigen 131 Jahre seit 1881 waren kälter (Quelle: Deutscher Wetterdienst, Mitteilung vom 19.01.2016). Auch die Jahre 2016 und 2017 lagen mit einer Jahresmitteltemperatur von jeweils 9,6°C im oberen Bereich (Quelle: www.statista.com). Für Unterfranken ergeben sich aufgrund der besonderen klimatischen Gegebenheiten, wie das Beispiel Würzburg zeigt, Jahresmitteltemperaturen, die über den jeweiligen deutschen Temperaturen liegen: 2015 11,0°C, 2016 10,3°C und 2017 10,4°C (Quelle: www.wetterkontor.de).

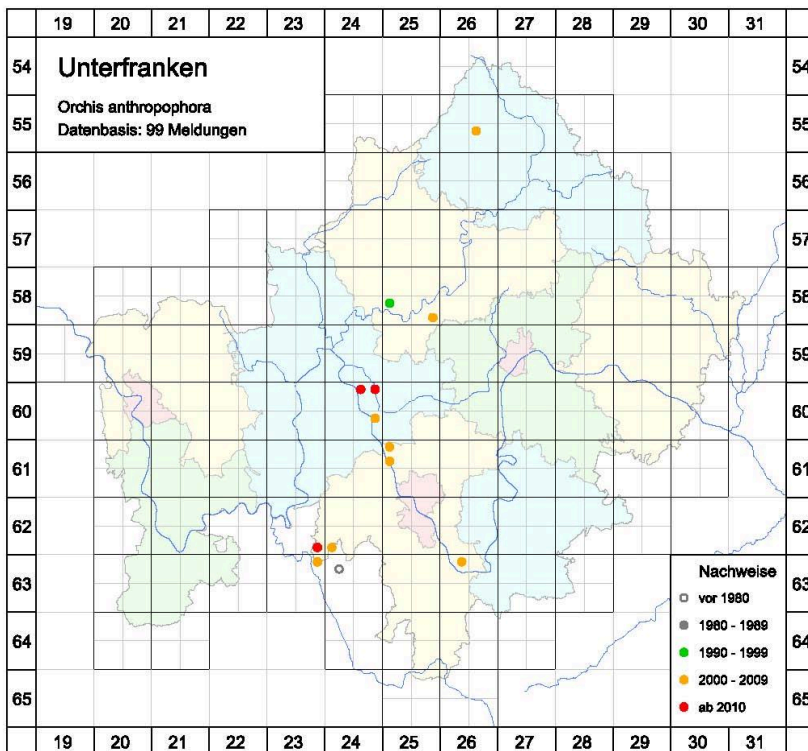
Orchis anthropophora (Syn. *Aceras anthropophorum*),
Ohnsporn oder Puppenorchis:



Abb. 12 *Orchis anthropophora*

Orchis anthropophora zeigt eindeutig eine Ausbreitungstendenz nach Norden und ist inzwischen schon im südlichen Niedersachsen angekommen. Diese Orchidee ist kalkliebend und bevorzugt als Biotop buschdurch-setzte Halbtrockenrasen, meist in leicht beschatteter Südlage. 1977 war *Orchis anthropophora* im badischen Taubertal bereits nachgewiesen. Anfang der 1990er Jahre gab es einen ersten Fund im Maintal bei Kleinochsenfurt, einige Jahre später einen weiteren in der Rhön bei Oberelsbach. Weder bei VOLLMANN noch bei ADE finden sich Hinweise auf Vorkommen

dieser Art in Unterfranken. Aktuell ist *Orchis anthropophora* in den Landkreisen Bad Kissingen, Main-Spessart, Rhön-Grabfeld und Würzburg in 8 Quadranten verbreitet. Sowohl das Grundstück bei Kleinochsenfurt als auch die Flächen bei Oberelsbach befinden sich heute im Eigentum des Arbeitskreises Heimische Orchideen Bayern e.V. (AHO).



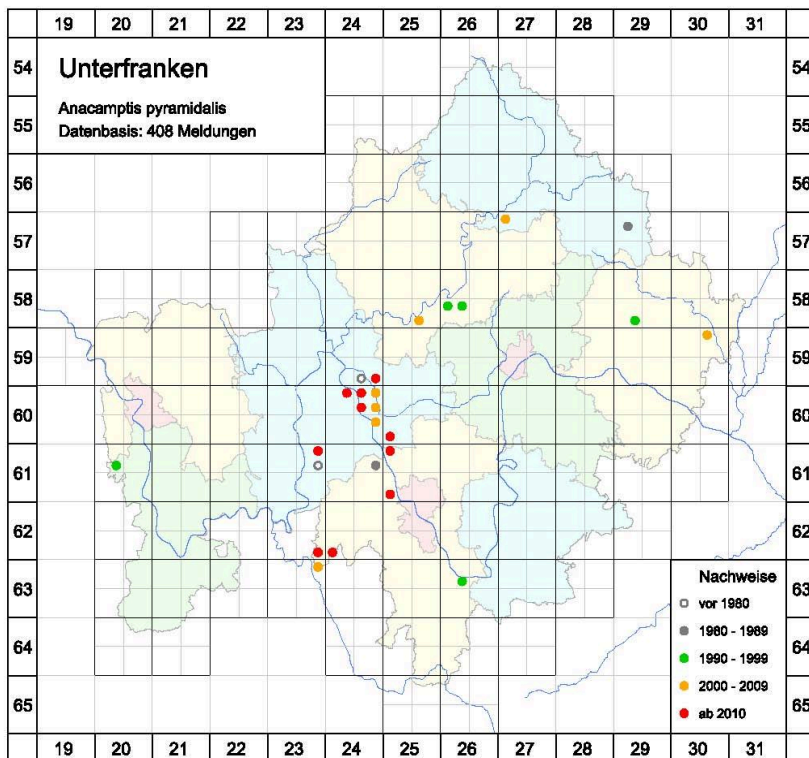
Anacamptis pyramidalis, Hundswurz, Pyramidenorchis oder Spitzorchis:



Abb. 13 *Anacamptis pyramidalis*

1977 wurde *Anacamptis pyramidalis* in 2 Quadranten nachgewiesen, und zwar jeweils nur in einzelnen Exemplaren. ADE bemerkt dazu in seinem unveröffentlichten Manuskript 1940: „Die wenig wahrscheinlichen Angaben auf Muschelkalk des Abhanges zwischen Laudenbach und Ziegelhütte bei Karlstadt konnten nicht mehr bestätigt werden“. Auch bei VOLLMANN finden sich keine Hinweise auf *Anacamptis pyramidalis* in Unterfranken. Aktuell finden wir

teilweise recht große Vorkommen von *Anacamptis pyramidalis* auf sonnigen, kalkreichen Halbtrockenrasen und auf südexponierten buschigen Hängen in 14 unterfränkischen Quadranten. Schwerpunkt der Verbreitung dieser Orchidee in Deutschland ist der Südwesten.



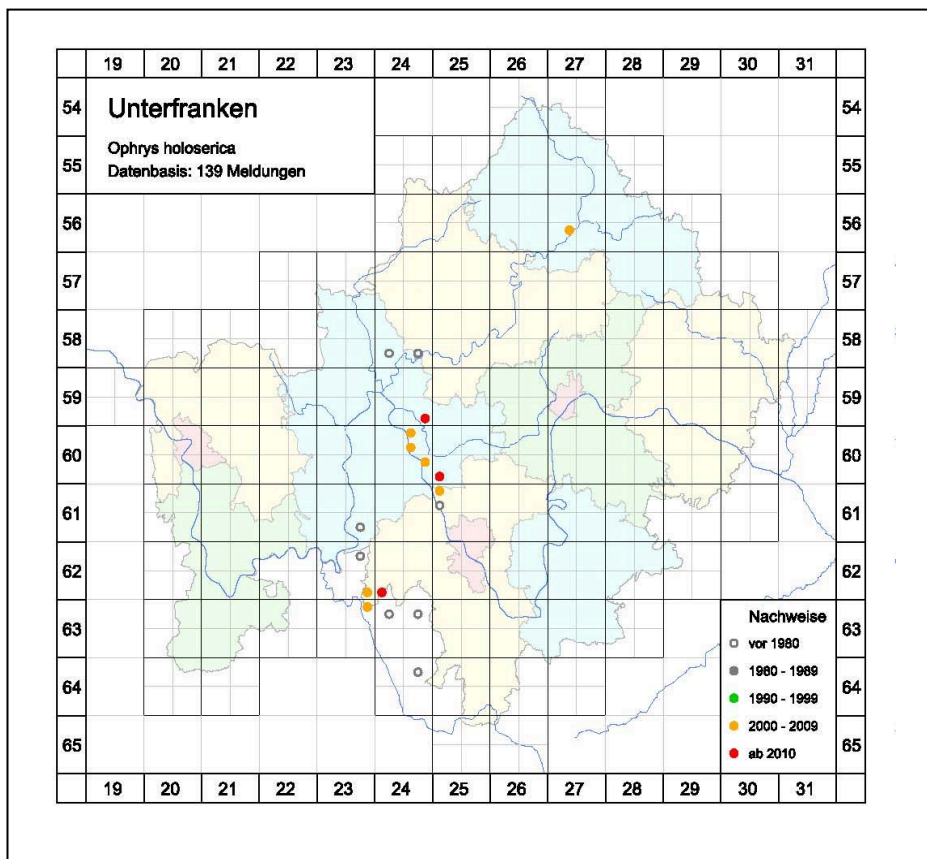
Ophrys holoserica, Hummel-Ragwurz:



Abb. 14 *Ophrys holoserica*

Für *Ophrys holoserica* ist in der Verbreitungsübersicht 1977 nur ein Fundort für Unterfranken angegeben, und zwar die Höhfeldplatte bei Thüngersheim, wo es in den 1960er Jahren wohl nur ein Exemplar gab, das schon Mitte der 1970er Jahre nicht mehr nachweisbar war. Benachbarte Standorte gab es im Taubertal. Weder bei VOLLMANN

noch bei ADE gibt es Hinweise auf Vorkommen der Hummelragwurz in Unter-franken. Aktuell gibt es die Hummel-Ragwurz mit Ausbreitungstendenzen in 9 Quadranten. *Ophrys holoserica* liebt sonnige Trocken- bzw. Halbtrockenrasen und ist ganz stark an Kalk gebunden.



Ophrys araneola, Kleine Spinnen-Ragwurz und *Ophrys sphegodes*, (Große) Spinnen-Ragwurz:

1977 wurde in Unterfranken nur *Ophrys araneola* in 6 Quadranten nachgewiesen, 2010 waren es zwar 7 Quadranten, doch die Population insgesamt ist deutlich rückläufig, ohne dass es dafür eine plausible Erklärung gibt, da es sich teilweise sogar um gut gepflegte Standorte handelt.



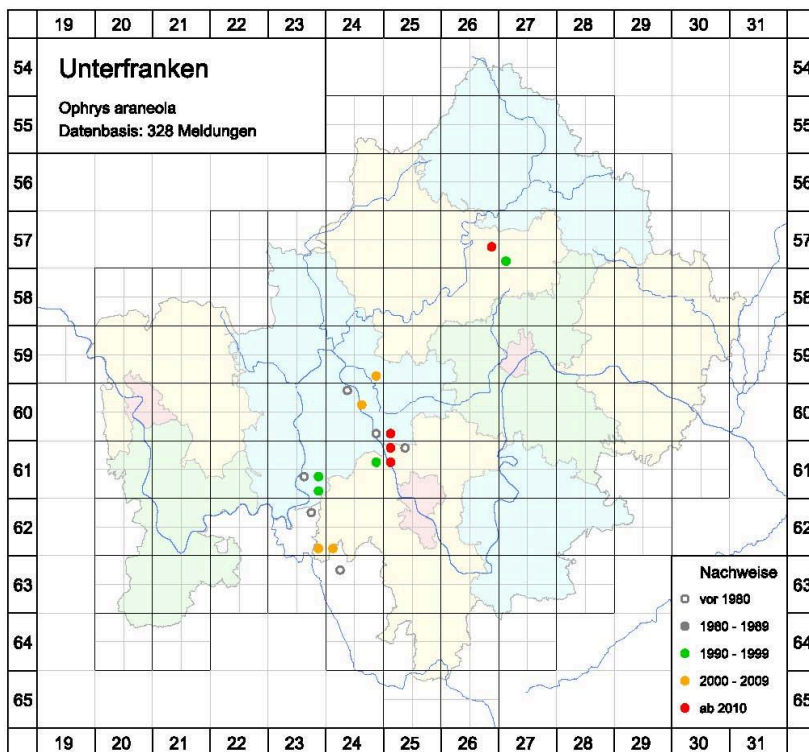
Abb. 15 *Ophrys araneola*



Abb. 16 *Ophrys sphegodes*

Anfang der 1990er Jahre gab es erste Berichte über den Fund von *Ophrys sphegodes*, heute haben wir sichere Nachweise in 11 Quadranten. *Ophrys sphegodes* hat heute *Ophrys araneola* sowohl bei der Zahl der Fundorte als auch bei der Anzahl der Pflanzen weit übertroffen! Unübersichtlich wird die Situation auch dadurch, dass beide Arten teilweise die gleichen Standorte besiedelt haben und Hybriden bilden. *Ophrys sphegodes* schließt mit den Vorkommen in

Unterfranken eine Lücke im Verbreitungsgebiet zwischen den altbekannten Standorten im Taubergebiet und im Thüringer Becken.



Himantoglossum hircinum, Bocksriemenzunge:

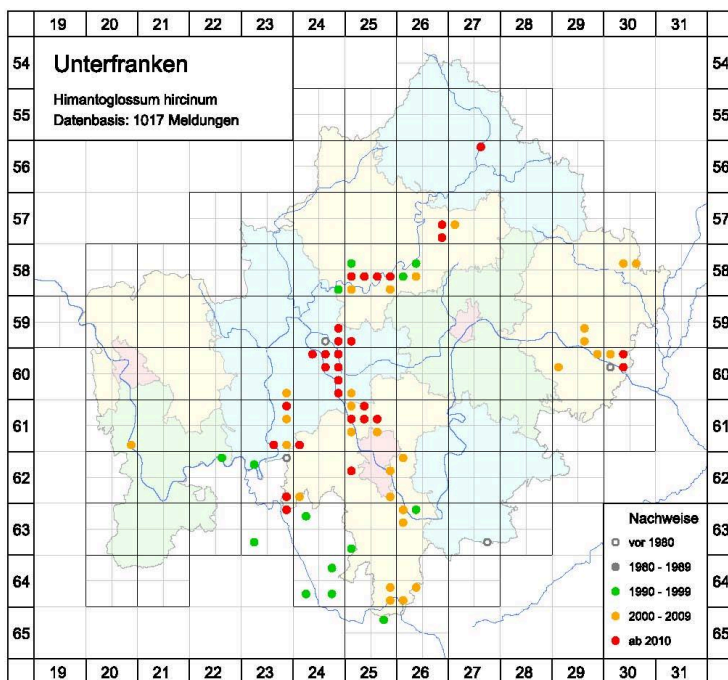


Abb. 17 *Himantoglossum hircinum*

Die Bocksriemenzunge gab es 1977 zwar in 5 Quadranten, doch handelte es sich teilweise nur um einzelne oder wenige Exemplare, mit Ausnahme des damals bekannten Standortes bei Ebelsbach. Interessant ist in diesem Zusammenhang ein Hinweis bei ADE 1940: „Vor über 130 Jahren einmal angeblich am Kallmuth bei Lengfurt auf Muschelkalk gefunden, 1924 von Generalsuperintendent Kükenthal aus Coburg

am Ebelsberg bei Ebelsbach auf Keupersandstein in Luzernefeldern festgestellt. Von dort aus noch an verschiedenen anderen Stellen erhalten, leidet aber sehr unter Spätfrösten. Vermutlich mit französischen Luzernesamen während des Weltkrieges (1. Weltkrieg, Anmerkung des Verf.) eingeschleppt.“ HERMANN VOELCKEL zitiert in seinem Beitrag über *Himantoglossum hircinum* in „Thüringens Orchideen“ Quellen aus dem 19. Jahrhundert (u.a. Schönheit 1850, Dietrich 1826), die belegen, dass diese Orchidee im Tal der Sächsischen Saale bei Jena vorkam. In diesem Zusammenhang könnte also auch der bei ADE angegebene Fund am Kallmuth durchaus realistisch gewesen sein. *Himantoglossum hircinum* ist

offensichtlich eine sehr robuste Orchideenart, die beispielsweise auch an Straßenrändern wächst. So konnte der Verfasser über mehrere Jahre die Bocksriemenzunge an der Straße zwischen Güntersleben und Rimpfar beobachten. Die von ADE getroffene Feststellung, dass *Himantoglossum hircinum* unter Spätfrösten leidet, hat sich 2011 Anfang Mai gezeigt, als auch die Weinreben in ungünstigen Lagen erhebliche Frostschäden aufwiesen. Im folgenden Jahr 2012 gab es im Februar einen strengen Kahlfrost mit Temperaturen bis ca. -18°C , der die Blattrosetten, die *Himantoglossum hircinum* ab Herbst bildet, stark schädigte. In den Jahren 2013 und 2014 kamen deutlich weniger Pflanzen von *Himantoglossum hircinum* zur Blüte als vor den Frostereignissen. Erst 2015 hatten sich die Bestände weitgehend regeneriert.



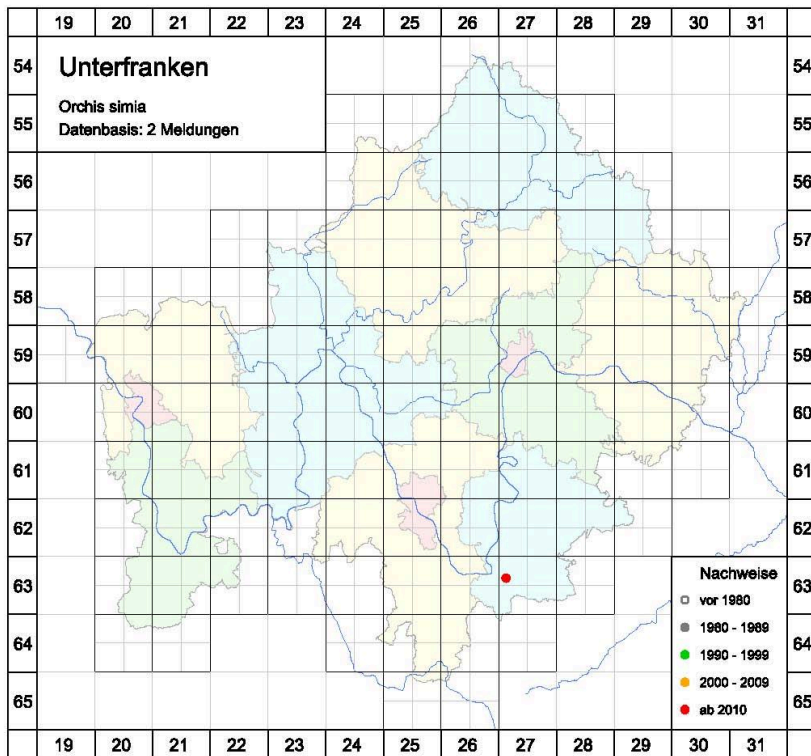
Orchis simia, Affen-Knabenkraut:



Abb. 18 *Orchis simia*

Orchis simia wurde in Unterfranken erstmals 2014 in der Nähe von Marktbreit gefunden. Das Affenknabenkraut könnte eventuell, bei oberflächlicher Betrachtung, mit dem bei uns häufigen Helmknabenkraut (*Orchis militaris*) verwechselt werden. Es bleibt abzuwarten, wie sich bei *Orchis simia*, die ihre Hauptverbreitung im mediterranen Raum hat, die Bestände in Unterfranken entwickeln. In Deutschland

kommt *Orchis simia* u.a. im Rheintal und an der Mosel sowie im nördlichen Baden-Württemberg vor. Im Frühjahr 2016 wurde ein weiterer Fund aus Nordbayern gemeldet.



Arten, die in der AHO - Kartierung von 1977 nicht aufgeführt wurden:

Epipactis neglecta, Übersehene Ständelwurz

Epipactis neglecta ist sehr ähnlich der *Epipactis leptochila* (Schmallippige Ständelwurz).

Die Übersehene Ständelwurz ist damals möglicherweise unter *Epipactis leptochila*, der schmallippigen Ständelwurz geführt worden. Bei der Überprüfung entsprechender Standortangaben wurde *Epipactis neglecta* vorgefunden. Aktuell ist *Epipactis neglecta* in 5 Quadranten in der Rhön nachgewiesen. Mit weiteren Funden ist zu rechnen.

Ausblick:

Bei seinem Vortrag im Naturwissenschaftlichen Verein in Würzburg im Februar 2011 hat der Verfasser zum Abschluss die Frage aufgeworfen, welche Orchideenarten in Unterfranken noch zu erwarten seien: An erster Stelle stand *Orchis simia*, die inzwischen nicht nur in Unterfranken sondern auch schon in anderen Gebieten Nordbayerns angekommen ist! Außerdem wurde *Limodorum abortivum*, der Violette Dingel, genannt. *Limodorum abortivum* kommt in Deutschland bereits am südlichen Oberrhein und an der Mosel vor. Als Standorte bevorzugt *Limodorum.abortivum* Buchen-Mischwälder und Gebüsche trockenwarmer Standorte auf Kalk. Auch für diese Art gäbe es in Unterfranken also auch ausreichend potentielle Standorte.

Danksagung

Mein herzlichster Dank gilt allen Mitgliedern und Freunden unseres „Arbeitskreises Heimischer Orchideen“, die durch die Bereitstellung ihrer Fundortangaben erst die Erstellung von

Verbreitungsübersichten ermöglichen. Mein ganz besonderer Dank für wertvolle Hinweise und Ergänzungen gilt Herrn Michael Hainzmaier, der seit vielen Jahren gewissenhaft die Kartierung für die Sektion Unterfranken durchführt und für diese Veröffentlichung die speziellen Kartierungsdaten für die Verbreitungsübersichten zusammengestellt und aufbereitet hat. Die graphische Aufbereitung hat dankenswerterweise Christoph Beyer, München, übernommen, derzeit Vorsitzender des AHO Bayern e.V. In den Dank einbeziehen möchte ich auch die Fotografen, deren Bilder ich verwenden durfte, Michael Hainzmaier, Uwe Grabner, Walter Malkmus und Hermann Wächtler.

Verwendete Literatur:

ARBEITSKREIS HEIMISCHE ORCHIDEEN UNTERFRANKEN (Hrsg.), 1977:

Verbreitungsübersicht

ARBEITSKREISE HEIMISCHE ORCHIDEEN (Hrsg.), 2005:

Die Orchideen Deutschlands, Uhlstädt-Kirchhasel

ARBEITSKREIS HEIMISCHE ORCHIDEEN BAYERN E.V. (Hrsg.) 2006:

Verbreitungsübersicht der Orchideen in Bayern, München

Beiheft 7 der Berichte aus den Arbeitskreisen Heimische Orchideen

ARBEITSKREIS HEIMISCHE ORCHIDEEN BAYERN E.V. (Hrsg.), 2014:

Die Orchideen Bayerns, München

ARBEITSKREIS HEIMISCHE ORCHIDEEN THÜRINGEN E.V. (Hrsg.),
2014:

Thüringens Orchideen, Uhlstädt-Kirchhasel

ADE, ALFRED (1940): Verbreitung der Orchideen in Mainfranken
und in der Rhön, unveröffentlichtes Manuskript aus dem Nachlass,
mit einer Kurzbiographie über A. Ade von MALKMUS, WALTER

PAMPUCH, ANDREAS (1954): In: Naturschutz ist Herzessache, Hrsg.
Bund Naturschutz in Bayern, Kitzingen Stadt und Land

VOLLMANN, FRANZ (1914): Flora von Bayern, Stuttgart, Reprint
1978 by Koeltz

BAUMANN, H., KÜNKELE, S., LORENZ, R (2006): Die Orchideen
Europas, Stuttgart

BUTLER, K.P. (1996): Orchideen, München

KLÜBER, M. (2009): Orchideen in der Rhön, Künzell-Dietershausen

KRETZSCHMAR, H. (2008): Die Orchideen Deutschlands und
angrenzender Länder, Wiebelsheim

MALKMUS, W. (2006): Die Orchideen des Landkreises Main-
Spessart, Partenstein

Verzeichnis der Abbildungen

Abbildung 1: AHO Verbreitungsübersicht 1977, Foto: MICHAEL
HAINZLMAIER

Abbildung 2: *Anacamptis palustris*, Grettstadt, 22.06.1974, Foto:
HERMANN WÄCHTLER

Abbildung 3: *Anacamptis coriophora*, Mainwiesen bei Lohr 1980,
Foto: WALTER MALKMUS

Abbildung 4: *Herminium monorchis*, Foto: UWE GRABNER

Abbildung 5: *Epipogium aphyllum*, Foto: HERMANN WÄCHTLER

Abbildung 6: *Dactylorhiza incarnata subsp. Incarnata*, Foto:
MICHAEL HAINZLMAIER

Abbildung 7: *Dactylorhiza majalis*, Foto: WOLFGANG KLOPSCH

Abbildung 8: *Epipactis palustris*, Foto: WALTER MALKMUS

Abbildung 9: *Anacamptis morio*, Foto: WALTER MALKMUS

Abbildung 10: *Cypripedium calceolus*, Foto: MICHAEL HAINZLMAIER

Abbildung 11a-d: *Spiranthes spiralis*, Foto: WALTER MALKMUS

Abbildung 12: *Orchis anthropophora*, Foto: MICHAEL HAINZLMAIER

Abbildung 13: *Anacamptis pyramidalis*, Foto: WOLFGANG KLOPSCH

Abbildung 14: *Ophrys holoserica*, Foto: MICHAEL HAINZLMAIER

Abbildung 15: *Ophrys araneola*, Foto: WALTER MALKMUS

Abbildung 16: *Ophrys sphegodes*, Foto: MICHAEL HAINZLMAIER

Abbildung 17: *Himantoglossum hircinum*, Foto: WALTER MALKMUS

Abbildung 18: *Orchis simia*, Foto: MICHAEL HAINZLMAIER

Weinberge & Fledermäuse

Christian Söder

Zusammenfassung

Nutzen Fledermäuse Weinberge zur Jagd nach Insekten? Diese Fragestellung erörtert das hier vorgestellte Projekt, bei dem die Bedeutung von Weinbergen für Fledermäuse einer ersten Betrachtung unterzogen wurde. Hierbei konnte ein erster Blick auf die Beziehungen zwischen Fledermäusen und Weinbergen geworfen werden und es wurden Fledermausaktivitäten im oder in der Nähe des Weinbergs erfasst. Durchaus bemerkenswert ist die Anzahl von etwa 14 Fledermausarten, welche im beprobten Weinberg nachgewiesen werden konnten. Die Ergebnisse aus dem akustischen Monitoring sind vielversprechend und unterstützen die Annahme, dass Fledermäuse in Weinbergen nach Insekten jagen, so dass sich eine weiterführende Untersuchung dieser Thematik anbietet.

Einleitung

Als Fachberater für Fledermausschutz im Landkreis Kitzingen wurden mir Erzählungen zugetragen, welche mein Interesse weckten. Zwei unterschiedliche Personen, die in Weinbergen gearbeitet haben berichteten, dass sich früher Fledermäuse in Weinbergsnetzen verfangen hätten. Es ist vorstellbar, dass sogenannte „Gleaner“, Fledermäuse welche ihre Beute von Oberflächen abklauben, wie Braunes und Graues Langohr (*Plecotus auritus* und *P. austriacus*), Fransenfledermaus (*Myotis nattereri*) und die Bechsteinfledermaus (*Myotis bechsteinii*) Weinreben gezielt absuchen. Außerdem könnte das Große Mausohr (*Myotis myotis*) zwischen den Weinbergszeilen gezielt nach Grillen oder Laufkäfern jagen. In der Literatur ist hierzu leider wenig zu finden. Welche Fledermausarten jagen in Weinbergen oder lassen sich in Weinbergen nachweisen? Diese Fragestellung wurde anhand eines akustischen Monitorings erörtert.

Diese Pilotstudie wurde aus Geldern der Lotterie „GlücksSpirale“ gefördert, bereitgestellt vom bayerischen Naturschutzfonds und beantragt vom Landesbund für Vogelschutz in Bayern e. V. (LBV), Bezirksgeschäftsstelle Unterfranken.

Material & Methoden

Der Landkreis Kitzingen gehört mit einer Größe von 684 km² zum bayerischen Regierungsbezirk Unterfranken und ist naturräumlich durch den Steigerwald im Osten und dem Maintal im Westen geprägt. Er liegt im Mainfränkischen Becken, das vom warm-trockenen Klima der Maingauzone beherrscht wird. Diese klimatische Besonderheit, gepaart mit der geschützten Lage, ließen den Landkreis Kitzingen zum größten Weinanbaugebiet Bayerns werden. Besonders die Mainhänge zeichnen sich durch einen intensiven Weinanbau aus. Von den insgesamt 40.000 Hektar landwirtschaftlicher Nutzfläche, sind 2.420 Hektar Rebland, das von 461 Winzern (Selbstvermarkter), drei Erzeugergemeinschaften und deren 862 Mitgliedern bestellt wird (Quelle: Bayerisches Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten, Stand Juni 2017).

Im Landkreis sind 18 Fledermausarten beschrieben (Quelle: Bayerisches Landesamt für Umwelt, Vorkommen im Landkreis Kitzingen 675. Hier fehlt die Große Bartfledermaus, welche als gesetzt betrachtet werden kann). Sie finden ihre Nahrung (Insekten und Spinnentiere) vor allem in reich strukturierten Landschaften mit Streuwiesen und Streuobstbeständen, über Wiesen mit Hecken, an naturbelassenen Stand- und Fließgewässern, in Wäldern und an Waldsäumen. Aber auch naturnahe Gärten im Siedlungsbereich und einzelne Bäume können in der Summe wichtige Faktoren darstellen. Die Entfernungen zwischen den Quartieren und den Jagdgebieten variieren je nach Art und Nahrungsangebot. Auf dem Flug in ihre Jagdhabitats orientieren sich Fledermäuse an sogenannten Leitstrukturen wie z. B. Baumreihen, Hecken oder Feld- und

Hohlwegen. Inwieweit Weinberge eine Rolle als Jagdgründe für Fledermäuse spielen wurde im Weinlandkreis Kitzingen mit dieser Studie einer ersten Betrachtung unterzogen.

Im Projektweinberg wurde ein Gerät installiert, das automatisch akustische Signale im Ultraschallbereich aufzeichnet und damit die Echoortungsrufe vorbeifliegender Fledermäuse aufnimmt (Batcorder der Fa. ecoObs GmbH, Nürnberg). Das Gerät wurde auf einer ca. 2,50 m hohen Stange montiert und stand frei im Weinberg. Der Batcorder wurde im zeitgesteuerten Automatikmodus betrieben. Die Aufzeichnungsphasen begannen ca. eine Stunde vor Sonnenuntergang und endeten ca. eine Stunde nach Sonnenaufgang des Folgetags, um auch früh ausfliegende Arten, bzw. späte Rückkehrer zu erfassen.

Die Rufauswertung wurde vom Dipl.-Biologen und Fledermausspezialisten Burkard Pfeiffer durchgeführt. Mithilfe des Programms bcAdmin 3.0 (ecoObs GmbH, Nürnberg) werden die Aufnahmen auf Fledermausrufe durchsucht, die anschließend vom Programm batIdent 1.02 (ecoObs GmbH, Nürnberg) durch ein kompliziertes statistisches Verfahren (Random Forest) Fledermausarten oder Artengruppen zugeordnet werden. Diese erste automatische Zuordnung ist aus mehreren Gründen fehlerbehaftet und bedarf einer kritischen, manuellen Analyse (Runkel, 2010). Es wurden daher alle Rufsequenzen mithilfe von Sonagrammen und Histogrammen manuell nachbestimmt und ggf. die Art- bzw. Artengruppenzuordnung korrigiert.

Von April bis einschließlich Oktober 2017 sollte einmal pro Woche eine Aufnahmesession über Nacht erfolgen. Bedingt durch anfängliche technische Probleme, konnten im April nur zwei Sessions aufgenommen werden. Die zeitlichen Intervalle zwischen den wöchentlich geplanten Sessions variierten aufgrund der klimatischen Bedingungen. Bei Regen oder starkem Wind wurde auf ein Aufstellen des Batcorders verzichtet. Zum einen sollte das Gerät geschont werden und zum anderen ist bei schlechtem Wetter mit

wenig bis gar keiner Fledermausaktivität zu rechnen. Außerdem sinkt die Aufnahmequalität und die Aufnahmereichweite bei feuchter Luft oder Regen, was eine eindeutige Lautzuordnung erschwert oder sogar unmöglich macht (RUNKEL, 2010).

Nach reiflicher Abwägung hinsichtlich Lage und Zugänglichkeit fiel die Wahl auf einen Weinberg am Kitzinger Eselsberg, gepachtet von Michael Völker vom gleichnamigen Weingut. Der Weinberg hat den Vorteil, dass er zugangsbeschränkt ist und somit der Batcorder vor Fremdzugriff geschützt war. Der Eselsberg ist ein deutlich erhöhtes Siedlungsgebiet in unmittelbarer Stadtnähe. Der Weinberg ist nach Westen, Süden und Osten frei und nach Norden von Hecken und Bäumen begrenzt und wird seit 2014 ökologisch bewirtschaftet. Über die Projektdauer wurde die Bodenbegrünung nur einmal auf ca. 15 – 20 cm Höhe gemäht.

Ergebnisse

Insgesamt wurden in 28 Nächten 503 Rufsequenzen mit 1.353 Fledermausrufen aufgenommen (insgesamt 894 Sekunden Rufdauer). Über den Jahreslauf ist die Aktivität der Fledermäuse anhand der aufgenommenen Daten gut zu verfolgen. Ein Ansteigen der Rufaktivität lässt sich für den Spätsommer aufzeichnen, mit einem deutlichen Peak Ende August.

Die Zwergfledermaus (*Pipistrellus pipistrellus*) wurde nahezu in allen Nächten nachgewiesen. Der Große Abendsegler (*Nyctalus noctula*) und die Rauhaufledermaus (*Pipistrellus nathusii*) wurde in ca. der Hälfte der Aufnahme Nächte aufgezeichnet. Letztere kam verstärkt zur Zugzeit im Spätsommer/Herbst vor und blieb als einzige Art noch bis Ende Oktober nachweisbar. Auch bei der Gattung *Myotis* zeigt sich eine erhöhte Aktivität zum Spätsommer. Hier sind Großes Mausohr (*Myotis myotis*) und Fransenfledermaus (*Myotis nattereri*) am meisten vertreten. Von den nur sporadisch aufgezeichneten Arten fällt die Aktivität der Langohren (*Plecotus*

spec.) zum Spätsommer auf. Der Großteil der aufgenommenen Rufe wurde als „normale“ Orientierungsrufe eingestuft. Vor allem Ende August und im September wurden einzelne Soziallyaute aufgezeichnet.

Über die Projektdauer wurden mind. 14 Fledermausarten akustisch nachgewiesen. Die beiden Bartfledermausarten Brandt- und Bartfledermaus (*Myotis brandtii* und *M. mystacinus*) sind akustisch nicht zu unterscheiden. Genauso verhält es sich mit den beiden Langohrarten Braunes und Graues Langohr (*Plecotus auritus* und *P. austriacus*). Hier wurde im Sinne einer konservativen Interpretation auf Langohren bzw. Bartfledermaus reduziert, Abb.1 a-d (alle Fotos C. Söder)



Abb.:1a Braunes Langohr *Plecotus auritus*



Abb.: 1b Rauhautfledermaus *Pipistrellus nathusii*

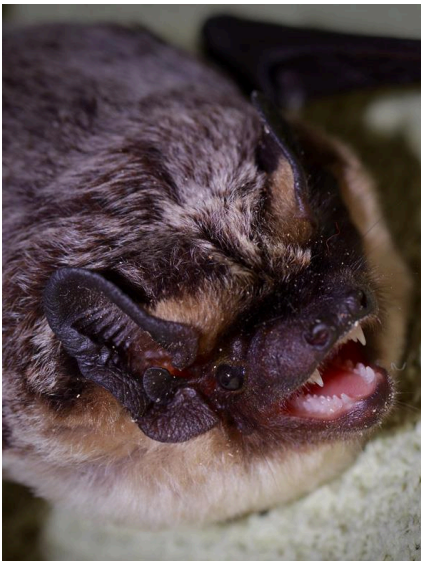


Abb.: 1c Zweifarbentfledermaus
Vespertilio murinus



Abb.: 1d Fransenfledermaus
Myotis nattereri

Interessant war zu sehen, dass erst nach 20 Aufnahmenächten die maximale Artenanzahl erfasst werden konnte, Abb.2.

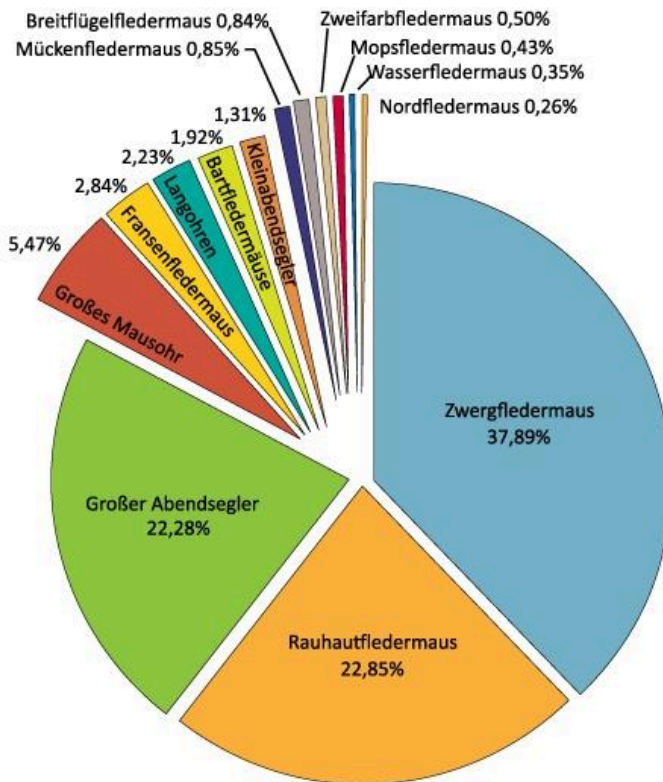


Abb. 2:
 Anteilige Summe der Rufsekunden auf Artniveau. Der größte Anteil an Rufen stammt von der Zwergfledermaus (*Pipistrellus pipistrellus*) und Rauhautfledermaus (*Pipistrellus natushii*) sowie dem Großen Abendsegler (*Nyctalus noctula*).

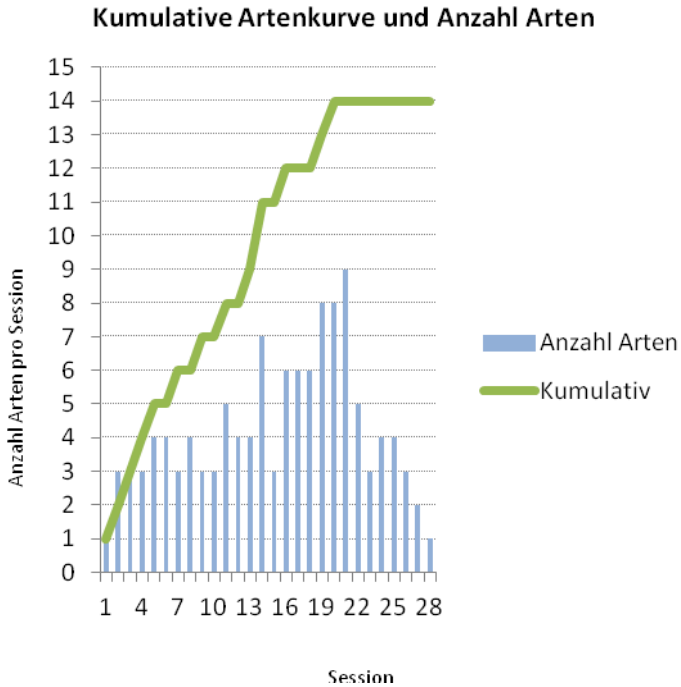


Abb. 3: Zeitlicher Nachweis der einzelnen Arten. Die Tabelle zeigt die aufsteigende Artenzahl mit zunehmender Dauer des Monitorings. Nach 20 Sessions war die maximale Artenzahl erreicht.

Es konnten zwölf Rufe aufgezeichnet werden, die dem Fang von Insekten eindeutig zuzuordnen sind, sogenannte „feeding buzzes“ bzw. Jagdrufe, Abb.: 3. Ein „feeding buzz“ ist gekennzeichnet durch eine zunehmende Ruftrate und Verkürzung der einzelnen Rufe während der Annäherung an ein Beuteinsekt. Hierdurch kann die Fledermaus Insekten und deren Bewegungen im Raum genauer akustisch auflösen. In der letzten Phase dieses Jagdrufes, kurz vor dem Ergreifen der Beute werden die Rufe tiefer, ihre Frequenz sinkt also ab. Es ist genau diese letzte Phase des Jagdrufes, die ihn von einem Annäherungsruf unterscheidet. Annäherungsrufe werden nämlich auch genutzt, um andere Objekte als Insekten näher zu „betrachten“ und sind somit einem explorativen, also erforschendem Verhalten zuzuordnen. Die Lautstärke am Ende des Jagdrufes lässt stark nach, weshalb diese letzte, aber zur Erkennung eines Jagdrufes entscheidende Phase oft vom Gerät nicht mehr detektiert und aufgezeichnet wird. Es ist also grundsätzlich davon auszugehen, dass „feeding buzzes“ in den Aufnahmen methodisch bedingt unterrepräsentiert sind. Außerdem ist zu berücksichtigen, dass nicht alle Arten gleichermaßen diese „feeding buzzes“ zur Jagd nutzen. Die sog. „Gleaner“, die ihre Beute von Blattoberflächen oder wie beim Großen Mausohr vom Boden absammeln, senden selten oder keine „feeding buzzes“ aus, da sie ihre Beute durch passive Ortung, also ihre Beute anhand derer Krabbelgeräusche finden. Zu dieser Gruppe gehören z. B. die Fransenfledermaus, Bechsteinfledermaus, die Langohren und das Große Mausohr. Es sind aber gerade diese Gleaner, die evtl. in Weinbergen Beute von den Blattoberflächen der Reben absammeln. Erschwerend kommt hinzu, dass diese Gruppe sehr leise ruft und sich wahrscheinlich innerhalb der Rebzeilen bewegt, was eine Aufnahme ihrer Rufe stark behindern würde. Um also die Frage nach der Jagdaktivität bzw. Attraktivität eines Lebensraums als Jagdhabitat für Fledermäuse besser beantworten zu

können, ist eine parallele Erfassung des Beutespektrums in diesem Lebensraum empfehlenswert.

Auffällig ist ein Maximum an Fledermausaktivität zum Sommerende. Dies kann mit dem Auflösen der Wochenstuben und beginnender Zugaktivität zusammenhängen. Es fällt aber auch zusammen mit der Zeit der Traubenreife, welche im niederschlagsreichen Projektjahr geprägt war durch Fäulnis und einem Befall durch die Kirsch-essigfliege (*Drosophila suzukii*). Geerntet wurde im Projektweinberg der Müller-Thurgau (obere Bereich des Weinbergs) am 11.9.2017 und der stark von Essigfäule betroffene Schwarzriesling (unterer Bereich des Weinbergs) vom 13.-15.9.2017. Ob sich nun ein Zusammenhang zwischen den reifenden und später faulenden Trauben, dem damit verbundenen Aufkommen von Insekten und der gemessenen Aktivität der Fledermäuse ableiten lässt, ist nicht zweifelsfrei mit dieser Arbeit zu belegen. Jedenfalls liegt die Maximalaktivität der Fledermäuse in genau diesem Zeitfenster, in dem in Weinbergen traditionell auch die Melasse-Fallen oder Köderfallen aufgehängt und die Weinberge abgenetzt werden, um sie vor Insekteneinflug zu schützen. Eine interessante Überschneidung die wir anhand der Datenlage anführen können.

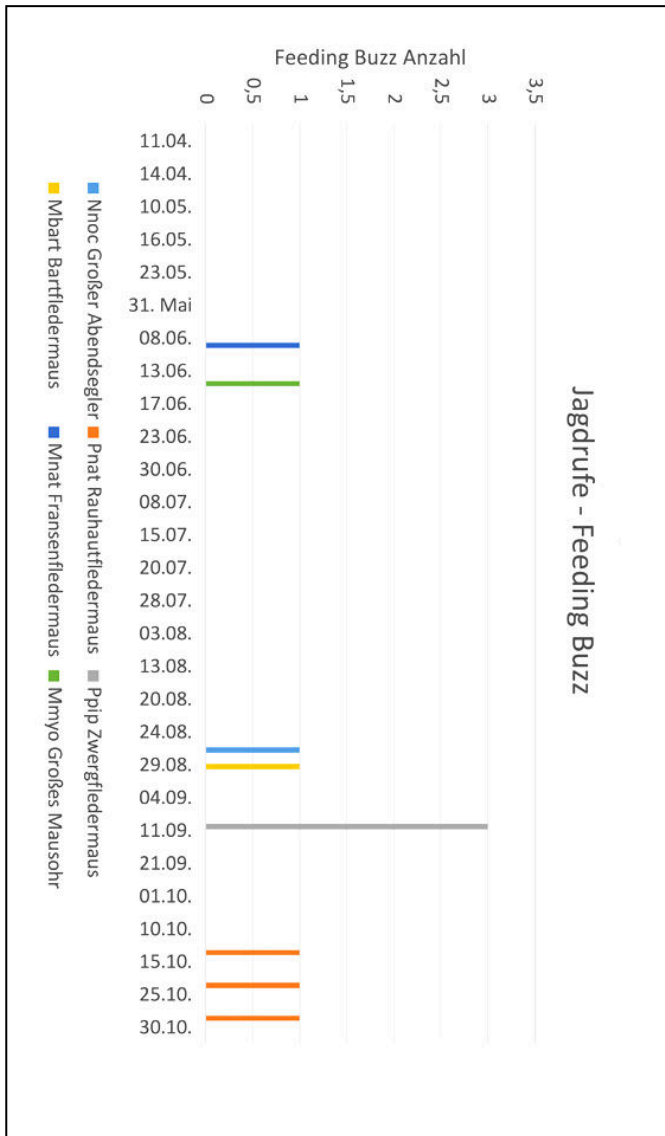


Abb.4: Aufgenommene Jagdrufe, Feeding Buzz

Diskussion

Wie ist die Fledermausaktivität durch eine akustische Erfassung an einem festen Standort zu interpretieren bzw. zu bewerten? Hierfür müssen einige biotische und abiotische, also rein physikalische Faktoren und Naturgesetze berücksichtigt werden. Die Physik setzt der Reichweite einer akustischen Erfassung Grenzen: Die Schallintensität nimmt im Quadrat der Entfernung von der Schallquelle ab. Einfacher ausgedrückt: *„mit zunehmender Entfernung von der Schallquelle wird diese sehr viel schneller leiser wahrgenommen“*. Darüber hinaus spielen die Wetterbedingungen eine große Rolle. Schallwellen werden beispielsweise in feuchter Luft wesentlich stärker abgeschwächt als in trockener Luft. Nebel oder Regen kann die Schallausbreitung sehr stark behindern. Ein durch hohe Luftfeuchtigkeit „beschlagenes“ Mikrofon verliert zudem schnell an seiner Empfindlichkeit. Es ist daher verständlich, dass die Umweltbedingungen einen starken Einfluss auf die Summe der Aufnahmen und deren Qualität haben. Fledermäuse bündeln ihre Rufe in sog. Schallkeulen, d. h., dass die Ausbreitung ihrer Echoortungssignale gerichtet erfolgt. Ob ein Ruf vom Batcorder aufgenommen oder mit welcher Qualität er ausgenommen wird, hängt stark davon ab, ob die Fledermaus in die Richtung zum Mikrofon, am Mikrofon vorbei, oder in eine ganz andere Richtung ruft. Dies beeinflusst die Aufnahme und/oder Aufnahmequalität, auch wenn das Mikrofon des Batcorder nahezu in alle Richtungen „horcht“. Ein weiterer Faktor ergibt sich durch die schallreflektierenden Oberflächen in der Umgebung. Eine glatte Wasseroberfläche oder eine kurze Wiese reflektieren Schall anders als lichte Hecken oder Baumreihen (STILZ & SCHNITZLER, 2012). Die Rebzeilen und die Bodenbegrünung eines Weinbergs verändern sich im Jahreslauf. Es ist durchaus vorstellbar, dass je nach

Begrünung des Bodens oder Dichte der Belaubung an den Reben, sich auch die akustischen Eigenschaften der reflektierenden Flächen verändern.

Letztendlich sind der Reichweite einer akustischen Erfassung durch die Rufe der Fledermäuse selbst Grenzen gesetzt. Laut Runkel (RUNKEL 2011) liegt die maximale Nachweisgrenze eines großen Abendseglers bei optimalen Bedingungen bei ca. 110 m, bei schlechten Bedingungen bei nur ca. 20 m. Höherfrequente Rufe als die des Abendseglers, z.B. die der Pipistrellusarten um 40 bis 50 kHz, liegen zwischen ca. 40 m und ca. 10 m. Hochfrequente Rufe werden stärker abgeschwächt als tieffrequente Rufe (atmosphärische Abschwächung). Eine Aufstellung der Rufweiten verschiedener Arten findet sich im Handbuch „Acoustic Ecology of European Bats“ (BARATAUD, 2016).

Wie lassen sich die Ergebnisse interpretieren? Für die Fragestellung zu vernachlässigen ist der „feeding buzz“ des Großen Abendseglers der noch sehr weit entfernt aufgenommen werden kann. Interessanter sind da schon die Aufnahmen aus der Gattung Pipistrellus, die Entfernungen bis zu 25 m widerspiegeln. Noch interessanter sind die Jagdrufe der Myotisarten die nach Barataud bei nur 10 m liegen. Somit wären alle in der vorliegenden Arbeit erfassten Rufe der Gattung Myotis innerhalb des Weinbergs zu verorten. Es wird klar, dass ein Batcorder nicht ausreicht, um die Fläche des ganzen Weinbergs „akustisch abzudecken“.

Die Summe der Rufsequenzen war über den Jahreslauf nicht sehr hoch. Rückschlüsse auf die Individuenzahl lassen sich daraus nicht ziehen. Die Anzahl der Rufe spiegelt nicht die Anzahl an Individuen wieder. Man kann keine Aussage treffen ob nur eine Fledermaus am gleichen Ort in einer Nacht 100-mal gerufen hat oder ob 100

Fledermäuse je nur einmal gerufen haben. Dies wären natürlich die Extremfälle, die Wahrheit wird irgendwo dazwischenliegen.

Allerdings deutet die eher geringe Summe an Rufaufnahmen auf eine nicht besonders hohe Frequentierung dieses Weinbergs hin. Bei den Rufen kann es sich um Einzeltiere, beispielsweise vagabundierende Männchen handeln. Interessant wäre zu wissen, ob es in relevanter Nähe zum Weinberg eine Kolonie von Fledermäusen gibt, also ob man hier überhaupt mit einer stärkeren Aktivität aufgrund höherer Individuendichte hätte rechnen können. Laut den Daten aus der Datenbank (Quelle: Koordinationsstelle für den Fledermausschutz in Nordbayern) ist dies nicht der Fall, was wiederum aber auch nur bedeuten kann, dass noch keine Kolonie im direkten Umfeld des Weinbergs kartiert worden ist.

Desweiteren muss man berücksichtigen, dass wir an nur einem Punkt, mit nur einem Gerät erfasst haben. Die Reichweite der Erfassung ist je nach Art und vorherrschenden Bedingungen begrenzt (s. oben). Die Ergebnisse sind daher unter Umständen nicht für die gesamte Fläche des Weinbergs repräsentativ. Für die begrenzte technische Ausstattung wurden allerdings erstaunlich viele Fledermausarten aufgenommen. Von den im Landkreis Kitzingen beschriebenen 18 Arten, wurden 14 bis 16 an diesem Weinberg nachgewiesen. Dieser Umstand ist der relativ hohen zeitlichen Erfassungsdichte geschuldet. In der kumulativen Artenkurve ist zu erkennen, dass das Artenspektrum erst mit dem zwanzigsten Termin vollständig erfasst worden war. Einige Einschränkungen müssen jedoch betont werden:

1. 16 Arten ist eine sehr wohlwollende Interpretation, denn es verstecken sich in den akustisch nicht trennbaren Artenpaaren der Bart- und Langohrfledermäuse je zwei Arten, die nicht zwingend beide nachgewiesen sind bzw. vorkommen müssen. So erscheint

aufgrund der Lebensraumausstattung im Umfeld ein Vorkommen des Grauen Langohrs (*Plecotus austriacus*) gegenüber dem Braunen Langohr (*Plecotus auritus*) wahrscheinlicher. Bei den Bartfledermäusen konnte nicht geklärt werden, ob beide Arten vorkommen. Grundsätzlich ist die Bartfledermaus (*Myotis mystacinus*) in Bayern verbreiteter als die Brandtfledermaus (*Myotis brandtii*).

2. Der Nachweis der Nordfledermaus (*Eptesicus nilssonii*) muss kritisch hinterfragt werden. Es wurde nur eine Rufsequenz (24.08.17) mit einer Länge von 2,1 Sekunden dieser Art zugeordnet. Strenggenommen, dürfte man hier von keinem akustischen Artnachweis, sondern nur von einem Hinweis sprechen. Gleiches gilt für die Aufnahme der Wasserfledermaus (*Myotis daubentonii*) am 03.08.2017.
3. Kleinabendsegler, Zweifarb- und Breitflügel-Fledermaus sind akustisch extrem schwer zu unterscheiden, da sie unter den gleichen Bedingungen sehr ähnlich bis gleich rufen. Da auch diesen drei Arten jeweils nur wenige Rufsequenzen zugeordnet werden konnten, sind ihre Nachweise mit Vorsicht zu genießen.

Bei einer sehr konservativen Betrachtung würde man trotzdem auf eine Artenanzahl von zehn Arten kommen, was immer noch beachtenswert ist. Dies ist wahrscheinlich weniger dem Weinberg, als der Kombination von Stadtnähe und der umliegenden gartengeprägten Siedlung geschuldet, wodurch im Umfeld eine Vielfalt an verschiedenen Quartierstrukturen existiert, die besonders von Arten, die sowohl im städtischen als auch im aufgelockerten Siedlungsbereich vorkommen genutzt werden.

Die Zwergfledermaus (*Pipistrellus pipistrellus*) war die häufigste Art und nahezu das ganze Jahr nachweisbar. Auch Rauhautfledermaus (*Pipistrellus nathusii*), Fransenfledermaus (*Myotis nattereri*) und Großes Mausohr (*Myotis myotis*) waren häufige Gäste. Der für die Umgebung ungewöhnliche Nachweis der Mopsfledermaus (*Barbastella barbastellus*), für die man sich eher ein walddgebundenes

Habitat vorstellt, konnte dreimal im Jahr geführt werden. Der akustische Nachweis dieser Art ist sicher.

Durch die hier gewonnenen Ergebnisse lassen sich erste Rückschlüsse auf Weinberge, als bisher noch nicht im Fokus stehende Habitate für Fledermäuse ableiten. Für die Überlegung, dass Fledermäuse eine Rolle als ökologische „Schädlingsbekämpfung“ im Weinberg übernehmen - für die Familie der Spanner und Traubenwickler oder sogar für die Kirschessigfliege, welche im Weinbau ein Problem darstellen - wurde keine eindeutige Antwort gefunden. Im Rahmen dieses ersten Projektes war das aber auch gar nicht möglich. Was allerdings gezeigt werden konnte, ist die Anwesenheit erstaunlich vieler Fledermausarten und die Jagdaktivität einzelner Fledermausarten im Weinberg.

Ob Weinberge als Jagdlebensräume für Fledermäuse geeignet sind oder nicht, hängt von mehreren Faktoren ab. Hier ist die Struktur der Umgebung zu nennen: ob z.B. Quartierstrukturen vorhanden sind oder nicht und ob der Weinberg durch Leitlinien, wie z. B. Hecken angebunden ist. Die Bewirtschaftungsform hat sicher einen Einfluss auf die vorherrschende Insektenvielfalt und -abundanz. Je insektenreicher ein Weinberg ist, desto attraktiver wird er für Fledermäuse als Jagdhabitat. Eine Studie, die verschiedene Bewirtschaftungsformen hinsichtlich der Fledermausaktivität und des Insektenaufkommens untersucht, wäre für die Zukunft sehr wünschenswert.

Weinberge werden von Fledermäusen nicht nur überflogen, sondern zum Teil auch zur Jagd nach Insekten aufgesucht. Hecken und Baumreihen stellen unverzichtbare Orientierungshilfen für Fledermäuse dar. Durch gezielte Pflanzung ließen sich Weinberge für Fledermäuse auffindbarer machen, indem man sie an vorhandene Leitstrukturen anbindet. Durch diese Maßnahmen hätte der Winzer eine weitere Option zur ökologischen Schädlingsbekämpfung im

Weinberg und könnte zu einer naturverträglicheren Bewirtschaftungsform wechseln.

Eine Anekdote zum Schluss. Mehrere Winzer berichteten von Fledermäusen die an den reifen Weintrauben im Wengert naschen. Offensichtlich ist die Annahme, dass Fledermäuse in Weinbergen jagen doch nicht so falsch.

Literaturverzeichnis

BARATAUD, 2016

Acoustic Ecology of European Bats: Species Identification, Study of Their Habitats and Foraging Behaviour (Inventaires & Biodiversité)

RUNKEL, 2010

Die automatische Rufanalyse mit dem batcorder-System

<http://www.ecoobs.de/downloads/Automatische-Rufanalyse-1-0.pdf>

RUNKEL, 2011

Akustische Erfassung an WEA Gondeln

<http://www.ecoobs.de/downloads/Reichweite-WEA.pdf>

Quellennachweis

Bayerisches Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten

Stand Juni 2017

<http://www.alf-kt.bayern.de/region/124956/index.php>

Bayerisches Landesamt für Umwelt

Vorkommen im Landkreis Kitzingen (675)

<http://www.lfu.bayern.de/natur/sap/arteninformationen/ort/suche?nummer=675&typ=landkreis&ortSuche=Suche>

Adressenverzeichnis

Christian Söder

Kirchberg 9, 97318 Kitzingen

Tel: 0157-71966810

E-Mail: ch.soeder@gmail.com

Burkard Pfeiffer

Büro für Faunistik, Naturschutz und. Biostatistik

(FNB)

Wacholderweg 8, 91058 Erlangen

Tel: 09131-5314096

E-Mail: pfeiffer@fnb-web.de

Erfreuliche Entdeckung in Estenfeld: Eines der größten Quartiere der Bartfledermaus (*Myotis mystacinus*, Kuhn, 1817) in Bayern

Klaus Wenger

..1. Vorbemerkung

Ein Problem im Artenschutz, gerade bei siedlungsbewohnenden Arten, ist die mangelnde Weitergabe von Informationen. Viele Hausbewohner kennen die Tiere, die im Sommer unter ihrem Dach, im Garten, oder in der Scheune wohnen. Sie freuen sich jahrelang daran, oder ärgern sich ebenso lange über Lärm und Dreck. Allerdings behalten sie ihr Wissen viel zu oft für sich. Entweder ist ihnen nicht bewusst, dass es sich um etwas Besonderes handelt (seltene und vom Aussterben bedrohte Tiere), oder sie wissen nicht, an wen sie sich wenden sollen: Wer interessiert sich denn für sowas?

Seit der Arbeitskreis Fledermaus einen Fledermausnotruf eingerichtet hat, gelingt es regelmäßig dieses Wissen der Bevölkerung „anzuzapfen“ und die Daten der Artenschutzkartierung zuzuführen. Der Fund eines geschwächten Tieres, eines verletzten Katzenopfers oder von einem Jungtier ist für viele Menschen der Anlass, nach fachkundiger Hilfe zu suchen. Über Internet, Tierheime, Feuerwehren, Bund Naturschutz, Landesbund für Vogelschutz und andere Gruppen gelangen die Finder an unseren Arbeitskreis und wir organisieren die Bergung und Versorgung der Tiere. Oft geht es nur um Einzeltiere, ohne dass wir ein Quartier feststellen können. Immerhin lernen wir so das lokale Artenspektrum kennen. Beim Fund von Jungtieren ist klar, dass es in der Nähe eine Wochenstube geben muss (Reproduktionsnachweis), aber man kann sie oft nicht lokalisieren. Immer wieder finden wir auch bisher unbekannte Wochenstuben in der üblichen Größe, z.B. 15 Zwergfledermaus-Weibchen mit ihren Jungen. Selten, aber umso motivierender sind „besondere“ Funde. Davon handelt dieser Artikel.

..2. Erstkontakt

Am 5.6.2014 bekam ich einen Anruf: Kinder haben in Estenfeld „eine kleine Fledermaus“ gefunden.

Das Wort „klein“ kann in dem Zusammenhang so gut wie alles bedeuten, da sich die meisten Fleder-
mäuse größer



vorstellen, als es die meisten Arten tatsächlich sind. Als ich abends vorbeigefahren bin, wurde mir ein wenige Tage altes Jungtier übergeben. (Foto rechts: Klaus Wenger) Die Art kann man bei Jungtieren in der Regel noch nicht bestimmen. Immerhin: Es war ein Reproduktionsnachweis und ein Hinweis auf eine Wochenstube in der Nähe.

Jungtiere, die noch gesäugt werden, kann man nicht großziehen. Selbst wenn es gelänge, hätte das Tier kaum eine Chance zu überleben, da wichtige Informationen (Beutetiere, Jagdverhalten, Jagdreviere, Ausweichquartiere, Winterquartiere und die ganzen Flugstrecken dazwischen) von den Müttern an ihren Nachwuchs weitergegeben werden müssen. Die einzige Möglichkeit, die auch häufig gut funktioniert: Man präsentiert das Junge möglichst nahe am Ausflug der Wochenstube. Es ruft regelmäßig und oft holen es die Mütter im Laufe der Nacht ab. Die Jungtiere können im Flug transportiert werden. Sie saugen sich an einer Zitze fest, krallen sich mit Fuß- und Daumenkrallen im mütterlichen Fell fest und werden zurück in die Kolonie gebracht.

Der mögliche Ort der Wochenstube war in Estenfeld relativ leicht zu bestimmen: Es handelt sich um einen verschachtelten Wohnblock mit Flachdach und den üblichen „Attikaplatten“ an der Dachkante. Diese Platten dienen dem Schutz der Hauswand vor Witterungseinflüssen in einem besonders beanspruchten Bereich. Sie liegen häufig hohl und bieten so spaltenbewohnenden Fledermäusen einen künstlichen Ersatz für abgeplatze Baumrinde. (Foto rechts: Klaus Wenger) Unterhalb der Trauerweide wurde das Tier gefunden und dann mehrere Nächte

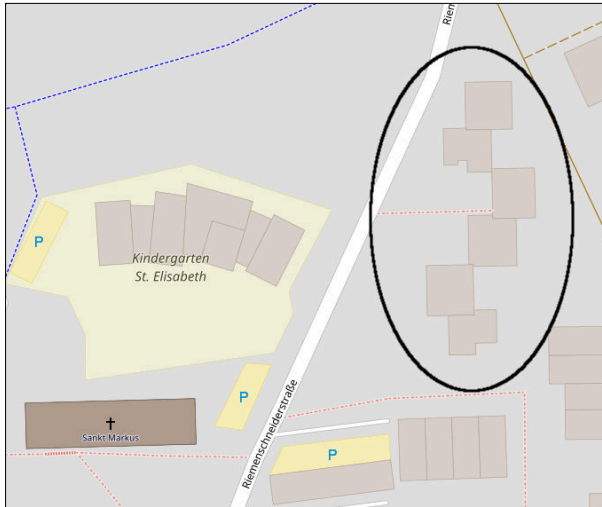


„angeboten“, ohne dass es abgeholt wurde. Während ich mit engagierten Hausbewohnern abends vor dem Haus stand, fiel mir auf, dass es von einer größeren Zahl von Fledermäusen umschwirrt wurde, und die meisten Tiere aus nördlicher Richtung kamen. Die Kolonie war zwischenzeitlich umgezogen. Als wir das Jungtier am 8.6., also am dritten Tag nach dem Fund (letzte Chance!) am übernächsten Gebäudeblock präsentierten, klappte es endlich: Die Mutter war sehr schnell zur Stelle und nahm das Tierchen nach einer kurzen „Erstversorgung“ sofort mit.

..3. Die Kolonie

Die Neugier war geweckt. Der abendliche Ausflug der Fledermäuse zog sich lange hin. Ständig kamen Einzeltiere oder Gruppen um Gebäudeecken oder über die Dächer und flogen in 3 bis 4m Höhe in südöstliche Richtung davon. Der Gebäudekomplex ist sehr unübersichtlich. Um eine vollständige Ausflugszählung sicherzustellen, waren 5 Helferinnen und Helfer nötig!

(Abbildung: /www.openstreetmap.de, Kennzeichnung des Gebäudes durch den Autor). Das Ergebnis der Zählung am 15.6.2014 hat alle verblüfft: Es sind an diesem Abend mindestens 160 Tiere ausgeflogen! Unsere kühnsten Erwartungen waren übertroffen.



Allerdings war die Art noch unbekannt. Detektoraufnahmen wiesen sicher auf eine kleine *Myotis*-Art hin, leider lassen sich Brandtfledermaus (*myotis brandtii*) und Bartfledermaus (*Myotis mystacinus*) nicht durch Rufanalyse unterscheiden. Ein erwachsenes Tier war uns noch nicht in die Hände geraten. Eine Kotprobe wurde auf Grund der bedeutenden Koloniegröße vom LfU (Landesamt für Umweltschutz, Bernd-Ulrich Rudolph) genetisch untersucht mit dem Bestimmungsergebnis Bartfledermaus (*Myotis mystacinus*). (Ein Hinweis zur älteren Literatur: Die beiden Arten Brandt- und Bartfledermaus wurden früher wegen ihrer großen Ähnlichkeit für eng verwandte Arten gehalten. Im Deutschen nannte man sie deshalb Große und Kleine Bartfledermaus. Aufgrund von genetischen Untersuchungen weiß man heute, dass die Verwandtschaft gar nicht so eng ist. Deshalb wurden die deutschen Namen revidiert: Die „Große Bartfledermaus“ heißt heute Brandtfledermaus und die „Kleine“ nur noch Bartfledermaus.)



Bartfledermaus, Foto: Koordinationsstelle für Fledermausschutz
Südbayern, Arbeitshilfe Fledermausschutz

..4. Diskussion

Die Estenfelder Kolonie gehört zu den 10 größten bekannten Wochenstuben der Bartfledermaus in Bayern! Was sind die Gründe, dass es der Bartfledermaus gerade hier so gefällt?

Im fränkischen Raum ist kein Quartier dieser Art bekannt, das zahlenmäßig auch nur in die Nähe des Estenfelder Bestandes kommt.

Zum einen ist das Quartier selbst besonders gut geeignet: Die Attikaplaten haben den richtigen Abstand zur Hauswand. Das Gebäude bietet durch seine versetzt stehenden Wohnhäuser auf den verschiedenen Seiten unterschiedliche Temperaturbereiche an, so dass den Tieren immer ein zusagender Bereich zu Verfügung steht: An heißen Sommertagen kühle Bereiche auf der Nordseite, an kalten

Tagen gerne Westseite (die Abendsonne erwärmt die Tiere vor dem Ausflug) oder Ostseite (die einfliegenden Weibchen finden zur Versorgung der Jungtiere von der Morgensonne erwärmte Quartiere vor) und wenn es richtig kalt wird, drängt sich alles auf der schmalen Südseite. Dadurch dass die einzelnen Gebäudeblöcke sich an den Ecken berühren und so einen einzigen langgestreckten Baukörper bilden (Ausrichtung Nord-Süd), ist ein optimaler Windschutz gegeben (Hauptwindrichtung: West!). Zum anderen ist auch das Quartierangebot am Gebäude sehr groß, und die Tiere können leicht den Hangort wechseln, ohne weite Strecken zu einem anderen geeigneten Gebäude fliegen zu müssen.

Im Bayerischen Fledermausatlas heißt es zur Gefährdung dieser Art: „Wie andere Fledermausarten, die häufig an Wohngebäuden leben, hängt aber auch die Kleine Bartfledermaus vom Wohlwollen der Besitzer und Bewohner ab – insbesondere ist die Akzeptanz der Wochenstuben entscheidend für ihren Schutz“ (Fledermäuse in Bayern, S. 164). Dies ist zum Glück in Estenfeld gegeben! Reparaturarbeiten wurden vorbildlich den Naturschutzbehörden angekündigt und so geplant, dass die Fledermäuse nicht beeinträchtigt wurden.

Andererseits: 160 säugende Weibchen müssen auch satt werden! Das schönste Quartier nützt nichts, wenn es in der Umgebung keine ertragreichen Jagdreviere gibt! Und hier scheint Estenfeld tatsächlich ein Alleinstellungsmerkmal zu haben!

Im „Handbuch der Fledermäuse“, (S. 223) heißt es zum bevorzugten Lebensraum dieser Art: „Häufig in dörflichen Siedlungen und deren Randbereichen (Streuobstwiesen, Gärten) sowie an Feuchtgebieten und in reichstrukturierten kleinräumigen Landschaften. Als Jagdgebiete werden auch Wälder angenommen, häufig entlang von Bachläufen und anderen Gewässern“. Telemetrierte Weibchen entfernten sich im Murnauer Moos zur Jagd nicht weiter als 2,8 km vom Quartier, „70% der Jagdzeit verbrachten die beiden Tiere in einem Umkreis bis 1,5 km um das Quartier“! (Fledermäuse in Bayern, S. 160).

Es scheint so zu sein, dass die Tiere der Kolonie in der näheren Umgebung die richtige Mischung aus Fließgewässern (Kürnach, Pleichach, Nägeleinsbach, ...), Teichen, Hecken, Ödland, Streuobst, Wälder... vorfinden, so dass ihr Tisch den ganzen Sommer über reich gedeckt ist. Nur damit lässt sich die Existenz einer so großen Kolonie erklären! Ist die Biodiversität in den Jagdrevieren zu gering, kann es Zeiten geben, in der gerade keine Insektenart aus dem Beutespektrum der Bartfledermäuse schwärmt. Die Weibchen finden kurzzeitig nicht genug Beute und können nicht genug Milch bilden. Wenn später wieder ausreichend schwärmende Insekten zu Verfügung steht, ist es für viele Jungtiere zu spät, sie sind verhungert.

..5. Ausblick

Die Entdeckung der Kolonie hat dem Umweltschutz in Estenfeld einen neuen Impuls gegeben. Sehr frühzeitig hat die Arbeitsgruppe Fledermaus im NWV den Kontakt zu der Ortsgruppe des Bund Naturschutz e.V. gesucht. Mit Vorträgen und einer Ausflugsbeobachtung konnten wir das Interesse und die Begeisterung für Fledermäuse an die Engagierten vor Ort weitergeben. Die Estenfelder haben allen Grund auf ihre Bartfledermäuse stolz zu sein! Um es deutlich zu sagen: Dass es in Estenfeld eine so bedeutende Fledermauskolonie gibt, verdanken wir dem langjährigen fachkundigen Engagement der ehrenamtlichen Umweltschützer vor Ort und einer einsichtigen Kommunalverwaltung. Nur durch ihre Arbeit konnte der Strukturreichtum erhalten oder wiederhergestellt werden! Und wenn es in Zukunft um den Erhalt von Streuobstwiesen oder Hecken geht, hat der Umweltschutz in Estenfeld ein gewichtiges Argument mehr!

Die jährliche Bestandszählung wird inzwischen von einer Estenfelder Gruppe durchgeführt. Außerdem bietet die BN-Ortsgruppe im Sommer mehrere Ausflugsbeobachtungen für verschiedene Altersgruppen an, die begeistert angenommen werden. Es ist wirklich ein besonderes Naturerlebnis, wenn einem plötzlich Tiere zu Dutzenden um die Ohren rauschen, die man vielleicht noch nie zu Gesicht bekommen hat! Die Versorgung von abgestürzten Jungtieren

hat mittlerweile eine Bewohnerin des Hauses übernommen. Die Nachbarn wissen, wo sie Fledermäuse abgeben können.

Zum Abschluss eine Anekdote, und damit schließt sich der Kreis zu meiner Vorbemerkung (Die Bewohner kennen die Kolonie mindestens seit 2001.): Als wir in der ersten Phase mit unseren Detektoren vor dem Haus standen und die ausfliegenden Tiere zählten, wollte ein Bewohner vom Balkon herab wissen, was wir da machen. Ich erklärte ihm, dass wir uns für Fledermäuse interessieren. Er wollte wissen warum. Weil sie selten geworden und vom Aussterben bedroht sind. Ungläubiger Blick und ein Fingerzeig zum Himmel: „Die sind doch nicht selten, die fliegen hier jeden Abend in Massen!“ Glückliches Estenfeld!

Literatur:

Dietz, Helversen, Nill: Handbuch der Fledermäuse Europas und Nordwestafrikas. -Stuttgart 2007

Bayerisches Landesamt für Umweltschutz; Landesbund für Vogelschutz in Bayern; Bund Naturschutz in Bayern [Hg.]: Fledermäuse in Bayern. -Stuttgart 2004

Koordinationsstelle für Fledermausschutz Südbayern, Arbeitshilfe Fledermausschutz (CD-Rom) -München

Kartierung von Tagfaltern und Nachtfaltern auf dem „Blauen Hügel“ am Hubland in Würzburg

ROBERT HOCK¹, MIRKO WÖLFLING², BRITTA UHL²

¹ Lehrstuhl Zell- und Entwicklungsbiologie, Biozentrum am Hubland, Universität Würzburg;

² Department für Botanik und Biodiversitätsforschung, Universität Wien

Zusammenfassung

Innerhalb des Biologiestudiums an der Universität Würzburg wird im Kurs „Taxonomie und Ökologie der Schmetterlinge“ unter anderem gelehrt, Schmetterlinge zu bestimmen. Dies geschieht auch auf Exkursionen und ebenso mit Hilfe einer Lichtfalle, die Nachtfalter anlockt. Der zum Universitätsgelände gehörende „Blaue Hügel“ ist dabei eines der Exkursionsziele. Die dort gefundenen Tagfalter- und Nachtfalterarten („Großnachtfalter“ und Kleinschmetterlinge) werden hier vorgestellt. Insgesamt wurden 50 Tagfalter- und Widderchenarten, sowie 85 Nachtfalterarten nachgewiesen. Über 50% der am Blauen Hügel gefundenen Rhopalocera werden von der Roten Liste als „in ihrem Bestand rückläufig“ geführt. 17 Arten sind nach Bundesnaturschutzgesetz besonders bzw. streng geschützt. Die Vielfalt der nachgewiesenen Schmetterlingsarten unterstreicht den Wert des „Blauen Hügels“ als artenreiches Refugium und wertvollen Landschaftsbestandteil auf dem Universitätsgelände.

Allgemeine Einleitung

Mit ihren oft komplexen Entwicklungszyklen und hohen Ansprüchen an Larval- und Adulthabitat sind die Rückgangsraten von Schmetterlingen in einzelnen Lebensräumen deutlich höher als bei

vielen anderen Tier- und Pflanzengruppen (Thomas et al. 2004). Schmetterlinge sind zudem wichtige Bioindikatoren, weil sie auf Umweltveränderungen und Schadstoffe besonders sensibel reagieren und deren Bestandsentwicklungen wichtige Hinweise auf die Entwicklung eines ganzen Lebensraums liefern (Van Swaay et al. 2015, Herrando et al. 2016). Umgekehrt kann die Entwicklung ganzer Lebensraumtypen stellvertretend für die Bestandsentwicklung dort typischerweise vorkommender, kartierter Arten herangezogen werden. Der Verlust des Lebensraums Magerrasen durch Fragmentierung, Sukzession und Überdüngung der Böden bedingt beispielsweise die massiven Bestandsverluste der eng an Magerrasen gebundenen Arten um mindestens 75% in den letzten 100 Jahren (siehe Rote Liste Bayern 2016, Rhopalocera, Öckinger et al. 2005, Wenzel et al. 2006). Durch gute Informationsnetzwerke und Spezialisten, bis hin zu Citizen Science Projekten (Butterfly Monitoring etc.) ist über Tagfalter und ihre Verbreitung in Bayern relativ viel bekannt (Bräu et al, 2013; Rote Liste Bayern 2016). Tagfalter (169 Arten in Bayern nach Bräu et al. 2013) machen allerdings nur 5,6 % unserer heimischen Schmetterlingsarten aus. Der Kenntnisstand zu den 1.050 in Bayern bisher nachgewiesenen Nachtfaltern („Großnachtfalter“) sowie zu den Kleinschmetterlingen (1968 gemeldete Arten in Bayern) ist nach wie vor, trotz ihrer großen Bedeutung, unzureichend (vgl. Rote Liste Bayern 2003, Macroheterocera und Rote Liste Bayern 2003, Microlepidoptera). Insbesondere Kleinschmetterlinge haben mit ihren teils hochspezialisierten Bindungen an Futterpflanzen und Habitaten in den heimischen Lebensbereichen eine große Bedeutung und gerade in dieser Gruppe sind eine Vielzahl der Arten hochpotente Bioindikatoren (Gaston et al. 1992, Plachter, 1989). „Dieses enorme Potential wird in der Naturschutzpraxis paradoxerweise kaum genutzt“ (Rote Liste Bayern 2003, Microlepidoptera). Die Roten

Listen der Macroheterocera und Microlepidoptera befinden sich auf dem unbefriedigenden Stand von 2003. Deshalb sind gerade Kartierungen von Nachtfaltern und Kleinschmetterlingen von großem Interesse.

Das Kartierungsgebiet

Der sogenannte „Blaue Hügel“ gehört zum Gelände der Universität Würzburg. Er ist im Stadtteil Hubland gelegen und erhebt sich östlich des Schönstattheims Marienhöhe in Würzburg. Die Erhebung wurde seit Mitte der 1960er Jahre als Deponie für den Aushub der neuen Universitätsbauten aufgeschüttet. Der Hügel befindet sich auf 300 m ü. NN. Die Fläche beträgt etwa 10 ha. Der Name „Blauer Hügel“ leitet sich von der bläulich schimmernden Tonerde der dort deponierten Muschelkalkverwitterungsböden ab. Inzwischen ist der „Blaue Hügel“ abschnittsweise begrünt. Der westliche und zentrale Teil besteht vorwiegend aus Schlehen- und Weißdornbüschen umgeben von höheren Bäumen (vorwiegend Eichen, Ahorn, Eschen, Salweiden und Obstbäumen). Der südöstliche Teil wird derzeit noch für die Ablagerung von Aushub genutzt. Die dadurch bedingten mehr oder weniger regelmäßigen Störungen tragen dazu bei, dass offenes Brachland bestehen bleibt und daneben die verschiedenen Sukzessionsstadien von offenem Boden und Wiesen mit verschiedenen Kleearten und Wicken über lockere Verbuschung mit Heckenrosen, Faulbaum, Liguster und Berberitze bis hin zu stärker verbuschten Bereichen mit Schlehen und Weißdorn und waldähnlichen Strukturen vorzufinden sind. Die bestehende Situation trotz der Störungen durch die Nutzung als Erdaushubdeponie bietet in seiner Gesamtheit ideale Bedingungen für die Entwicklung zahlreicher Insekten.

Methoden

Die auf dem Blauen Hügel vorkommenden Tagfalterarten sowie tagfliegende Nachtfalter inklusive Widderchen (*Zygaenidae*) wurden von 2016-2018 durch regelmäßige Begehungen im Abstand von höchstens zwei Wochen zwischen April und September kartiert. Nachtfalter wurden an zwei aufeinander folgenden Abenden im Rahmen des Bestimmungskurses „Taxonomie und Ökologie der Schmetterlinge“ mit Hilfe einer Leuchtfalle (manueller Leuchtturm mit 550W HWL-Lampe; Generatorbetrieben; Abb. 1) angelockt. Das erste Nachtfalterleuchten fand am 17. Juli 2018 von 21:00-01:00 Uhr bei einer Anfangstemperatur von 22°C und Windstille statt. Der Nachthimmel war leicht bedeckt. Am 13.7.2018 war Neumond, sodass nur eine Mondsichel am Himmel erkennbar war. Am Ende war die Temperatur auf 18°C gesunken. Das zweite Nachtfalterleuchten fand am 18. Juli 2018 von 21:00-01:00 Uhr bei einer Anfangstemperatur von 20°C und klarem Nachthimmel statt. Es war fast windstill, nur gelegentlich war ein leichter Wind zu spüren. Um 01:00 Uhr nachts war die Temperatur auf 16°C gefallen.



Abb.1: Leuchtturm mit einer generatorbetriebenen 550W HWL-Lampe.

Die Artbestimmung wurde vor Ort durchgeführt und bei Bedarf mit Hilfe von Fachliteratur verifiziert. Schwer zu bestimmende Arten wurden fotografiert und am darauf folgenden Tag nachbestimmt. Durch äußere Merkmale nicht klar bestimmbare Arten wurden als Artenkomplex geführt oder als vorläufige Bestimmung gekennzeichnet (Kürzel: „cf.“). Als Bestimmungsliteratur wurden Forster und Wohlfahrt (1984), Settele et al. (2015), Segerer & Hausmann (2011), Steiner et al. (2014), Slamka (1997), Razowski (2001) und Elsner et al. (1999) verwendet. In zwei Fällen wurden Arten über die Onlinerecherche im Lepiforum (www.lepiforum.de, zuletzt besucht am 3.11.2018) bestimmt.

Weiterführend wurde eine Traitmatrix aller aufgenommenen Schmetterlingsarten angelegt. Informationen zur Habitatnutzung und zu den Futterpflanzen wurden Ebert (1994-2003), Elsner et al. (1999), Razowski (2001), Slamka (1997) und Settele et al. (2015) entnommen.

Ergebnisse und Bewertung

1. Tagfalter und Widderchen (*Rhopalocera* und *Zygaenidae*)

Insgesamt konnten bisher 46 Tagfalterarten und 4 Zygaeniden auf dem „Blauen Hügel“ nachgewiesen werden (Tab. 1). Unter diesen insgesamt 50 Arten sind 17 Arten, die nach dem Bundesnaturschutzgesetz besonders geschützt sind. Darunter die in der Tabelle als Artenkomplex angegebenen *Pyrgus armoricanus/cirsii*. Beide Arten sind ohne Genitaluntersuchung nicht sicher zu unterscheiden, sind aber beide als streng geschützt eingestuft und in der Roten Liste Bayern (2016) mit 1, von Aussterben bedroht, geführt. Aufgrund der Flugzeit (Ende Juli/Anfang August) und dem deutlichen und viereckigen Zellenfleck auf den Hinterflügeln kann aber von *P. cirsii* ausgegangen werden

(Abb. 2a). Ebenfalls als Doppelart angegeben sind *Colias alfacariensis/hyale*, die als Falter nicht zu unterscheiden sind. Hier könnte die Suche nach den Raupen Klarheit schaffen. Diese sind bei den beiden Arten unterschiedlich gefärbt.

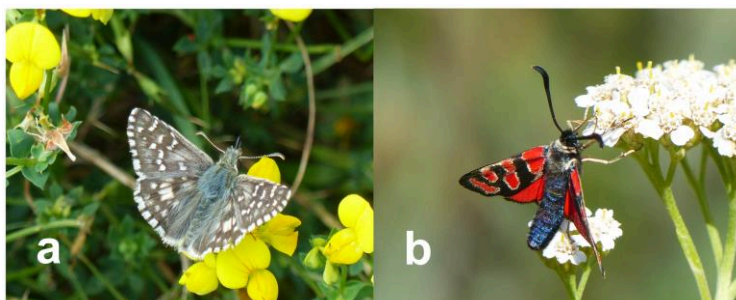


Abb. 2: *Prygus armoricanus/cirsii* (a).

Die vom Aussterben bedrohten (Kategorie 1) in der roten Liste Bayern (2016) eingestuft Arten sind nur durch Genitaluntersuchung zweifelsfrei bestimmbar. Der deutlich viereckige Zellenfleck auf den Hinterflügeln lässt aber auf *Pyrgus cirsii* schließen.

(b) *Zygaena carniolica* (Esparsetten-Widderchen).

Bei der in der Tabelle 1 als Doppelart angegebenen Art *Aricia agestis/ataxerxes* handelt es sich aufgrund der Flugzeit im Mai mit großer Wahrscheinlichkeit um *Aricia agestis*. Die Arten *Leptidea sinapis/juvernica/reali* wiederum sind nur durch Genitaluntersuchungen zweifelsfrei zu bestimmen.



Abb. 3 Beispiele von besonders bedrohten Tagfaltern (Kategorie 2, Rote Liste Bayern 2016):
 (a) *Iphiclides podalirius* (Segelfalter);
 (b) *Glaucopsyche alexis* (Alexis-Bläuling);
 (c) *Satyrium acaciae* (Kleiner Schlehen-Zipfelfalter).
 (d) *Satyrium pruni* (Pflaumen-Zipfelfalter) war 2018 mit mindestens 40 Tieren einer der häufigsten Tagfalter.

Als Beispiele geschützter Arten der Kategorie 2 (stark gefährdet, Roten Liste Bayern 2016) sind in Abb. 3 a-c gezeigt: *Glaucopsyche alexis*, *Iphiclides podalirius* und *Satyrium acaciae*. Insgesamt sind 22 Arten aus der Roten Liste Bayern (2016) zu finden.

Hervorzuheben ist das Auftreten von insgesamt 13 Arten der Familie *Lycaenidae* (Bläulinge). Dies ist auf die zahlreichen Freiflächen und die dort wachsenden verschiedenen Kleearten (Futterpflanzen der Raupen) zurück zu führen. Entsprechendes gilt für die *Zygaenidae* (Widderchen). Von den durchweg in der Roten Liste in der Kategorie V (Vorwarnstufe) oder 3 (gefährdet) zu findenden Zygaeniden sei hier *Zygaena carniolica* gezeigt (Abb. 2b). *Iphiclides podalirius* und

Papilio machaon sind dort regelmäßig (insbesondere im Mai) bei Balzflügen oberhalb der Baumwipfel („treetopping“) zu beobachten. Der seltene Segelfalter *Iphiclides podalirius* (Abb. 3a) bevorzugt zur Eiablage kleine eher krüppelige Schlehenbüsche, die auf dem „Blauen Hügel“ zahlreich zu finden sind. Der ebenfalls dort vorkommende und sich gerne an Schlehen entwickelnde Pflaumenzipfelfalter (*Satyrrium pruni*, Abb. 3d) war in 2018 mit mindestens 40 Tieren einer der häufigsten Tagfalter.

Laut Roter Liste Bayern (Stand 2016) sind 54% der sicher auf Art bestimmten, nachgewiesenen Tagfalterarten (ohne Artenkomplexe und Zygaenidae) in ihren Beständen rückläufig. Fast ein Viertel der nachgewiesenen Tagfalterarten (ohne Artenkomplexe und Zygaenidae) sind als „selten“ oder „sehr selten“ in der Roten Liste geführt (Abb. 4). Dies verdeutlicht die hohe ökologische Wertigkeit des Blauen Hügels in seinem momentanen Zustand.

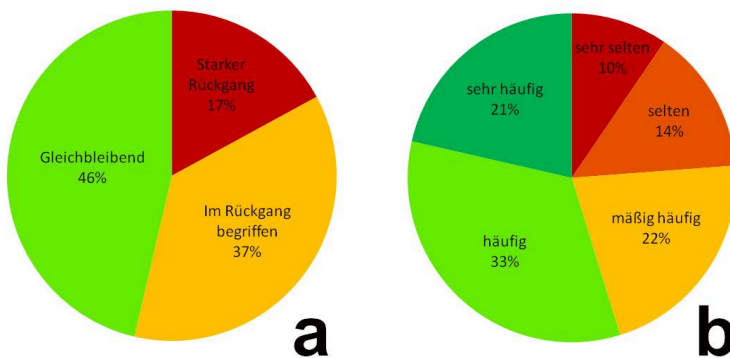


Abb. 4 Schätzungen der zu erwartenden Bestandsentwicklung (a) und Häufigkeit (b) der gefundenen Tagfalter nach der „Roten Liste Bayern“ (2016).

„Großnachtfalter“ und Kleinschmetterlinge (*Macroheterocera* und *Microlepidoptera*)

Insgesamt konnten an den beiden Leuchtabenden 85 Nachtfalterarten, davon 21 *Microlepidoptera* nachgewiesen werden (Tab. 2). 6 weitere Arten (in der Tabelle markiert) wurden bei Begehungen am Tag bestimmt. Bei 6 Arten ist die Bestimmung unsicher (mit „cf.“ gekennzeichnet). Die *Acronicta psi* Gruppe (Pfeileule) sowie *Noctua janthina/janthe* (Bandeule) sind ohne Genitaluntersuchung nicht bis zur Art zu bestimmen und deshalb als Komplex angegeben. Eine Art, *Euplagia quadripunctaria*, ist als FFH-Art nachgewiesen worden. Weitere 6 Arten sind in der Roten Liste Bayern (2003) vermerkt.

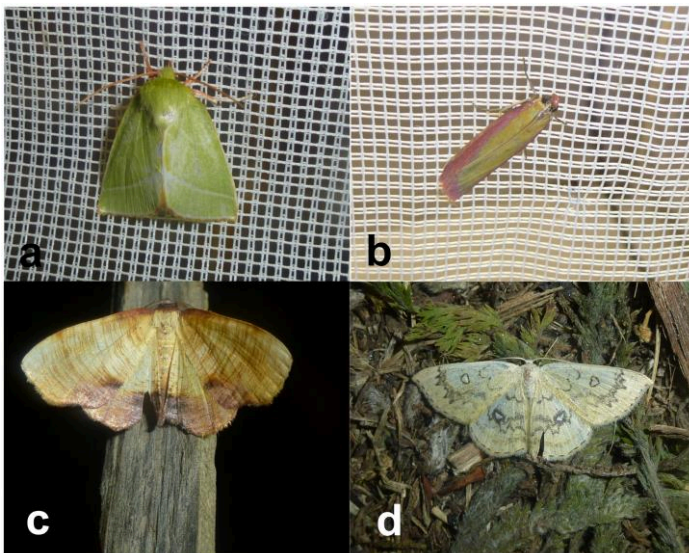


Abb. 5 Beispiele durch die Leuchtfalle angelockter Nachtfalter: (a) *Pseudoips prasinana* (Buchen-Kahnspinner); (b) *Oncocera semirubella* (Zünsler); (c) *Plagodis dolabraria* (Hobelspanner); (d) *Cyclophora annularia* (Ahorn-Gürtelpuppenspanner).

Am zweiten Leuchtabend waren vor allem größere Falterarten wie Bärenspinner (*Euplagia quadripunctaria*, *Phragmatobia fuliginosa*) und Eulenfalter (*Acronicta aceris*, *Acronicta*-Komplex (*psi*, *tridens*, *cuspis*), *Agrotis ipsilon*, *Amphipyra pyramidea*, *Craniophora ligustri*) ausgeblieben. Umgekehrt waren die neuen Arten am zweiten Abend vorwiegend Kleinschmetterlinge und kleinere Geometridae (Spanner). Ausschlaggebend dafür war möglicherweise die relativ schnell und deutlich abfallende Temperatur am zweiten Leuchtabend. Während in der ersten Nacht bis fast 24 Uhr die 20°C gehalten wurden, fiel die Temperatur am zweiten Leuchtabend bereits ab 11 Uhr auf 18-16°C. Diese unterschiedlichen Ergebnisse legen nahe, dass die Bedingungen der Leuchtnacht starken Einfluss auf die Aktivität der Nachtfalter haben und daher immer mehrmalige Untersuchungen je Standort für ein umfassendes Bild nötig sind. Ebenso sollte diskutiert werden, dass die beiden Leuchtnächte im Rahmen eines Universitätskurses stattgefunden haben. Da vor allem Grundlagen (z.B. Unterschiede der Großschmetterlingsfamilien und häufige Nachtfalter) vermittelt und neben den Bestimmungen auch Studenten betreut wurden, sind vermutlich einige Microlepidoptera trotz ihres Vorhandenseins am Leuchtturm aus organisatorischen Gründen nicht aufgenommen worden. Die Bestimmung von Kleinschmetterlingen erfordert meist zeitaufwändige Literaturrecherchen, welche während des Universitätskurses nur bedingt möglich waren. Des Weiteren wurden bisher nur die im Juli fliegenden Nachtfalter untersucht. Um ein vollständigeres Bild der Nachtfaltergemeinschaften des „Blauen Hügels“ zu erhalten, wären natürlich mehrere Leuchtnächte nötig, die über das Jahr verteilt sind. Auch Areale um den „Blauen Hügel“ könnten wertvolle Habitate für bedrohte Lepidoptera darstellen. Dies würde den ökologischen Wert des Blauen Hügels weiter unterfüttern.

In einem Dendrogramm können alle aufgenommenen Schmetterlingsarten deren ökologischen Nischen zugeordnet werden. In der Summe sind die Zuordnungen der einzelnen Schmetterlinge zu den Habitattypen durchweg plausibel. Das Ergebnis ist in Abbildung 6 als Kuchendiagramm zusammengefasst. Deutlich erkennbar ist, dass viele verschiedene Habitate gleichermaßen genutzt werden, wobei bei den tagaktiven Faltern viele Offenlandarten nachgewiesen wurden, wohingegen walddaffine Arten vor allem nachtaktiv waren. Dies kann natürlich ein Samplingeffekt sein, da die Begehungen am Tag oft auf den offenen Flächen stattfanden, die Leuchtanlage jedoch in einem Gehölzbestand aufgebaut wurde. Die Einteilung der Arten kann natürlich auch nur so gut greifen, wie es die Literaturangaben und die Auflösung der Daten erlauben. Dennoch zeigt das Ergebnis sehr gut, dass auf dem „Blauen Hügel“ auch deshalb so viele Arten gefunden wurden, weil unterschiedlichste ökologische Nischen genutzt werden können.

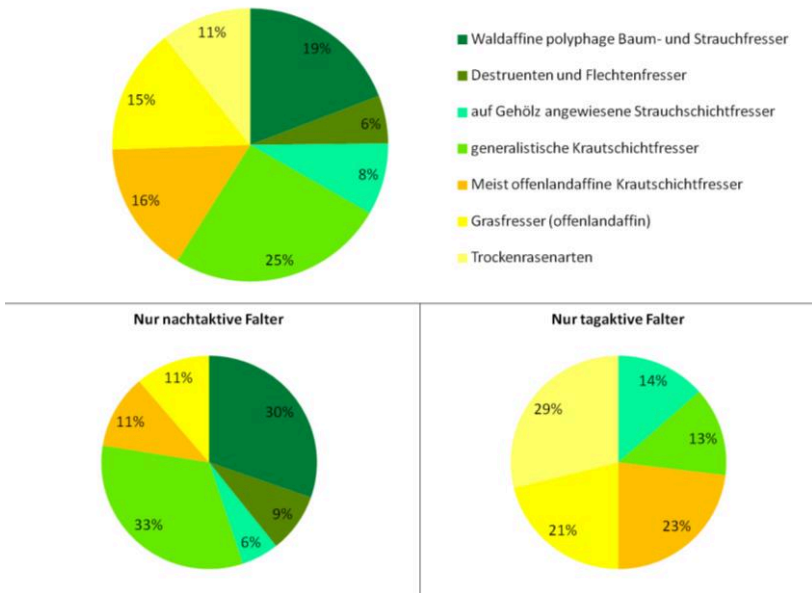


Abb. 6 Übersicht der von den verschiedenen Arten genutzten ökologischen Nischen mit allen nachgewiesenen Schmetterlingsarten (oben) und aufgeteilt nach tag- und nachtaktiven Schmetterlingen (unten).

Tabelle 1:

Alphabetische Liste nach wissenschaftlichen Namen der bestimmten Tagfalterarten auf dem „Blauen Hügel“ mit deutschen Namen und Familie. Die Einordnung in die Rote Liste Bayern (2016) sowie der rechtliche Schutzstatus nach Bundesartenschutzverordnung (BV) und Bundesartenschutzgesetz (BG) sind angegeben (Schutzstatus nach Bundesamt für Naturschutz, www.wisia.de).

| Lfd. Nr. | Wissenschaftlicher Name | Deutscher Name | Familie | Rote Liste Bayern | BV/BG |
|----------|--------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------|------------------------------------|-------------------|-------|
| 1 | <i>Aglais io/ Inachis io</i> (Linnaeus, 1758) | Tagpfauenauge | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 2 | <i>Aglais urticae</i> (Linnaeus, 1758) | Kleiner Fuchs | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 3 | <i>Anthocharis cardamines</i> (Linnaeus, 1758) | Aurorafalter | Pieridae (Weißlinge und Gelblinge) | | |
| 4 | <i>Aphantopus hyperantus</i> (Linnaeus, 1758) | Schornsteinfeger, Brauner Waldvogel | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 5 | <i>Araschnia levana</i> (Linnaeus, 1758) | Landkärtchen, Netzfalter | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 6 | <i>Argynnis paphia</i> (Linnaeus, 1758) | Kaisermantel | Nymphalidae (Edelfalter) | | 1/b |
| 7 | <i>Aricia agestis/artaxerxes</i> (Denis&Schffermüller, 1775 / Fabricius, 1793) | Kleiner / Großer Sonnenröschen-Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | 3 | |
| 8 | <i>Boloria dia</i> (Linnaeus, 1767) | Magerrasen-, Hainveilchen-Perlmutterfalter | Nymphalidae (Edelfalter) | 3 | 1/b |
| 9 | <i>Callophrys rubi</i> (Linnaeus, 1758) | Brombeer-Zipfelfalter | Lycaenidae (Bläulinge) | V | |
| 10 | <i>Carterocephalus palaemon</i> (Pallas, 1771) | Gelbwüfelfiger Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | | |

| | | | | | |
|----|----------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------|------------------------------------------|---|-----|
| 11 | <i>Celastrina argiolus</i> (Linnaeus, 1758) | Faulbaum- Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | | |
| 12 | <i>Coenonympha arcania</i> (Linnaeus, 1761) | Weißbindiges Wiesenvögelchen , Perlbinde | Nymphalidae (Edelfalter) | V | 1/b |
| 13 | <i>Coenonympha pamphilus</i> (Linnaeus, 1758) | Kleines Wiesenvögelchen | Nymphalidae (Edelfalter) | | 1/b |
| 14 | <i>Colias alfacariensis</i> (Ribbe, 1905) | Hufeisenklee- Gelbling, Goldene Acht | Pieridae (Weißlinge und Gelblinge) | | |
| 15 | <i>Cupido argiades</i> (Phallas, 1771) | Kurzschwänziger- , Geschwänzter Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | V | |
| 16 | <i>Erynnis tages</i> (Linnaeus, 1758) | Dunkler-, Kronwicken- Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | V | |
| 17 | <i>Glaucopteryx alexis</i> (Poda, 1761) | Alexis-Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | 2 | 1b |
| 18 | <i>Gonepteryx rhamni</i> (Linnaeus, 1758) | Zitronenfalter | Pieridae (Weißlinge und Gelblinge) | | |
| 19 | <i>Iphiclides podalirius</i> (Linnaeus, 1758) | Segelfalter | Papilionidae (Ritterfalter) | 2 | 1/b |
| 20 | <i>Issoria lathonia</i> (Linnaeus, 1758) | Kleiner Perlmutterfalter | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 21 | <i>Lasiommata megera</i> (Linnaeus, 1767) | Mauerfuchs | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 22 | <i>Leptidea sinapis/juvernica/reali</i> (Linnaeus, 1758 / Williams, 1946 / Reissinger 1990) | Senfweißling, Tintenfleck- Weißling | Pieridae (Weißlinge und Gelblinge) | | |
| 23 | <i>Lycaena phlaeas</i> (Linnaeus, 1758) | Kleiner Feuerfalter | Lycaenidae (Bläulinge) | | |
| 24 | <i>Maniola jurtina</i> (Linnaeus, 1758) | Großes Ochsenauge | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 25 | <i>Melanargia galathea</i> (Linnaeus, 1758) | Schachbrettfalter | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 26 | <i>Ochlodes sylvanus</i> (Esper, 1777) | Rostfarbiger Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | | |

| | | | | | |
|----|----------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------|------------------------------------------|-----|-----|
| 27 | <i>Papilio machaon</i> (Linnaeus, 1758) | Schwabenschwa nz | Papilionidae (Ritterfalter) | | |
| 28 | <i>Pararge aegeria</i> (Linnaeus, 1758) | Waldbrettspiel | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 29 | <i>Pieris brassicae</i> (Linnaeus, 1758) | Großer Kohlweißling | Pieridae (Weißlinge und Gelblinge) | D | |
| 30 | <i>Pieris napi</i> (Linnaeus, 1758) | Grünader- Weißling, Raps- Weißling | Pieridae (Weißlinge und Gelblinge) | | |
| 31 | <i>Pieris rapae</i> (Linnaeus, 1758) | Kleiner Kohlweißling, Rübenweißling | Pieridae (Weißlinge und Gelblinge) | V | 1/b |
| 32 | <i>Plebeius argus</i> (Linnaeus, 1758) | Argus-Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | V | 1/b |
| 33 | <i>Plebeius argyrognomon</i> (Bergsträsser, 1779) | Kronwicken- Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | V | |
| 34 | <i>Polygonia c-album</i> (Linnaeus, 1758) | C-Falter, Weißes C | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 35 | <i>Polyommatus bellargus</i> (Rottemburg, 1775) | Himmelblauer Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | 3 | 1/b |
| 36 | <i>Polyommatus icarus</i> (Rottemburg, 1775) | Hauhechel- Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | | 1/b |
| 37 | <i>Polyommatus semiargus</i> (Rottemburg, 1775) | Rotklee-Bläuling | Lycaenidae (Bläulinge) | V | 1/b |
| 38 | <i>Pyrgus armoricanus/cirsii</i> (Oberthur, 1910 / Rambur, 1839) | Zweibrütiger/Spä tsommer-Würfel- Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | 1,1 | 1/b |
| 39 | <i>Pyrgus malvae</i> (Linnaeus, 1758) | Gewöhnlicher-, Kleiner Würfel- Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | V | 1/b |
| 40 | <i>Satyrium acaciae</i> (Fabricius, 1787) | Kleiner Schlehen- Zipfelfalter | Lycaenidae (Bläulinge) | 2 | |
| 41 | <i>Satyrium pruni</i> (Linnaeus, 1758) | Pflaumen- Zipfelfalter | Lycaenidae (Bläulinge) | V | |
| 42 | <i>Spialia sertorius</i> (Hoffmannsegg, 1804) | Wiesenknopf- Würfel- Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | 3 | 1/b |

| | | | | | |
|----|-------------------------------------------------------|---------------------------------------------|---------------------------------|---|-----|
| 43 | <i>Thymelicus lineola</i> (Ochsenheimer, 1808) | Schwarzkolbiger Braun- Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | | |
| 44 | <i>Thymelicus sylvestris</i> (Poda, 1761) | Braunkolbiger Braun- Dickkopffalter | Hesperiidae (Dickkopffalter) | | |
| 45 | <i>Vanessa atalanta</i> (Linnaeus, 1758) | Admiral | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 46 | <i>Vanessa cardui</i> (Linnaeus, 1758) | Distelfalter | Nymphalidae (Edelfalter) | | |
| 47 | <i>Zygaena carniolica</i> (Scopuli, 1763) | Esparsetten- Widderchen | Zygaenidae (Widderchen) | V | 1/b |
| 48 | <i>Zygaena filipendulae</i> (Linnaeus, 1758) | Sechsfleck- Rotwidderchen | Zygaenidae (Widderchen) | V | 1/b |
| 49 | <i>Zygaena lonicerae</i> (Scheven, 1777) | Klee-Widderchen | Zygaenidae (Widderchen) | V | 1/b |
| 50 | <i>Zygaena loti</i> (Denis&Schffermüller, 1775) | Beilfleck- Widderchen | Zygaenidae (Widderchen) | 3 | 1/b |

24 der 85 Arten konnten an beiden Abenden nachgewiesen werden (markiert mit XX in Tab. 2). 36 Arten waren ausschließlich am ersten Abend an der Leuchtfalle (markiert mit X in Tab. 2). 25 Arten waren ausschließlich am zweiten Leuchtabend zu finden (markiert mit Y in Tab. 2). Beispiele sind in Abbildung 5 gezeigt.

Tabelle 2:

Alphabetische Liste der bei zwei Leuchtabenden bestimmten Nachfalterarten (Macroheterocera und Microlepidoptera) auf dem „Blauen Hügel“. Wenn vorhanden ist der deutsche Name angegeben, ansonsten die Familie. X bedeutet, dass die Art nur am 1. Leuchtabend gefunden wurde; Y nur am zweiten Leuchtabend; XX an beiden Leuchtabenden; (cf) bedeutet nicht eindeutig bestimmbar. Die Einordnung in die Rote Liste Bayern (2003) sowie der rechtliche Schutzstatus nach Bundesartenschutzverordnung (BV) und Bundesartenschutzgesetz (BG) wenn vorhanden sind angegeben (Schutzstatus nach Bundesamt für Naturschutz, www.wisia.de). Bei Begehungen nachgewiesene Arten sind fett markiert.

| Lfd. Nr. | Wissenschaftlicher Name | Deutscher Name (wenn vorhanden) | Funde | Roter Liste Bayern (2003) |
|-----------------|------------------------------------------------------------|----------------------------------------|--------------|----------------------------------|
| 1 | <i>Abrostola triplasia</i> (Linnaeus, 1758) | Dunklegraue Nessel-Höckereule | Y | |
| 2 | <i>Acentria ephemerella</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Crambidae (Zünsler) | Y | |

| | | | | |
|----|-------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------|------------------|---|
| 3 | <i>Acrobasis adenella</i> (Zincken, 1818) | Pyralidae (Zünsler) | X | |
| 4 | <i>Acontia trabealis</i> (Scopoli, 1763) | Ackerwinden-Bunteulchen | XX | 2 |
| 5 | <i>Acronicta aceris</i> (Linnaeus, 1758) | Ahorn-Rindeneule | X | |
| 6 | <i>Acronicta</i> Komplex (Linnaeus, 1758) (<i>psi</i> , <i>tridens</i> , <i>cuspis</i>) | Pfeileule | X | |
| 7 | <i>Aethes margaritana</i> (Haworth, 1811) | Tortricidae (Wickler) | Y | |
| 8 | <i>Agrotis exclamationis</i> (Linnaeus, 1758) | Ausrufungszeichen | XX | |
| 9 | <i>Agrotis ipsilon</i> (Hufnagel, 1766) | Ypsilon-Eule | X | |
| 10 | <i>Amphipyra pyramidea</i> (Linnaeus, 1758) | Pyramiden-Eule | X | |
| 11 | <i>Apamea monoglypha</i> (Hufnagel, 1766) | Große Grasbüscheleule | X | |
| 12 | <i>Autographa gamma</i> (Linnaeus, 1758) | Gamma-Eule | Y | |
| 13 | <i>Caliteara pudibunda</i> | Streckfuss | X (Raupe) | |
| 14 | <i>Camptogramma bilineata</i> (Linnaeus, 1758) | Ockergelber Blattspanner | Y | |
| 15 | <i>Catarhoe cuculata</i> (Hufnagel, 1767) | Braunbinden Blattspanner | Y | |
| 16 | <i>Catoptria pinella</i> (Linnaeus, 1758) | Crambidae (Zünsler) | Y | |
| 17 | <i>Chiasmia clathrata</i> (Linnaeus, 1758) | Klee Gitterspanner | X | |

| | | | | |
|----|---------------------------------------------------------------|------------------------------|----------|---|
| 18 | <i>Chloroclystis v-ata</i> (Haworth, 1809) | Chloroclystis v-ata | X | |
| 19 | <i>Cosmia trapezina</i> (Linnaeus, 1758) | Trapezeule | XX | |
| 20 | <i>Crambus lathoniellus</i> (Zincken, 1817) | Crambidae (Zünsler) | Y (cf) | |
| 21 | <i>Craniophora ligustri</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Liguster Rindeneule | X | |
| 22 | <i>Cryphia algae</i> (Fabricius, 1775) | Dunkelgrüne Flechteneule | X | 2 |
| 23 | <i>Cydalima perspectalis</i> (Walker, 1859) | Buchsbaum-Zünsler | X | |
| 24 | <i>Cyclophora annularia</i> (Fabricius, 1775) | Ahorn Gürtelpuppenspanner | X | |
| 25 | <i>Diacrisia sannio</i> (Linnaeus, 1758) | Rotrandbär | X | |
| 26 | <i>Dioryctria abietella</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Pyralidae (Zünsler) | Y | |
| 27 | <i>Eilema complana</i> (Linnaeus, 1758) | Gelbleib Flechtenbärchen | XX | |
| 28 | <i>Eilema lurideola</i> (Zincken, 1817) | Grauleib-Flechtenbärchen | X (cf) | |
| 29 | <i>Ematurga atomaria</i> (Linnaeus, 1758) | Heidespanner | X | |
| 30 | <i>Endotricha flammealis</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Geflammtter Kleinzünsler | XX | |

| | | | | |
|----|-------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------|----------|--|
| 31 | <i>Ennomos quercinaria</i> (Hufnagel, 1767) | Eichen Zackenrandspanner | X | |
| 32 | <i>Epiblema foenella</i> (Linnaeus, 1758) | Tortricidae (Wickler) | Y | |
| 33 | <i>Euclidia glyphica</i> (Linnaeus, 1758) | Braune Tägeule | X | |
| 34 | <i>Eupithecia centaureata</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Mondfleckiger Blütenspanner | XX | |
| 35 | <i>Eupithecia succenturiata</i> (Linnaeus, 1758) | Beifuß-Blütenspanner | Y | |
| 36 | <i>Euplagia quadripunctaria</i> (Poda, 1761) | Spanische Flagge | X | |
| 37 | <i>Evergestis limbata</i> (Linnaeus, 1767) | Crambidae (Zünsler) | Y | |
| 38 | <i>Gillmeria (Platyptilia) ochrodactyla</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Pterophoridae (Federmotten) | X | |
| 39 | <i>Hemistola chrysoprasaria</i> (Esper, 1795) | Waldreben Grünspanner | Y | |
| 40 | <i>Herminia tarsipennalis</i> (Treitschke, 1835) | Olivbraune Zünslereule | Y | |
| 41 | <i>Horisme radicularia</i> (De La Harpe, 1855) | Flussauen- Waldrebenspanner | X X | |
| 42 | <i>Hypomecis punctinalis</i> (Scopoli, 1763) | Aschgrauer Rindenspanner | Y | |
| 43 | <i>Idaea aversata</i> (Linnaeus, 1758) | Breitgebänderter Staudenspanner | X | |

| | | | | |
|----|---------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------|--------|---|
| 44 | <i>Idaea biselata</i> (Hufnagel, 1767) | Breitgesäumter Zwergspanner | Y | |
| 45 | <i>Idaea emarginata</i> (Linnaeus, 1758) | Zackenrand- Zwergspanner | Y | |
| 46 | <i>Idaea muricata</i> (Hufnagel, 1767) | Purpurstreifen Zwergspanner | XX | |
| 47 | <i>Idaea rusticata</i> (Denis & Schiffermüller ,1775) | Südlicher Zwergspanner | XX | |
| 48 | <i>Lacanobia aliena</i> (Hubner, 1809) | Trockenrasen Kräutereule | Y | 3 |
| 49 | <i>Lomographa temerata</i> (Denis & Schiffermüller, 1775) | Schattenbinden Weißspanner | X | |
| 50 | <i>Lygephila cracca</i> (Denis & Schiffermüller, 1775) | Randfleck Wickeneule | XX | V |
| 51 | <i>Mamestra brassicae</i> (Linnaeus, 1758) | Kohleule | XX | |
| 52 | <i>Mecyna flavalis</i> (Denis & Schiffermüller, 1775) | Crambidae (Zünsler) | Y (cf) | |
| 53 | <i>Mesoligia furuncula</i> (Denis & Schiffermüller, 1775) | Trockenrasen- Halmeulchen | X | |
| 54 | <i>Mirificarma maculatella</i> (Hübner, 1796) | Celechiidae (Palpenmotten) Braunfleck- Kronwickenfalter | Y | |
| 55 | <i>Mythimna albipuncta</i> (Denis & Schiffermüller, 1775) | Weißpunkt Graseule | X | |

| | | | | |
|----|------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------|---------|--|
| 56 | <i>Mythimna ferrago</i> (Fabricius, 1787) | Kapuzen Graseule | Y | |
| 57 | <i>Mythimna pallens</i> (Linnaeus, 1758) | Bleiche Graseule | X | |
| 58 | <i>Noctua janthina/janthae</i> Komplex (Denis & Schiffermuller, 1775) | Janthina Bandeule | X | |
| 59 | <i>Notocelia roborana</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Tortricidae (Wickler) | X | |
| 60 | <i>Ochropleura plecta</i> (Linnaeus, 1761) | Hellrandige Erdeule | XX | |
| 61 | <i>Oligia latruncula</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Dunkles Halmeulchen | X (cf)X | |
| 62 | <i>Oncocera semirubella</i> (Scopoli, 1763) | Pyralidae (Zünsler) | Y | |
| 63 | <i>Patania ruralis</i> (Scopoli, 1763) | Nesselzünsler | XX | |
| 64 | <i>Perizoma alchemillata</i> (Linnaeus, 1758) | Hohlzahn-Kapselspanner | X (cf) | |
| 65 | <i>Philereme transversata</i> (Hufnagel, 1767) | Großer Kreuzdornspanner | X | |
| 66 | <i>Phragmatobia fuliginosa</i> (Linnaeus, 1758) | Zimtbär | X | |
| 67 | <i>Plagodis dolabraria</i> | Streifenspanner | XX | |
| 68 | <i>Polyphaenis sericata</i> (Esper, 1787) | Bunte Ligustereule | XX | |

| | | | | |
|----|-------------------------------------------------------------|----------------------------------|-----------|---|
| 69 | <i>Pseudoips prasinana</i> (Linnaeus, 1758) | Jägerhütchen, Buchen-Kahnspinner | XX | |
| 70 | <i>Pseudargyrotoza conwagana</i> (Fabricius, 1775) | Tortricidae (Wickler) | XX | |
| 71 | <i>Pseudopanthera macularia</i> (Linnaeus, 1758) | Pantherspanner | X | |
| 72 | <i>Recurvaria leucatella</i> (Clerck, 1759) | Celechiidae (Palpenmotten) | X | |
| 73 | <i>Rhodostrophia vibicaria</i> (Clerck, 1759) | Rotbandspanner | Y | |
| 74 | <i>Rivula sericealis</i> (Scopoli, 1763) | Seideneulchen | X | |
| 75 | <i>Sciota rhenella</i> (Zincken, 1818) | Pyralidae (Zünsler) | XX | |
| 76 | <i>Scopula marginepunctata</i> (Goeze, 1781) | Randfleck Kleinspanner | X | |
| 77 | <i>Scoplua rubiginata</i> (Hufnagel, 1767) | Violetter Kleinspanner | X | |
| 78 | <i>Scotopteryx chenopodiata</i> (Linnaeus, 1758) | Braunbinden Wellensriemenspanner | X | |
| 79 | <i>Siona lineata</i> (Scopoli, 1763) | Hartheuspanner | X | |
| 80 | <i>Sphinx pinastri</i> (Linnaeus, 1758) | Kiefernswärmer | X | |
| 81 | <i>Thaumetopoea processionea</i> (Linnaeus, 1758) | Eichenprozessions-Spinner | XX | V |
| 82 | <i>Timandra comae</i> (Schmidt, 1931) | Ampferspanner | XX | |
| 83 | <i>Trachonitis cristella</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Pyralidae (Zünsler) | Y | |

| | | | | |
|----|--------------------------------------------------------------|--------------------------------|--------|---|
| 84 | <i>Thyatira batis</i> (Linnaeus, 1758) | Roseneule | XX | |
| 85 | <i>Tyta luctuosa</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Ackerwinden-Traureule | XX | V |
| 86 | <i>Watsonalla binaria</i> (Hufnagel, 1767) | Zweipunkt-Sichelflügler | Y | |
| 87 | <i>Xanthorhoe fluctuata</i> (Linnaeus, 1758) | Garten-Blattspanner | X | |
| 88 | <i>Xanthorhoe spadicearia</i> (Denis & Schiffermuller, 1775) | Heller Rostfarben Blattspanner | X (cf) | |
| 89 | <i>Xestia c-nigrum</i> (Linnaeus, 1758) | Schwarzes C | X | |
| 90 | <i>Yponomeuta cagnagella</i> | Pfaffenhütchen-Gespinstmotte | XX | |
| 91 | <i>Ypsolopha scrabella</i> (Linnaeus, 1761) | Ypsolophidae ("Motten") | X | |

Literatur

BRÄU, M., BOLZ, R., KOLBECK, H., NUMMER, A., VOITH, J., WOLF, W. (2013). Tagfalter in Bayern. Ulmer Verlag. 784 S.

EBERT, G. (1994a). Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 3 Nachtfalter I. Ulmer Verlag. 518 S.

EBERT, G. (1994b). Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 4 Nachtfalter II. Ulmer Verlag. 535 S.

EBERT, G. (1997a). Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 5 Nachtfalter III. Ulmer Verlag. 575 S.

EBERT, G. (1997b). Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 6 Nachtfalter IV. Ulmer Verlag. 621 S.

EBERT, G. (1998). Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 7 Nachtfalter V. Ulmer Verlag. 581 S.

EBERT, G. (2001). Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 8 Nachtfalter VI. Ulmer Verlag. 541 S.

EBERT, G. (2003). Die Schmetterlinge Baden-Württembergs, Band 9 Nachtfalter VII. Ulmer Verlag. 609 S.

ELSNER, G., HUEMER, P., TOKAR, Z. (1999). Die Palpenmotten (Gelechiidae) Mitteleuropas. Frantisek Slamka. 207 S.

FORSTER, W., WOHLFAHRT, A. (1984). Die Schmetterlinge Mitteleuropas /Tagfalter / Diurna (Rhoplaocera und Hesperiiidae). Franckh'sche Verlagshandlung. 192 S.

GASTON, K. J., REAVEY, D., VALLADARES, G. R. (1992). Intimacy and fidelity: internal and external feeding by the British microlepidoptera. *Ecological Entomology* 17(1), 86-88.

HERRANDO, S., BROTONS, L., ANTON, M., PARAMO, F., VILLERO, D., TITEUX, N., ..., STEFANESCU, C. (2016). Assessing impacts of land abandonment on Mediterranean biodiversity using indicators based on bird and butterfly monitoring data. *Environmental conservation* 43(1), 69-78.

ÖCK INGER, E., HAMMARSTEDT, O., NILSSON, S. G., SMITH, H. G. (2006). The relationship between local extinctions of grassland butterflies and increased soil nitrogen levels. *Biological Conservation* 128(4), 564-573.

PLACHTER, H. (1989). Zur biologischen Schnellansprache und Bewertung von Gebieten. –
Schr.-R. Landschaftspflege Naturschutz 29:107–135.

RAZOWSKI, J. (2001). Die Tortriciden Mitteleuropas. Frantisek Slamka. 319 S.

Rote Liste Bayern 2016, Rhopalocera

Rote Liste Bayern 2003, Macroheterocera

Rote Liste Bayern 2003, Microlepidoptera

SEGERER, A.H., HAUSMANN, A. (2011). Die Großschmetterlinge Deutschlands. Heterocera Press. 308 S.

SETTELE, J., STEINER, R., REINHARDT, R., FELDMANN, R., HERMANN, G. (2015). Schmetterlinge – Die Tagfalter Deutschlands. Ulmer Verlag. 256 S.

SLAMKA, F. (1997). Die Zünslerartigen (Pyraloidea) Mitteleuropas. Frantisek Slamka. 111 S.

STEINER, A., RATZEL U., TOP-JENSEN, M. FIBINGER, M. (2014). Die Nachtfalter Deutschlands – Ein Feldführer. BugBook Publishing (Oestermarie, Dänemark). 878 S.

THOMAS, J.A., TELFER, M.G., ROY, D.B., PRESTON, C.D., GREENWOOD, J.J. ASHER, J., FOX, R., CLARKE, R.T., LAWTON, J.H. (2004). Comparative losses of British butterflies, birds and plants and the global extinction crises. *Science* 303, 1879-81.

VAN SWAAY, C., VAN STRIEN, A., AGHABABYAN, K., ASTROM, S., BOTHAM, M., BRERETON, T., ..., FELDMANN, R.

(2015). The European Butterfly Indicator for Grassland species: 1990-2013.

WENZEL, M., SCHMITT, T., WEITZEL, M., SEITZ, A. (2006). The severe decline of butterflies on western German calcareous grasslands during the last 30 years: a conservation problem. *Biological Conservation* 128(4), 542-552.

Danksagung

Für die Artenschutz rechtliche Ausnahmegenehmigung zum Betrieb der Leuchtanlage danken wir der Regierung von Unterfranken. Für die Zufahrt zum Blauen Hügel sind wir dem Staatlichen Bauamt Würzburg dankbar.

Brutvogelkartierung¹ des Botanischen Gartens der Universität Würzburg im Jahr 2015

Agnes Parker

Zusammenfassung

Die großen Außenanlagen des Botanischen Gartens der Universität Würzburg sind Lebensraum für viele Organismen. Ziel dieser Arbeit war die Revierkartierung der Avifauna, um den Wert des Botanischen Gartens als Habitat für Brutvögel zu ermitteln. Die Datenerfassung fand im Zeitraum zwischen November 2014 und Juli 2015 statt. Dabei wurden 51 Vogelarten festgestellt, 33 davon konnten als Brutvögel klassifiziert werden. Das Untersuchungsgebiet zeigte einen Artenreichtum mit einem Quotienten von 1.14, was seine Bedeutung als Lebensraum für Vögel unterstreicht. 16 dieser Vogelarten sind nach der Roten Liste Deutschland, der Roten Liste Bayern oder nach ‚Species of European Conservation Concern‘ als gefährdet oder bedroht einzustufen. Die Ergebnisse der Kartierung werden auch mit älteren Studien zur Avifauna Würzburgs verglichen, wobei über die Jahre ein deutlicher Rückgang der Vielfalt an Vogelarten zu beobachten ist.

1. Einleitung

Vögel sind wie keine andere Tiergruppe geeignet, auch Laien einen Zugang zu den Schönheiten der Natur zu ermöglichen. Dabei sind Vogelbeobachtungen das ganze Jahr über und in fast jedem Lebensraum möglich, sei er naturnah oder stark vom Menschen geprägt.

¹ Dieser Publikation liegt eine schriftliche Hausarbeit für das Lehramt an Gymnasien zu Grunde, angefertigt am Lehrstuhl für Tierökologie und Tropenbiologie (Zool. III) der Fakultät für Biologie, Universität Würzburg, betreut von Akad. Dir. Dr. Dieter Mahsberg. Frau Parkers Hausarbeit wurde 2016 bei der Absolventenfeier der Fakultät als „Ausgezeichnete Abschlussarbeit“ gewürdigt.

Der Botanische Garten Würzburg ist in dieser Hinsicht ein besonders geeigneter Ort, da er in Stadtnähe liegt und jährlich von vielen Menschen aller Altersklassen besucht wird. Trotzdem ist er relativ abgeschieden und, abgesehen vom Autobahnzubringer zur A3, ein Lebensraum mit wenig Lärmbelästigung. Die abwechslungsreiche Bepflanzung des Botanischen Gartens bietet Vögeln viele Brutmöglichkeiten. Da die Samen der meisten Pflanzen auch über den Winter verfügbar bleiben, ist der Park eine wichtige Nahrungsquelle für Vögel, die auch von außerhalb in großer Zahl einfliegen. Trotz dieser idealen Bedingungen existiert bisher keine systematische Erfassung der Vogelwelt des Botanischen Gartens Würzburg. Ziel dieser Arbeit war daher, die Avifauna dieses Lebensraums zu erfassen und alle Vogelarten zu kartieren, die ihn als Brutstätte oder Nahrungsquelle nutzen. Die Ergebnisse der Studie sollen auch die Bedeutung des Botanischen Gartens als Schutzraum für Vogelarten unterstreichen und einen Beitrag zur Schutzwürdigkeit einer stadtnahen Avifauna leisten.

2. Material und Methoden

2.1 Untersuchungsgebiet

Seit dem Umzug aus der Würzburger Innenstadt 1960 liegt der Botanische Garten am Südrand der Stadt (RIEDERER & VOGG, 2007). Im Süden wird er durch die Vorortsiedlung des Steinbachtals begrenzt. Südwestlich schließen sich Schrebergärten und einige Weinanbauflächen an. Südöstlich des Gartens befindet sich das Stadion des FC Würzburger Kickers, die nordwestliche Begrenzung ist als Autobahnzubringer zur A3 die befestigte Schnellstraße B19. In der Nähe des Botanischen Gartens liegt der Main mit dem Naturschutzgebiet „Mainaue an der Naturheilinsel“.

Das Gelände des Botanischen Gartens umfasst eine Fläche von 9 ha (Abb. 1). Dort befinden sich das Julius-von-Sachs-Institut der Universität Würzburg, Gewächshäuser mit einer Fläche von 2500 m² und Freilandanlagen mit unterschiedlichen Bepflanzungsformen. Im

Botanischen Garten werden etwa 10.000 dokumentierte Pflanzenarten gepflegt (RIEDERER & VOGG, 2007).



Abb. 1 Plan des Botanischen Gartens der Universität Würzburg im Maßstab 1:5000 (RIEDERER, 2014).



Abb. 2 Tertiärwald im Botanischen Garten Würzburg im Frühjahr 2015 (Foto: Agnes Parker)

Der Botanische Garten bietet Vögeln ein reiches Angebot an Insekten und Pflanzensamen. Die Samen der meisten Pflanzen der Außenanlage werden über die Wintermonate an den Pflanzen belassen. Größere Schreitvögel wie der Graureiher finden im Frühjahr eine große Zahl an Fröschen vor, die in den Teichen der Anlage laichen.

Während der Kartierungsarbeit wurden mehrfach Prädatoren wie Katzen und Füchse gesichtet. Der Botanische Garten ist auch Lebensraum für Eichhörnchen, die gelegentlich Vogeleier oder Jungvögel fressen (BOSCH et al., 2015). Nahrungskonkurrenten der Vögel können auch Fledermäuse sein, die in den aufgestellten Fledermauskästen nisten.

2.2 Kartierung des Brutvogelbestands

Im Rahmen dieser Arbeit sollten der gesamte Brutvogelbestand und die rastenden Zugvögel des Botanischen Gartens erfasst werden. Als Standardmethode wurde die Revierkartierung gewählt. Sie ist vor allem für die Erfassung von Vogelarten mit territorialem Verhalten geeignet. Die Revierkartierung ist die einzige Methode, die die Erfassung von Brutvögeln, Brutrevieren und Abundanzen zulässt. Sie ist auch für seltene oder unauffällige Arten geeignet. Gleichzeitig ermöglichen die erhobenen Daten den Vergleich von Artengemeinschaften und Arthäufigkeiten mit anderen Gebieten und Langzeit-Monitoring der Bestandsentwicklung eines Gebietes. Nach SÜDBECK et al. (2005) wird die Revierkartierung auch für Schutzgebietsausweisungen, Umweltverträglichkeitsprüfungen, Habitatvergleiche und für die Erfassung von Brutvogelgemeinschaften sowie deren Monitoring genutzt.

Der offizielle Plan des Botanischen Gartens (Abb. 1) wurde als Kartierungsgrundlage für die Erfassung der Avifauna benutzt. Nach SÜDBECK et al. (2005) werden quadratische Teilabschnitte gleicher Größe und mit möglichst wenigen Grenzlinien für die Karte eines Gebietes empfohlen. Aufgrund der starken Strukturierung des Botanischen Gartens wurden nach zwei Begehungen stattdessen kleinere Flächen unterschiedlicher Größe und Form gewählt, angelehnt an die jeweilige Bepflanzung. Dadurch konnten Brutreviere genauer lokalisiert werden. Abb. 6 zeigt die entsprechende Aufteilung des Geländes in 12 Kartierungsflächen. Außerdem wurden die Standorte von 25 schon länger vorhandenen Nistkästen eingetragen.



Abb. 6: Lage der (farblich abgesetzten) 12 Kartierungsflächen zur Erfassung der Avifauna im Botanischen Garten Würzburg. X: Nistkasten. Buchstaben: Gebäude und sonstige Strukturen.

Die Übertragung der Tageskarten auf die Artkarten erfolgte entgegen der Empfehlung von SÜDBECK et al. (2005) am Ende der Kartierung. Dies machte eine übersichtliche Notierung der Einzelnachweise auf den Artkarten möglich, was aufgrund der vielen Begehungen nötig war. Zusätzlich wurde in der Nähe der Nistkästen während der Hauptbrutzeit jeweils 5 Minuten gewartet, um ein- und ausfliegende Brutvögel erfassen zu können.

Nach Vergleich mit dem Atlas der Brutvögel Bayern (RÖDL et al., 2012) sind drei Arten im untersuchten Gebiet zu erwarten, bei denen der Einsatz von Klangattrappen empfohlen wird. Diese Arten sind die Schleiereule, die Waldohreule und der Waldkauz. Bei diesen Arten ist nach SÜDBECK et. al (2005) der Einsatz von

Klangattrappen nur in unübersichtlichem Gelände sinnvoll. In überschaubarem Gelände sollte die Erfassung ohne akustische Hilfsmittel erfolgen. Diesen Richtlinien folgend wurde auf den Einsatz von Klangattrappen verzichtet.

SÜDBECK et al. (2005) empfehlen für die Revierkartierung ein standardisiertes Vorgehen, das im Weiteren kurz beschrieben werden soll. Bei der Begehung eines Untersuchungsgebietes werden an verschiedenen Terminen alle revieranzeigenden Verhaltensweisen der Vögel mit Symbolen auf Tageskarten des Gebietes notiert. Die Daten der Tageskarten werden auf Artkarten übertragen. Anhand der lokalen Anhäufung von revieranzeigenden Verhaltensweisen können Papierreviere der Arten ermittelt werden. Ein Papierrevier markiert die ungefähre Lage und die minimale Größe eines realen Revieres. Die Einschränkung der auswertbaren Daten auf artspezifische Erfassungszeiträume und Wertungsgrenzen macht die genaue Feststellung der Anzahl von Brutpaaren in einem Gebiet möglich und verhindert die Erfassung von durchziehenden singenden Männchen als Brutvögel. Anhand der Anzahl der Reviere kann die Siedlungsdichte bzw. die Abundanz für diese Art berechnet werden. Die Revierkartierung erfolgt an 6 bis 10 Terminen und ist für kleinere Flächen mit maximal 100 ha geeignet (SÜDBECK et al., 2005). Aufgrund der kleinen Fläche des Gartens (9 ha) war der Mehraufwand, den diese Methode mit sich bringt, zeitlich und finanziell auch für eine Einzelperson ohne weiteres vertretbar.

Die Anzahl und Verteilung der Begehungen über die Zeit orientierte sich an den Empfehlungen von SÜDBECK et al. (2005) und wurde nach folgendem Schema modifiziert: Während der Hauptbrutzeit des Großteils der Brutvögel zwischen April und Juni wurden drei zusätzliche Begehungen durchgeführt. Zur Erfassung dämmerungs- und nachtaktiver Arten wurden zwei Dämmerungs- und Nachtbegehungen im März und April durchgeführt. Dieser Zeitraum wurde gewählt, um ggf. Eulenvögel nachweisen zu können, die nach SÜDBECK et al. (2005) zu diesem Zeitpunkt ihre Hauptbalzzeit haben. Zur Erfassung von Arten mit frühem Brutbeginn und dementsprechend frühem Beginn des Erfassungszeitraumes, wie

Eulen, Kleiber und Spechte, erfolgten zusätzlich drei Begehungen im Februar. Auch der Bestand der Standvögel und Durchzügler im Botanischen Garten sollte erfasst werden. Dazu wurden zwischen November und Januar insgesamt 14 Begehungen durchgeführt. Die Anzahl aller Begehungen der Kartierung vom November 2014 bis zum Juli 2015 und ihr Vergleich zu den Empfehlungen von SÜDBECK et al. (2005) sind in Tab. 1 dargestellt.

Tab. 1: (siehe Anhang) Gesamtübersicht über die Zahl der Begehungen, die im Botanischen Garten Würzburg im Kartierungszeitraum 11/2014 - 07/2015 durchgeführt wurden. Im Vergleich hierzu die von SÜDBECK et al. (2005) empfohlene Anzahl an Begehungen.

Die Kartierungsdurchgänge begannen jeweils etwa 30 Minuten vor Sonnenaufgang. Dadurch wurde gewährleistet, dass der Untersuchende vor Beginn des Vogelgesangs auf dem Gelände war. So konnte ein möglichst großes Gebiet während der höchsten Gesangsaktivität in der Morgendämmerung abgelaufen werden. Das Gelände wurde einmal im Dunkeln abgelaufen und alle Gesänge notiert. Danach wurde das Gelände noch einmal im Hellen abgelaufen um Arten zu erfassen, die weniger laut oder nicht singen und daher im Dunkeln nicht registriert werden konnten. Die Begehungen dauerten je nach Vogelaktivität 2 bis 4,5 Stunden. Den Empfehlungen zur Revierkartierung nach SÜDBECK et al. (2005) entsprechend wurden die Kartierungen zwischen März und Juli vor 10 Uhr und in den Wintermonaten, vor 11 Uhr durchgeführt. Die Dämmerungs- und Nachtbegehungen begannen bei Sonnenuntergang und dauerten jeweils 2 Stunden. Dabei wurden nur dämmerungs- oder nachtaktive Vögel erfasst. Begehungen wurden nur bei trockenem, ruhigen Wetter durchgeführt. Bei Regen oder starkem Wind hätte die verminderte Vogelaktivität das Ergebnis der Kartierung verfälscht (SÜDBECK et al., 2005).

2.3 Hilfsmittel

Die Kartierungsgebiete wurden mit dem Fernglas auf Vögel abgesucht, die Bestimmung erfolgte nach SVENSSON et al. (2009). Vogelstimmen, die im Gelände nicht eindeutig zugeordnet werden konnten, wurden zunächst mit einem digitalen Tonaufnahmegerät aufgenommen und anschließend nach SINGER (2011) und mit Hilfe eines TING-Hörstifts bestimmt. Dieser ermöglicht eine digitale Verknüpfung von Hören und Lesen. Vogelstimmen können so anhand eines Weblinks schnell und einfach auf den TING-Stift geladen werden. Mithilfe kodierter Felder in der Beschreibung der Vogelarten können Vogelstimmen dann akustisch wiedergegeben werden.

2.4 Datenerfassung

Alle optischen und akustischen Signale von Vögeln wurden während der Kartierung registriert und mithilfe von standardisierten Symbolen (Abb. 7) auf Tageskarten notiert.

Hauptaugenmerk lag dabei auf revieranzeigenden oder brutverdächtigem Verhalten. Als revieranzeigende Merkmale gelten nach SÜDBECK et al. (2005) alle Merkmale aus Tab. 2.

Tab. 2: (siehe Anhang) Revieranzeigende Merkmale von Brutvögeln (SÜDBECK et al., 2005)

Die verschiedenen Kartierungsgänge erhielten die Nummern von 1 bis 30. Die erfassten Daten der Tageskarten wurden anschließend auf Artkarten übertragen. Die Artkarten dienten als Grundlage für die Erfassung der Papierreviere, des Brutbestandes und für die Berechnung der Abundanzen (Kap. 3.3).

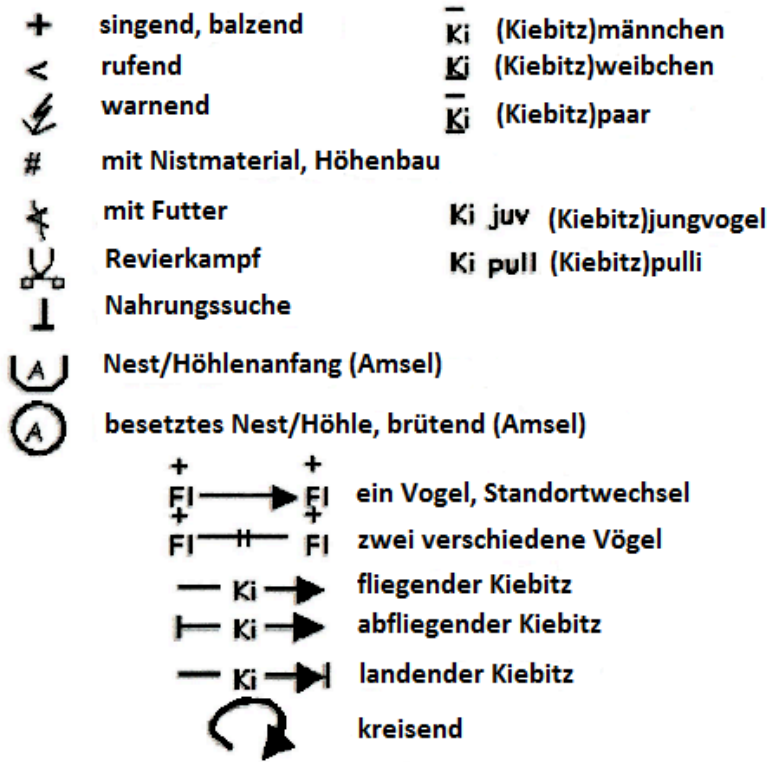


Abb. 7 Standardisierte Symbole zur Erfassung von revieranzeigenden Verhaltensweisen von Vögeln nach SÜDBECK et al. (2005)

2.5 Auswertung

Die Auswertung der Artkarten erfolgte innerhalb artspezifischer Erfassungszeiträume und Wertungsgrenzen nach SÜDBECK et al. (2005). Dieses Vorgehen erhöht die Genauigkeit und die Standardisierung der Methode. Der Erfassungszeitraum ist der Jahresabschnitt, in dem eine Art im untersuchten Gebiet saisonal anzutreffen ist. Die Beschränkung auf den Erfassungszeitraum soll die Registrierung von durchziehenden Vögeln verhindern, da manche Arten schon während des Zuges Gesänge oder Balzverhalten zeigen.

Die Wertungsgrenzen beziehen sich auf die Hauptbrutperiode, die Erstbrut und den Zeitraum, in dem die ersten Jungen flügge werden. Dies soll die Bestandüberschätzung durch Umsiedlung eines Paares für die Zweitbrut verhindern. Gewertet wurden alle revieranzeigenden und brutanzeigenden Verhaltensweisen innerhalb der artspezifischen Wertungsgrenzen nach SÜDBECK et al. (2005). Revieranzeigende Verhaltensweisen außerhalb der Wertungsgrenzen aber innerhalb des Erfassungszeitraumes wurden nur berücksichtigt, wenn sie örtlich gehäuft mit Beobachtungen innerhalb der Wertungsgrenzen vorlagen. Beobachtungen außerhalb des Erfassungszeitraumes wurden nicht gewertet. Reviere wurden nur als solche gewertet, wenn insgesamt drei revieranzeigende Verhaltensweisen innerhalb dieser Grenzen gezeigt wurden. Reviere, die nur zur Hälfte auf der Untersuchungsfläche lagen, wurden nicht gewertet. Von Arten, die nur außerhalb des Erfassungszeitraumes gesichtet wurden (z.B. zur Nahrungssuche) wurden keine Artkarten erstellt, da sie nicht unter Brutverdacht standen.

Der Brutstatus der Brutvögel wurde nach den Kriterien der EOAC (European Ornithological Atlas Committee) nach HAGEMEIJER & BLAIR (1997) festgelegt. Je nach gezeigten Verhaltensweisen wurden die Vögel in die Kategorien der Brutzeitfeststellung (A), des Brutverdacht (B) oder des Brutnachweises (C) eingeteilt. Die entsprechenden Kriterien für diese Einteilung sind in Tab. 3 aufgetragen. Die Anzahl der Reviere zeigt die Anzahl der Brutpaare an (Kap. 3.1).

Tab. 3: (siehe Anhang) Kriterien der Einteilung von Brutvögeln nach der EOAC nach HAGEMEIJER & BLAIR (1997)

3. Ergebnisse

3.1 Vogelarten im Botanischen Garten Würzburg

Im Kartierungszeitraum wurden im Botanischen Garten Würzburg 51 Vogelarten erfasst (Tab. 4).

Tab. 4: (siehe Anhang) 51 Vogelarten (in alphabetischer Reihenfolge des deutschen Artnamens), die im Botanischen Garten Würzburg im Zeitraum 11/2014 – 07/2015 nachgewiesen wurden.

3.2 Brutvögel

33 Brutvögel wurden nach den in Kapitel 2.2 beschriebenen Kriterien ermittelt und der Brutstatus nach den EOAC-Kriterien klassifiziert. Von den Brutvogelarten wurden drei Arten in der Brutzeit festgestellt (A), 13 standen unter Brutverdacht (B), für 17 Vogelarten wurde ein Brutnachweis erbracht (C). Die Anzahl der Reviere in den Artkarten lieferte Hinweise auf die Anzahl der Brutpaare im Untersuchungsgebiet. Zu den Brutvogelarten, zum Beobachtungs- und Erfassungszeitraum, zu Wertungsgrenzen (SÜDBECK et al., 2005), EOAC-Brutstatus (HAGEMEIJER & BLAIR, 1997) und der Anzahl der Brutpaare im Botanischen Garten siehe Tab. 5.

Tab. 5: (siehe Anhang) Brutvogelarten des Botanischen Gartens Würzburg (Nr. siehe Tab. 4) mit Angabe des jeweiligen Beobachtungszeitraums und der Anzahl an Brutpaaren im Jahr 2015.

Von den 25 Nistkästen wurden 11 als Bruthöhlen genutzt, fünf waren mit Blaumeisen und sechs mit Kohlmeisen besetzt. Jeweils ein Kohl- und ein Blaumeisenpärchen brüteten in alten Spechthöhlen. Fünf der Starenpärchen brüteten in Baumhöhlen, während eines in einem Hohlraum unter einem Dachvorsprung des Botanischen Institutes nistete.

3.3 Abundanzen

BAUER et al. (2012) beschreiben mit der Abundanz die Anzahl der Territorien einer Brutvogelart in einem Gebiet von 20 bis 49 ha Größe. Da der Botanische Garten mit 9 ha deutlich kleiner ist und Abundanzen als Funktionen der Fläche stark mit der Flächengröße abnehmen, sind die hier ermittelten Werte nur bedingt mit den Literaturwerten vergleichbar und sollen daher auch nicht weiter ausgeführt werden. Es ist jedoch festzuhalten, dass die Abundanzen (Reviere pro 9 ha) der 33 im Botanischen Garten erfassten Brutvögel unter den erwarteten Abundanzen (Reviere pro 10 ha) für diese Arten nach BAUER et al. (2012) lagen. Lediglich die Ringeltaube liegt mit acht Revieren pro 9 ha deutlich über der erwarteten Siedlungsdichte von 2,0.

3.4 Artenspektrum

3.4.1 Gefährdete Vogelarten

Ein wichtiges Ziel des Umweltschutzes ist der Schutz von gefährdeten Arten. Im Botanischen Garten wurden 16 Vogelarten erfasst, die nach der Roten Liste Deutschland (SÜDBECK, 2007), der Roten Liste Bayern (FÜNFSTÜCK et al., 2003) oder nach der Species of European Conservation (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2004) als

gefährdet eingestuft werden. Für die Einstufung von gefährdeten Vogelarten gelten folgende Kategorien (Tab. 6).

Tab. 6: (siehe Anhang) Kategorien zur Einstufung von gefährdeten Vogelarten

Diesen Einstufungen folgend finden sich drei Vogelarten aus der Kartierung des Botanischen Gartens 2015, die nach der Roten Liste Deutschland (SÜDBECK, 2007) als gefährdet eingestuft werden. Der Wendehals und die Kornweihe sind stark gefährdet und der Kuckuck ist auf der Vorwarnliste für Deutschland.

Zwölf Vogelarten befinden sich auf der Roten Liste Bayern (FÜNFSTÜCK et al., 2003). Die Kornweihe ist vom Aussterben bedroht. Der Gartenrotschwanz, der Habicht, der Schwarzmilan und der Wendehals sind gefährdete Vogelarten. Sieben weitere Arten befinden sich auf der Vorwarnliste. Zehn der Arten wurden nach SPEC als schützenswert eingestuft und drei Arten gelten nach der Europäischen Vogelschutzrichtlinie (EU-V) als bedroht. Fünf dieser 16 Vogelarten stehen im Botanischen Garten Würzburgs im Brutverdacht. Die Haubenmeise und der Kuckuck wurden während ihrer Brutzeit festgestellt (EOAC – A) und vom Gartenrotschwanz, der Goldammer und dem Star konnte ein Brutnachweis erbracht werden (EOAC – C). Zu den gefährdeten Vogelarten und ihrer Einstufung siehe Tab. 7.

Tab. 7: (siehe Anhang) Gefährdete Vogelarten im Botanischen Garten Würzburg.

Bei einer Anzahl von 51 festgestellten Vogelarten ergeben diese Werte nach der RL-D einen Anteil von 5,9 % und nach der RL-B einen Anteil von 23,5 % bedrohter Arten im Untersuchungsgebiet.

3.4.2 Arten-Areal-Beziehung

Die Arten-Areal-Beziehung gibt an, wie viele Brutvögel in einer durchschnittlichen mittel-europäischen Landschaft zu erwarten sind (BANSE & BEZZEL, 1984). Sie lässt sich nach folgender Gleichung berechnen (Gl. 1):

$$S = 41.2 \cdot A^{0.14}$$

(1)

Mit S als Artenzahl und A als Fläche in km².

Für die Untersuchungsfläche des Botanischen Gartens mit 9 ha (0,09 km²) gilt analog (Gl. 2):

$$S = 41.2 \cdot 0.09^{0.14} = 29$$

(2)

Es ergeben sich demnach 29 zu erwartende Brutvogelarten im Untersuchungsgebiet.

Der Artenreichtum eines Gebietes lässt sich aus dem Quotienten der zu erwartenden Artenzahl S und der festgestellten Artenzahl S' berechnen. Dieser Quotient zeigt für die untersuchte Fläche bei 33 Brutvogelarten folgenden Zusammenhang (Gl. 3):

$$\frac{S'}{S} = \frac{33}{29} = 1.14$$

(3)

Ein Quotient > 1 deutet auf überdurchschnittlichen Artenreichtum hin. Man kann demnach den Botanischen Garten als artenreichen Brutvogellebensraum bezeichnen, wobei Singvögel mit einem Quotienten von 1,03 den wesentlichen Beitrag leisten.

4. Bewertung der Kartierungsergebnisse

Der kartierte Botanische Garten liegt nahe am Main und in Nähe des Steinbachtals, einer waldnahen Vorortsiedlung von Würzburg, das sich durch ein mildes Weinbauklima auszeichnet. Vögel finden in der relativ ruhigen Gartenanlage ein reichhaltiges Nahrungsangebot an Pflanzensamen, Insekten und anderen Kleintieren. Alte Spechthöhlen sowie zahlreiche Nistkästen bieten vielen höhlenbrütenden Vögeln Nistgelegenheiten. Die vorliegende Kartierung der Avifauna bestätigt, dass all diese Gegebenheiten den Botanischen Garten zu einem wertvollen Brutgebiet für Vögel machen, was im Folgenden näher erläutert werden soll.

Der Atlas der Brutvögel Bayern ist ein Sammelwerk von zentral organisierten, standardisierten Kartierungen, die in ganz Bayern vorgenommen wurden. Um einen Vergleich der Brutvögel des Botanischen Gartens mit diesem Atlas zu ermöglichen, wurde der Kartierungsabschnitt des Untersuchungsgebiets gewählt. Im Atlas von 1979-1983 war das Kartierungsabschnitt 56/552 (NITSCHKE et al., 1987). Für 1996-1999 und 2005-2009 ist Kartierungsabschnitt 25/62 (BEZZEL et al., 2005; RÖDL et al., 2012) relevant, in dem neben dem Untersuchungsgebiet ein großer Teil der Würzburger Innenstadt sowie Teile der Vororte Würzburgs und ein Mainabschnitt liegen.

Legt man die Liste von 119 Vogelarten (1979-2009) des Atlas der Brutvögel Bayern zu Grunde, konnten davon 51 Arten im Botanischen Garten kartiert werden. Bei einer Größe von 9 ha waren nach BANSE & BEZZEL (1984) 29 Brutvögel im Kartierungsgebiet zu erwarten. Bei 33 Brutvogelarten im Jahr 2015 errechnet sich mit 1,14 ein hoher Kennwert für den Artenreichtum (wofür mit 1,03 die vielen Singvogelarten verantwortlich sind).

Der Kartierungsabschnitt des Atlas der Brutvögel Bayern ist 100 km² groß (NITSCHKE et al., 1987). Die für dieses Kartierungsgebiet zu erwartende Artenzahl *S* nach BANSE & BEZZEL (1984), siehe 3.3.2, läge bei 79 Brutvogelarten.

Nach den Daten im Atlas der Brutvögel Bayern ging die Zahl der Brutvogelarten im Kartierungsgebiet Würzburg stetig zurück. Von insgesamt einmal 119 Arten (=100%) waren es 1979-1983 maximal 107 (Artenreichtum 1,35), 1996-1999 noch 99 (Artenreichtum 1,25) und 2005-2009 maximal 85 Arten (Artenreichtum 1,07). Dies entspricht einem Rückgang der Brutvogelarten um bis knapp 21 %, einem deutlichen Verlust an Biodiversität. Diese Entwicklung unterstreicht die Bedeutung des Botanischen Gartens Würzburg als Lebensraum mit überdurchschnittlicher Vogelvielfalt.

Auch im Vergleich zu einigen älteren Quellen fällt der Artenrückgang in der Region auf. ROSENBERGER (1956) führte 1953 eine Kartierung der Würzburger Parkanlagen durch. Er konnte 86 Vogelarten feststellen, darunter 57 Brutvögel. UHLICH (1991) weist in einer Rasterkartierung des Landkreises und der Stadt Würzburg in den Jahren 1982 bis 1991 227 Vogelarten nach, darunter 121 Brutvögel.

Neben rückläufiger Artenzahl lassen sich diesen Arbeiten auch Veränderungen in der Zusammensetzung der Avifauna entnehmen. So beschreibt ROSENBERGER (1956) den Grauspecht für 1953 als einen Brutvogel der städtischen Parkanlagen. Seit 2005 gilt er für das Kartierungsgebiet Würzburg nicht mehr als Brutvogel. Auch in UHLICH (1991) werden noch Arten aufgeführt, die heute keine Brutvögel der Region mehr sind. Einige Arten fielen wie die einst recht häufige Zwergdommel der großflächigen Vernichtungen der Schilfbestände des Maintals zum Opfer. 1989 wurde in Frickenhausen noch ein Exemplar gesichtet. UHLICHs Hoffnung auf Wiederansiedlung der Zwergdommel erfüllte sich bis heute nicht. Auch das Blaukehlchen litt unter solchen Landschaftsmaßnahmen. Nach ursprünglich 10 Brutpaaren im Landkreis ist diese Art nur noch ein vereinzelter Brutvogel der Region und befindet sich, aufgrund der indirekten, aber absehbaren menschlichen Einwirkung, auf der Vorwarnliste der RL-B und der RL-D (FÜNFSTÜCK et al., 2003). Auch die Bestände des Drosselrohrsängers konnten sich nicht mehr erholen, nachdem er 1988 das letzte Mal in Ochsenfurt unter Brutverdacht stand. Eine weitere Art, die unter menschlichen

Baumaßnahmen leidet, ist die Uferschwalbe. Sie benötigt sandige Steilhänge mit ausreichenden Bruthöhlen. Einige Baggerseen, an die diese Habitate angrenzten, wurden ganz oder teilweise für den Badebetrieb umgestaltet. Heute gibt es nur noch sechs für Uferschwalben geeignete Brutplätze in Unterfranken. Stark zurückgegangen sind auch die Bestände der Zippammer, die in Bayern nur noch in Unterfranken vorkommt.

Dagegen haben sich vier Vogelarten erst in den letzten 60 Jahren in Würzburg angesiedelt und sind heute überall verbreitet. Dazu zählt die Ringeltaube, die 1956 als „noch nicht sehr lange verstädert“ galt (ROSENBERGER, 1956, S. 27). Nach anfänglich einzelnen Überwinterern waren Ringeltauben 1982 bis 1991 bereits im ganzen Landkreis verbreitet; 1989 überwinterten bereits 36 Tiere in Würzburg (UHLICH, 1991). Heute sind Ringeltauben neben der Straßentaube die zweithäufigste Taubenart im Würzburger Landkreis. Im Botanischen Garten überwinterte während der Kartierung im Winter 2014 die gesamte Ringeltaubenpopulation. Auch die Türkentaube ist relativ neu für Würzburg. ROSENBERGER (1956) konnte zwar bereits von einigen Sichtungen in Unterfranken (Aschaffenburg, Mellrichstadt und Wülfershausen an der Saale) berichten, hatte diese Art aber während seiner Kartierungen 1953 in Würzburg nicht festgestellt. Erst 1959 wurde der erste Brutnachweis im Landkreis erbracht (SCHNABEL, 1959). Seit 1983 ist die Türkentaube überall im Würzburger Landkreis als Brutvogel verbreitet (UHLICH, 1991).

Wacholderdrosseln kannte ROSENBERGER (1956) nur als Wintergäste in den Würzburger Parkanlagen. Seit 1979 gilt die Art im Untersuchungsgebiet als sicher brütend (NITSCHKE et al., 1987), und UHLICH (1991) bezeichnet sie bereits als weit verbreiteten Brutvogel. Hier fällt vor allem die Veränderung des Zugverhaltens der Wacholderdrosseln auf. Während früher die Vögel aus dem Norden zur Überwinterung in die Region Würzburg kamen, sind sie heute bei uns brütende Sommervögel, die in unserem Winter weiter nach Süden ziehen. Dies ist eines der vielen Beispiele, welche die Auswirkungen der Klimaerwärmung der letzten Jahre deutlich

machen. Eine weitere Art ist die Beutelmeise. 1985 wurde sie in der Region Würzburg erstmals nachgewiesen, mit allerdings nur einem Brutpaar 2005.

1979 - 1983 wurden im Kartierungsgebiet 20 bis 29 Arten der RL-B festgestellt. Dies entspricht einem Anteil von 22.5 - 29.9 %. 2005 - 2009 wurden 6 - 8 Arten der RL-B mit einem Anteil von durchschnittlich 9.1 % festgestellt.

Im Untersuchungsgebiet wurden 16 bedrohte Vogelarten kartiert. Darunter ist die Kornweihe die am stärksten gefährdete Art, die im Botanischen Garten gesichtet wurde. Sie ist in Bayern vom Aussterben bedroht und wird daher nach der RL-B (FÜNFSTÜCK et al., 2003) in die Kategorie 1 eingeteilt. Bereits 1991 beschreibt UHLICH sie als ausgestorbenen Brutvogel im Landkreis Würzburg, der nur selten als Durchzügler im Winter zu sehen ist.

Der Eisvogel steht in Bayern auf der Vorwarnliste. 1991 stand der Eisvogel noch an fünf Orten im Landkreis Würzburg unter Brutverdacht (UHLICH, 1991). UHLICH benennt als Ursache für die Reduktion der Bruten eine Gefährdung „durch Gewässerverschmutzung, Flußbegradigung und Beunruhigung durch Angler und Ausflügler“ (UHLICH, 1991, S. 30). Der Eisvogel wurde teilweise von Anglern verfolgt und die Vernichtung der Schilfbestände am Flusslauf des Mains und an geeigneten Baggerseen verschärften die Situation zusätzlich. 2005 bis 2009 wurde nur noch ein Brutpärchen im Kartierungsgebiet festgestellt. Da der Eisvogel ein Standvogel ist und zweimal in den Wintermonaten im Botanischen Garten auf Futtersuche beobachtet wurde, kann man annehmen, dass sich sein Brutgebiet im nahgelegenen Maingebiet befindet.

Neben der Kornweihe ist auch der Wendehals deutschlandweit stark gefährdet. ROSENBERGER beschreibt ihn 1953 noch als regelmäßigen Brutvogel in den Stadtparkanlagen, den Bismarck- und den Steinbachtal-Anlagen. Schon 1975 konnte er nur noch vereinzelt im Hofgarten und im Frauenland festgestellt werden (UHLICH, 1991). Obwohl weitgehend aus der Stadt verschwunden (2005–2009 im Kartierungsgebiet noch 2-3 Brutpaare), hört man ihn immer

wieder einmal in den Streuobstrestbeständen beim Biozentrum am Hubland Süd. Der Wendehals ist zwar kein Brutvogel im Botanischen Garten, könnte aufgrund des Zeitpunktes der dortigen Sichtung aber in der Nähe brüten.

Der Gartenrotschwanz bevorzugt als Höhlenbrüter ältere Baumbestände mit natürlichen Höhlen und war daher 1953 in fast allen Stadtparks verbreitet (ROSENBERGER, 1956). Als mit der Rodung dieses Baumbestands vor allem auch im Hofgarten das Nistplatzangebot rapide abnahm, verschwand der Gartenrotschwanz zum großen Teil aus den städtischen Anlagen und wurde zum nur mäßig zahlreichen Brutvogel (UHLICH, 1991), der heute nach der RL-B bereits als gefährdet eingestuft wird.

Von den 51 in vorliegender Erhebung gesichteten Vogelarten zählten 28 zu Standvögeln, vier zu Kurz- und Mittelstreckenziehern, neun zu Teil- und zehn zu Langstreckenziehern. Die Ringeltaube zeigt ein verändertes Zugverhalten. Sie ist ein Teilzieher und gehört laut SVENSSON (2009) im Untersuchungsgebiet zum ziehenden Teil der Population, dessen Zugzeit im Zeitraum von Oktober bis März liegen sollte. Die Ergebnisse der Kartierung 2014/2015 weisen die Ringeltaube im Untersuchungsgebiet als Standvogel aus. Dies könnte auf das milde Klima der Region und das reiche Nahrungsangebot des Botanischen Gartens während der Wintermonate zurückgeführt werden.

Was könnte außer einer generellen Abnahme der Artenvielfalt erklären, warum über 30 Jahre Kartierung in Würzburg 119 Brutvogelarten ergaben, im Botanischen Garten mit 51 Arten aber nicht einmal die Hälfte davon gesichtet werden konnte? Zunächst ist festzustellen, dass bei einem Beobachtungszeitraum von insgesamt neun Monaten und der vergleichsweise geringen Größe des Untersuchungsgebiets nicht alle Arten erfasst werden konnten und die Sättigungsgrenze des regionalen Artenpools sicher nicht erreicht wurde. Die Außenanlagen des Botanischen Gartens sind außerdem nicht repräsentativ für die Lebensräume im Kartierungsgebiet Würzburg. Neben dem Stadtgebiet liegen hier Felder, Waldstücke und der Main. Feldlerchen z.B. benötigen großflächige Wiesen oder

geeignete Felder zum Brüten, ganz abgesehen davon, dass schon ihr Balzflug große Freiflächen erfordert. Für einige waldlebende Arten fehlt dem Botanischen Garten ausreichend dichter und umfangreicher Baumbestand. Wasservögel und Schilfbewohner finden im nahe gelegenen Maingebiet ein sehr viel attraktiveres Brutgebiet, sie benötigen zudem größere, teilweise fließende Wasserflächen mit Uferzonen. Dagegen scheint das Nahrungsangebot des Botanischen Gartens für einige ans Wasser gebundene Arten durchaus attraktiv zu sein, was die Sichtungen von Eisvogel, Graureiher und Stockente vermuten lassen. Dagegen stellt das Röhricht im Botanischen Garten kein geeignetes Brutsubstrat für Vogelarten wie den Teichrohrsänger dar. Hierfür könnten auch die für die Gartenpflege nötigen gärtnerischen Maßnahmen ursächlich sein. Der Teichrohrsänger bevorzugt beispielsweise die Altbestände der Schilfrohre (BAUER et al., 2012), die im Botanischen Garten jährlich zurückgeschnitten werden.

Es gibt auch Vogelarten, die trotz vorhandenen Lebensraumangebots im Botanischen Garten nicht kartiert werden konnten. Die starke Präsenz der konkurrenzstarken Ringeltaube scheint die Straßentaube von dort fernzuhalten, auch die Türkentaube kam nur einmal vor. Haus- und Feldsperlinge fehlten, die im Kartierungsgebiet Würzburg ansonsten häufige Brutvögel sind. Möglicherweise bieten stadtnähere Gebiete diesen Sperlingen mehr Nahrung und Brutmöglichkeiten. Das Fehlen des Mauerseglers könnte mit dem Mangel geeigneter Hohlräume (SÜDBECK et. al., 2005) an den Gebäuden des Institutes in Zusammenhang stehen, die zudem bereits von Star und Gartenrotschwanz genutzt wurden. Die geringe Tiefe der Dachvorsprünge des Julius-von-Sachs-Institutes verhindert das Nisten von Rauch- und Mehlschwalben, die ebenfalls fehlten.

Die installierten Nistkästen erhöhten den Bruterfolg von Blau- und Kohlmeisen, die 11 der 25 Kästen besetzten. Bemerkenswert ist, dass 14 Nistkästen unbesetzt blieben. Möglicherweise wurden diese im September nicht von Altnestern befreit. Wird das versäumt, können sich Blätter und Zweige im Inneren ansammeln, die sich über die

Wintermonate langsam zersetzen. Da Vogelarten wie Blaumeisen und Kleiber ein Altnest nicht entfernen, sondern darüber neu bauen, kann altes Nistmaterial den Brutraum einengen oder den Zugang zum Nistkasten ganz versperren. Tote Vögel und Kot sind zudem eine Brutstätte für Mikroorganismen und für Nestparasiten wie Flöhe, Milben und Lausfliegen (RICHARZ & HORMANN, 2008), was den Bruterfolg eines Vogelpaares reduzieren kann. Eine weitere Erklärung für ungenutzte Nistkästen könnten die vielen Specht- und Baumhöhlen im Botanischen Garten sein, die möglicherweise attraktiver waren als künstliche Nistangebote.

Vögel sind wichtige Indikatoren der Biodiversität von Lebensräumen. Gerade wegen des generellen Rückgangs der Artenvielfalt in der anthropogen geprägten Landschaft ist es zunehmend wichtig, auch städtische und stadtnahe Biotope mit ihren Lebensmöglichkeiten zu erhalten. Die gärtnerischen und gestalterischen Maßnahmen im Botanischen Garten scheinen keinen schwerwiegenden negativen Einfluss auf die Vielfalt der Brutvögel zu haben. Er wird jeden Tag von interessierten Laien, von Schulklassen, von Studierenden, von Fachleuten oder einfach nur von Spaziergängern besucht. Seinen Funktionen in Forschung, Lehre, Öffentlichkeitsbildung und Artenschutz wird auch die reichhaltige Avifauna gerecht. Führungen mit ornithologischem Schwerpunkt, z.B. auch Vogelstimmenexkursionen, würden diesem „Lehr-Lern-Garten“ in seiner Bedeutung für die universitäre Ausbildung und in seinem hohen Stellenwert für die Bevölkerung ganz allgemein eine weitere wertvolle Facette hinzufügen. Auch in Hinblick auf klimatisch bedingte Veränderungen von Lebensgemeinschaften sollten dieser ersten systematischen Kartierung der Avifauna des Botanischen Gartens Würzburg weitere folgen.

Quellenverzeichnis

- BANSE, G. & E. BEZZEL (1984): Artenzahl und Flächengröße am Beispiel der Brutvögel Mitteleuropas. *Journal für Ornithologie* **125/3**: S. 291-306
- BAUER, H.-G.; P. BERTHOLD; P. BOYE; W. KNIEF; P. SÜDBECK & K. WITT (2002): Rote Liste der Brutvögel Deutschlands. (3. Überarbeitete Fassung) - *Ber. Vogelschutz* **39**: 13 – 60
- BAUER, H.-G.; E. BEZZEL & W. FIEDLER (2012): *Das Kompendium der Vögel Mitteleuropas. – AULA-Verlag Wiebelsheim*
- BARTHEL, P.H. & A. J. HELBIG (2005): Artenliste der Vögel Deutschlands - *Limicola* **19**
- BEZZEL, E.; I. GEIERSBERGER; G. v. LOSSOW & R. PFEIFFER (2005): *Brutvögel in Bayern. Verbreitung 1996 – 1999. – Verlag Eugen Ulmer Stuttgart*
- BIRDLIFE INTERNATIONAL (2004): *Birds in Europe: population estimates, trends and conservation status. BirdLife Conservation Ser. No. 12. Cambridge*
- BOSCH, S. & P. W. W. LURZ (2015): Grauhörnchen vs. Eichhörnchen. – *Biologie in unserer Zeit* **45/4**: 254 – 260
- HAGEMEIJER, W.J.M. & M. J. BLAIR (1997): *The EBCC Atlas of European Breeding Birds: Their Distribution and Abundance. London*

- FÜNFSTÜCK, H.-J.; von G. LOSSOW & H. SCHÖPF (2003): Rote Liste gefährdeter Brutvögel (Aves) Bayerns, BayLfU **166/2003**, S. 39 – 44
- NITSCHKE, G. & H. PLACHTER (1987): Atlas der Brutvögel in Bayern 1979 - 1983. – Ornithologische Gesellschaft in Bayern München
- RICHARZ, K. & M. HORMANN (2008): Nisthilfen für Vögel und andere heimische Tiere. – AULA-Verlag Wiebelsheim, S. 55f
- RIEDERER, M. & G. VOGG (2007): Der Botanische Garten der Universität Würzburg: Pflanzenvielfalt im Umfeld aktiver Wissenschaften und Lehre. – Museum Aktuell, S. 23 – 27
- RIEDERER, M. (2014): Gartenplan. Broschüre des Botanischen Gartens der Universität Würzburg (Stand: 11.12.2014)
- RÖDL, T.; B.-U. RUDOLPH; I. GEIERSBERGER; K. WEIXLER & A. GÖRGEN (2012): Atlas der Brutvögel in Bayern. Verbreitung 2005 bis 2009. – Verlag Eugen Ulmer Stuttgart
- ROSENBERGER, W. (1956): Die Vogelwelt der Würzburger Parkanlagen. Abhandl. Naturw. Verein e.V. Würzburg mit Fränkischem Museum für Naturkunde **1/1956**
- SCHNABEL, E. (1959): Die Türkentaube nun auch in Würzburg. Abhandl. Naturw. Verein Würzburg **2/1959**, S. 17 - 22
- SINGER, D. (2011): Was fliegt denn da? - Franckh Kosmos Verlag Stuttgart

SUDFELDT, C., R. DRÖSCHMEISTER, T. LANGGEMACH & J. WAHL (2010): Vögel in Deutschland –
2010. - DDA, BfN, LAG, VSW, Münster

SÜDBECK, P.; H. ANDRETZKE; S. FISCHER; K. GEDEON; T. SCHIKORE; K. SCHRÖDER & C. SUDFELDT
(2005): Methodenstandards zur Erfassung der Brutvögel Deutschlands. Radolfzell

SÜDBECK, P., H. - G. BAUER, M. BOSCHERT, P. BOYE, P & W. KNIEF [Nationales Gremium Rote Liste Vögel] (2007): Rote Liste der Brutvögel Deutschlands. (4. Fassung)

SVENSSON, L., K. MULLARNEY & D. ZETTERSTRÖM (2009):
Der Kosmos Vogelführer. (2. Auflage) - Franckh Kosmos Verlag Stuttgart

UHLICH, D. (1991): Die Vogelwelt im Landkreis und der Stadt Würzburg. Abhandl. Naturw. Verein Würzburg **32/1991**, S. 3-64

Danksagung

Ich bedanke mich bei Herrn Dr. Dieter Mahsberg für seine Unterstützung während der Planung und Durchführung der Kartierung, seine freundliche und hilfreiche Beratung während der Hausarbeit und für konstruktive Kritik bei der Erstellung der Publikation.

Kustos Dr. Gerd Vogg trug viele Anregungen zum Projekt bei und ermöglichte mir den Zugang zum Botanischen Garten auch außerhalb der Öffnungszeiten.

Ich danke allen Mitarbeitern des Botanischen Gartens für ihre Unterstützung und für die Meldungen ihrer Vogelsichtungen.

Herr Matthias Holzbauer, Herr Christian Staib und Frau Elisabeth Sappl stellten mir freundlicherweise diverse Hilfsmittel für die Vogelkartierung zur Verfügung.

Anhang : TABELLEN 1-7

Tab. 1: Gesamtübersicht über die Zahl der Begehungen, die im Botanischen Garten Würzburg im Kartierungszeitraum 11/2014 - 07/2015 durchgeführt wurden. Im Vergleich hierzu die von SÜDBECK et al. (2005) empfohlene Anzahl an Begehungen.

| Monat | Durchgeführte Begehungen 2015 | Von SÜDBECK et al. (2005) empfohlene Begehungen |
|---------------|----------------------------------------|--------------------------------------------------------|
| November 2014 | 2 | - |
| Dezember 2014 | 6 | - |
| Januar 2015 | 6 | - |
| Februar 2015 | 3 | - |
| März 2015 | 2 + 1 Dämmerungs- /Nachtbegehung | 0-1 |
| April 2015 | 3 + 1 Dämmerungs- /Nachtbegehung | 2-3 |
| Mai 2015 | 3 | 2-3 |
| Juni 2015 | 3 | 2-3 |
| Juli 2015 | 2 | 0-2 |
| Gesamt | 30 (+ 2) | 6-10 |

Tab. 2: Revieranzeigende Merkmale von Brutvögeln (SÜDBECK et al., 2005)

| Revieranzeigende Merkmale |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <ul style="list-style-type: none">• Singende/ balzrufende Männchen• Paare• Revierauseinandersetzungen• Nistmaterial tragende Altvögel• Nester/ vermutliche Neststandorte• Warnende, verleitende Altvögel• Kotballen/ Eierschalen austragende Altvögel• Futter tragende Altvögel• Bettelnde oder eben flügge Junge |

Tab. 3: Kriterien der Einteilung von Brutvögeln nach der EOAC nach HAGEMEIJER & BLAIR (1997)

| EOAC-Brutvogelstatus-Kriterien (HAGEMEIJER & BLAIR, 1997) |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| A: Mögliches Brüten/ Brutzeitfeststellung |
| <ul style="list-style-type: none"> • Art während der Brutzeit im möglichen Bruthabitat festgestellt • Singende(s) Männchen zur Brutzeit im möglichen Bruthabitat anwesend |
| B: Wahrscheinliches Brüten/ Brutverdacht |
| <ul style="list-style-type: none"> • Ein Paar zur Brutzeit in geeignetem Bruthabitat beobachtet • Revierverhalten (Gesang etc.) an mindestens zwei Tagen im Abstand von mindestens sieben Tagen am gleichen Platz lässt ein dauerhaft besetztes Revier vermuten • Balzverhalten • Aufsuchen eines möglichen Neststandortes/ Nistplatzes • Erregtes Verhalten bzw. Warnrufe von Altvögeln • Brutfleck bei Altvögeln, die in der Hand untersucht wurden • Nest- oder Höhlenbau, Anlage einer Nistmulde u.ä. |
| C: Gesichertes Brüten/ Brutnachweis |

- Ablenkungsverhalten oder Verleiten (Flügellahmstellen)
- Benutztes Nest oder Eischalen gefunden (von geschlüpften Jungen oder solchen, die in der aktuellen Brutperiode gelegt worden waren)
- Eben flügge Junge (Nesthocker) oder Dunenjunge (Nestflüchter) festgestellt
- Altvögel, die einen Brutplatz unter Umständen aufsuchen oder verlassen, die auf ein besetztes Nest hinweisen (einschließlich hoch gelegener Nester oder unzugänglicher Nisthöhlen)
- Altvögel, die Kot oder Futter tragen
- Nest mit Eiern
- Junge im Nest gesehen oder gehört

Tab. 4: 51 Vogelarten (in alphabetischer Reihenfolge des deutschen Artnamens), die im Botanischen Garten Würzburg im Zeitraum 11/2014 – 07/2015 nachgewiesen wurden. Weiteres siehe Text.

RL-D: *Rote Liste Deutschland*, Kategorien siehe Tab. 6 (SÜDBECK, 2007)
 RL-B: *Rote Liste Bayern*, Kategorien siehe Tab. 6 (FÜNFSTÜCK et al., 2003)

SPEC: *Species of European Conservation Concern*; Kategorien siehe Tab. 6 (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2004). EU-V: Art des Anhanges I der Europäischen Vogelschutzrichtlinie (SÜDBECK et al., 2005)

| Nr. | Deutscher Name | Artname (BARTHEL & HELBIG, 2005) | Übergeordnetes Taxon (RÖDL et al., 2012) | Artkürzel (SÜDBECK et al. 2005) | Beobachtet im Zeitraum 11/2014 – 07/2015 |
|-----|----------------|-------------------------------------|---------------------------------------------|------------------------------------|---------------------------------------------|
| 1 | Amsel | <i>Turdus merula</i> | Passeriformes (Passeri) | A | 25.11 - 16.07 |
| 2 | Blaumeise | <i>Parus caeruleus</i> | Passeriformes (Passeri) | Bm | 25.11 - 16.07 |
| 3 | Buchfink | <i>Fringilla coelebs</i> | Passeriformes (Passeri) | B | 27.11 - 09.07 |
| 4 | Buntspecht | <i>Dendrocopos major</i> | Piciformes (Picidae) | Bs | 25.11 - 16.07 |
| 5 | Dorngrasmücke | <i>Sylvia communis</i> | Passeriformes (Passeri) | Dg | 10.04 - 21.05 |
| 6 | Eichelhäher | <i>Garrulus glandarius</i> | Passeriformes (Passeri) | Ei | 25.11 - 09.07 |

| | | | | | |
|-----------|--------------------------------------------|--------------------------------|----------------------------|-----|-----------------------------------------------|
| 7 | Eisvogel | <i>Alcedo atthis</i> | Coraciiformes | Ev | 15.12/14.01 KLEESPIES münd.Mitteil. |
| 8 | Elster | <i>Pica pica</i> | Passeriformes (Passeri) | E | 25.11 - 11.06 |
| 9 | Fitis | <i>Phylloscopus trochilus</i> | Passeriformes (Passeri) | F | 23.04 - 09.07 |
| 10 | Garten- grasmücke | <i>Sylvia borin</i> | Passeriformes (Passeri) | Gg | 24.06. |
| 11 | Gartenrot- schwanz RL-B 3, SPEC 2 | <i>Phoenicurus phoenicurus</i> | Passeriformes (Passeri) | Gr | 30.04 - 11.06 |
| 12 | Gimpel | <i>Pyrrhula pyrrhula</i> | Passeriformes (Passeri) | Gim | 11.02 - 24.06 |
| 13 | Girlitz | <i>Serinus serinus</i> | Passeriformes (Passeri) | Gi | 10.04 - 16.07 |
| 14 | Goldammer RL-B V | <i>Emberiza citrinella</i> | Passeriformes (Passeri) | G | 27.11 - 09.07 |
| 15 | Graureiher RL-B V | <i>Ardea cinerea</i> | Ciconiiformes | Grr | 28.05 - 18.06 |
| 16 | Grünfink | <i>Carduelis chloris</i> | Passeriformes (Passeri) | Gf | 25.11 - 16.07 |
| 17 | Grünspecht RL-B V, SPEC 2 | <i>Picus viridis</i> | Piciformes (Picidae) | Gü | 03.12 - 22.02/ 24.06 - 09.07 |
| 18 | Habicht RL-B 3 | <i>Accipiter gentilis</i> | Accipitriformes | Ha | 01.12./10.04. |

| | | | | | |
|-----------|-------------------------------------|------------------------------------------------------|----------------------------|----|---------------|
| 19 | Haubenmeise SPEC 2 | <i>Parus cristatus</i> | Passeriformes (Passeri) | Hm | 23.04 |
| 20 | Hausrot- schwanz | <i>Phoenicurus ochruros</i> | Passeriformes (Passeri) | Hr | 23.03 - 16.07 |
| 21 | Heckenbraun- elle | <i>Prunella modularis</i> | Passeriformes (Passeri) | He | 13.01./17.03 |
| 22 | Kernbeißer | <i>Cocco- thraustes cocco- thraustes</i> | Passeriformes (Passeri) | Kb | 07.02 - 18.06 |
| 23 | Klappergras- mücke RL-B V | <i>Sylvia curruca</i> | Passeriformes (Passeri) | Kg | 11.06 |
| 24 | Kleiber | <i>Sitta europaea</i> | Passeriformes (Passeri) | Kl | 25.11 - 16.07 |
| 25 | Kohlmeise | <i>Parus major</i> | Passeriformes (Passeri) | K | 25.11 - 16.07 |
| 26 | *Kornweihe | <i>Circus cyaneus</i> | Accipitriformes | Kw | 03.12. |
| 27 | Kuckuck RL-D V, RL- B V | <i>Cuculus canorus</i> | Cuculiformes | Ku | 14.05 |
| 28 | Mäuse- bussard | <i>Buteo buteo</i> | Accipitriformes | Mb | 27.11 - 11.02 |
| 29 | Misteldrossel | <i>Turdus viscivorus</i> | Passeriformes (Passeri) | Md | 16.02 - 23.04 |

| | | | | | |
|----|--------------------|------------------------------|----------------------------|-----|---------------------|
| 30 | Mönchsgrasmücke | <i>Sylvia atricapilla</i> | Passeriformes (Passeri) | Mg | 23.04 - 16.07 |
| 31 | Rabenkrähe | <i>Corvus corone</i> | Passeriformes (Passeri) | Rk | 25.11 - 16.07 |
| 32 | Ringeltaube | <i>Columba palumbus</i> | Columbiformes (Columbidae) | Rt | 27.11 - 16.07 |
| 33 | Rotkehlchen | <i>Erithacus rubecula</i> | Passeriformes (Passeri) | R | 25.11 - 16.07 |
| 34 | Schwanzmeise | <i>Aegithalos caudatus</i> | Passeriformes (Passeri) | Sm | 03.12 - 11.02/24.06 |
| 35 | **Schwarzmilan | <i>Milvus migrans</i> | Accipitriformes | Swm | 30.04 |
| 36 | Singdrossel | <i>Turdus philomelos</i> | Passeriformes (Passeri) | Sd | 27.11 - 18.06 |
| 37 | Sommergoldhähnchen | <i>Regulus ignicapilla</i> | Passeriformes (Passeri) | Sg | 22.02 - 09.07 |
| 38 | Star SPEC 3 | <i>Sturnus vulgaris</i> | Passeriformes (Passeri) | S | 17.03 - 09.07 |
| 39 | Stieglitz | <i>Carduelis carduelis</i> | Passeriformes (Passeri) | Sti | 25.11 - 28.05 |
| 40 | Stockente | <i>Anas platyrhynchos</i> | Anseriformes | Sto | 23.04 - 28.05 |
| 41 | Türkentaube | <i>Streptopelia decaocto</i> | Columbiformes (Columbidae) | Tt | 28.05 - 18.06 |
| 42 | Turmfalke | <i>Falco tinnunculus</i> | Falconiformes | Tf | 30.04 |

| | | | | | |
|----|-------------------------------------|--------------------------------|-------------------------|-----|---------------|
| | SPEC 3 | | | | |
| 43 | Wacholderdrossel | <i>Turdus pilaris</i> | Passeriformes (Passeri) | Wd | 10.04 - 16.07 |
| 44 | Wachtel RL-B V | <i>Coturnix coturnix</i> | Galliformes | Wa | 25.11 |
| 45 | Waldbaumläufer | <i>Certhia familiaris</i> | Passeriformes (Passeri) | Wb | 16.12 - 17.03 |
| 46 | Waldlaubsänger SPEC 2 | <i>Phylloscopus sibilatrix</i> | Passeriformes (Passeri) | Wls | 25.11 |
| 47 | Weidenmeise | <i>Parus montanus</i> | Passeriformes (Passeri) | Wm | 30.01 |
| 48 | Wendehals RL-D 2, RL-B 3, SPEC 3 | <i>Jynx torquilla</i> | Piciformes (Picidae) | Wh | 10.04 |
| 49 | Wintergoldhähnchen | <i>Regulus regulus</i> | Passeriformes (Passeri) | Wg | 27.11 - 24.06 |
| 50 | Zaunkönig | <i>Troglodytes troglodytes</i> | Passeriformes (Passeri) | Z | 09.12 - 16.07 |
| 51 | Zilpzalp | <i>Phylloscopus collybita</i> | Passeriformes (Passeri) | Zi | 23.03 - 16.07 |

*Eisvogel RL-B V, SPEC 3, EUV X

**Kornweihe RL-D 2, RL-B 1, SPEC 3, EUV X;

***Schwarzmilan RL-B 3, SPEC 3, EUV X

Tab. 5: Brutvogelarten des Botanischen Gartens Würzburg (Nr. siehe Tab. 4) mit Angabe des jeweiligen Beobachtungszeitraums und der Anzahl an Brutpaaren im Jahr 2015.

Erfassungszeitraum und Wertungsgrenze (nach SÜDBECK et al., 2005): A = Anfang des Monats (1. bis 10. Tag), M = Mitte des Monats (11. bis 20. Tag), E = Ende des Monats (21. bis letzter Tag); 2 = Februar, 3 = März, 4 = April, 5 = Mai, 6 = Juni, 7 = Juli.

EOAC-Brutvogelkriterien (nach HAGEMEIJER & BLAIR, 1997): A = Feststellung in der Brutzeit, B = Brutverdacht, C = Brutnachweis siehe Tab.

3

| Nr. | Deutscher Name | Beobachtet im Zeitraum 11/2014 bis 07/2015 | Erfassungszeitraum | Wertungsgrenze | Brutstatus | Anzahl der Brutpaare 2015 |
|-----|----------------|--------------------------------------------|--------------------|----------------|------------|---------------------------|
| 1 | Amsel | 25.11 - 16.07 | A3 - E5 | E3 - A5 | C | 15 |
| 2 | Blaumeise | 25.11 - 16.07 | M2 - M6 | M3 - A5 | C | 14 |
| 3 | Buchfink | 27.11 - 09.07 | A3 - A6 | A4 - M5 | C | 10 |
| 4 | Buntspecht | 25.11 - 16.07 | A2 - M6 | A3 - E4 | C | 1 |
| 5 | Dorngrasmücke | 10.04 - 21.05 | M4 - A7 | A5 - A6 | B | 1 |
| 6 | Eichelhäher | 25.11 - 09.07 | A3 - A7 | M3 - A6 | C | 2 |

| | | | | | | |
|----|-----------------------|------------------|---------|---------|---|----|
| 8 | Elster | 25.11 - 11.06 | M2 - E6 | M3 - A5 | B | 1 |
| 9 | Fitis | 23.04 - 09.07 | E3 - A7 | E4 - A6 | B | 4 |
| 10 | Gartenrot- schwanz | 30.04 - 11.06 | M4 - M6 | A5 - A6 | C | 1 |
| 12 | Gimpel | 11.02-24.06 | E3 - E6 | A4 - A6 | B | 1 |
| 13 | Girlitz | 10.04 - 16.07 | M3 - M6 | M4 - A6 | B | 2 |
| 14 | Gold- ammer | 27.11 - 09.07 | M3 - M6 | M4 - M5 | C | 1 |
| 16 | Grünfink | 25.11 - 16.07 | M3 - E5 | A4 - M5 | C | 4 |
| 19 | Hauben- meise | 23.04 | M2 - A6 | M3 - A5 | A | 1 |
| 20 | Hausrot- schwanz | 23.03 - 16.07 | A4 - M6 | M4 - M5 | C | 3 |
| 22 | Kernbeißer | 07.02 - 18.06 | A3 - E6 | E3 - M5 | C | 1 |
| 24 | Kleiber | 25.11 - 16.07 | A2 - E6 | A3 - E5 | C | 3 |
| 25 | Kohlmeise | 25.11 - 16.07 | E2 - E6 | M3 - E4 | C | 12 |
| 27 | Kuckuck | 14.05 | E4 - E7 | A5 - A7 | A | 1 |
| 29 | Mistel- drossel | 16.02 - 23.04 | E2 - E5 | A3 - A5 | B | 1 |

| | | | | | | |
|----|--------------------|---------------|---------|---------|---|----|
| 30 | Mönchsgrasmücke | 23.04 - 16.07 | E3 - M6 | M4 - M5 | C | 4 |
| 31 | Rabenkrähe | 25.11 - 16.07 | A3 - E6 | E3 - A5 | C | 3 |
| 32 | Ringeltaube | 27.11 - 16.07 | A2 - E5 | A3 - E4 | B | 8 |
| 33 | Rotkehlchen | 25.11 - 16.07 | E3 - E5 | A4 - M5 | C | 10 |
| 36 | Singdrossel | 27.11 - 18.06 | M3 - E5 | E3 - A5 | B | 3 |
| 37 | Sommergoldhähnchen | 22.02 - 09.07 | A4 - M6 | M4 - A6 | B | 3 |
| 38 | Star | 17.03 - 09.07 | E2 - A6 | A4 - M5 | C | 6 |
| 39 | Stieglitz | 25.11 - 28.05 | A4 - A6 | M4 - E5 | B | 2 |
| 43 | Wacholderdrossel | 10.04 - 16.07 | A4 - E6 | M4 - E5 | C | 3 |
| 45 | Waldbaumläufer | 16.12 - 17.03 | M2 - E5 | M3 - A5 | A | 1 |
| 49 | Wintergoldhähnchen | 27.11 - 24.06 | E3 - M6 | M4 - A6 | B | 4 |

Tab. 6: Kategorien zur Einstufung von gefährdeten Vogelarten der Roten Liste Deutschland (RL-D, SÜDBECK, 2007), der Roten Liste Bayern (RL-B, FÜNFSTÜCK et al., 2003) und nach der Species of European Conservation (SPEC, BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2004)

| Kategorien für die Einstufung von gefährdeten oder bedrohten Vogelarten | |
|--------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| Kategorien | RL-D/RL-B: Rote Liste Deutschland (SÜDBECK, 2007) bzw. Bayern (FÜNFSTÜCK et al., 2003) |
| 0 | Ausgestorben oder verschollen; Arten, die im Bezugsraum verschwunden sind oder von denen keine wild lebenden Populationen mehr bekannt sind (n=16). |
| 1 | Vom Aussterben bedroht; Arten, die so schwerwiegend bedroht sind, dass sie in absehbarer Zeit aussterben, wenn die Gefährdungsursachen fortbestehen (n=30). |
| 2 | Stark gefährdet; Arten, die erheblich zurückgegangen oder durch laufende bzw. absehbare menschliche Einwirkungen erheblich bedroht sind (n=24). |
| 3 | Gefährdet; Arten, die merklich zurückgegangen oder durch laufende bzw. absehbare menschliche Einwirkungen bedroht sind (n=14). |
| R | Extrem selten; extrem seltene bzw. sehr lokal vorkommende Arten, deren Bestände in der Summe |

| | |
|-------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <p>V</p> | <p>weder lang- noch kurzfristig abgenommen haben und die auch nicht aktuell bedroht, aber gegenüber unvorhersehbaren Gefährdungen besonders anfällig sind (n=26).</p> <p>Vorwarnliste; Arten, die merklich zurückgegangen sind, aber aktuell noch nicht gefährdet sind (n=21).</p> |
| <p>Kategorien</p> | <p>SPEC: Species of European Conservation (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2004)</p> |
| <p>1</p> <p>2</p> <p>3</p> | <p>Europäische Art von globalem Naturschutzbelang.</p> <p>Weltbestand oder Verbreitungsgebiet konzentriert auf Europa bei gleichzeitig ungünstigem Erhaltungszustand.</p> <p>Sonstige Art mit ungünstigem Erhaltungszustand.</p> |

Tab. 7: Gefährdete Vogelarten im Botanischen Garten Würzburg mit ihrer Einstufung in der Roten Liste Deutschland (SÜDBECK, 2007) und Bayern (FÜNFSTÜCK et al., 2003) sowie nach SPEC (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2004) und EU-V (SÜDBECK et al., 2005).

RL-D: Rote Liste Deutschland, Kategorien siehe Tab. 6 (SÜDBECK, 2007)
 RL-B: Rote Liste Bayern, Kategorien siehe Tab. 6 (FÜNFSTÜCK et al., 2003)

SPEC: Species of European Conservation Concern; Kategorien siehe Tab. 6 (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2004). EU-V: Art des Anhanges I der Europäischen Vogelschutzrichtlinie (SÜDBECK et al., 2005)

| Nr | Deutscher Name | RL-D | RL-B | SPEC | EU-V | Brutstatus im Botanischen Garten Würzburg |
|----|------------------|------|------|------|------|-------------------------------------------|
| | | a | b | c | d | |
| 1 | Eisvogel | - | V | 3 | X | - |
| 2 | Gartenrotschwanz | - | 3 | 2 | - | C |
| 3 | Goldammer | - | V | - | - | C |
| 4 | Graureiher | - | V | - | - | - |
| 5 | Grünspecht | - | V | 2 | - | - |
| 6 | Habicht | - | 3 | - | - | - |

| | | | | | | |
|----|-----------------------|---|---|---|---|---|
| 7 | Hauben- meise | - | - | 2 | - | A |
| 8 | Klapper- grasmücke | - | V | - | - | - |
| 9 | Kornweihe | 2 | 1 | 3 | X | - |
| 10 | Kuckuck | V | V | - | - | A |
| 11 | Schwarz- milan | - | 3 | 3 | X | - |
| 12 | Star | - | - | 3 | - | C |
| 13 | Turmfalke | - | - | 3 | - | - |
| 14 | Wachtel | - | V | - | - | - |
| 15 | Waldlaubsän- ger | - | - | 2 | - | - |
| 16 | Wende-hals | 2 | 3 | 3 | - | - |

a) SÜDBECK, 2007

b) FÜNFTÜCK et al., 2003

c) SÜDBECK et al., 2005

d) SÜDBECK et al., 2005

Fischparasiten des Mains

Eva Grimm

Zusammenfassung

Die vorliegende Arbeit beschreibt das Vorkommen von Fischparasiten des Mains, erhoben an Hand von Literaturdaten. Für den Main sind folgende Parasitenarten nachgewiesen, deren Entwicklungszyklen beschrieben werden: *Anguillicola crassus*, *Bucephalus polymorphus*, *Diplostomum spathaceum*, *Ligula intestinalis*, *Myxobolus dispar*, *Myxobolus pfeifferi*.

Verglichen werden die Fisch-Parasiten-Beziehungen im Main in den Zeiträumen 1982 bis 1984 (starke Gewässerverschmutzung, hoher Parasitenbefall, mehrere größere Fischsterben) und heute (verbesserte Gewässerqualität, aktuell keine starke Parasitenbelastung). Es wird vermutet, dass geringere Dichten an Weißfischen sowie die Verbesserung der Wasserqualität des Mains die Widerstandsfähigkeit von Fischen gegenüber Parasiten positiv beeinflussen. Gebietsfremde Fischarten (Neozoen) verändern auch im Main die Zusammensetzung der Lebensgemeinschaft und können zu neuen Wirt-Parasiten-Beziehungen führen, weshalb dieser biotischen Interaktion mehr Aufmerksamkeit geschenkt werden sollte.

1. Einleitung

Auch wenn sie oft gar nicht wahrgenommen werden: Parasiten sind Bestandteil aller Lebensgemeinschaften (NENTWIG ET AL. 2011). Parasitische Lebensweise kommt bei Pflanzen wie Tieren vor, und immer wieder werden neue Wirt-Parasiten-Beziehungen entdeckt, die damit einen erheblichen Anteil zur biologischen Vielfalt beitragen. Informationen zur Biologie von Parasiten und zu den Konsequenzen eines Befalls für den Wirt sind meist dann umfangreich und schnell auffindbar, wenn es sich um bedeutende human- oder tierpathogene Arten handelt, über die viel publiziert wurde und wird, z.B. über *Plasmodium* spp. (Erreger der Malaria) oder *Echinococcus* spp. (Hunde- bzw. Fuchsbandwurm), LUCIUS & LOOS-FRANK (2008).

In vorliegender Arbeit werden Informationen über Fischparasiten des Mains zusammengestellt, eines Lebensraums, den die meisten Menschen heute primär als wichtige Wasserstraße oder beliebten Erholungsort betrachten dürften. Der Main hat jedoch auch eine alte Tradition als Fischgewässer, für Berufsfischer wie für Freizeitangler. Dieser Personenkreis ist es, der es damit unweigerlich auch mit den „Mitessern“ der Fische, eben den Parasiten, zu tun bekommt. Die Öffentlichkeit wird darauf meist erst dann aufmerksam, wenn Parasitenbefall zu auffälligen Fischkrankheiten oder gar zu Fischsterben führt.

Im Folgenden soll die Lebensweise von Fischparasiten vorgestellt werden, die aus dem Main bekannt sind. Wie sieht der Entwicklungszyklus dieser Parasiten aus? Was weiß man über die ökologische Wechselwirkung zwischen Parasit und Fisch? Kann es ein Ungleichgewicht in dieser Beziehung geben und wenn ja, warum?

Zur Bündelung der teils verstreuten Informationen wurde eine intensive Literaturrecherche, ergänzt durch Interviews mit Fachleuten, durchgeführt. Dabei werden die Lebenszyklen von verschiedenen, im Main bereits auffällig gewordenen Parasitengruppen und ihre Folgen für den Wirt beschrieben. Im Main der 1980er Jahre traten mehrere schwerwiegende Fischparasitosen auf, deren Hintergründe analysiert werden und die Frage mit sich bringen, ob solche Ereignisse auch heute möglich sein könnten. Dies bezieht auch die Faktoren mit ein, die einen Parasitenbefall von Süßwasserfischen hervorrufen oder fördern, was im Zuge zunehmender anthropogener Einflüsse auf Ökosysteme sowie globaler klimatischer Veränderungen mehr Beachtung verdient.

2. Der Main als Ökosystem

Der Main ist ein Gewässer erster Ordnung und hat eine Länge von 472 km von dem Zusammenfließen von Weißem und Rotem Main bei Kulmbach bis zur Flussmündung in den Rhein bei Mainz (CROPP & GRÄTER 1985, WASSERWIRTSCHAFTSAMT 2016). Als Teil des Rhein-Main-Donau-Kanals (RMD-Kanal) trägt der Main zur Verbindung der Nordsee mit dem Schwarzen Meer bei

(WASSERWIRTSCHAFTSAMT 2016). Er galt bis in das 20. Jahrhundert als eins der fischreichsten Gewässer Deutschlands. Heute sind allerdings 34 Staustufen dafür verantwortlich, dass gerade anadrome (in Flüsse aufsteigende) Wanderfische wie Lachse, Störe und Maifische den Main nicht mehr zum Laichen aufsuchen können (CROPP & GRÄTER 1985, WASSERWIRTSCHAFTSAMT 2015). Darüber hinaus sorgen die über den RMD-Kanal eingewanderten Neozoen, die ursprünglich aus dem Donau-Raum oder dem Schwarzen Meer kommen, für weitere Veränderungen in der Fauna des Mains. Dabei gibt es neben dem mittlerweile etablierten Rapfen und dem Wels mehrere Grundel-Arten im Main, die ihre heimische Parasitenfauna mitbringen (LANDESFISCHEREIVERBAND BAYERN E.V. 2015).

3. Allgemeines über Fischparasiten

3.1 Begrifflichkeiten zum Parasitismus

Parasiten nutzen zwar ihren Wirt aus und schädigen ihn teilweise - im Normalfall töten sie ihn aber nicht (NENTWIG ET AL. 2011). Bei diesem besonderen Verhältnis sind einige Begrifflichkeiten für die folgenden Kapitel abzuklären. Der folgende Abschnitt bezieht sich, falls nicht anders angegeben, auf ZANDER (1998). Zu den Bereichen, die von Ektoparasiten (=Außenparasit) befallen werden, gehören bei Fischen die Haut, die Kiemen und die Kiemenhöhlen. Temporär lebend sind zum Beispiel Egel (Hirudinea) oder die zu den Krebstieren gehörenden Fischläuse (Branchiura), die ihre Wirte gelegentlich verlassen können. Ebenfalls Krebstiere sind die parasitischen Cymothoidea, von denen die meisten als stationäre Ektoparasiten dauerhaft auf einem Wirt bleiben. Innere Organe werden von Endoparasiten befallen, so beispielsweise von Saugwürmern (Trematoda: Digenea), Bandwürmern (Cestoda), Fadenwürmern (Nematoda) oder Kratzwürmern (Acanthocephala). In ihren Zwischenwirten findet Wachstum oder ungeschlechtliche Vermehrung statt, erst in den Endwirten erlangen Parasiten die Geschlechtsreife. In paratenischen Wirten leben Parasiten, die dort keine Entwicklung vollziehen. In solchen Sammel- oder Stapelwirten

können sich Parasiten anhäufen und zu starkem Befall des Endwirts führen. Stehen Fische durch chemische Belastung des Wassers oder andere Veränderungen des Lebensraumes unter Stress, können vermeintlich harmlose Schmarotzer zu sogenannten Schwächeparasiten werden und zum Tod der Fische führen (HOFFMANN 2005). Parasiten können sich durch spezielle Strukturen (Saugnäpfe, Haken u.a.) gut an bzw. in ihrem Wirt verankern, was u.a. auf eine enge Koevolution zwischen Wirt und Parasit hindeutet (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008). Der Wirt kann Schmarotzer aber auch abwehren. Dem Immunsystem als stärkster Waffe müssen Parasiten daher immer ausweichen können.

3.2 Spezielle Fischparasiten im Süßwasser

Eine Übersicht zu den aus dem Main bekannten Fischparasiten liefert Tab. 1. Die Parasiten wurden an bzw. in gefangenen Mainfischen nachgewiesen.

Tabelle 1

Parasiten von Fischen des Mains. Zwischenwirte durch Kommata getrennt (nach HOFFMANN 2005; MEHLHORN 2012)

| Parasiten-taxon | Parasit | Zwischen-wirte | Endwirte | Befall |
|------------------------------------|--------------------------------|----------------------------------------------------------------|-------------------------|---------------|
| Myxozoa | <i>Myxobolus dispar</i> | - | Cyprinidae | alle Gewebe |
| | <i>Myxobolus pfeifferi</i> | - | <i>Barbus</i> | Muskulatur |
| Plathelminthes (Digenea) | <i>Diplo-stomum spathaceum</i> | <i>Lymnaea stagnalis</i> , Cyprinidae oder Salmonidae | Aves | Darm |
| | <i>Bucephalus polymorphus</i> | <i>Dreissena polymorpha</i> Cyprinidae | Percidae | Darm |
| Plathelminthes (Cestoda) | <i>Ligula intestinalis</i> | Copepoda, Cyprinidae | Aves | Darm |
| Nemathelminthes | <i>Anguillicola crassus</i> | Copepoda, Pisces | <i>Anguilla</i> spp. | Schwimmblase |

4. Ausgewählte Fischparasiten des Mains

4.1 Arten der Gattung *Myxobolus* (Myxozoa)

4.1.1 Die Entwicklung der Myxozoa am Beispiel von *Myxobolus pfeifferi*

Bei den Myxozoa handelt es sich um Mikrometer kleine vielzellige Gewebs- und Zellparasiten, die man früher für Einzeller hielt (WESTHEIDE & RIEGER 2007). Die den Wirtsfisch infizierenden Sporen von *Myxobolus* spp. erscheinen eiförmig und weisen eine Größe von etwa $12 \times 10 \mu\text{m}$ auf (FRANK 1976). Sie besitzen Polkapseln (Abb. 1, E), die zu einer Spirale aufgedrehte Polfäden enthalten. Sie dienen der Verankerung im Fischgewebe (FRANK 1976, HOFFMANN 2005).

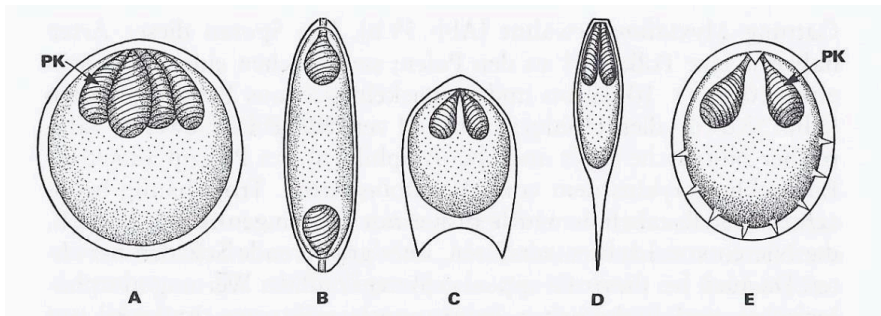


Abb. 1 Myxozoa-Sporen: A. *Chloromyxum* sp., B. *Myxidium* sp., C. *Hoferellus cyprini*, D. *Henneguya psorospermica*, E. *Myxobolus pfeifferi* [PK = Polkapseln] (MEHLHORN 2002, 161, aus Reichenows „Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere“)

Der Entwicklungszyklus der Gattung wird im Folgenden exemplarisch an *M. pfeifferi* dargestellt. Der Wirt infiziert sich zunächst durch eine orale Aufnahme der Sporen (HOFFMANN 2005). Aus der Spore tritt der sich amöbenartig fortbewegende Sporoblast

aus, der durch den Darm hindurch andere Organe besiedeln kann (FRANK 1976). Nach mehreren Kernteilungen und durch Abschnürung der einzelnen Kerne entstehen einkernige Zellen, die Sporoblasten (FRANK 1976, MEHLHORN & PIEKARSKI 2002). Nach weiteren Kernteilungen bilden sich aus den haploiden Kernen Sporenschale, Porenkapseln und der haploide Sporoblast. Letzterer tritt bei einer Neuinfektion eines anderen Wirts aus (FRANK 1976). Die reifen Sporen können auf verschiedenem Wege frei werden – durch Aufbrechen von Zysten in der Haut des Wirts oder beim Verenden des Wirtes, sodass der Zyklus erneut beginnen kann (FRANK 1976).

4.1.2 Krankheitsbilder durch *Myxobolus* spp.

Alle bisher mehr als 2100 bekannten Myxozoen leben parasitisch (WESTHEIDE & RIEGER 2007). Der Süßwasserparasit *Myxobolus* spp. ernährt sich über Osmose von Nährstoffen des Fisches (HOFFMANN 2005). *M. pfeifferi* gilt als Verursacher der Beulenkrankheit, vor allem bei Barben (*Barbus barbus*), siehe Abb. 2 (AMLACHER 1992). Von außen kann man an einer infizierten Barbe bis zu 7 cm große Zysten erkennen, die die Sporen von *M. pfeifferi* enthalten und nach einiger Zeit aufbrechen (MATTHES 1988, FRANK 1976). Die Sporen werden, je nachdem ob die Zysten weiter außen oder innen in der Muskulatur liegen, über die Haut oder Exkretionsorgane ins Wasser abgegeben (FRANK 1976). Weitere Befallssymptome sind eine gelbliche Verfärbung und ein Aufweichen der Muskulatur (AMLACHER 1992). Zum pathogenen Parasiten wird *M. pfeifferi* bei Massenbefall dadurch, dass die Zysten den betroffenen Fisch bewegungsunfähig machen und ihm durch entstandene Wunden Pilzbefall droht (FRANK, 1976). Mitte der 1980er Jahre führte ein Ausbruch dieser Barbenkrankheit im Altmain bei Volkach zu vermehrtem Wirtstod (P. Wondrak, mündl. Mitteilung). Mit dem Rückgang der Barben sei dann auch *M. pfeifferi* weniger häufig gewesen; auch habe sich die Wasserqualität verbessert (vgl. 5.1). Letzteres könnte ein Grund dafür sein, dass bis heute durch Beulenkrankheit kein weiteres Massensterben diesen Ausmaßes dokumentiert wurde.

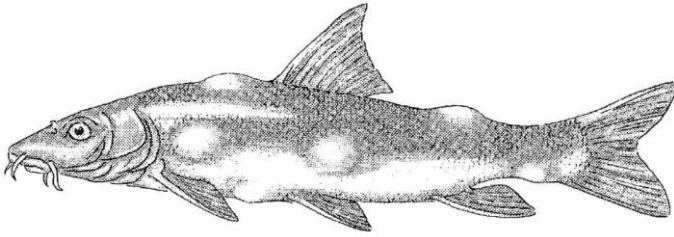


Abb. 2 Beulenkrankheit bei einer Barbe durch *Myxobolus pfeifferi* (BAUR & RAPP 1988, 151)

Myxobolus dispar kann bei Cypriniden zur malignen Myxosporidienanämie führen. Die infizierten Fische sind oft anämisch und weisen eine lehmfarbene Leber auf (HOFFMANN et al. 1984). Der im Main schon lange etablierte Parasit sorgte im Jahr 1982 für ein Massensterben von Rotaugen (*Rutilus rutilus*) und Brachsen (*Abramis brama*) (HOFFMANN et al. 1984). Als Ursache für diesen Ausbruch wurden äußere Faktoren wie eine Pestizidbelastung des Mains und eine erhöhte Wassertemperatur verantwortlich gemacht. Zudem laichten in besagtem Zeitraum beide Fischarten, wodurch *M. dispar* vermutlich auch zum Schwächeparasit wurde (HOFFMANN et al. 1984). Umweltveränderungen zum Fortpflanzungszeitpunkt dürften somit dazu beigetragen haben, dass die Balance von Wirt und Parasit aus dem Gleichgewicht gebracht wurde. Die Ausbreitung von *M. dispar* kann auch durch Gewässereutrophierung oder bei hoher Populationsdichte von Weißfischen gefördert werden, sollte durch dichteabhängige Mortalität dann aber auch wieder abnehmen (HOFFMANN 2005). Auf ein heute „gesünderes“ Verhältnis zwischen *Myxobolus* und Mainfischen deuten Untersuchungen im Main bei Viereth hin. FUCHS (2000) konnte dort *Myxobolus* spp. in Brachsen, Rotaugen, aber auch in anderen Cypriniden wie dem Döbel (*Squalius cephalus*) oder der Laube (*Alburnus alburnus*) nachweisen. Der Befall war im Frühjahr und Sommer gering bis mittelgradig, was auf eine Schwächung der Fische in ihrer Laichzeit hindeuten kann (FUCHS 2000).

4.2 Parasitenbefall durch Saugwürmer (Trematoda)

4.2.1 Lebenszyklus der Digenea

Bei den zum Stamm der Plattwürmer (Plathelminthes) gehörenden Saugwürmern (Trematoda) kommt neben den ektoparasitischen Monogenea den digenetischen Saugwürmern (Digenea) große Bedeutung als Endoparasiten zu. In diesem Abschnitt wird der allgemeine Lebenszyklus digenetischer Fischparasiten beschrieben. Falls nicht anders angegeben, wird auf MEHLHORN & PIEKARSKI (2002) verwiesen.

Der (im Detail auch abweichende) Zyklus dieser Wurmparasiten beginnt damit, dass befruchtete Eier über den Kot der Endwirte ins Wasser gelangen. Im Wasser schlüpft aus der Eihülle das erste Larvenstadium, die Wimperlarve (Miracidium), welche freischwimmend den ersten Zwischenwirt, eine Muschel oder eine Schnecke, aufsucht. Im Zwischenwirt findet eine Umwandlung zu Sporocysten statt, wobei auch die Neodermis ausgebildet wird, die hochspezialisierte Körperbedeckung dieser Saugwürmer, die auch als „immunologische Tarnkappe“ bezeichnet werden kann. Im Inneren der Sporocysten entstehen ungeschlechtlich mehrere Tochtergenerationen von Redien, aus denen eine Vielzahl frei beweglicher Gabelschwanzlarven (Cercarien) schlüpft (FRANK 1976, WESTHEIDE & RIEGER 2007). Diese verlassen den ersten Zwischenwirt und suchen nun aktiv den zweiten Zwischenwirt auf, z.B. einen Fisch. Darin findet die Entwicklung zur Metacercarie statt, die sich mit einer Cystenhülle umgibt und als Ruhestadium im Wirtsgewebe verharrt. Frisst ein Räuber (der Endwirt) den infizierten Fisch, löst sich die Cystenhülle der Metacercarie auf. Die nun schlüpfende Larve wächst im Verdauungstrakt des Endwirts schließlich zum geschlechtsreifen Saugwurm heran. Die meist zwittrigen Würmer legen nach der Begattung eine große Zahl befruchteter Eier, die über den Kot ausgeschieden werden usw. Abb. 3 zeigt beispielhaft den Entwicklungszyklus von *Diplostomum spathaceum*, der zwei Zwischenwirte einbezieht; Endwirte sind Wasservögel wie Möven.

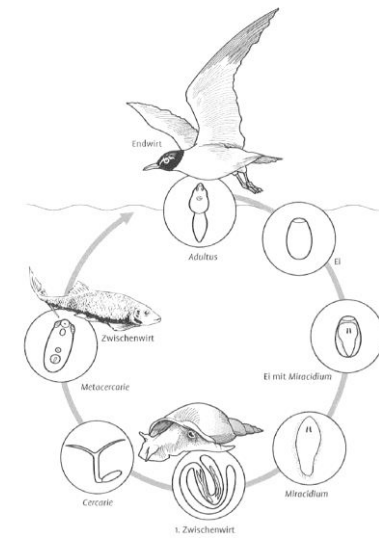


Abb. 3
 Entwicklungszyklus von
Diplostomum
spathaceum
 (HOFFMANN 2005, 158)

4.2.2 *Diplostomum spathaceum*, der Erreger des Wurmstars

Bei *Diplostomum spathaceum* (vgl. Abb. 3, LUCIUS & LOOS-FRANK 2008) sind erste Zwischenwirte Schlammschnecken wie *Lymnaea stagnalis* oder *Radix peregra* (AMLACHER 1992, LUCIUS & LOOS-FRANK 2008). Nach sechs Wochen kann ein Fisch von Cercarien befallen werden (AMLACHER 1992). Sie wandern in die Augenlinsen des Fisches und entkommen so seinem Immunsystem (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008). Für den Fisch kann dies tödlich enden. So schädigt die Wanderung der Cercarien durch die Muskulatur das Gewebe, der Befall der Augen trübt die Linse (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008). Hat der sogenannte Wurmstar ein Auge erblinden lassen, schwimmen die Fische sehr unsicher; sind beide Augen befallen, bleiben nur geringe Überlebenschancen (ZANDER 1998). Laut HOFFMANN (2005) kann eine Erblindung durch die Funktion des Seitenlinienorgans kompensiert werden, sodass eine Nahrungsfindung noch möglich sei. Allerdings geht mit der Erblindung auch eine Verdunkelung der Fischhaut einher. Dies erleichtert Wasservögeln das Auffinden ihrer Beute (HOFFMANN

2005), deren Fluchtreflexe zudem gestört sind (LUCIUS & LOSS-FRANK 2008).

Bekannt ist der Wurmstar vor allem aus Teichwirtschaften mit hoher Dichte an Wasserschnecken (P. Wondrak, mündl. Mitteilung). Im September 1983 waren im Main viele Barben durch Schwimmen an der Wasseroberfläche und verringertes Fluchtverhalten aufgefallen, weshalb sie näher untersucht wurden (SCHÄFER & HOFFMANN 1985). Barben aus dem Main bei Rothenfels zeigten starken Befall mit *D. spathaceum* (SCHÄFER & HOFFMANN 1985). Die Fische hatten Linsentrübungen sowie Blutungen im Kopf- und Maulbereich. Zudem war die Leber hellfarbig (SCHÄFER & HOFFMANN 1985), was auch auf eine zusätzliche, vielleicht erst kürzlich erfolgte und nicht allzu starke Infektion mit *M. pfeifferi* hindeuten könnte (4.1.2).

Da die Cercarien von *D. spathaceum* aus bevorzugt am Gewässerboden lebenden Schnecken schlüpfen, gelten bodennahe Fische mit unterständigem Maul wie die Barben als besondere Risikogruppe für Wurmstarinfektionen (ZANDER 1998). Das massive Befallsbild von 1983 führen SCHÄFER & HOFFMANN (1985) auf hohe Wirtspopulationsdichte, auf Gewässerbelastung und hohen Nährstoffeintrag zurück (4.1.2).

4.2.3 *Bucephalus polymorphus* im Main

Erster Zwischenwirt dieses Saugwurms ist die in Deutschland als Neozoe verbreitete Dreikantmuschel *Dreissena polymorpha* (Abb. 4, HOFFMANN 2005). Karpfenartige dienen als zweite Zwischenwirte und können von einem Raubfisch, beispielsweise einem Barschartigen gefressen werden, wodurch *B. polymorphus* seinen Endwirt erreicht hat (HOFFMANN 2005). Befallene Zwischen- und Endwirte zeigen Hautschäden und Flossendefekte. Eine Infektion mit diesem Parasiten endet für befallene Fische meist tödlich (WONDRAK 1989). HOFFMANN et al. (1990) und SCHÄFER & HOFFMANN (1985) berichten von einem Weißfischsterben im Jahr 1984 im Main bei Marktheidenfeld, betroffen vor allem Rotaugen und Barschartige. Das Fischsterben begann im Juni und endete zwischen September und Oktober (HOFFMANN et al. 1990). HOFFMANN et al. (1990) konnten neben Metacercarien von *B. polymorphus* in Weißfischen

auch Adultwürmer in Zandern (*Sander lucioperca*) sowie zusätzlich *D. spathaceum* (bei Barschen und Brachsen) nachweisen. Auch in diesem Fall förderten vermutlich die bereits unter 4.1.2 und 4.2.2 genannten Faktoren die Entstehung und Weiterverbreitung der Parasitose. Nach dem Abklingen der Stressfaktoren waren im Jahr 1989 zwar noch über 50% aller im Main untersuchten Weißfische von *B. polymorphus* befallen, was aber kein weiteres Fischsterben zur Folge hatte (WONDRAK 1989). HOFFMANN et al. (1990) interpretieren den Ausbruch von *B. polymorphus* als natürliche Art der Selbstregulation des Fischbestandes.

Obwohl aktuelle Daten fehlen, ist allein schon wegen der Dichte an Dreikantmuscheln davon auszugehen, dass *B. polymorphus* im Main immer noch vorkommt.

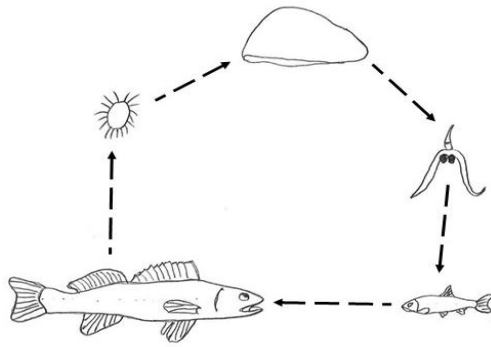


Abb. 4
Entwicklungszyklus von *Bucephalus polymorphus*. Leicht verändert nach HOFFMANN (2005, 160)

4.3 Bandwürmer (Cestoda) in Süßwasserfischen

4.3.1 Der obligate Wirtswechsel von *Ligula intestinalis*

Von dem aus dem Main bereits bekannten Riemenwurm *Ligula intestinalis* geht zwar keine Gefahr für den Menschen wie etwa vom Fischbandwurm (*Diphyllobothrium latum*) aus, dennoch ist er für das Ökosystem sowie für die Fischerei von Relevanz (HOFFMANN 2005). Bei der Entwicklung des Riemenwurms bildet sich in befruchteten Eiern eine mit Cilien und sechs Haken besetzte Larve, die Oncosphäre (MEHLHORN & PIEKARSKI 2002). Sie kann frei im Wasser schwimmen und vom ersten Zwischenwirt, einem

Ruderfußkrebs, als Nahrung wahrgenommen werden (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008). In diesem entwickelt sich die bewimperte Larve in das Procercoïd, das einen schwanzähnlichen Anhang besitzt (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008, REICHENBACH-KLINKE 1966). Der sich von Ruderfußkrebsen ernährende Fisch dient als zweiter Zwischenwirt. Nach einer weiteren Umwandlung des Procercoïds zum Plerocercoid gelangt der Parasit in die Leibeshöhle des Fisches (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008, REICHENBACH-KLINKE 1966), die er nach starkem Längenwachstum weitgehend ausfüllt. Die Geschlechtsorgane von *L. intestinalis* sind im Zwischenwirt bereits ausgebildet (FRANK 1976, WESTHEIDE & RIEGER 2007). Ein Vogel, der sich vom parasitierten Fisch ernährt, ist letztlich Endwirt und sorgt durch seine im Vergleich zum Fisch höhere Körpertemperatur für die schnelle Ausreifung der Geschlechtsorgane des Parasiten, der sich nun fortpflanzen (FRANK 1976) und bereits nach zwei Tagen die ersten Eier mit dem Kot abgeben kann (FRANK 1976). Nach drei Jahren im Endwirt ist das Leben von *L. intestinalis* beendet (AMLACHER 1992).

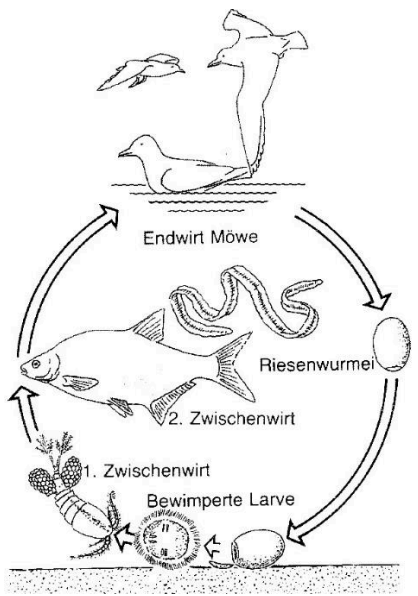


Abb. 5 Lebenskreislauf
des Riemenwurms
Ligula intestinalis
(BAUER & RAPP 1988,
161)

4.3.2 *Ligula intestinalis* in Brachsen

Bei mit *L. intestinalis* infizierten Fischen findet man weiße, seitlich abgeflachte Plerocercoiden von 20-40 cm Länge, in extremen Fällen sogar bis 80 cm und einer Breite von 0,5 – 1,5 cm (AMLACHER 1992, FRANK 1976). Durch seine Größe kann der Bandwurm bis zu 30% des Gesamtgewichtes seines Wirtes ausmachen (HOFFMANN 2005). Die Vergrößerung des Bauchvolumens benachteiligt infizierte Fische so sehr, dass sie leichter von fischfressenden Vögeln erbeutet werden können (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008). Der Bandwurm entzieht dem Wirt zugleich Nährstoffe, beeinträchtigt sein Wachstum und beeinflusst den Fisch hormonell derart, dass er sich nicht mehr fortpflanzen kann (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008, REICHENBACH-KLINKE 1966). Als zweite Zwischenwirte dienen im Main diverse Weißfische wie Brachsen und Rotaugen, aber auch Schleien (*Tinca tinca*), auch Zander und Barsche sind möglich (AMLACHER 1992). Die Riemenwurmkrankheit trat bereits einige Male im Main auf. So schildert Dr. Peter Wondrak das Vorkommen von *L. intestinalis* bei Brachsen im Mainparksee – einem bei Aschaffenburg und nur wenige Meter neben dem Main gelegener See (WONDRAK, mündl. Mitteilung). Die Brachsen sollen sehr kleinwüchsig gewesen sein, allerdings seien diese Fische im Main allgemein kleiner als in übrigen Gewässern. Eine direkte Wasserverbindung zum Main bestünde nicht, aber die dort sehr häufigen Enten und Graureiher könnten Bandwurmeier zwischen den Gewässern verschleppen. Laut Wondrak ist der Riemenwurm in sehr nährstoffreichem Wasser häufig anzutreffen und daher auch in diesem Baggersee zu erwarten (HOFFMANN 2005). *L. intestinalis*-Parasitierung von Mainfischen wurde evident, als bei Viereth, viele Flusskilometer oberhalb, befallene Brachsen nachgewiesen wurden (FUCHS 2000).



Abb. 6 Mit Plerocercoiden von *Ligula intestinalis* befallene Rotaugen (BAUER & RAPP 1988, 49)

4.4 Der Schwimmblasenwurm (*Anguillicola crassus*), ein parasitischer Nematode

4.4.1 Lebenszyklus von *Anguillicola crassus*

Die folgenden Ausführungen beziehen sich überwiegend auf HARTMANN (1994). Die Entwicklung von *A. crassus* beginnt, anders als bei vorausgegangenen Parasiten, bereits im Uterus des Weibchens. Über den Schwimmblasengang gelangen Eihüllen des Parasiten in den Darm eines Aals, wobei mit der Kotabgabe bereits das zweite von fünf Entwicklungsstadien schlüpft und ins freie Wasser entlassen wird. Durch ihre Schängelbewegungen werden diese Stadien leicht Beute von Ruderfußkrebsen (Copepoden, siehe *L. intestinalis*), in deren Leibeshöhle sie sich weiterentwickeln. Werden diese von kleineren Fischen gefressen, haben sie ihren zweiten Zwischenwirt erreicht, in dem sie in die Nähe der Schwimmblasenwand wandern. Als sog. paratenische Wirte (Stapel-, Sammel- oder Ruhewirte), kommen verschiedene Fische in Frage, von Perciden bis Cypriniden (DE CHARLEROY et al. 1990). In diesen können die Parasiten bis zu ein ganzen Jahr verweilen und sich

anhäufen. Der Aal als Endwirt ernährt sich von befallenen Ruderfußkrebse oder Fischen und infiziert sich so mit *A. crassus*. An dessen Schwimmblase angelangt, findet die Entwicklung zum geschlechtsreifen, adulten Wurm statt. Nach zwei bis drei Monaten entlässt das Weibchen mehrere zehntausend Eier auf einmal in die Schwimmblase, worauf die nächste Generation mit ihrem Entwicklungszyklus beginnen kann.

4.4.2 *Anguillicola crassus* im Europäischen Aal (*Anguilla anguilla*)

Der Schwimmblasenwurm *A. crassus* im Main seit den 1980ern und 1990ern verbreitet. Der Nematode kommt ursprünglich aus dem ostasiatischen Raum und Neuseeland und gilt deshalb als Neozoe (KOOPS & HARTMANN 1989). In seiner Heimat infiziert er den Japanischen Aal (*Anguilla japonica*) (HARTMANN 1994). In den Main ist der Nematode gelangt, als Pazifische Aale aus Japan durch Besatzmaßnahmen nach Europa gebracht wurden (HEILBRONNER 1994). Der Europäische Aal ist von dem Parasiten stärker und mit schlimmeren Folgen betroffen als der Pazifische Aal, da zwischen den Neozoen und dem heimischen Fisch keine Koevolution stattgefunden hat und „unser“ Aal keine natürlichen Abwehrmechanismen besitzt (ZANDER 1998). Für den Wirtsfisch besteht nach einer Infizierung eine große Gefahr durch Verletzungen der Schwimmblase (Abb. 9, WONDRAK 1988). Starker Befall führt auch zu einer Verdrängung des Volumens der Gase, welche die Funktionsfähigkeit der Schwimmblase gewährleisten. Eine Volumenminderung tritt zudem durch eine heilungsbedingte Gewebeverdickung der Schwimmblase auf (HARTMANN & NELLEN 1994). Die geschlechtsreifen Aale wandern über die Flüsse zu ihrem Laichgebiet in die Sargasso-See bei Florida. Es ist nicht bekannt, ob die Beeinträchtigung der Schwimmblasenfunktion den Aalen diesen langen Weg und die täglichen Vertikalwanderungen erschwert oder ob sie ihr Ziel nie erreichen.

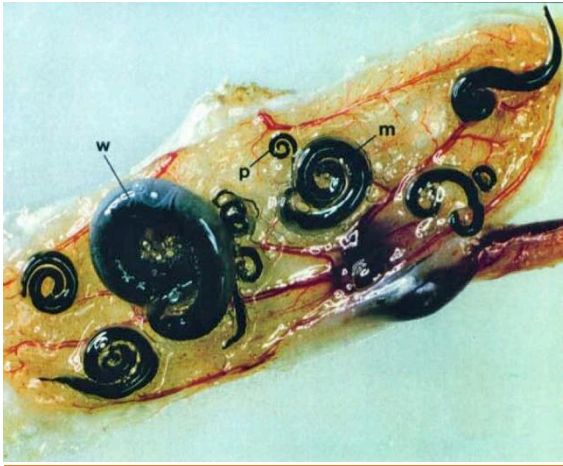


Abb. 7 Geöffnete Schwimmblase eines Aals, befallen mit *Anguillicola crassus* [w = weiblich, m = männlich, p = Präadultstadium] (HARTMANN 1994, 7)

Bei einer Untersuchung im Oktober 1987 im Main konnten Befallsraten von 43-91% festgestellt werden (WONDRAK 1988). Bei einem späteren Nachweis bei Viereth wurde ein mittelgradiger Befall des Aals beschrieben (FUCHS 2000). Aktuelle Befallswerte und weitere Untersuchungen an anderen Stellen im Main sind nicht bekannt. Was den Rückgang des Aals betrifft, sollte dieser Parasit jedenfalls nicht der Hauptverursacher sein. Vielmehr sollte man die Staustufen im Main, die das Abwandern der Aale verhindern, ebenso wie ökologische Veränderungen im Atlantik und in der Sargasso-See in Betracht ziehen (FRIEDLAND et al. 2007). Für Besatzmaßnahmen wird weiterhin geraten, die Jungaale nicht aus asiatischen Gewässern zu importieren, sondern aus heimischen Aufzuchten zu beziehen (WONDRAK 1989).

5. Parasitenbefall im Zeitvergleich

5.1 Die Ausgangssituation in den 1980ern

Eine der Ursachen des starken Befalls von Fischen mit *Myxobolus dispar*, *Diplostomum spathaceum* und *Bucephalus polymorphus* stellt die hohe Population an Weißfischen dar. In den 1980er Jahren wird diese auch vom Menschen verursacht, da Angler und Fischer Hechte, Zander und andere „edle Speisefische“ den Rotaugen und Brachsen vorzogen, die dadurch geringem Räuberdruck ausgesetzt waren (HOFFMANN ET AL. 1990). Die dichte Besiedlung eines Gewässers mit geeigneten Wirten steigert auch den Parasitenbefall.

Extremer Befall mit *M. dispar* geht auch mit der starken Belastung des Mains durch Chemikalieneintrag aus der Landwirtschaft einher (siehe 4.1.2), wobei von einer chronischen Pestizidbelastung gesprochen wird (HOFFMANN et al. 1984). Insgesamt können alle drei Fischsterben von 1982, 1983 und 1984 mit solchen Pestizidbelastungen als Kofaktor in Verbindung gebracht werden (SCHÄFER & HOFFMANN 1985). Ein hoher Gehalt an phosphathaltigen Stoffen fördert die Eutrophierung von Gewässern, was zu Sauerstoffzehrung führen und Fische für Krankheitserreger und Parasiten empfänglicher machen kann (HOFFMANN 2005). Zur Unterstützung der Argumente wurden Messungen im Main bei Erlabrunn für den Gehalt an Phosphatphosphor und Ammoniumstickstoff hinzugezogen. Da die Werte für Phosphat-P während des Messzeitraumes mit kaum mehr als 0,8 mg/l im unkritischen Rahmen blieben, scheint Phosphat nur wenig zur Gewässereutrophierung beizutragen (Abb. 8).

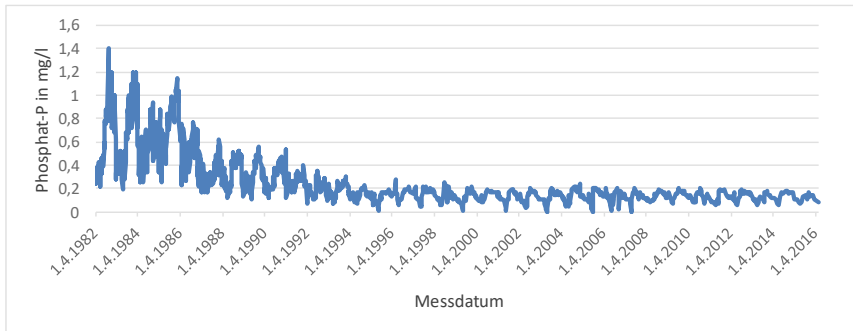


Abb. 8 Phosphat-P-Gehalt im Main bei Erlabrunn, 1982-2016 (erstellt aus Werten des Wasserwirtschaftsamts Aschaffenburg)

Die Werte von Ammoniumstickstoff reichen von 1982 bis 1990 beispielsweise gelegentlich über 1,5 mg/l, wobei in Cyprinidengewässern maximal 0,2 mg/l als Richtwert gelten (Abb. 9, EUROPÄISCHE UNION 2006 L 264/20).

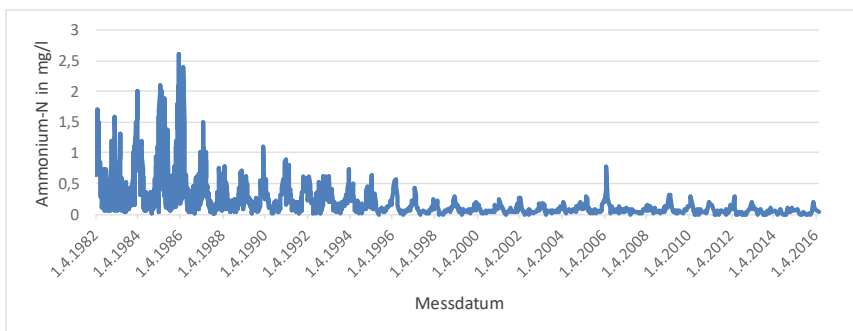


Abb. 9 Ammonium-N-Gehalt im Main bei Erlabrunn, 1982-2016 (erstellt aus Werten des Wasserwirtschaftsamts Aschaffenburg)

Alle Fischsterben traten im Sommer auf, was zusätzlich auf den Einfluss der Temperatur hindeutet. Nicht nur die Sauerstoffsättigung nimmt ab, sondern das Pflanzenwachstum steigt, was wiederum die Eutrophierung fördert. Nach Messungen des Wasserwirtschaftsamtes im Main bei Erlabrunn gab es keine außergewöhnlich hohen Wassertemperaturen zu den Zeiten der Krankheitserscheinungen und auch der Sauerstoffgehalt lag stets über 4 mg/l. Dieser Wert ist für Mainfische noch ausreichend (HOFFMANN 2005). Allerdings kann *B. polymorphus* bereits schon bei einem Anstieg auf 20°C seine Cercarien in größerer Menge produzieren, (HOFFMANN et al. 1990). Diese Faktoren können jeweils nicht alleine für einen Massenbefall durch Parasiten verantwortlich gemacht werden. Mit steigendem Eutrophierungsgrad geht z.B. auch eine starke Vermehrung der planktonfressenden Zwischenwirte (Ruderfußkrebse, Dreikantmuscheln) einher, was hohen Parasitenbefall im Sommer weiter begünstigt.

5.2 Parasitenbefall heute - und in Zukunft?

Die Erreger, die in den 1980ern für einen hohen Befallsrate sorgten, sind nach wie vor im Main vorhanden. Bisher wurde allerdings kein weiteres, durch Parasiten verursachtes Fischsterben dokumentiert. Heute scheint die Populationsdichte an Weißfischen (Rotaugen, Brachsen u.a.) geringer zu sein als zwischen 1975 und 1990, was auch durch die vermehrte Entnahme dieser Arten durch den Fischereiverband Unterfranken zu erklären ist (WONDRAK, mündl. Mitteilung).

Wirtsdichte abhängige Parasitenlast, einem generell zu beobachtenden Zusammenhang ((NENTWIG ET AL. 2011).

Zur Reduktion des Chemikalieneintrags aus Abwässern wurden in den vergangenen 30 Jahren diverse Maßnahmen eingeleitet. So reinigen moderne Klärwerke das Abwasser wesentlich gründlicher. Darüber hinaus wird der Main bei drohendem Niedrigwasser, das

auch Fischen schadet, durch Einleitung von Wasser aus Altmühl und Donau weiterhin schiffbar gehalten (REGIERUNG VON UNTERFRANKEN 2012). Zum Thema Gewässereutrophierung ist heute ebenfalls eine Verbesserung festzustellen. Der Rückgang des Phosphat-Gehalts des Mains im Vergleich zu den 80er Jahren (Abb. 9) ist zum Teil der Phosphathöchstmengenverordnung von 1980 sowie dem Wasch- und Reinigungsmittelgesetz zu verdanken (BUNDESMINISTERIUM DER JUSTIZ UND FÜR VERBRAUCHERSCHUTZ 2007), was die Gewässereutrophierung abbauen half. Die Verringerung des Ammoniumstickstoffs in den letzten 30 Jahren führte zu aktuellen Konzentrationen von weniger als 0,2 mg/l (Abb. 10).

Wenn heutzutage im heißen Sommer Eutrophierung zu Sauerstoffmangel im Gewässer führt, kann der Sauerstoffgehalt auch künstlich reguliert werden. Als Beispiel sei die Turbinenbelüftung am Wasserkraftwerk der Firma E.on in Kleinostheim genannt (REGIERUNG VON UNTERFRANKEN 2012).

Insgesamt dürfte der Rückgang der Populationsdichte von Weißfischen gemeinsam mit der Verbesserung der Wasserqualität des Mains für das derzeit ausgeglichene Verhältnis zwischen Parasiten und ihren Wirten sorgen.

Unabhängig davon können Neozoen wie *Anguillicola crassus* wegen fehlender Anpassung der heimischen Wirte hohe Parasitierungsraten hervorrufen. Gebietsfremde Fische wandern z.B. über den Rhein-Main-Donau-Kanal ein (siehe Rapfen und Schwarzmeergrundeln), breiten sich in deutschen Flüssen aus und werden u.U. invasiv, wenn sie eine ökologisch und/oder ökonomisch bedenkliche Zunahme von Erkrankungen der lokalen Fischfauna verursachen würden. Für den Main gibt es hierzu bislang keine Hinweise.

6. Schlussbemerkung

Parasiten sind wichtige Bestandteile von Lebensgemeinschaften. Das Wechselspiel zwischen Wirt und Parasit ist ein Motor evolutiven Wandels und führt oft zu engen koevolutiven Beziehungen der

Partner. Parasiten haben viele Strategien entwickelt, um ihr Überleben zu sichern. Bis sie sich, wie hier am Beispiel von Fischen gezeigt, erfolgreich im Endwirt fortpflanzen können, durchlaufen sie oft komplizierte Entwicklungsgänge, die bis zu vier Wirtsorganismen aus allen Trophieebenen einbeziehen können. Der Parasitologe muss daher nicht nur den Fisch als Endwirt, sondern auch alle Zwischenwirte wie Kleinkrebse und Schnecken in seine Betrachtungen einbinden, wenn er die Ökologie dieser Wechselwirkungen verstehen will. Außerdem hat er zu klären, wie und wo sich infektiöse Stadien vermehren, wie sie ihre Opfer finden und in sie eindringen und welche Folgen eine Parasitierung mit sich bringt. Parasiten sind aber nicht immer erfolgreich – das Immunsystem des Wirts erkennt sie z.B. rechtzeitig und isoliert sie durch Abkapselung. Hier stellt sich die Frage, ob die Umweltqualität die Fähigkeit zur Abwehr von Parasiten und Krankheitserregern beeinflusst und in welche Richtung gegebenenfalls Veränderungen herbeigerufen werden müssen. Wie an einigen Beispielen gezeigt, hat die Gewässerqualität erheblichen Einfluss darauf, ob und in welchem Ausmaß Parasiten zum Zuge kommen können.

Diese Arbeit liefert einen Überblick über Fischparasiten im Main, jedoch steht eine breit angelegte Untersuchung dieses Flusses hierzu aus. Es ist bezeichnend, dass in den Literaturquellen keine Vergleichsdaten aus den 1980ern vorlagen, sondern zu dieser Zeit nur mündliche Informationen eingeholt werden konnten. Es wäre angebracht, den Lebensgemeinschaften unserer Fließgewässer gerade auch in Hinblick ihrer Wirt-Parasitenbeziehungen wieder größere Aufmerksamkeit zu schenken, zumal sich die Dynamik der Arten durch Neozoen und teilweise auch invasive Arten erhöht. Klimaerwärmung und die Einleitung warmer Kühlwässer, z.B. aus Kraftwerken, können zu erhöhten Gewässertemperaturen führen. EMDE ET AL. (2016) zeigen, dass dies sogar tropischen Fischen einschließlich ihrer Parasiten ein Überleben im Rhein sowie die Infektion heimischer Fischarten ermöglicht. Fischparasiten könnten dadurch auch zu Modellsystemen des Klimawandels werden.

Mehr Wissen über das Leben von Fischparasiten und ihren Wirten wäre keineswegs nur für Biologen und Parasitologen nützlich,

sondern auch für Berufsfischer und Hobby-Angler. Aber auch der Endverbraucher, der einheimische Süßwasserfische als hochwertige Eiweißquelle schätzt, sollte sich dem Thema nicht verschließen.

Quellenverzeichnis

AMLACHER, E. (1992) Taschenbuch der Fischkrankheiten: Grundlagen der Fischpathologie; mit 19 Tabellen. Jena u.a.: Fischer. 500 S.

BAUR, W. H. & RAPP, J. (1988) Gesunde Fische: Praktische Anleitung zum Vorbeugen, Erkennen und Behandeln von Fischkrankheiten. Hamburg: Parey. 238 S.

BUNDESMINISTERIUM DER JUSTIZ UND FÜR VERBRAUCHERSCHUTZ (2007) Gesetz über die Umweltverträglichkeit von Wasch- und Reinigungsmitteln (Wasch- und Reinigungsmittelgesetz - WRMG).

CHARLEROY, D. de, GRISEZ, L. & THOMAS, K. et al. (1990) The life cycle of *Anguillicola crassus*. - Diseases of Aquatic Organisms 8: 77–84.

CROPP, J. A. & GRÄTER, C. (1985) Der Main: Weisser Main, Roter Main, Europa-Kanal. Von den Quellen bis zur Mündung. Würzburg: Stürtz Verlag. 167 S.

EMDE, S., KOCHMANN, J., KUHN, T., DÖRGE, D.D., PLATH, M.

MIESEN, F.W. & KLIMPEL, S. (2016) Cooling water of power plant creates "hot spots" for tropical fishes and parasites." Parasitological Research 115 (1): 85-98.

EUROPÄISCHE UNION (2006) Richtlinie 2006/44/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 6. September 2006 über die Qualität von Süßwasser, das schutz- oder verbesserungsbedürftig ist, um das Leben von Fischen zu erhalten: L 264/20.

FRANK, W. (1976) Parasitologie: Lehrbuch für Studierende der Human- und Veterinärmedizin, der Biologie und der Agrarbiologie; Mit 256 Abb. u. 18 Tabellen. Stuttgart: Ulmer. 510 S.

FRIEDLAND, K. D., MILLER, M. J. & KNIGHTS, B. (2007) Oceanic changes in the Sargasso Sea and declines in recruitment of the European eel. - ICES Journal of Marine Science 64 3: 519–530.

FUCHS, I. (2000) Parasitierungsgrad der Fische in oberfränkischen Gewässern. Bayreuth: Bezirk Oberfranken, Fachberatung für Fischerei. 92 S.

HARTMANN, F. (1994) Untersuchungen zur Biologie, Epidemiologie und Schadwirkung von *Anguillicola crassus* Kuwahara, Niimi und Ikagaki 1974 (Nematoda), einem blutsaugenden Parasiten in der Schwimmblase des europäischen Aals (*Anguilla* L.). Aachen: Shaker. 139 S.

HARTMANN, F. & NELLEN, W. (1994) Mögliche Existenzbedrohung des Europäischen Aals durch eingeschleppten Parasiten. - Fischer & Teichwirt 6: 204–206.

HEILBRONNER, T. (1994) Der Donau-Aal: Ein Situationsbericht aus dem Jahre 1993 von der Donau bei Flußkilometer alt 54 (Dillingen/Steinheim). - Fischer & Teichwirt 7: 248–253.

HOFFMANN, R., SCHAEFER, W. & BRAUN, F. (1984) Massensterben von Weissfischen infolge von maligner Myxosporidien-Anaemie (*Myxobolus dispar*). - Fisch und Umwelt 13: 51–58.

HOFFMANN, R. W. (2005) Fischkrankheiten. Stuttgart: Eugen Ulmer. 224 S.

HOFFMANN, R. W., KÖRTING, W. & FISCHER-SCHERL, T. et al. (1990) An outbreak of bucephalosis in fish of the Main river. - Angewandte Parasitologie 31: 95–99.

KOOPS, H. & HARTMANN, F. (1989) *Anguillicola*-infestations in Germany and in German eel imports. - Journal of Applied Ichthyology 1: 41–45.

LANDESFISCHEREIVERBAND BAYERN E.V. (Hrsg.) (2015) Invasive Grundeln in Bayern – Bestandsaufnahme und derzeitiger Erkenntnisstand. LFV Bayern, München. 72 S.

LUCIUS, R. & LOOS-FRANK, B. (2008) Biologie von Parasiten. Berlin, Heidelberg: Springer-Verlag. 552 S.

MATTHES, D. (1988) Tierische Parasiten: Biologie und Ökologie. Wiesbaden: Vieweg+Teubner Verlag. 254 S.

MEHLHORN, H. (2012) Die Parasiten der Tiere: Erkrankungen erkennen, bekämpfen und vorbeugen. Berlin: Springer Spektrum. 559 S.

- MEHLHORN, H. & PIEKARSKI, G. (2002) Grundriss der Parasitenkunde: Parasiten des Menschen und der Nutztiere. Heidelberg: Spektrum Akad. Verl. 516 S.
- NENTWIG, W., BACHER, S. & BRANDL, R. (2011) Ökologie kompakt. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag. 371 S.
- REGIERUNG VON UNTERFRANKEN (2012) Alarmplan Main. Würzburg.
- REICHENBACH-KLINKE, H. H. (1966) Krankheiten und Schädigungen der Fische. Stuttgart: Gustav Fischer Verlag. 388 S.
- SCHÄFER, W. & HOFFMANN, R. (1985) Fischsterben im Main: Mehrere Fischkrankheiten - eine Ursache. - Fischer und Teichwirt 7: 199–202.
- WASSERWIRTSCHAFTSAMT ASCHAFFENBURG (2016) Der Main. Online im Internet: (Stand: 04.05.2016) http://www.wwa-ab.bayern.de/fluesse_seen/gewaesserportraits/main/index.htm.
- WESTHEIDE, W. & RIEGER, R. (2007) Spezielle Zoologie. Stuttgart: Fischer. 976 S.
- WONDRAK, P. (1988) Schwimmblasenwürmer beim Aal - bereits in Bayern. - Fischer und Teichwirt 7: 207–208.
- WONDRAK, P. (1989) Fischkrankheiten und ihre Behandlungen: Ein Leitfaden für Praktiker. Stuttgart: Ifland. 94 S.
- ZANDER, C. D. (1998) Parasit-Wirt-Beziehungen: Einführung in die ökologische Parasitologie. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg. 184 S.

Danksagung

Ein besonderer Dank gilt Akad. Dir. Dr. Dieter Mahsberg vom Biozentrum der Universität Würzburg für seine Hilfsbereitschaft und für die Betreuung meiner schriftlichen Hausarbeit, aus der vorliegende Publikation entstand.

Dank auch Prof. Dr. Sven Klimpel und seiner Arbeitsgruppe für die Möglichkeit für ein Praktikum an der Johann-Wolfgang-Goethe-Universität Frankfurt, in dem ich viel über parasitologische Untersuchungen gelernt habe.

Stets offen für all meine Fragen und immer hilfsbereit waren Dr. Peter Wondrak vom Fischereiverband Unterfranken e.V. sowie bei Dr. Wolfgang Silkenat von der Fischereifachberatung des Bezirks Unterfranken.

Dr. Klaus Maslowski vom Wasserwirtschaftsamt Aschaffenburg danke ich für die Bereitstellung von Daten zum Nährstoffgehalt des Mains. Prof. Dr. Heinz Mehlhorn, der Eugen Ulmer Verlag, der Thieme Verlag und der Verlag Shaker erteilten mir freundlicherweise die Genehmigung zur Verwendung ihres Bildmaterials.

Berufsfischer Jochen Grimm, Aschaffenburg, beantwortete viele meiner Fragen.

Philipp Vogler danke ich besonders für die stete Ermutigung und den Rückhalt während meiner Arbeit.

Nicht zuletzt herzlichen Dank meiner Mutter und meinen Brüdern, die immer ein offenes Ohr für mich hatten und mir viele Denkanstöße für diese Arbeit gaben.

In Erinnerung

an den Ehrenvorsitzenden des NWV **Prof. Dr. Werner Kloft**

Am 29. September verstarb im Alter von 93 Jahren der Zoologe Prof. em. Dr. Werner Kloft, bis 1967 1. Vorsitzender und seit 2006 Ehrenvorsitzender des NWV Würzburg e.V. Kloft war nach dem Studium der Naturwissenschaften zunächst Lehrer an verschiedenen Würzburger Gymnasien. Einer seiner Schüler war der bisherige 1. Vorsitzende Prof. em Dr. Gerhard Kneitz, der in Kloft sein wissenschaftliches Vorbild, seinen Mentor und lebenslangen Freund fand.



Foto Kess

Als Assistent des „Ameisenprofessors“ Gößwald wurde Kloft 1947 an der Universität Würzburg mit einer Dissertation zur Biologie und Ökologie von Waldameisen mit „summa cum laude“ promoviert. Die *venia legendi* in Angewandter Zoologie erwarb er 1956. Seine Leidenschaft für die Biologie sozialer Insekten und seine Kompetenz als Milbenkundler verband er mit Studien zur Anwendung radioaktiver Strahlung in der Entomologie, was ihm internationale Anerkennung einbrachte. 1965 wurde Kloft Direktor des neugebauten Instituts für Angewandte Zoologie an der Universität Bonn, wo er 1970/71 auch Dekan der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät war.

Nicht zuletzt durch die enge Freundschaft mit seinem Nachfolger G. Kneitz war Kloft dem NWV immer eng verbunden, für den er lange Zeit Leitfigur war und der seinem verstorbenen Ehrenvorsitzenden für die geleistete Arbeit zu großem Dank verpflichtet ist.

In Erinnerung

an Herrn Wolfgang Holzmann

Völlig überraschend erreichte uns die Nachricht vom Tod Wolfgang Holzmanns. Er starb am 17.11.2017.

Herr Holzmann leitete über Jahrzehnte den Arbeitskreis Aquaristik im NWV Würzburg e.V.. Er pflegte einige Aquarien im botanischen Garten der Universität Würzburg und warb so in der Öffentlichkeit für sein Hobby und für unsere Vereinigung.



Foto D. Mahsberg

Auch als zuverlässiger Kassenprüfer war Herr Holzmann über lange Zeit für den Verein aktiv.

Noch bei unserer Mitgliederversammlung am 20.10.2017 (siehe Foto) berichtete er über den Arbeitskreis Aquaristik und gab das Ergebnis der Kassenprüfung bekannt.

Wir werden ihn dankbar in Erinnerung behalten!