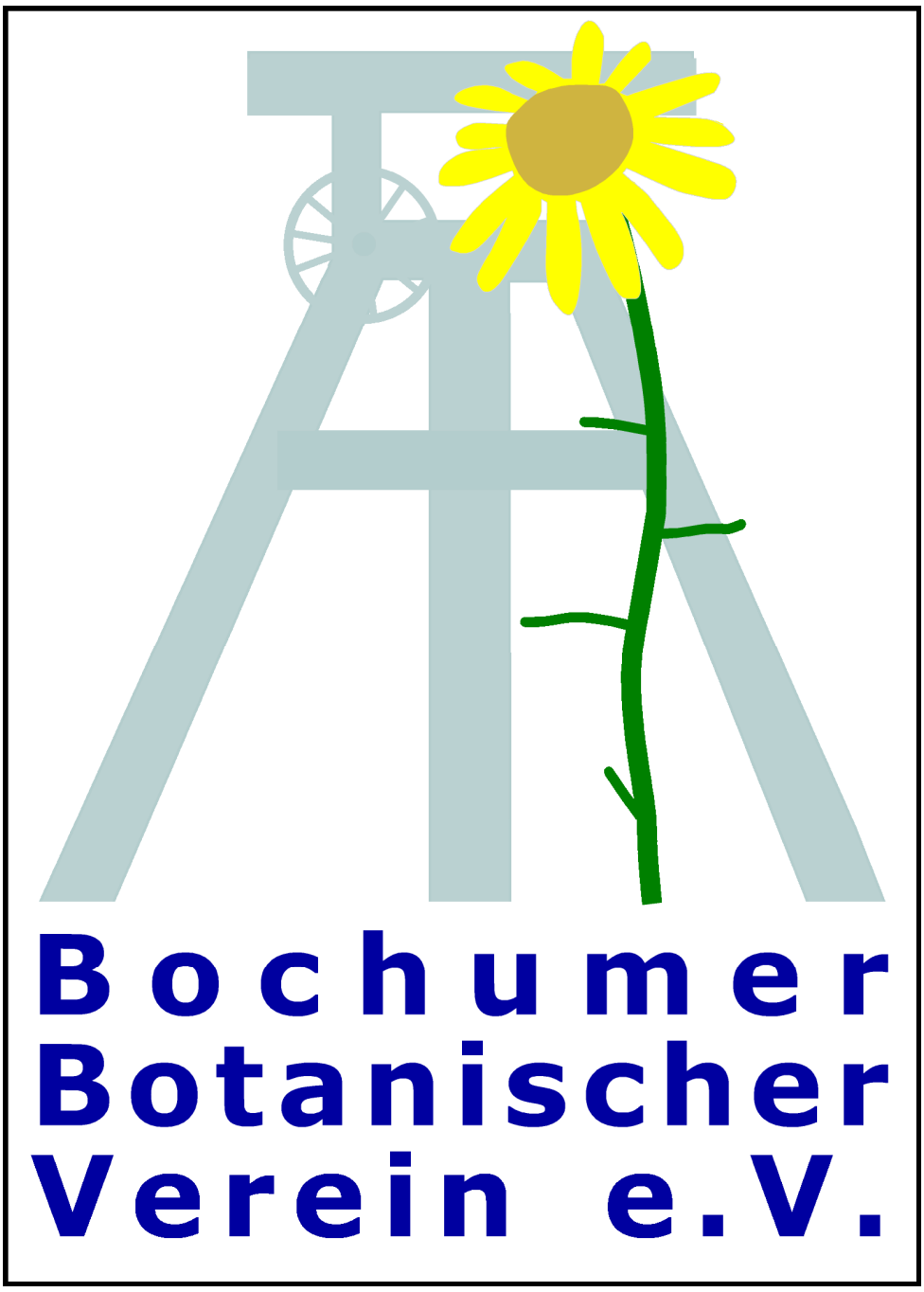
Jahrbuch des Bochumer Botanischen Vereins für das Jahr 2012 – Band 4



Bochum 2013

Impressum

Jahrbuch des Bochumer Botanischen Vereins
Band 4 – erschienen im Januar 2013
Erscheinungsort: Bochum
ISSN 2190-3999

Herausgeber:
Bochumer Botanischer Verein e. V.
www.botanik-bochum.de
info@botanik-bochum.de

Redaktion:
Dr. Armin Jagel, Dr. F. Wolfgang Bomble, Corinne Buch, Dr. Veit Martin Dörken, Dr. Ingo Hetzel, Till Kasielke, Ulrich Küchmeister, Marcus Lubienski, Dr. Götz Heinrich Loos, Dr. Stefan Schreiber, Simon Wiggen

Alle Rechte vorbehalten.
© Bochumer Botanischer Verein e. V. 2013

Das Jahrbuch des Bochumer Botanischen Vereins erscheint einmal jährlich und wird an Vereinsmitglieder und wichtige Bibliotheken in gedruckter Fassung übergeben (Übersicht auf der Homepage des Vereins). Ansonsten wird es auf der Homepage www.botanik-bochum.de elektronisch publiziert und steht im pdf-Format kostenlos zum Download zur Verfügung. Weitere Druckexemplare können auf Nachfrage zum Selbstkostenpreis ("Print on Demand") plus Porto bezogen werden.

Die Autoren sind für den Inhalt ihrer Beiträge allein verantwortlich. Vereinsmitteilungen stehen in der Verantwortung des Vorstandes des Bochumer Botanischen Vereins e. V. Die Autorenrichtlinien befinden sich auf der Vereinshomepage www.botanik-bochum.de.

Inhaltsverzeichnis

Die Vereinsmitglieder im Jahr 2012.....5

Veröffentlichungen des Bochumer Botanischen Vereins

BOMBLE, F. W.: *Candelaria pacifica* und *Xanthomendoza borealis* im Aachener Raum – neu für Deutschland.....7

LUBIENSKI, M.: Fossile Pflanzen aus dem Oberkarbon bei Albringhausen (Wetter, Ennepe-Ruhr-Kreis, Nordrhein-Westfalen).....15

SUMSER, H., SPORBERT, M., SONNEBORN, I. & JAGEL, A.: Aktuelle Vorkommen der Pracht-Königskerze (*Verbascum speciosum* SCHRAD.) in Nordrhein-Westfalen.....37

BUCH, C., JAGEL, A. & VAN DE WEYER, K.: *Najas marina* L. subsp. *intermedia* (WOLFG. ex GORSKI) CASPER (*Hydrocharitaceae*), das Mittlere Nixkraut, am Niederrhein. Erstnachweis für Nordrhein-Westfalen.....44

BOMBLE, F. W. & WOLGARTEN, H.: Die Bleiche Fetthenne (*Sedum pallidum* M. BIEB.) im Aachener Raum.....50

BOMBLE, F. W. & SCHMITZ, B. G. A.: Kaukasischer Beinwell (*Symphytum caucasicum* M. BIEB.) und Hidcote-Beinwell (*Symphytum* ×*hidcotense* P. D. SELL) im Aachener Raum.....56

BUCH, C., JAGEL, A., NEIKES, N., BANNWARTH, H & SUMSER, H.: *Eragrostis curvula* (SCHRAD.) NEES, das Gebogene Liebesgras, in Nordrhein-Westfalen.....61

BOMBLE, F. W.: Kritische und wenig bekannte Gefäßpflanzenarten im Aachener Raum II.....70

Exkursionen

Bochum-Gerthe, Gewerbepark Lothringen und Halde Lothringen 1/2.....84

Bochum-Harpen, Pilze im Bövinghauser Bachtal (NSG "Oberes Ölbachtal").....87

Bochum-Querenburg, Moose und Flechten an der Ruhr-Universität Bochum.....87

Dortmund-Hörde, Phoenixsee.....89

Erwitte (Krs. Soest), NSG "Pöppelsche".....93

Essen-Heisingen, geologische Exkursion am Nordufer des Baldeneysees.....94

Herne-Holsterhausen, Gewerbepark Hibernia.....106

Herne-Sodingen, Koniferen auf dem Südfriedhof an der Wiescherstraße.....109

Wahner Heide.....111

Warstein, NSG "Oberhagen" und Rüthen-Kallenhardt, NSG "Lörmecketal".....114

GEO-Tag der Artenvielfalt am 16. und 17. Juni 2012 auf der Halde Hoheward in Herten.....117

Bemerkenswerte Pflanzenvorkommen in Bochum (Nordrhein-Westfalen) und Umgebung im Jahr 2012.....135

Pflanzenporträts

Castanea sativa – Esskastanie, Edelkastanie (*Fagaceae*).....156

Coffea arabica und *C. canephora* – Kaffeestrauch (*Rubiaceae*).....163

Dianthus deltoides – Heide-Nelke (*Caryophyllaceae*), Blume des Jahres 2012.....169

Einige häufige Moose auf Betonmauern.....174

Ginkgo biloba – Ginkgo, Fächerblattbaum (*Ginkgoaceae*), ein lebendes Fossil aus China.....181

Glycyrrhiza glabra – Süßholz (*Fabaceae*), Arzneipflanze des Jahres 2012.....187

Iris sibirica – Sibirische Schwertlilie (*Iridaceae*) 191
Laburnum anagyroides – Gewöhnlicher Goldregen (*Fabaceae*), Giftpflanze des Jahres 2012, und andere Goldregen 195
Larix decidua – Europäische Lärche (*Pinaceae*), Baum des Jahres 2012 201
Litchi chinensis und *Nephelium lappaceum*, Litschi und Rambutan, zwei Seifenbaumgewächse mit ungewöhnlichen Früchten 210
Ophioglossaceae – Natternzungengewächse, ungewöhnliche Farne der heimischen Flora 214
Orchis pallens – Bleiches Knabenkraut (*Orchidaceae*), Orchidee des Jahres 2012 221
Parnassia palustris – Sumpf-Herzblatt (*Parnassiaceae*) 225
Pastinaca sativa – Pastinak (*Apiaceae*), Gemüse der Jahre 2011 und 2012 229
Platanthera bifolia – Zweiblättrige Waldhyazinthe (*Orchidaceae*) 249
Stachys sylvatica (Wald-Ziest), *S. palustris* (Sumpf-Ziest) und ihre Hybride *S.* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) in Nordrhein-Westfalen, mit Anmerkungen zu *S. alpina* (Alpen-Ziest) 253
Tragopogon – Bocksbart (*Asteraceae*) in Nordrhein-Westfalen 262
Viburnum spp. – Winterblühende Schneebälle (*Caprifoliaceae*) 270
Weihnachtsgewürze – Gewürznelke, Sternanis und Zimt 275
Weihnachtsgrün und Friedhofskoniferen – Bestimmung immergrüner Nadelbäume ohne Zapfen 280
Winterhärte und Frostresistenz von Pflanzen 308

46. Westfälischer Floristentag (Programm) 320

Die Vereinsmitglieder im Jahr 2012

Personen mit * haben einen Steckbrief auf der Vereinshomepage www.botanik-bochum.de

Helge Adamczak*, Dipl.-Geogr. (Oberhausen)
Sabine Adler (Bochum)
Klaus Adolphy, Dipl.-Biol. (Erkrath)
Christian Beckmann, Dipl.-Landsch.-Ökol., B. Sc. Geoinf. (Herten)
Dr. H. Wilfried Bennert (Ennepetal)
Sarina Bloch (Bochum)
Carolin Bohn, Dipl.-Biol. (Bochum)
Guido Bohn (Hamm)
Dr. F. Wolfgang Bomble*, Dipl.-Math. (Aachen)
Corinne Buch*, Dipl.-Biol. (Mülheim/Ruhr) (1. Vorsitzende)
Rüdiger Bunk, Dipl.-Geogr. (Bochum)
Dietrich Büscher (Dortmund)
Benjamin Busse, Dipl.-Biol. (Dortmund)
Bernhard Demel, Dipl.-Umweltwiss. (Essen)
Monika Deventer, Dipl.-Ing. (Viersen)
Dr. Veit Martin Dörken*, Dipl.-Ing. (FH) (Konstanz) (Vorstandsmitglied)
Jörg Drewenskus, Dipl.-Umweltwiss. (Dortmund)
Martin Drews (Bochum)
Dr. Simon Engels, Dipl.-Chem. (Mülheim/Ruhr)
Brigitte Faak, M. Sc. Geogr. (Bochum)
Renate Fuchs, Dipl.-Umweltwiss. (Mülheim/Ruhr)
Dr. Peter Gausmann*, Dipl.-Geogr. (Herne)
Dr. Hans Jürgen Geyer, Dipl.-Chem. (Lippstadt)
Roland Gleich (Bochum)
Prof. Dr. Henning Haeupler* (Bochum) (Ehrenmitglied)
Martin Hank, B. Sc. Geogr. (Schwerte)
Dr. Stefanie Heinze, M. Sc. Geogr. (Bochum)
Dr. Ingo Hetzel*, Dipl.-Geogr. (Herten) (Vorstandsmitglied)
Jasmin Hetzel (Herten)
Annette Höggemeier (Witten)
Janina Homberg*, B. Sc. Biol. (Köln)
Wilhelm Itjeshorst, Dipl.-Biol. (Wesel)
Dr. Armin Jagel*, Dipl.-Biol. (Bochum) (Vorstandsmitglied)
Joana Jagmann, M. Sc. Geogr (Duisburg)
Gundula Jahn-Timmer, Dipl.-Umweltwiss. (Oberhausen)
Sonja Jüngling, Dipl.-Biol. (Rinkerode)
Iris Kabus, Dipl.-Biol. (Bochum)
Till Kasielke*, M. Sc. Geogr. (Mülheim/Ruhr) (Vorstandsmitglied)
Claudia Katzenmeier, Dipl.-Biol. (Velbert)
Esther Kempmann*, Dipl.-Biol. (Recklinghausen)
Richard Köhler, Dipl.-Biol. (Herne)
Ulrich Küchmeister (Bochum)
Andreas Kuhlmann, Dipl.-Biol. (Bochum)
Dr. Julia Kunze, Dipl.-Biol. (Kamen)
Nadine Langheit, Dipl.-Biol. (Bochum)
Ulrike Lehmann-Goos, Dipl.-Biol. (Castrop-Rauxel)
Dr. Götz Heinrich Loos*, Dipl.-Geogr. (Kamen) (2. Vorsitzender)
Marcus Lubienski (Hagen)
Bernd Margenburg, Dipl.-Phys. (Bergkamen)
Karin Margenburg, Dipl.-Geogr. (Bergkamen)
Sebastian Mildenberger, Dipl.-Biol. (Düsseldorf)
Benjamin Mörtl*, M. Sc. Geogr. (Sprockhövel)
Heike Odparlik, Dipl.-Biol. (Bochum)
Mareike Piduch, M. Sc. Geogr. (Lahnstein)
Bettina Pott (Ratingen)
Heinrich Raczek (Bochum)
Dr. Jörg Restemeyer, Dipl.-Biol. (Kerpen)
Christian Riedel* (Oberhausen)
Richmud Rollenbeck, B. Sc. Geogr. (Dortmund)
Reinhard Rosin*, Dipl.-Biol. (Bochum)
Lisa Rüdiger, B. Sc. Geogr. (Bochum)
Andreas Sarazin*, Dipl.-Biol. (Essen)
Kerstin Schäfer (Bochum)
Eva Schinke, Dipl.-Biol. (Sprockhövel)
Martin Schlüpmann*, Dipl.-Biol. (Hagen)
Prof. Dr. Thomas Schmitt (Bochum)
Dr. Stefan Schreiber, Dipl.-Biol. (Edmonton, Kanada)
Dr. Christian Schulz, Dipl.-Biol. (Bochum)
Christian Schumann, Dipl.-Geogr. (Dortmund)

Christopher Schwerdt, B. A. (Altena)
Ralf Seipel, Dipl.-Biol. (Essen)
Sebastian Sonnenstuhl, M. Ed. (Dortmund)
Manfred Sporbert (Leichlingen)
Susanne Stahlschmidt, Dipl.-Biol. (Bochum)
Dr. Hilke Steinecke*, Dipl.-Biol. (Frankfurt/Main)
Wolf Stieglitz (Erkrath)
Hubert Sumser (Köln)
Daniel Telaar, B. Sc. Geogr. (Bochum)
Dr. Regina Thebud-Lassak, Dipl.-Biol. (Grevenbroich)
Ira Vogler, B. Sc. Geogr. (Bottrop)
Eva Wandelt (Bochum)
Barbara Weiser, Dipl.-Biol. (Bochum)
Simon Wiggen*, B. Sc. Geogr. (Bochum) (Vorstandsmitglied)
Karl Wittmer (Neuss)
Barbara Woitke (Bochum)
Sebastian Wolf, B. Sc. Geogr. (Gelsenkirchen)
Herbert Wolgarten (Herzogenrath)
Dieter Gregor Zimmermann (Düsseldorf)

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	7-14	2013

Candelaria pacifica und *Xanthomendoza borealis* im Aachener Raum – neu für Deutschland*

F. WOLFGANG BOMBLE

Kurzfassung
Die erst kürzlich beschriebene Flechtenart *Candelaria pacifica* wurde an mehreren Stellen in Aachen (Nordrhein-Westfalen/Deutschland) und benachbarten Gebieten in Belgien und den Niederlanden gefunden. Dies stellt zumindest für Deutschland einen Neufund dar. Ein isoliertes Vorkommen der arktisch-antarktischen Flechte *Xanthomendoza borealis* (= *Xanthoria borealis*) konnte in der nordwestlichen Eifel (Nordrhein-Westfalen/Deutschland) nachgewiesen werden. Hierbei handelt sich offenbar um einen Erstfund in Mitteleuropa.

Abstract
***Candelaria pacifica* and *Xanthomendoza borealis* in the region of Aachen, North Rhine-Westphalia – new to Germany.**
The recently described lichen species *Candelaria pacifica* has been found at some sites in Aachen (North Rhine-Westphalia/Germany) and neighboring areas of Belgium and the Netherlands. The species is new at least for Germany. An isolated occurrence of the arctic-antarctic lichen *Xanthomendoza borealis* (= *Xanthoria borealis*) was found in the north-western Eifel Mountains (North Rhine-Westphalia/Germany) and appears to be the first record in Central Europe.

Candelaria pacifica M. WESTB. & ARUP

Candelaria pacifica wurde erst kürzlich von WESTBERG & ARUP (2011) als neue Art beschrieben, die in Nord- und Südamerika sowie in Europa verbreitet ist, wobei Verbreitungsschwerpunkte im westlichen Nordamerika und in Nordwesteuropa liegen. In Europa ist die Art nach WESTBERG & ARUP (2011) in Skandinavien verbreitet, aber "also known from many countries throughout the continent". Speziell werden Funde aus Gelderland in den Niederlanden und der Türkei erwähnt. UNIVERSITY OF TARTU MUSEUM OF NATURAL HISTORY (2011) gibt Nachweise von *C. pacifica* aus Estland an, und STEPANCHIKOVA & al. (2011) weisen sie in der Umgebung von Leningrad in Russland nach.

Nach Angaben von WESTBERG & ARUP (2010, 2011) wurde *Candelaria pacifica* bisher vielfach mit *C. concolor* verwechselt. Die von ihnen genannten Unterscheidungsmerkmale gibt Tab. 1 an. Da *C. pacifica* im Gebiet bisher ausschließlich steril nachgewiesen wurde, kann das Merkmal der Anzahl der Sporen pro Ascus hier jedoch nicht genutzt werden.

Tab. 1: Merkmale von *Candelaria concolor* und *C. pacifica* nach WESTBERG & ARUP (2010, 2011). Characters of *Candelaria concolor* and *C. pacifica* by WESTBERG & ARUP (2010, 2011).

	Candelaria concolor	***Candelaria pacifica***
Habitus	kräftiger, deutlicher lappig, mit glatter, abgeflachter Oberfläche, kleine Rosetten bildend	sehr klein, schuppig, oft fast nur aus Blastidien mit wenigen gut entwickelten Lappen bestehend
Unterseite	weiß, glänzend, berindet	weißlich bis grünlich, spinnwebig, unberindet
Rhizinen	öfter viele kräftige, deutlich entwickelte Rhizinen	wenige zierliche, nur undeutliche rhizinenartige Strukturen
Sporen pro Ascus	viele	acht

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(1): 1-8 (31.01.2012).

Die von WESTBERG & ARUP (2010, 2011) beschriebene Merkmalsausprägung von *Candelaria pacifica* kann im Gebiet vollständig bestätigt werden. Meist handelt es sich um größere Flächen, die aus Blastidien mit wenigen Läppchen bestehen (Abb. 3, 5, 6 links oben, 13). Besser entwickelte Thalli aus schuppigen Läppchen sind seltener (Abb. 1, 2, 4). Demgegenüber bildet *C. concolor* meist stärker gegliederte, kräftigere Thalli (Abb. 6 rechts unten, 9 & 10). Man findet jedoch öfter auch flächige Wuchsformen, die hauptsächlich aus schuppigen, teilweise blastidienreichen Thalli bestehen (Abb. 11) und (wenn überhaupt) nur die typische Wuchsform am Rand des Bestandes zeigen. Aber auch diese Wuchsform von *C. concolor* ist deutlicher gegliedert und kräftiger als *C. pacifica*.

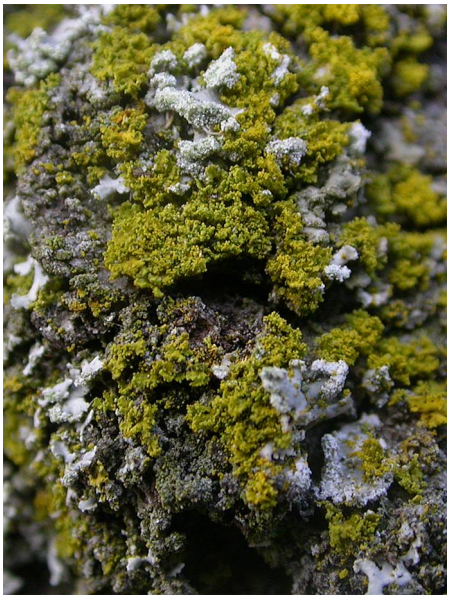


Abb. 1: *Candelaria pacifica* ist sogar im Vergleich mit der kleinen *Physcia tenella* winzig.
Candelaria pacifica is tiny even in comparison with the small *Physcia tenella*.
Diepenbenden, Aachen/NRW (10.12.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 2: So gut entwickelte *Candelaria pacifica* ist selten.
Such a well-developed *Candelaria pacifica* is rare.
Viergrenzenweg, Vaals, Südlimburg/Niederlande (11.12.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 3: Oft sind die schuppigen Lappen von *Candelaria pacifica* nur undeutlich entwickelt.
The squamule-like lobes of *Candelaria pacifica* are often very indistinctive.
Aachen-Freund /NRW (02.11.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

Abb. 4: *Candelaria pacifica*.
Diepenbenden, Aachen/NRW (11.12.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

Abb. 5: *Candelaria pacifica* bildet oft nur wenige oder undeutliche Lappen und reichlich Blastidien aus.
Candelaria pacifica frequently forms many blastidia and only some or indistinctive lobes.
Viergrenzenweg, Vaals, Südlimburg/Niederlande (11.12.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 6: *Candelaria pacifica* (größter Teil des Bildes) ist viel kleiner als *C. concolor* (rechts unten).
Candelaria pacifica (most parts of the photo) is much smaller than *C. concolor* (bottom right).
Viergrenzenweg, Vaals, Südlimburg/Niederlande (11.12.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

Meistens lässt sich die *Candelaria pacifica* habituell schon im Gelände ansprechen. Zur Absicherung sollte die grünlich weiße, unberindete und deswegen spinnwebige Thallusunterseite mit zierlichen rhizinenartigen Strukturen von *C. pacifica* (Abb. 7) untersucht werden. Diese unterscheidet sich deutlich von der glatten, weißen und berindeten Thallusunterseite mit deutlichen Rhizinen von *C. concolor* (Abb. 8).

Abb. 7: Die Unterseite von *Candelaria pacifica* ist grünlich weiß, unberindet und hat nur undeutliche, kurze rhizinenartige Strukturen.
The lower side of *Candelaria pacifica* is greenish white without a lower cortex and possesses only indistinct, short rhizine-like structures.
Wolfhaag, Südlimburg/Niederlande (11.12.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

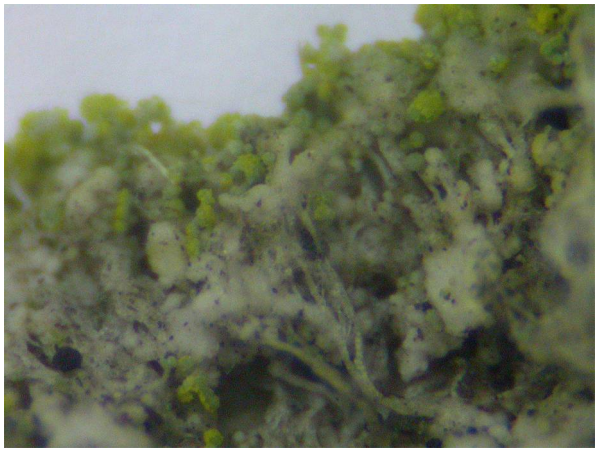


Abb. 8: Die Unterseite von *Candelaria concolor* ist weiß berindet und hat deutliche, lange Rhizinen.
The lower side of *Candelaria concolor* possesses a white lower cortex and distinct, large rhizines.
Lintert, Aachen/NRW (20.11.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

Wenn *Candelaria pacifica* fast nur Blastidien und wenige sehr kleine Läppchen bildet (Abb. 12), ähnelt sie *Candelariella reflexa*, die noch kleinere, kaum differenzierte und nicht abstehende Läppchen bildet (Abb. 13).

Öfter sehen dicht wachsende Bestände von kleinwüchsiger *Xanthoria candelaria* s. l. der *Candelaria pacifica* ähnlich. Jedoch ist die Unterseite von *X. candelaria* glatt und nicht spinnwebig und weist keine rhizinenartigen Strukturen auf.

Abb. 9 & 10: Typisch entwickelte *Candelaria concolor* (wie abgebildet) ist kaum mit *C. pacifica* zu verwechseln. WESTBERG & ARUP (2011) beschreiben seltene Typen von *C. pacifica*, die *C. concolor* habituell ähneln. Sie konnten bisher nicht vom Verfasser im Aachener Raum gefunden werden.

Typically developed *Candelaria concolor* (shown here) can hardly be mistaken for *C. pacifica*. WESTBERG & ARUP (2011) describe rare types of *C. pacifica,* which look habitually similar to *C. concolor*. As yet, the author hasn't found such types in the region of Aachen.

Westfriedhof, Aachen/NRW (17.09.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 11: *Candelaria concolor* kann auch schuppige, recht homogene Flächen bilden.

Candelaria concolor can form squamulose, uniform areas.

Westfriedhof, Aachen/NRW (17.09.2011, F. W. BOMBLE).

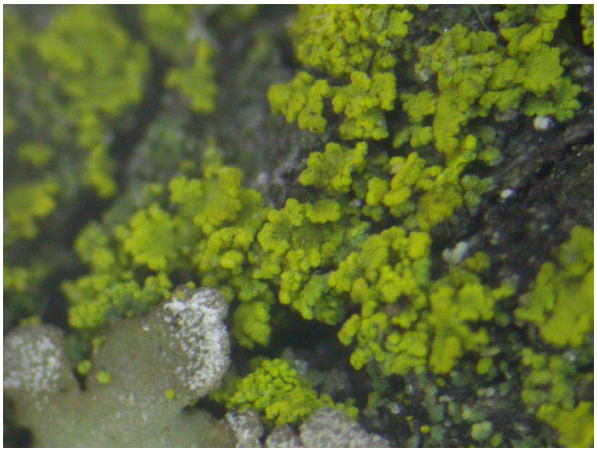


Abb. 12: Sehr kleinlappige *Candelaria pacifica* ähnelt *Candelariella reflexa*.

Candelaria pacifica with very small lobes resembles *Candelariella reflexa*.

Aachen-Freund/NRW (02.11.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

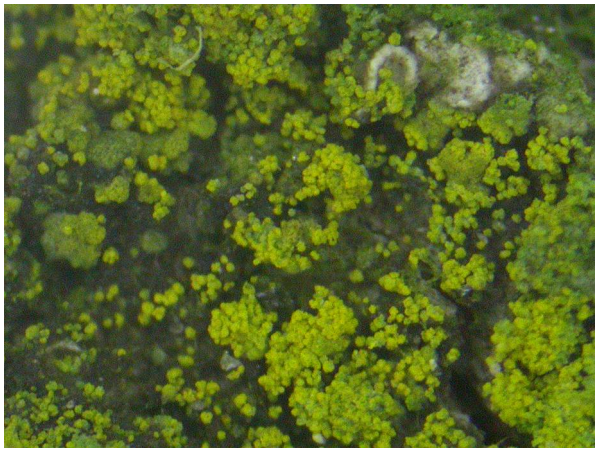


Abb. 13: Die Lappen von *Candelariella reflexa* sind weniger ausgeprägt und stehen nicht von der Unterlage ab.

The lobes of *Candelariella reflexa* are less pronounced and not raised.

Bei Eynatten, Provinz Lüttich/Belgien (17.12.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

Funde von *Candelaria pacifica*:
Belgien: Hergenrath (5202/23, 28.12.2011, F. W. BOMBLE).
Deutschland: Nördlich Berensberg (5102/43, 27.12.2011, F. W. BOMBLE), Friedhof Haaren (5102/43, 13.01.2012, F. W. BOMBLE), Aachen, Melaten (5202/12, 27.12.2011, F. W. BOMBLE, auf *Tilia*), Aachen, Westfriedhof (5202/14, 24.11.2011, F. W. BOMBLE), Aachen, Saarstraße (5202/21, 13.01.2012, F. W. BOMBLE), Aachen, Eupener Straße (5202/41, 10.12.2011, F. W. BOMBLE), Aachen, Diepenbenden (5202/41, 10.12.2011, F. W. BOMBLE, auf *Quercus*), Aachen, Köpfchen (5202/41, 26.01.2012, F. W. BOMBLE, auf *Quercus*), Aachen-Oberforstbach, Entenplatz (5202/42, 20.12.2011, F. W. BOMBLE, auf *Carpinus betulus*), Aachen-Hitfeld (5202/42, 14.01.2012, F. W. BOMBLE), Aachen-Brand, Freund (5203/13, 02.11.2011, F. W. BOMBLE, conf. M. WESTBERG, auf *Tilia*), Aachen-Kornelimünster, nahe Abtei (5203/31, 20.12.2011, F. W. BOMBLE, conf. M. WESTBERG; auf *Tilia*).
Niederlande: Wolfhaag (5202/13, 11.12.2011, F. W. BOMBLE, auf *Fraxinus excelsior*), Vaals, Viergrenzenweg (5202/13, 11.12.2011, F. W. BOMBLE, conf. M. WESTBERG, auf *Tilia*).

Alle Fundorte von *Candelaria pacifica* liegen in kolliner Lage in Höhen von etwa 160 bis 265 m ü. NN. Besiedelt werden Straßenbäume und Bäume in parkartiger, halboffener Landschaft. *Candelaria pacifica* wird in WIRTH & al. (2011) nicht erwähnt und dürfte neu für Deutschland sein.

Nach Untersuchungen von WESTBERG & ARUP (2010) ist *Candelaria concolo*r in Skandinavien viel seltener als die dort wesentlich weiter verbreitete *C. pacifica*. In der Umgebung von Aachen ist *C. pacifica* ebenso weit verbreitet wie *C. concolor*, aber deutlich seltener als diese. Bei gezielten Kartierungen im Stadtgebiet Aachen und angrenzenden Gebieten in Belgien und den Niederlanden konnte *C. pacifica* in 10, *C. concolor* in 20 Viertelquadranten nachgewiesen werden. Im Hinblick auf die Anzahl der besiedelten Bäume ist *C. concolor* vielfach häufiger als *C. pacifica*, die an allen Standorten nur einzelne bis wenige Bäume besiedelt.

Xanthomendoza borealis (R. SANT. & POELT) SØCHTING, KÄRNEFELT & S. KONDRATYUK (= *Xanthoria borealis* R. SANT. & POELT)

Xanthomendoza borealis ist eine arktisch-antarktisch verbreitete Art (LINDBLOM & SØCHTING 2008), die auf der Nordhalbkugel, speziell in Europa, nur wenige südlicher gelegene Vorkommen aufweist. LINDBLOM & SØCHTING (2008) stellen in Europa nur Vorkommen südlich bis ins mittlere Skandinavien und auf Island dar.

Nach LINDBLOM & SØCHTING (2008) werden *Xanthomendoza borealis* (Abb. 14, 15, 16, 19, 20) und *Xanthoria candelaria* (Abb. 17, 18, 21, 22) oft verwechselt. Tab. 2 gibt publizierte Unterschiede beider Arten an.

Tab. 2: Merkmale (Auswahl) von *Xanthomendoza borealis* und *Xanthoria candelaria* nach LINDBLOM & SØCHTING (2008) und TIMDAL (2011).

Characters (selection) of *Xanthomendoza borealis* and *Xanthoria candelaria* by LINDBLOM & SØCHTING (2008) and TIMDAL (2011).

	Xanthomendoza borealis	***Xanthoria candelaria***
Habitus	Zentralteil mit Rhizinen mit der Unterlage verbunden aufsteigende bis aufrechte Lappen	ohne Rhizinen mit dem Substrat verbunden aufrechte Lappen
Thallus	Ränder abwärts gebogen orange-rötlich bereift oder mit Kristallen	flach gelb-orange glatt

Abb. 14 & 15: *Xanthomendoza borealis* besiedelt nährstoffreiches Silikatgestein.
Xanthomendoza borealis colonizes nutrient rich silicate rocks.
Monschau, Städteregion Aachen/NRW (03.11.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 16: Bereifte Thalluslappen von *Xanthomendoza borealis* mit helmförmigen Enden.
Pruinose thallus lobes of *Xanthomendoza borealis* with helmet shaped ends.
Monschau, Städteregion Aachen/NRW (03.11.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 17 & 18: *Xanthoria candelaria* s. l. besiedelt im Aachener Raum ausschließlich Rinde.
Xanthoria candelaria s. l. grows exclusive on bark in the region of Aachen.
Westfriedhof, Aachen/NRW (17.09.2011, F. W. BOMBLE).

Die hiesigen Formen der variablen *Xanthoria candelaria* unterscheiden sich durch flache bis rundliche Lappen mit ebenen Rändern (statt gewölbt mit herabgebogenen Rändern) und eine meist hellere Färbung der unbereiften Thalli (statt dunklerer Färbung und Bereifung der Thalli) von *Xanthomendoza borealis*. Besonders auffällig sind die gewölbten Enden der abstehenden Thallusäste von *X. borealis*, die teilweise an *Physcia adscendens* erinnern (Abb. 16).

Die Rhizinen von *Xanthomendoza borealis* sind an der Unterseite des der Unterlage anliegenden Zentralteils des Thallus nicht leicht zu finden. Demgegenüber steht *Xanthoria candelaria* schon meist an der Basis von der Unterlage ab und weist keine Rhizinen auf.

Die anderen kleinen *Xanthomendoza*-Arten wie *X. fulva, X. poeltii* oder *X. ulophyllodes* sind im Unterschied zu *X. borealis* i. A. kräftiger und haben flache, vielfach breitere Lappen.

Abb. 19 & 20: Die Thalluslappen von *Xanthomendoza borealis* sind am Rand nach unten gebogen.
The margins of the thallus lobes of *Xanthomendoza borealis* are curved downwards.
Monschau, Städteregion Aachen/NRW (04.11.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

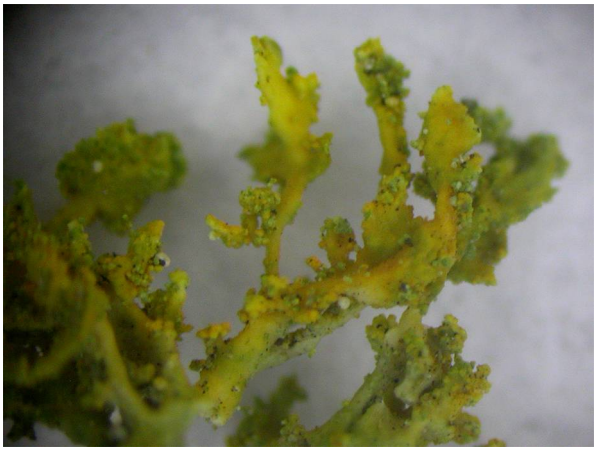


Abb. 21 & 22: Die Thalluslappen von *Xanthoria candelaria* s. l. sind am Rand flach.
The margins of the thallus lobes of *Xanthoria candelaria* s. l. are flat.
Eupener Straße, Aachen/NRW (04.12.2011, F. W. BOMBLE; durch Binokular).

Fund von *Xanthomendoza borealis*:
Deutschland: Monschau (5404/14, 03.11.2011, F. W. BOMBLE, conf. L. LINDBLOM, nährstoffreicher Silikatfels).

Xanthomendoza borealis wächst in Monschau in einer Höhe von etwa 420 m ü. NN auf nährstoffreichem Silikatgestein u. a. gemeinsam mit *X. fallax*. Demgegenüber konnte die im Aachener Raum ziemlich häufige *Xanthoria candelaria* s. l. bisher ausschließlich auf Rinde beobachtet werden.

Bei dem hier vorgestellten Nachweis handelt es sich offenbar um einen Neufund für Mitteleuropa. Ob die Art hier ein Relikt ist oder eine Neuansiedlung, müssen weitere Untersuchungen klären. Ersteres ist wahrscheinlicher, da die nordwestliche Eifel einige kühleliebende Arten aufweist.

Möglicherweise ist *Xanthomendoza borealis* in Mitteleuropa aber bisher auch übersehen worden, da einerseits niemand mit dieser nordischen Art rechnete und es sich andererseits um eine nicht leicht zu erkennende Art aus dem schwierigen Formenkreis der kleinen *Xanthoria*- und *Xanthomendoza*-Arten handelt. *Xanthomendoza borealis* ähnliche *Xanthomendoza*-Arten wie *X. fulva* oder *X. ulophyllodes* bewohnen hauptsächlich Rinde und sind bisher in der nordwestlichen Eifel nicht nachgewiesen. *X. ulophyllodes* ist aber nach DIEDERICH & al. (2007) in den benachbarten belgischen Ardennen auf Rinde bekannt.

Danksagung

Ich danke herzlich Herrn Dr. NORBERT STAPPER (Monheim am Rhein) für den Hinweis auf die Neubeschreibung von *Candelaria pacifica* und weitere wichtige Hinweise, Herrn Dr. MARTIN WESTBERG (Stockholm) für die Überprüfung von Belegen von *Candelaria pacifica,* wichtige Informationen sowie einen Sonderdruck und Frau Dr. LOUISE LINDBLOM (Bergen) für die Überprüfung des Beleges von *Xanthomendoza borealis.* Ich danke Herrn DIETER GREGOR ZIMMERMANN (Düsseldorf) und der Schriftleitung für wichtige Hinweise zum Text.

Literatur

DIEDERICH, P., ERTZ, D., STAPPER, N., SÉRUSIAUX, E., VAN DEN BROECK, D., VAN DEN BOOM, P. & RIES, C. 2007: The lichens and lichenicolous fungi of Belgium, Luxembourg and northern France. – http://www.lichenology.info (01.11.2011).

LINDBLOM, L. & SØCHTING, U. 2008: Taxonomic revision of *Xanthomendoza borealis* and *Xanthoria mawsonii* (*Lecanoromycetes*, *Ascomycota*). – The Lichenologist 40: 399–409.

STEPANCHIKOVA, I. S., HIMELBRANT, D. E., KUKWA, M. & KUZNETSOVA, E. S. 2011: New records of lichens and allied fungi from the Leningrad Region, Russia. II. – Folia Cryptog. Estonica 48: 85-94.

TIMDAL, E. 2011: *Xanthoria* – Messinglav & *Xanthoria borealis* R. SANT. & POELT – Fjellmessinglav – In: TIMDAL, E.: Lavflora, Norske busk- og bladlav. – http://www.nhm.uio.no/cgi-bin/lav_thes.pl?v=K3&s=Xanthoria&e=borealis (24.12.2011).

UNIVERSITY OF TARTU MUSEUM OF NATURAL HISTORY 2011: eBiodiversity – web interface for the taxa found in Estonia – http://elurikkus.ut.ee/kirjeldus.php?lang=eng&id=205049&rank=70&id_puu=170681&rank_puu=60 (14.01.2012).

WESTBERG, M. & ARUP, U. 2010: *Candelaria concolor* – a rare lichen in the Nordic countries. – Graphis Scripta 22: 38-42.

WESTBERG, M. & ARUP, U. 2011: *Candelaria pacifica* sp. nova (*Ascomycota*, *Candelariales*) and the identity of *Candelaria vulgaris*. – Bibliotheca Lichenologica 106: 353-364.

WIRTH, V., HAUCK, M., von BRACKEL, W., CEZANNE, R., DE BRUYN, U., DÜRHAMMER, O., EICHLER, M., GNÜCHTEL, A., LITTERSKI, B., OTTE, V., SCHIEFELBEIN, U., SCHOLZ, P., SCHULTZ, M., STORDEUR, R., FEUERER, T., HEINRICH, D. & JOHN, V. 2011: Checklist of lichens and lichenicolous fungi in Germany. Version #2. – http://wwwuser.gwdg.de/~mhauck/02Lichens.pdf (15.01.2012).

Anschrift des Autors

Dr. F. Wolfgang Bomble, Seffenter Weg 37, D-52074 Aachen, E-Mail: Wolfgang.Bomble[at]botanik-bochum.de

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	15-36	2013

Fossile Pflanzen aus dem Oberkarbon bei Albringhausen (Wetter, Ennepe-Ruhr-Kreis, Nordrhein-Westfalen)*

MARCUS LUBIENSKI

Kurzfassung
Von zwei Fundorten aus dem Oberkarbon im südlichen Ruhrgebiet werden Pflanzenfossilien vorgestellt und phylogenetisch eingeordnet. Zugleich wird ein kurzer Überblick über die geologische Geschichte des Ruhrkarbons gegeben.

Abstract: Fossil plants from the Upper Carboniferous of Albringhausen (Wetter, Ennepe-Ruhr Kreis, North Rhine-Westphalia, Germany)
Fossil plants from two sites within the Upper Carboniferous of the Southern Ruhr area are presented and phylogenetically classified. Additionally a brief overview of the geological history of the Carboniferous within the Ruhr area is given.

Die Arbeit ist meinem Großvater, WACLAW LUBIENSKI (1900-1996), gewidmet, der in jungen Jahren seine polnische Heimat verließ, um im Ruhrgebiet als 14-Jähriger im Steinkohlenbergbau zu arbeiten. Wie so viele andere hat er damit Kultur und Geschichte dieser Region nachhaltig geprägt und beeinflusst. Unter Tage war er an der Bergung eines fossilen Baumstumpfes beteiligt, der auf dem Werksgelände der Zeche Oespel in Dortmund ausgestellt war.

1 Einleitung

Das Ruhrgebiet und die angrenzenden Gebiete südlich der Ruhr blicken zurück auf eine jahrhundertealte Kultur, die maßgeblich geprägt ist durch den Steinkohlenbergbau. Da Steinkohlenformationen auf Grund der besonderen Entstehungsbedingungen zumeist besonders reich an Fossilien, insbesondere Pflanzenfossilien sind, wurde der industrielle Abbau der Kohle von Anfang an auch begleitet von paläobotanischem Interesse. Die Erforschung der Flora der Karbonzeit kann daher auch als ein Schwerpunkt der neueren Paläobotanik bezeichnet werden (JOSTEN 2005). Unzählige Pflanzenfossilien, die in Gruben, in Übertageaufschlüssen sowie bei Tiefbohrungen gewonnen wurden, haben dazu geführt, dass man sich heute ein recht detailliertes Bild von den Lebensformen und -bedingungen in den karbonischen Kohlesümpfen machen kann. Dabei sind derartige paläobotanische Untersuchungen nicht nur für phylogenetische, paläoökologische, pflanzengeographische und paläoklimatische Fragestellungen innerhalb der botanischen Wissenschaft von Bedeutung, sondern können auch für die biostratigraphische Gliederung der einzelnen Sedimentabfolgen herangezogen werden (JOSTEN 1962 & 2005). Sie sind damit auch für die Geologie von großem Wert.

Mit dem Ende des Kohlenbergbaus im Ruhrgebiet ist der Paläobotanik zwar eine wichtige Fossilienquelle abhanden gekommen, gleichwohl bietet das Ruhrgebiet durch anthropogene Übertageaufschlüsse an Straßen, Bahntrassen und Steinbrüchen sowie durch natürliche Felsvorkommen entlang des Ruhrtals nach wie vor die Möglichkeit, Überreste von 300 Mio. Jahre alten Pflanzengesellschaften zu finden. Dabei ist insbesondere das südliche Ruhrgebiet von Interesse, da hier die zugleich ältesten "produktiven", also flözführenden Schichten zu Tage treten und somit leicht zugänglich sind.

2 Das Ruhrkarbon

Das Erdzeitalter des Karbons umschreibt den Zeitraum von vor 358 bis 296 Mio. Jahren. Es lässt sich unterteilen in einen älteren Abschnitt, das Unterkarbon, und einen jüngeren Abschnitt, das Oberkarbon (von vor 326,5 bis 296 Mio. Jahren).

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(2): 9-30 (10.07.2012).

Tab. 1: Stratigraphische Einordnung der Sprockhöveler Schichten (Namur C) (mod. nach SCHÖLLMANN 2005).
Tab. 1: Stratigraphic classification of the Sprockhöveler Schichten (Namurian C).

System	Serie	Stufe		Formation	Zeit (Beginn vor Mio. Jahren)
Karbon (vor 358 bis 296 Mio. Jahren)	**Oberkarbon**	Stefan(ium)	C		
			B		
			A		305
		Westfal(ium)	D	Osnabrück-Formation	
			C	Lembeck-Formation	
				Dorsten-Formation	
			B	Horst-Formation	
				Essen-Formation	
			A	Bochum-Formation	
				Witten-Formation	316,5
		Namur(ium)	**C**	**Sprockhövel-Formation**	**317,25**
			B	Kaisberg-Formation	
				Ziegelschiefer-Formation	
			A	Grauwacken-Quarzit-Formation	
				Hangende Alaunschiefer	326,5
	Unterkarbon	Viseum			345,5
		Tournaisium			358

Dieses wiederum ist gegliedert in drei Stufen, das Namur (A bis C), das Westfal (A bis D) und das Stefan (A bis C) (Tab. 1). Die an den Probenstellen angeschnittenen Schichten gehören zur Sprockhövel-Formation (Sprockhöveler Schichten) und sind dem Namur C zuzuordnen, einem Zeitabschnitt, der vor ungefähr 317,25 Mio. Jahren begann und ca. 750.000 Jahre andauerte.

Das Karbon im Ganzen ist charakterisiert durch das in diesem Zeitraum außergewöhnlich große Ausmaß an Kohlenbildung. Diese beginnt bereits im Oberdevon auf der Bäreninsel in der Arktis und wandert im Verlaufe des Karbons über Nord-, West-, Mittel- und Osteuropa, Nordamerika bis nach Sibirien und China, um schließlich in Südafrika, Südamerika und Australien noch bis ins Perm fortzudauern (HESEMANN 1978).

Die Kohlenformationen Nordwestdeutschlands, und somit auch die des Ruhrgebietes, entstanden im Zeitabschnitt des Oberkarbons. Zu dieser Zeit lagen die Landmassen, die heute Mitteleuropa bilden, in Äquatornähe. Das feucht-warme Klima begünstigte eine entsprechend üppige, tropische Vegetation, zu der auch die Kohlesümpfe gehörten.

Zu Beginn des Oberkarbons begann der auf der Südhalbkugel gelegene, geschlossene Kontinentalblock Gondwana nach Norden zu driften und mit den Landmassen der Nordhalbkugel (Laurussia) zu kollidieren. Dadurch entstand nicht nur später der zusammenhängende Großkontinent Pangäa, sondern auch ein 8000 km langes, von Nordamerika über Nordwestafrika bis nach Europa reichendes Faltengebirge, das sog. Variscische Gebirge. Im Norden dieses Gebirgszuges in Europa senkte sich in Folge dieser Auffaltung eine Vortiefe ein, die von Polen bis Irland reichte und mit dem Ozean in Verbindung stand (SCHÖLLMANN 2005). Diese wird als subvariscische Saumsenke bezeichnet. Die Sedimente des Oberkarbons, die diese Senke aufgenommen hat, stammen größtenteils vom südlich gelegenen Gebirgszug, der heute noch in Form des Rheinischen Schiefergebirges erhalten ist. Sie sind in Nordwestdeutschland mehr als 5000 m mächtig (JOSTEN 1991a). Im Zuge der Ablagerung wurde das Meer nach und nach zurückgedrängt und es entstanden ausgedehnte Ebenen auf Meereshöhe, sog. paralische Gebiete. In diesen

flachen Gebieten bildeten sich bald entlang von Flussniederungen, aber auch in den Tälern des Gebirges üppige Sumpfwälder (SCHÖLLMANN 2005).

Diese geologische Geschichte spiegelt sich in den Sedimenten der subvariscischen Saumsenke wider. Während im Namur A noch marine Sedimente vorherrschen, treten ungefähr ab dem Namur B vermehrt limnisch-fluviatile Ablagerungen auf. Damit verbunden ist auch das in diesem Zeitraum beginnende Auftreten von Kohleflözen, also der Übergang vom sog. flözleeren zum flözführenden (produktiven) Oberkarbon. Die Flözbildung erfolgte dabei in sich rhythmisch wiederholenden Zyklen, in denen sich die Schwankungen des Grundwasserspiegels in der flachen, küstennahen Landschaft zeigen (JOSTEN 1991a). Dabei wurden die Waldmoore immer wieder vom Meer überflutet und von Sedimenten überlagert, die heute das Hangendgestein der Flöze bilden. Damit ist auch jedes der ca. 350 Flöze des Oberkarbons prinzipiell gleich aufgebaut: Im Liegenden befindet sich ein Wurzelboden (Stigmarien-Schiefer), von dem die Torfbildung im Waldmoor ausging, darauf folgt das Flöz selbst (von wenigen cm bis zu 4 m Mächtigkeit), gefolgt von einer Tonsteinschicht im Hangenden, die meist assoziiert ist mit fossilienreichen Schichten. Diese sind besonders reich an Pflanzenfossilien und vermitteln einen Eindruck der "im Schlamm ertrunkenen" Vegetation (JOSTEN 1991a). Darüber befindet sich dann eine Sediment- bzw. Sandsteinschicht von unterschiedlicher Mächtigkeit.

Die Bildung von Flözen setzte allerdings nicht überall gleichzeitig ein. So begann sie im Aachener Raum bereits im Namur A, im Ruhrgebiet und im Münsterland aber erst im Namur C (DROZDZEWSKI & WREDE 1994). Die hier vorgestellten Fossilfunde stammen aus diesem Zeitraum der beginnenden Flözbildung im Ruhrgebiet (Flöz Besserdich und Schieferbank) und liegen somit im Bereich der ältesten Kohleflöze im Ruhrgebiet.

3 Das Gebiet

Die ehemalige Bahnstrecke Witten-Schwelm (auch Elbschetalbahn genannt) (MTB 4609/24), die in den Jahren 1911 bis 1934 gebaut und 1983 endgültig stillgelegt wurde, durchschneidet auf ihrem Abschnitt zwischen Albringhausen und dem Silscheder Tunnel zum Teil recht tief die Gesteinsschichten des Oberkarbons. Dabei handelt es sich um die Sprockhöveler Schichten, die dem Namur C (beginnend vor ca. 317 Mio. Jahren) zuzuordnen sind.

Auf dieser Strecke werden mehrere Steinkohlenflöze angeschnitten, darunter die Flöze "Wasserbank", "Hauptflöz", "Schieferbank" und "Sarnsbank" (MICHELAU & STAHL 1952). Die Schlucht hat eine bemerkenswerte Tiefe (Einschnitttiefe am Tunnel ca. 30 m) und starke Hangneigung (stellenweise bis zu 45°). Westlich von Albringhausen befindet sich direkt an der alten Bahntrasse am Südwesthang des Böllbergs der seit 1932 betriebene Steinbruch der Firma KÜLPMANN. Diese baut den sog. Besserdich-Sandstein ab, der nach dem schmalen nur ca. 30 cm mächtigen Flöz "Besserdich" benannt ist. Auf diesem Gelände befand sich von 1934 bis 1967 ebenfalls die Zeche Neu-Wülfingsburg, die unter Tage die mächtigeren Flöze "Neuflöz", "Wasserbank" und "Hauptflöz" abbaute (MÜGGE & al. 2005).

An zwei Stellen entlang der Trasse wurden verschiedene fossile Pflanzenreste gefunden, worüber im Folgenden berichtet werden soll. Die Bestimmung erfolgte anhand der Arbeiten von JOSTEN (1983 & 1991a & b), begnügt sich aber zumeist mit der Gattung. Das Sippenspektrum deckt sich mit den für diesen Zeitabschnitt publizierten Taxa (JOSTEN 1983 & 1991a & b).

Die stratigraphische Zuordnung konnte nur näherungsweise vorgenommen werden. Hierfür wurde die geologische Karte des Rheinisch-Westfälischen Steinkohlengebietes (MICHELAU & STAHL 1952) benutzt.

4 Fossile Pflanzen

Fundort 1 (Site 1):
Steinbruch Firma KÜLPMANN, Südwesthang des Böllberg, nordwestlich Albringhausen, Wetter, Ennepe-Ruhr-Kreis; MTB 4609/22, Geograph. Koordinaten: N 51°22'26.5''/E 07°18'36.3''; Stratigraphie: vermutl. Flöz Besserdich, Untere Sprockhöveler Schichten, Namur C, Oberkarbon; Abraummaterial, brüchiger Tonschiefer

***Lepidodendron* STERNBERG (*Lepidodendraceae*, *Lepidodendrales*, *Lycophyta*),**
Abb. 1-12.
Mit dem Namen *Lepidodendron* werden Abdrücke der Stämme und Äste der großen baumförmigen Bärlappe (Schuppenbäume) des Karbons bezeichnet. Gelegentlich finden sich Äste mit noch anhaftenden Blättern, wie in den meisten hier gezeigten Fällen. Innerhalb der Gattung *Lepidodendron* (mit langgestreckten Blattpolstern) sind aus dem Namur C zwei Arten bekannt: *L. aculeatum* und *L. obovatum* (JOSTEN 1991a). Die hier gezeigten Exemplare scheinen aber eher zu *L. lycopodioides* zu gehören, einer Art, die eigentlich im Unteren Westfal auftritt und bislang nur einmal im Namur C gefunden worden ist (JOSTEN 1991a & 2005). *Bothrodendron*, mit einer Art (*B. minutifolium*) aus dem Namur C bekannt (JOSTEN 1991a), hat kleinere Blätter als *Lepidodendron* und scheidet daher aus.

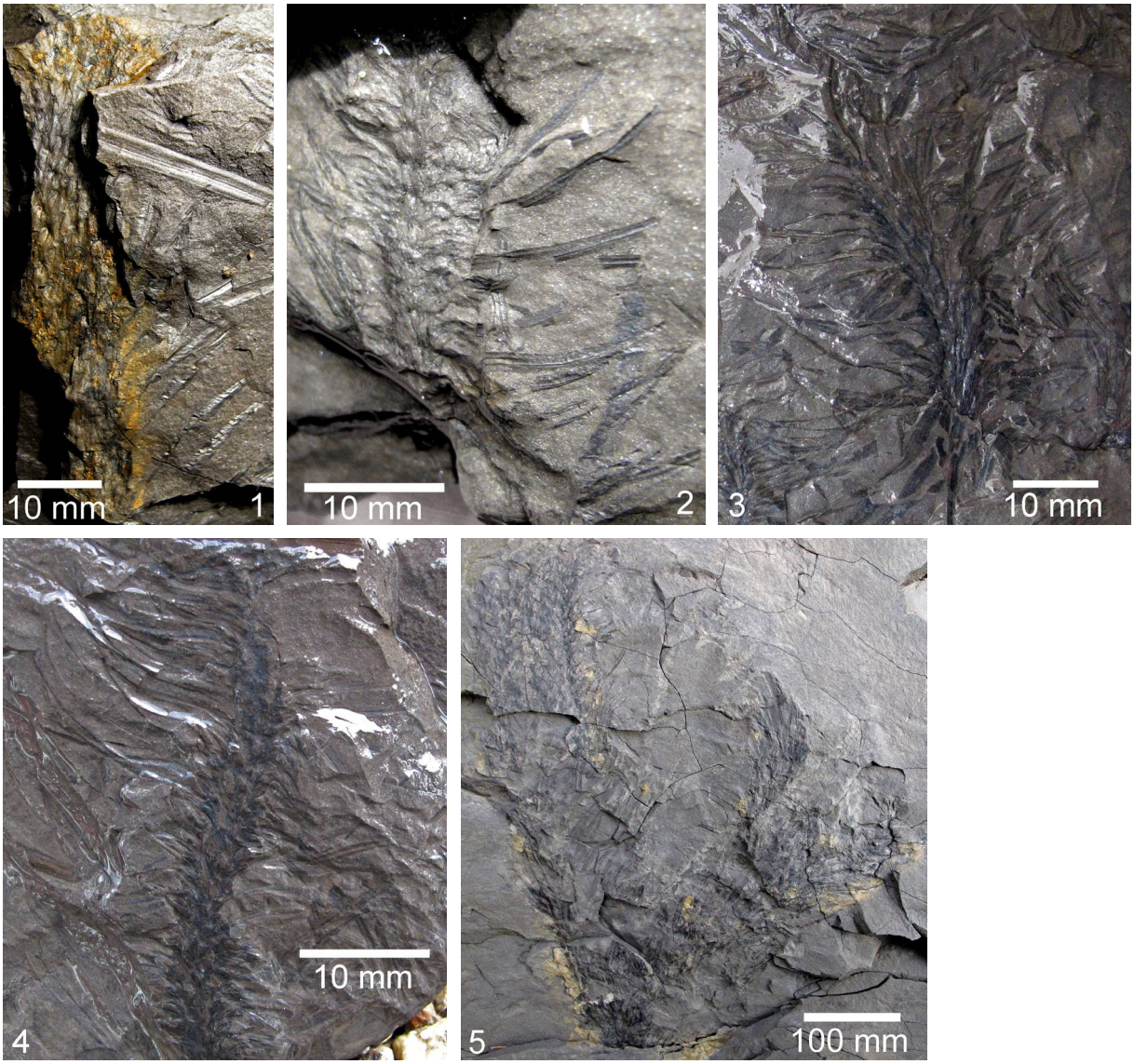


Abb. 1-5: *Lepidodendron* spec. von Fundort 1 (Namur C, Oberkarbon). Äste/Astspitzen mit Blättern.
Fig. 1-5: *Lepidodendron* spec. from site 1 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]). branches/branch tips with leaves.

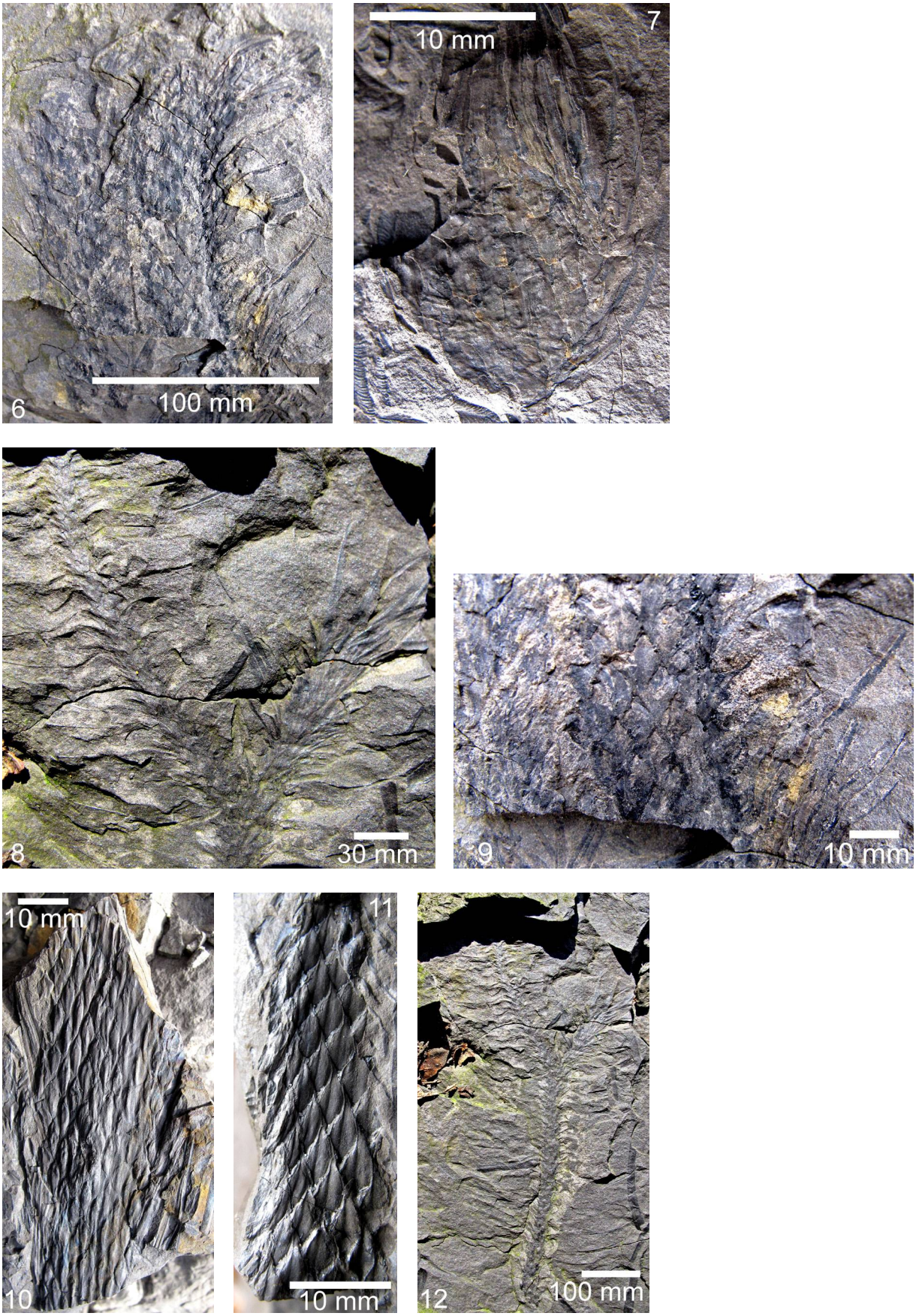


Abb. 6-12: *Lepidodendron* spec. von Fundort 1 (Namur C, Oberkarbon). Äste/Astspitzen mit Blättern.

Fig. 6-12: *Lepidodendron* spec. from site 1 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]). branches/ branch tips with leaves.

Lepidophloios STERNBERG (*Lepidodendraceae*, *Lepidodendrales*, *Lycophyta*), Abb. 13-16

Den Lepidodendren in der Wuchsform sehr ähnlich, aber insgesamt kleiner sind die Arten der Gattung *Lepidophloios* (Schuppenrinden-Bäume). Die Gattung unterscheidet sich von *Lepidodendron* deutlich durch die querrhombischen Blattpolster (Abb. 16). Aus dem Oberkarbon Nordwestdeutschlands ist lediglich ein Vertreter bekannt: *L. laricinus*.

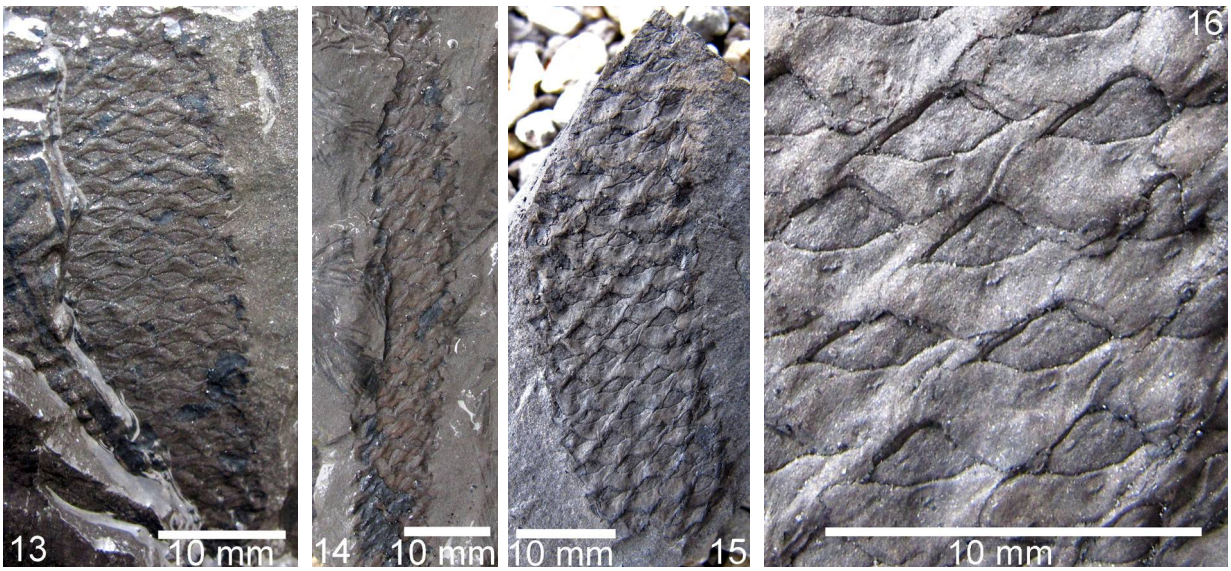


Abb. 13-16: *Lepidophloios* spec. von Fundort 1 (Namur C, Oberkarbon) mit den für die Gattung charakteristischen breiten Blattpolstern.

Fig. 13-16: *Lepidophloios* spec. from site 1 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]) showing characteristic broad leaf cushions.

Lepidostrobus BRONGNIART (*Lepidodendraceae*, *Lepidodendrales*, *Lycophyta*), Abb. 17.

Die Formgattung *Lepidostrobus* umfasst die zapfenförmigen Fruktifikationsorgane von *Lepidodendron* bzw. *Lepidophloios*. Obwohl mehrere Arten beschrieben worden sind, ist die Zuordnung zu den unterschiedlichen vegetativen Sprossen zumeist noch unklar (JOSTEN 1991a). Das hier abgebildete Exemplar ist allein schon aufgrund der stark fortgeschrittenen Verwitterung nicht weiter bestimmbar.

Abb. 17: *Lepidostrobus* spec., verwittertes Exemplar eines Lepidodendraceen-Zapfens von Fundort 1 (Namur C, Oberkarbon).

Fig. 17: *Lepidostrobus* spec., weathered specimen of a lepidodendrid cone from site 1 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Lepidostrobophyllum* HIRMER (*Lepidodendraceae*, *Lepidodendrales*, *Lycophyta*)**
Abb. 18-21
Gelegentlich werden isolierte Sporophylle der Lepidodendraceen-Zapfen gefunden. Sie werden dann als *Lepidostrobophyllum* bezeichnet. Die häufigste Form, der auch die hier vorgestellten Exemplare ähneln, ist *L. lanceolatum*.

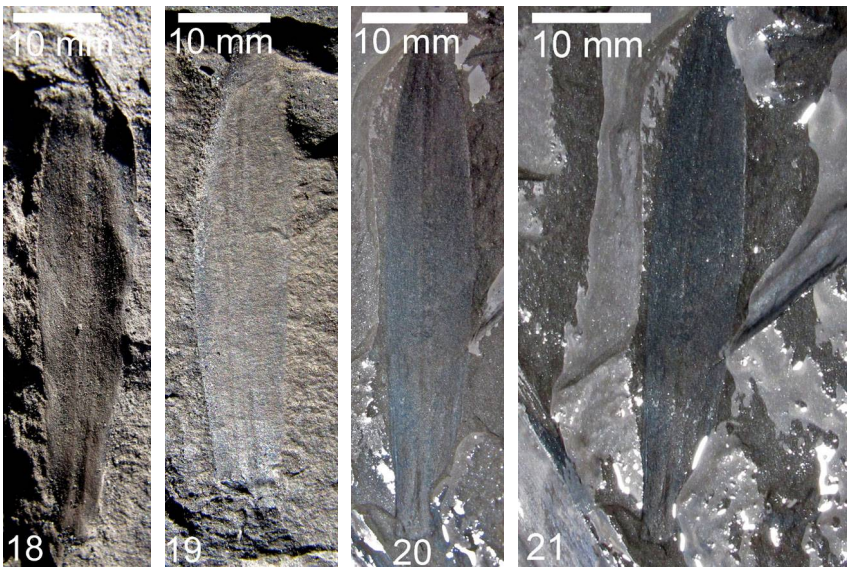


Abb. 18-21: *Lepidostrobophyllum* spec., isolierte Sporophylle von Lepidodendraceen-Zapfen (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 18-21: *Lepidostrobophyllum* spec.: isolated sporophylls of lepidodendrid cones (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Sigillaria* BRONGNIART (*Sigillariaceae*, *Lepidodendrales*, *Lycophyta*),** Abb. 22-24.
Die mit den Lepidodendren verwandte Gattung *Sigillaria* (Siegelbäume) war ein sehr auffälliges und prägendes Element der Pflanzengesellschaften des karbonischen Steinkohlenwaldes. Mit 18 Arten im Zeitraum zwischen Namur und Mittlerem Westfal war sie zugleich sehr artenreich (JOSTEN & VAN AMERON 1999).

Sigillarien hatten im Gegensatz zu den Lepidodendren keine reich verzweigten Baumkronen, sondern waren meist unverzweigt oder einfach gegabelt und trugen in der Spitzenregion einen Schopf aus langen, nadelartigen Blättern. Diese hinterließen nach dem Abfallen charakteristische Narben. Je nach Anordnung dieser Blattnarben ergeben sich unterschiedliche Rindenstrukturen, wonach sich die *Sigillaria*-Arten in zwei Gruppen unterteilen lassen (JOSTEN 1991a): Eusigillarien mit in Längsrippen angeordneten Blattnarben und Subsigillarien mit Rinden ohne Längsrippen. Die dargestellten Abdrücke zeigen sehr ausgeprägte Längsrippen, auf denen die Blattnarben mit deutlichen Abständen sitzen. Damit gehören sie klar zur Gruppe der Eusigillarien und innerhalb dieser zu den sog. rhytidolepen Arten, im Gegensatz zu den favularischen Arten mit dichtgedrängt stehenden Blattnarben, die ein bienenwabenartiges Muster ergeben.

Sowohl im Hinblick auf die Rindenmorphologie, als auch bei Berücksichtigung der stratigraphischen Verbreitung handelt es sich wahrscheinlich um *S. schlotheimiana*.

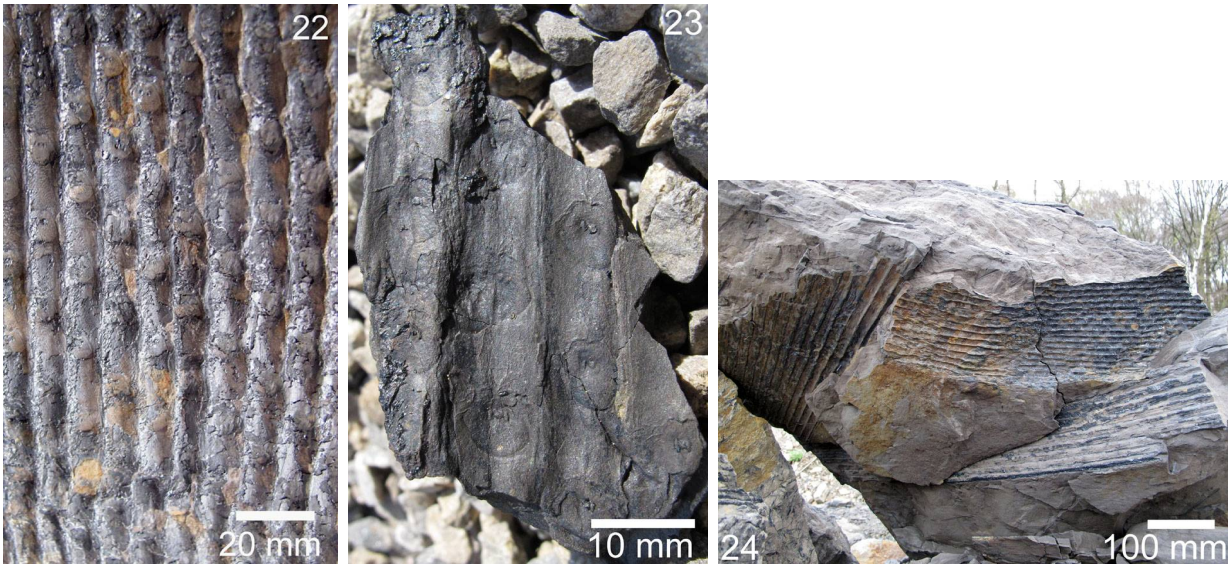


Abb. 22-24: *Sigillaria* cf. *schlotheimiana* von Fundort 1 (Namur C, Oberkarbon).
Fig. 22-24: *Sigillaria* cf. *schlotheimiana* from site 1 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

Sigillariophyllum GRAND'EURY (*Sigillariaceae*, *Lepidodendrales*, *Lycophyta*), Abb. 25-27.

Die nadelartigen Blätter der Sigillarien werden mit dem Namen *Sigillariophyllum* bezeichnet. Nicht selten sind sie im abgefallenen Zustand mit Sediment überdeckt worden und so erhalten geblieben. Sie sind unspezifisch und werden daher nicht weiter differenziert.

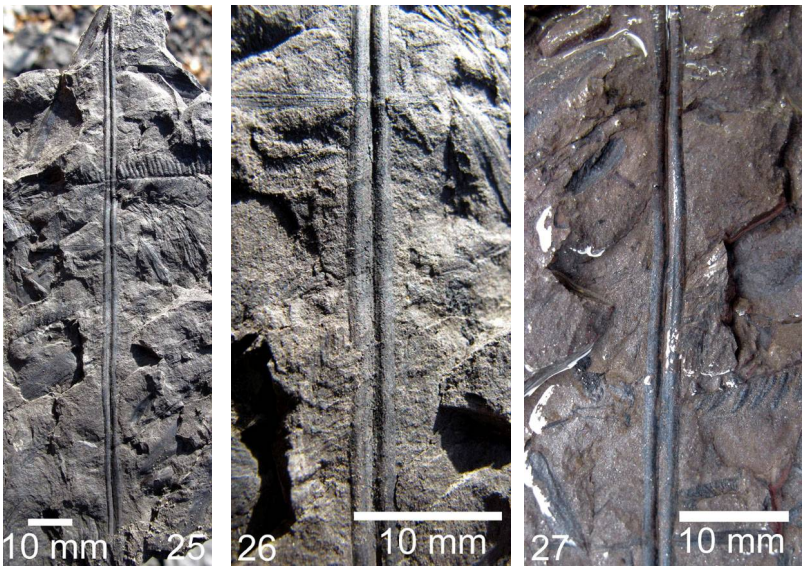


Abb. 25-27: *Sigillaria* (*Sigillariophyllum* spec.), abgefallene, nadelartige Blätter (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).
Fig. 25-27: *Sigillaria* (*Sigillariophyllum* spec.), detached, needle-like leaves (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

Stigmaria BRONGNIART (*Lycophyta*), Abb. 28-34.

Unter dem Namen *Stigmaria* werden die sprossartigen Wurzelorgane der meisten Lepidophyten zusammengefasst, insbesondere der im Karbon häufigen Gattungen *Lepidodendron* und *Sigillaria*. Sie sind bei diesen Gattungen sehr einheitlich ausgebildet und lassen sich daher nicht weiter zuordnen. *Stigmaria*-Fossilien sind typisch für die fossilen Wurzelböden unmittelbar unter den Kohleflözen, die sie oft in großer Menge breit ausladend und dichotom verzweigt durchziehen. Sie befinden sich in ihrer originären Wachstumsposition, gelegentlich auch mit Baumstümpfen assoziiert und repräsentieren so die tatsächliche Lebenssituation im

karbonischen Kohlesumpf. Die runden Narben auf den Oberflächen der Stigmarien (Abb. 31) stammen von schlauchförmigen Wurzeln, sog. Appendices (Abb. 32), die sie rundherum umgeben (Abb. 34). Die häufigste Art ist *S. ficoides*.

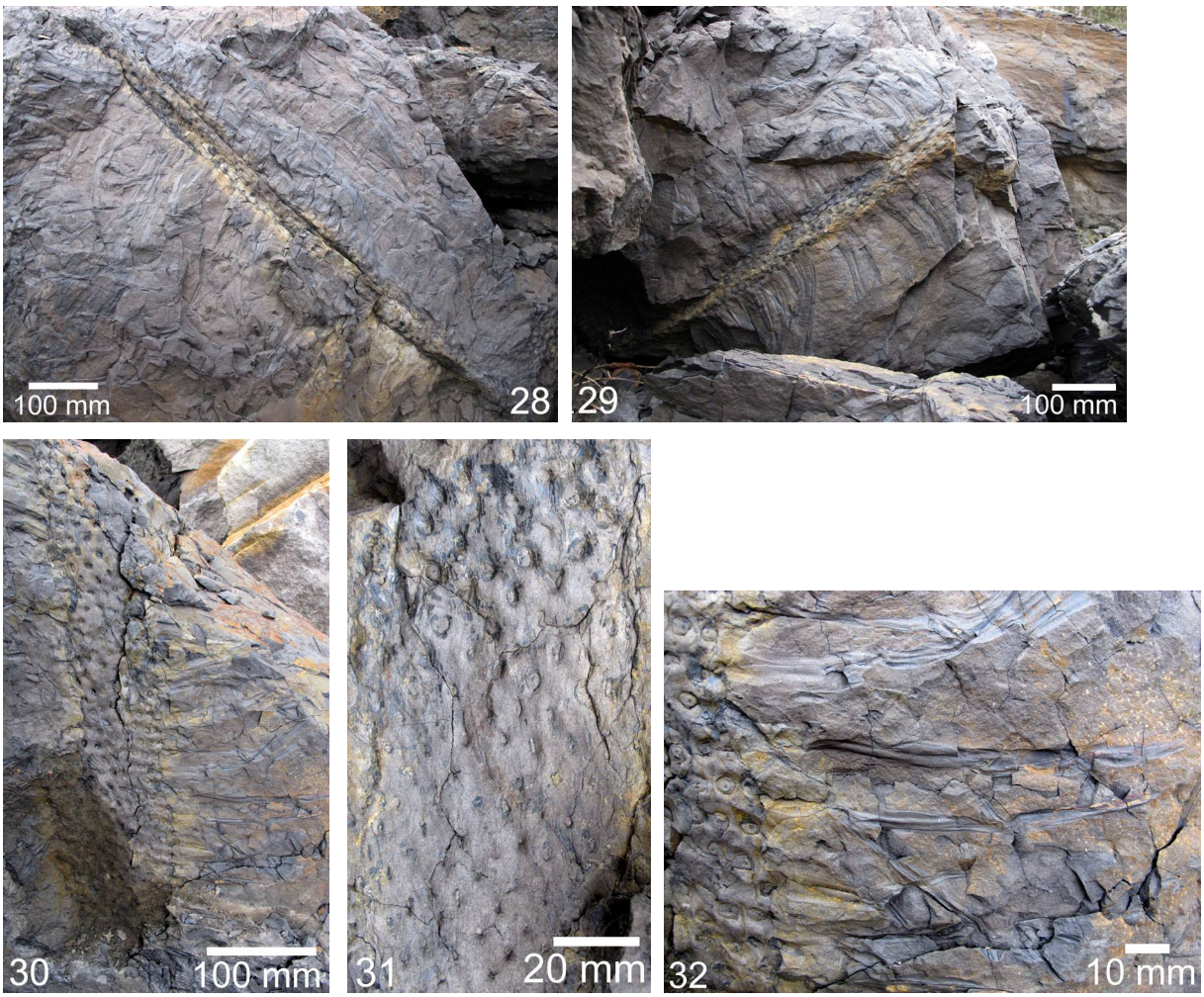


Abb. 28-32: *Stigmaria* spec., unterirdische Wurzelorgane der Lepidodendraceen mit Wurzel-Anhängseln (Appendices) in undifferenziertem Schieferton, der den fossilen Wurzelboden im Kohlensumpf darstellt (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 28-32: *Stigmaria* spec., lepidodendrid subterranean rhizomorphs with root appendages found in unstratified shale representing the fossil underclay of the coal swamp (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

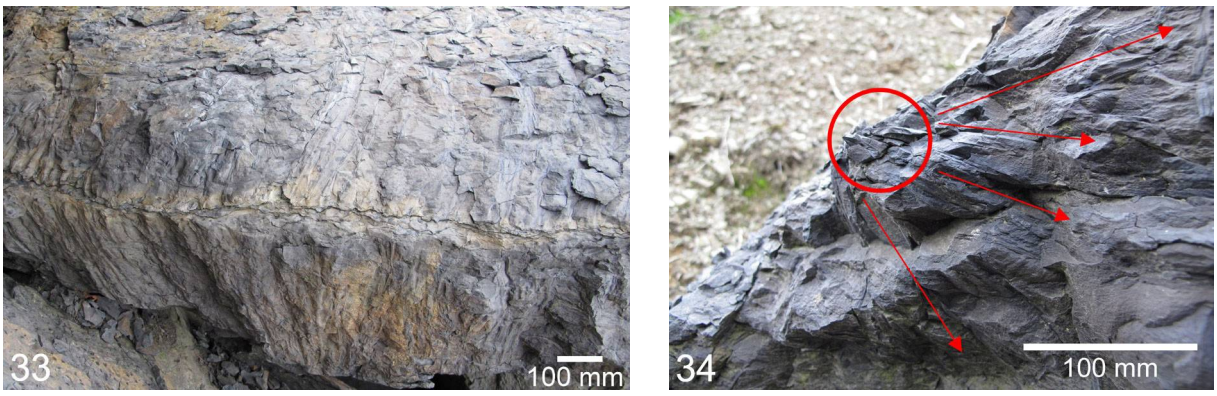


Abb. 33-34: *Stigmaria* spec. in fossilem Wurzelboden, die radiäre Anordnung der Appendices zeigend (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 33-34: *Stigmaria* spec. in fossil underclay showing the radially attached appendages (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Calamites* SUCKOW (*Calamitaceae*, *Equisetales*, *Sphenophyta*)**, Abb. 35-40.
Bei der Gattung *Calamites* handelt es sich um die fossilen Überreste der Sprossachsen der baumförmigen karbonischen Schachtelhalme. Sie wird in Abhängigkeit des Verlaufsmusters der längs laufenden Rillen und Rippen an der Nodiallinie sowie des Verzweigungsmusters des Hauptstammes in fünf Untergattungen unterteilt: *Mesocalamites*, *Stylocalamites*, *Crucicalamites*, *Diplocalamites* und *Calamitina* (JOSTEN 1991a). Davon kommen für den hier beschriebenen Fundort stratigraphisch nur *Mesocalamites* und *Stylocalamites* in Frage (JOSTEN 2005). Einige Exemplare lassen eine wellen- bis zickzackförmige Nodiallinie erkennen und zeigen vereinzelte und unregelmäßig auftretende Astmale, was eher für *Stylocalamites* sprechen würde. Außerdem zeigen einige Abdrücke einen ausgeprägten wellenförmigen Verlauf der Rippen (Abb. 39), was typisch für *Stylocalamites undulatus* ist (JOSTEN 1991a). Es ist allerdings gut möglich, dass es sich bei den vorliegenden Fossilien um mehrere Taxa handelt.

Die *Calamites*-Stämme erreichten Höhen von bis zu 20 m und auf Grund der Bildung von sekundärem Xylem (Verholzung, vgl. EGGERT 1962) Stammdurchmesser von etwa 60 cm (RÖSSLER & NOLL 2006). Sie hatten eine zentrale Markhöhle, die sich bei der Überschichtung mit Sediment füllen konnte und so zur Bildung der häufig zu findenden Marksteinkerne führte (JOSTEN 1991 a). Diese Markhöhle war umgeben von einem z. T. recht mächtigen Holzkörper, was sehr eindrucksvoll an den vollständig versteinerten und somit anatomisch erhaltenen Stämmen des versteinerten Waldes von Chemnitz zu sehen ist (RÖSSLER & NOLL 2006, 2007 & 2010). Nach der Marksteinkerntheorie zeigt die Oberflächenstruktur solcher Fossilien lediglich das Relief des Markkerns und nicht die äußere Oberfläche der gesamten Pflanze, deren Durchmesser in Wirklichkeit viel größer war. Neuere Untersuchungen jedoch legen überzeugend dar, dass es sich in den allermeisten Fällen solcher "Marksteinkern"-Fossilien nicht um Hohlraumausgüsse des Markkernes, sondern, ähnlich wie bei den Stammfossilien der baumförmigen Lepidophyten, um Ausgüsse des gesamten Stammes handelt. Somit würde das charakteristische Längsriefenmuster der *Calamites*-Fossilien die tatsächliche äußere Oberflächenstruktur der Pflanzen und auch deren tatsächlichen Durchmesser wiedergeben (DIMICHELE & FALCON-LANG 2012).

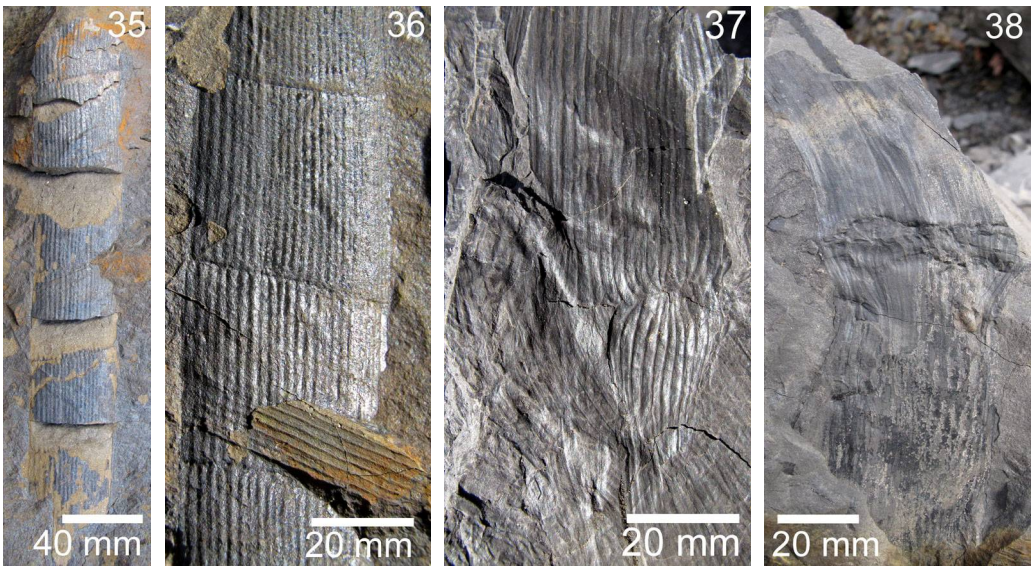


Abb. 35-38: *Calamites* spec., Steinkerne und Abdrücke von Fundort 1 (Namur C, Oberkarbon).
Fig. 35-38: *Calamites* spec., pith casts and compression-impression fossils of *Calamites* spec. from site 1 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

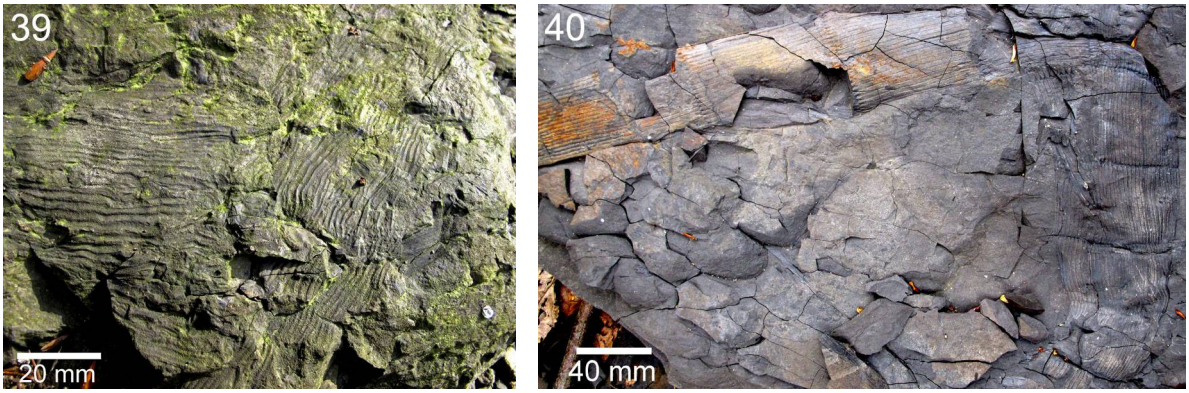


Abb. 39-40: *Calamites* spec., Steinkerne und Abdrücke von Fundort 1 (Namur C, Oberkarbon).

Fig. 39-40: *Calamites* spec., pith casts and compression-impression fossils from site 1 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

Wie sie mit einer solchen Hohlkörperarchitektur auch ohne sekundäres Dickenwachstum derartige Wuchshöhen erreichen könnten, wurde, angelehnt an das Wachstum und die Anatomie der rezenten Schachtelhalme, an Hand von Computersimulationen und biomechanischen Studien gezeigt (SPATZ & al. 1998b, DAVIERO & al. 2000, DAVIERO & LECOUSTRE 2000). Die größten rezenten *Equisetum*-Arten, die immerhin noch Wuchshöhen von über 5 m erreichen, wie z. B. das südamerikanische *E. giganteum*, aber auch große einheimische Arten, wie z. B. *E. hyemale* oder *E. telmateia*, verfügen nicht über ein sekundäres Dickenwachstum und können nur angelehnt an die umgebende Vegetation aufrecht stehen (SPATZ & al. 1998a, SPECK & al. 1998, HUSBY 2009).

***Asterophyllites* BRONGNIART (*Calamitaceae*, *Equisetales*, *Sphenophyta*),** Abb. 41-50.
Bei der Gattung *Asterophyllites* handelt es sich um eine Formgattung, unter der man (neben der Gattung *Annularia*) die fossilen Überreste der Beblätterung der Stämme und jüngeren Sprosse der Gattung *Calamites*, der großen baumförmigen Schachtelhalme der karbonischen Sümpfe, zusammenfasst (JOSTEN 1991a, TAYLOR & al. 2009). Im Unterschied zu den *Annularia*-Arten, bei denen die lanzett- oder schwach spatelförmigen, quirlständigen Blätter flach in einer Ebene ausgebreitet sind, stehen diese bei *Asterophyllites* zwar auch quirlständig, aber an den Achsen aufwärts gerichtet und sind schmal-linealisch. Außerdem sind sie länger als bei *Annularia* und erreichen immer das darüberliegende Nodium.

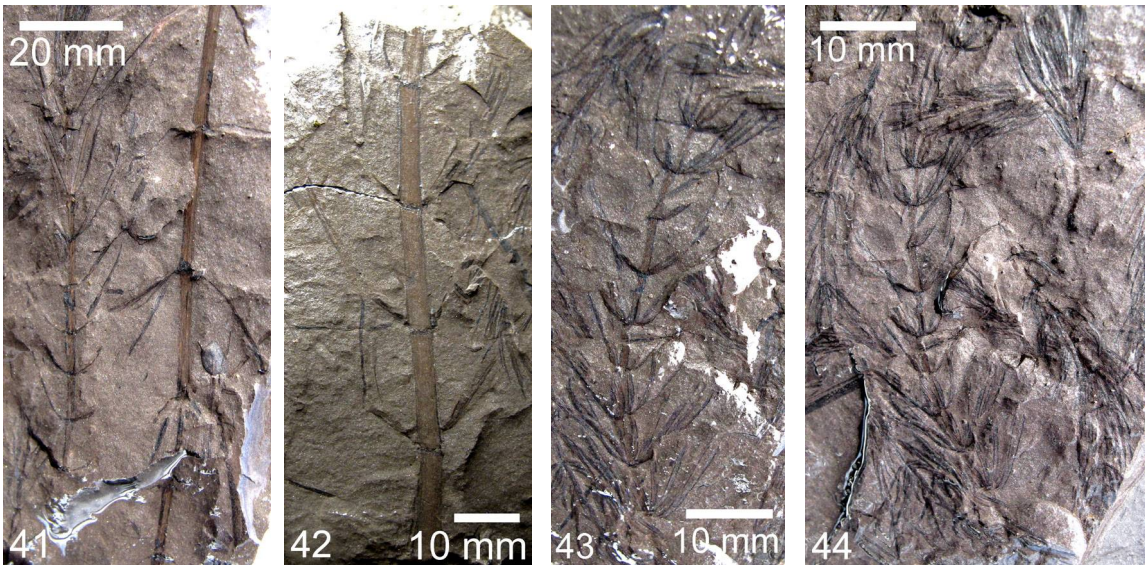


Abb. 41-44: *Asterophyllites* spec., beblätterte Zweige (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 41-44: *Asterophyllites* spec., leafy twigs (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

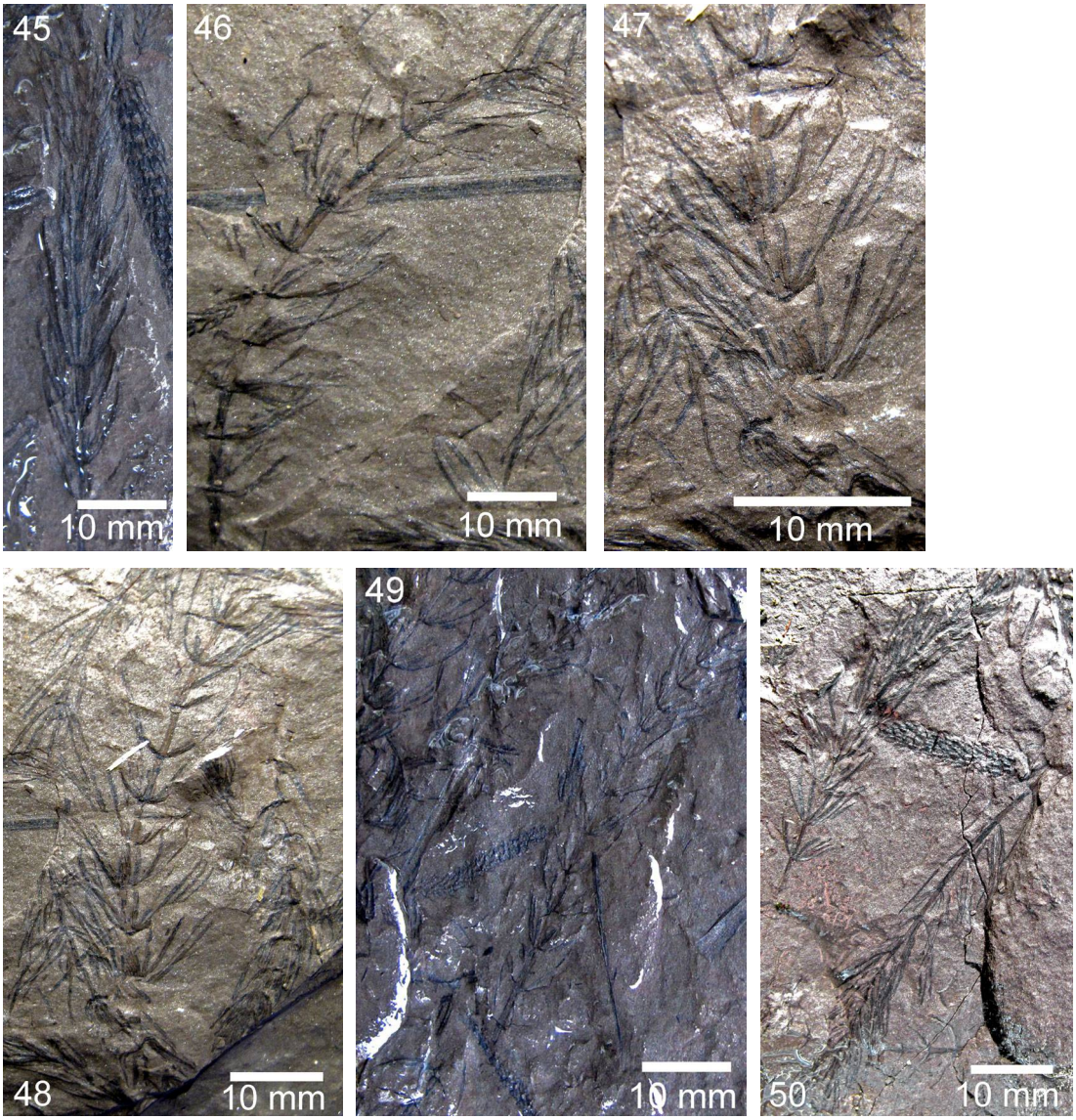


Abb. 45-50: *Asterophyllites* spec., beblätterte Zweige (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).
Fig. 45-50: *Asterophyllites* spec., leafy twigs (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

Asterophyllites und *Annularia* sind künstliche Gattungen, die oft nicht sauber voneinander zu trennen sind (JOSTEN 2005). Für das Ruhrkarbon (Namur C) kommen die Arten *Asterophyllites gothani*, *A. tener*, *A. heimansi* und *A. hagenensis* in Frage. Aus den angrenzenden älteren Schichten (Namur B) ist noch *A. namuriana*, aus den angrenzenden jüngeren Schichten (Westfal A) sind *A. longifolius*, *A. equisetiformis*, *A. grandis*, *A. charaeformis*, *A. paleaceus* und *A. lycopodioides* beschrieben (JOSTEN 1991a & 2005).

Calamostachys SCHIMPER (*Calamitaceae*, *Equisetales*, *Sphenophyta*),

Abb. 51-62.

Auch *Calamostachys* ist eine Formgattung und bezeichnet die zapfenförmigen Fruktifikationen (Sporophyllstände) der Calamiten. Nach der Art der Ansatzstellen der Sporangiophoren (Sporangienträger) unterscheidet man zwei Gattungen: *Calamostachys* und *Palaeostachya* (JOSTEN 1991a).

Einige Fundstücke zeigen Zweige mit mehreren *Calamostachys*-Sporophyllständen (Abb. 51) sowie solche in organischer Verbindung mit *Asterophyllites*-Zweigen (Abb. 52 & 53).

Obwohl ein Großteil der Calamiten isospor war, also nur einen Typ von Sporen bildeten (*Calamospora*), kam auch Heterosporie vor, also die Bildung von männlichen Mikrosporen und weiblichen Makrosporen (TAYLOR & al. 2009), wie das zum Beispiel bei den rezenten Brachsenkräutern (*Isoetaceae*), Moosfarnen (*Selaginellaceae*), Schwimmfarnen (*Salviniaceae*), Algenfarnen (*Azollaceae*) und Kleefarnen (*Marsileaceae*) der Fall ist. Der Höhepunkt der Heterosporie bei den Calamiten waren wohl die Sporophyllstände von *Calamocarpon* (BAXTER 1963), bei denen der gesamte Makrogametophyt im Makrosporangium verblieb und als eine Ausbreitungseinheit fungierte (STEWART & ROTHWELL 1993). Dies kam im Prinzip der Bildung echter Samen sehr nahe. In *Calamocarpon*-Strobili fanden sich zudem Mikrosporen, die ähnlich den modernen Schachtelhalmsporen Hapterenbänder besaßen. Während die rezenten *Equisetum*-Sporen zwei Hapterenbänder mit vier Hapteren haben, besaßen die *Calamocarpon*-Sporen sehr wahrscheinlich nur ein Hapterenband mit drei Hapteren (*Elaterites triferens*, BAXTER & LEISMAN 1967).

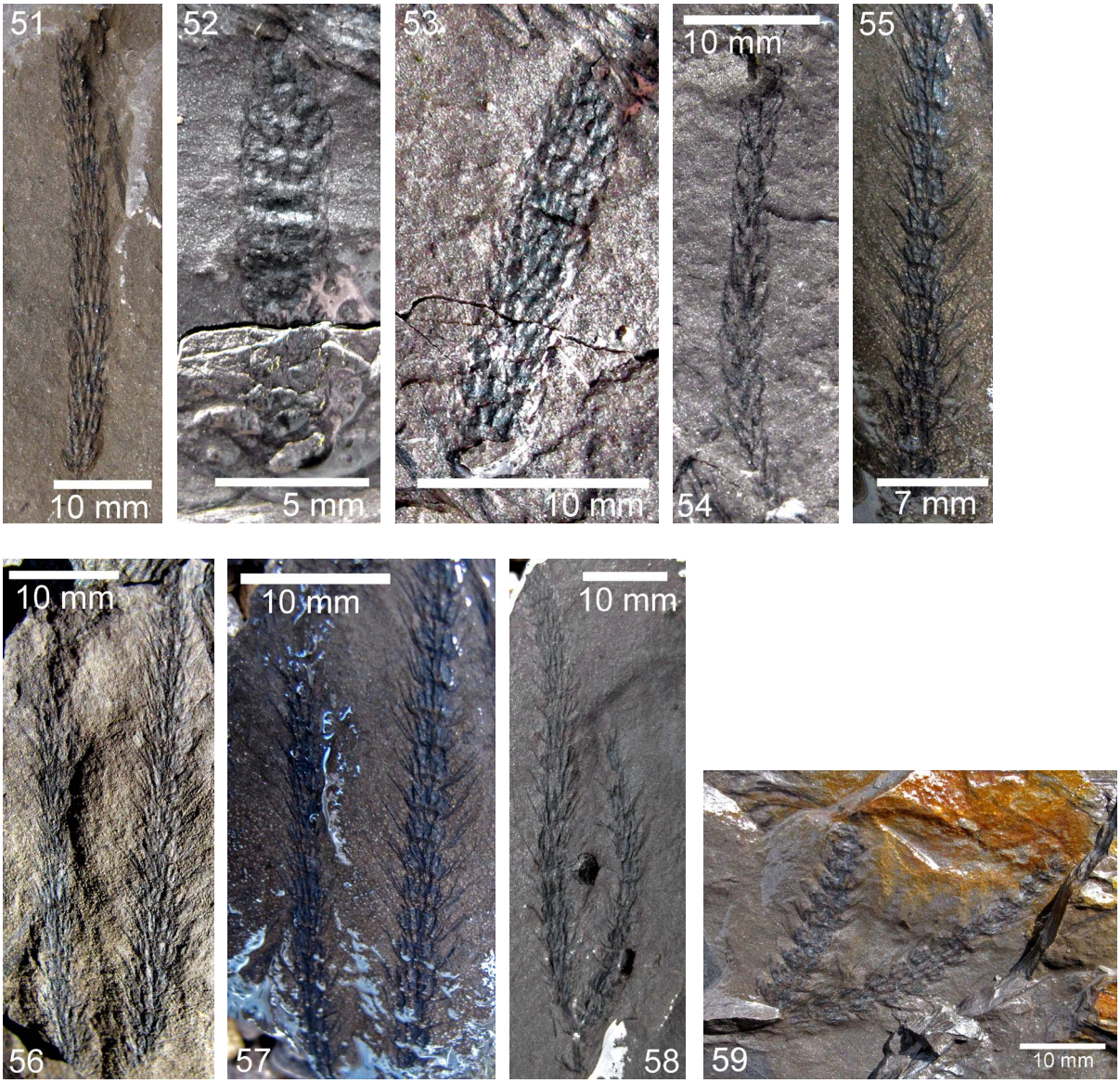


Abb. 51-59: *Calamostachys* spec., Sporophyllstände (= Zapfen, Strobili) von Calamiten (Fundort1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 51-59: *Calamostachys* spec., Calamitean cones (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

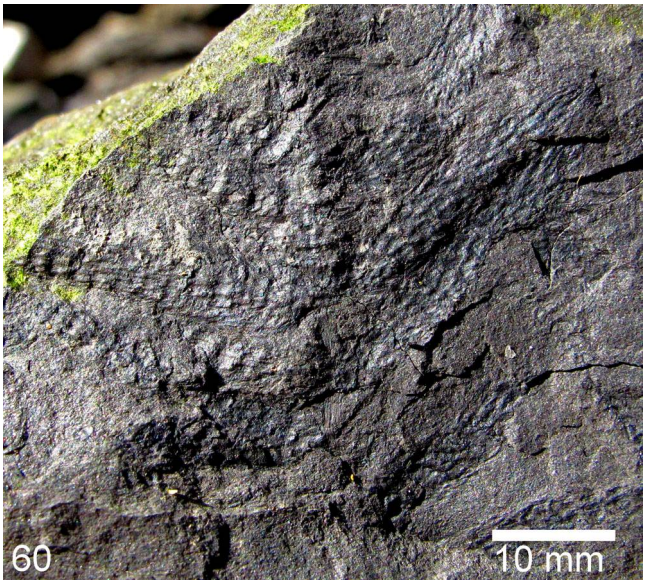


Abb. 60: *Calamostachys* spec.: Zweige mit mehreren Sporophyllständen (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 60: *Calamostachys* spec.: Branches bearing numerous cones (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

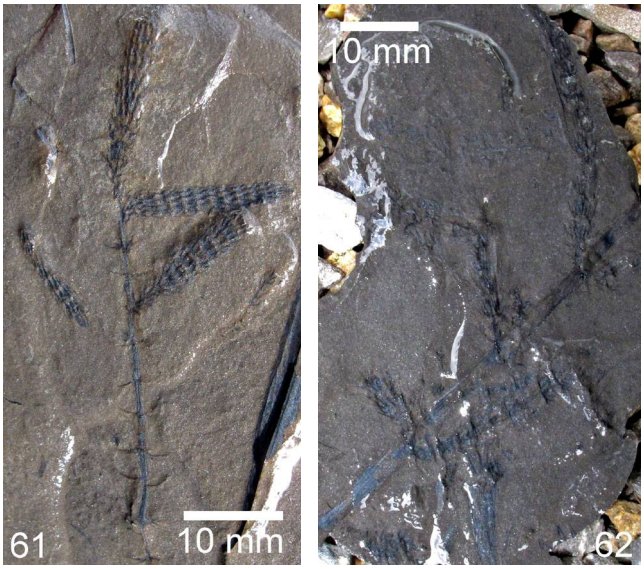


Abb. 61-62: *Asterophyllites* spec., Zweige mit *Calamostachys*-Strobili in organischer Verbindung (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 61-62: *Asterophyllites* spec., twigs with *Calamostachys* cones attached (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Sphenophyllum* BRONGNIART (*Sphenophyllales*, *Sphenophyta*),** Abb. 63-64.

Die Keilblattgewächse (*Sphenophyllales*) sind eine für das Karbon charakteristische Gruppe kleiner, krautartiger Gewächse. Sie sind mit den Schachtelhalmen verwandt und teilen mit diesen die Gliederung der Sprosse durch Nodien. Gefunden werden meist die radial ausgebreiteten und nach distal keilförmig verbreiterten (an die Fiedern der Farngattung *Marsilea* erinnernden), gezähnten Blätter in Form von Blattwirteln.

Die hier gefundenen Exemplare gleichen der Art *S. cuneifolium*, die vom Namur B bis zum Westfal D bekannt ist und zu den häufigen Fossilien der Karbon-Flora zählt. Eine weitere von der stratigraphischen Verbreitung in Frage kommende Art ist *S. laurae*, neben sechs weiteren aus dem Karbon beschriebenen Arten (JOSTEN 2005).

Sphenophyllum-Arten lassen sich anhand ihrer epidermalen Eigenschaften in zwei Gruppen unterteilen: Arten mit schwacher Kutikula, großen Zellen und ungeschützten Stomata und Arten mit kräftig ausgeprägter Kutikula, kleinen Zellen und in der Epidermis versenkten Stomata (BARTHEL 1997, vgl. auch YAO & al. 2000). Diese Unterschiede legen eine unterschiedliche Paläoökologie nahe, die der ersten Gruppe eher hygrophytische und der zweiten eher mesophytische Eigenschaften zuweist (BARTHEL 1997). *S. cuneifolium* gehört zur Gruppe 1 und weist daher auf eine Sumpfflora hin. Interessanterweise findet sich eine ähnliche epidermale Differenzierung bei den ebenfalls zu den *Sphenophyta* zählenden rezenten Schachtelhalmen zwischen den Untergattungen *Equisetum* und *Hippochaete*.

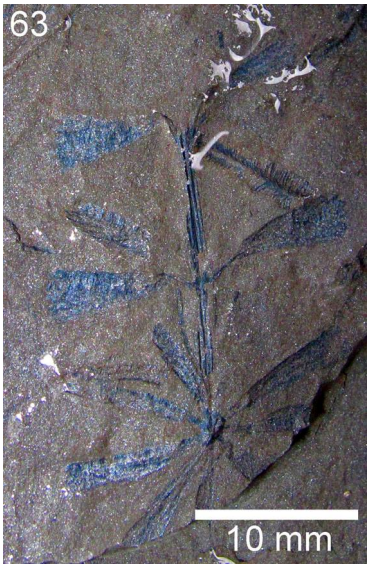


Abb. 63: *Sphenophyllum* spec., Sprossstück mit drei Blattwirteln (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 63: *Sphenophyllum* spec., Shoot fragment with three leaf whorls (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

Abb. 64: *Sphenophyllum* spec., einzelnes Blatt mit gezähntem distalen Blattrand (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 64: *Sphenophyllum* spec., single leaf showing dentate distal leaf margin (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Alloiopteris* H. POTONIÉ (*Zygopteridaceae*, *Zygopteridales*, *Pteridophyta*),**
Abb. 65-69.

Die Formgattung *Alloiopteris* umfasst die sterilen Abdrücke einer Gruppe von frühen, vom Devon bis zum Perm vorkommenden, farnartigen Pflanzen, den sog. "coenopteriden" Farnen (TAYLOR & al. 2009). Es handelt sich hierbei um echte Farne, die man mit fertilen Fossilien der Formgattung *Corynepteris* in Verbindung bringt (JOSTEN 1991a). Obwohl stratigraphisch noch weitere Arten in Frage kämen (JOSTEN 1991a), handelt es sich bei den vorliegenden Abdrücken offensichtlich um *A. angustissima*.

Abb. 65-68: *Alloiopteris* spec., isolierte Blattfiedern (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 65-68: *Alloiopteris* spec., isolated pinnae (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

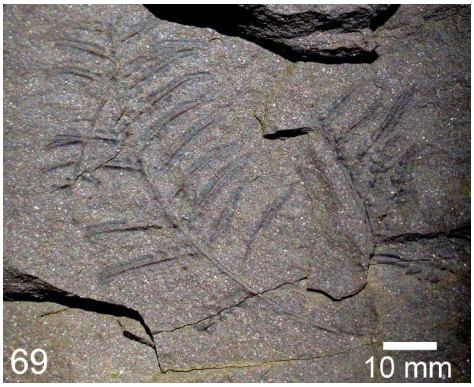


Abb. 69: *Alloiopteris* spec., gefiedertes Blatt (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 69: *Alloiopteris* spec., pinnate leaf (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Pecopteris* BRONGNIART (*Psaroniaceae*, *Marattiales*, *Pteridophyta*),** Abb. 70-75.

Die Gattung *Pecopteris* wird für Blatt-Fossilien verwendet, die man mit dem paläozoischen Baumfarn *Psaronius* in Verbindung bringen kann (TAYLOR & al. 2009). Dieser gehört zur Ordnung der *Marattiales*, einer Gruppe ursprünglicher Farne, die noch heute mit den rein tropisch und subtropisch verbreiteten *Marattiaceae* und den Gattungen *Angiopteris*, *Christensenia*, *Danaea* und *Marattia* vertreten ist (CAMUS 1990).

Für das Namur C sind aus dem Ruhrkarbon bislang zwei Arten bekannt: *P. plumosa* und *P. aspera* (JOSTEN 1991a). Die vorliegenden Stücke ähneln aber eher *P. polymorpha*, einer Art, die aus den fossilen Floren des Ruhrkarbons bislang nicht bekannt ist (JOSTEN 1991a). Ähnlich wie viele Vertreter der Samenfarne, einer Gruppe von hauptsächlich paläozoisch verbreiteten und baumförmigen (oder auch lianenartigen) Pflanzen mit farnähnlicher Belaubung aber bereits pollen- und samentragenden Fortpflanzungsorganen (JOSTEN & VAN AMERON 2003, KRINGS & al. 2005, TAYLOR & al. 2009), waren auch *Pecopteris* bzw. *Psaronius* in den Floren des Oberkarbons charakteristisch für sehr wasserreiche Standorte, also typische Sumpfpflanzen (VAN AMERON & al. 1997).

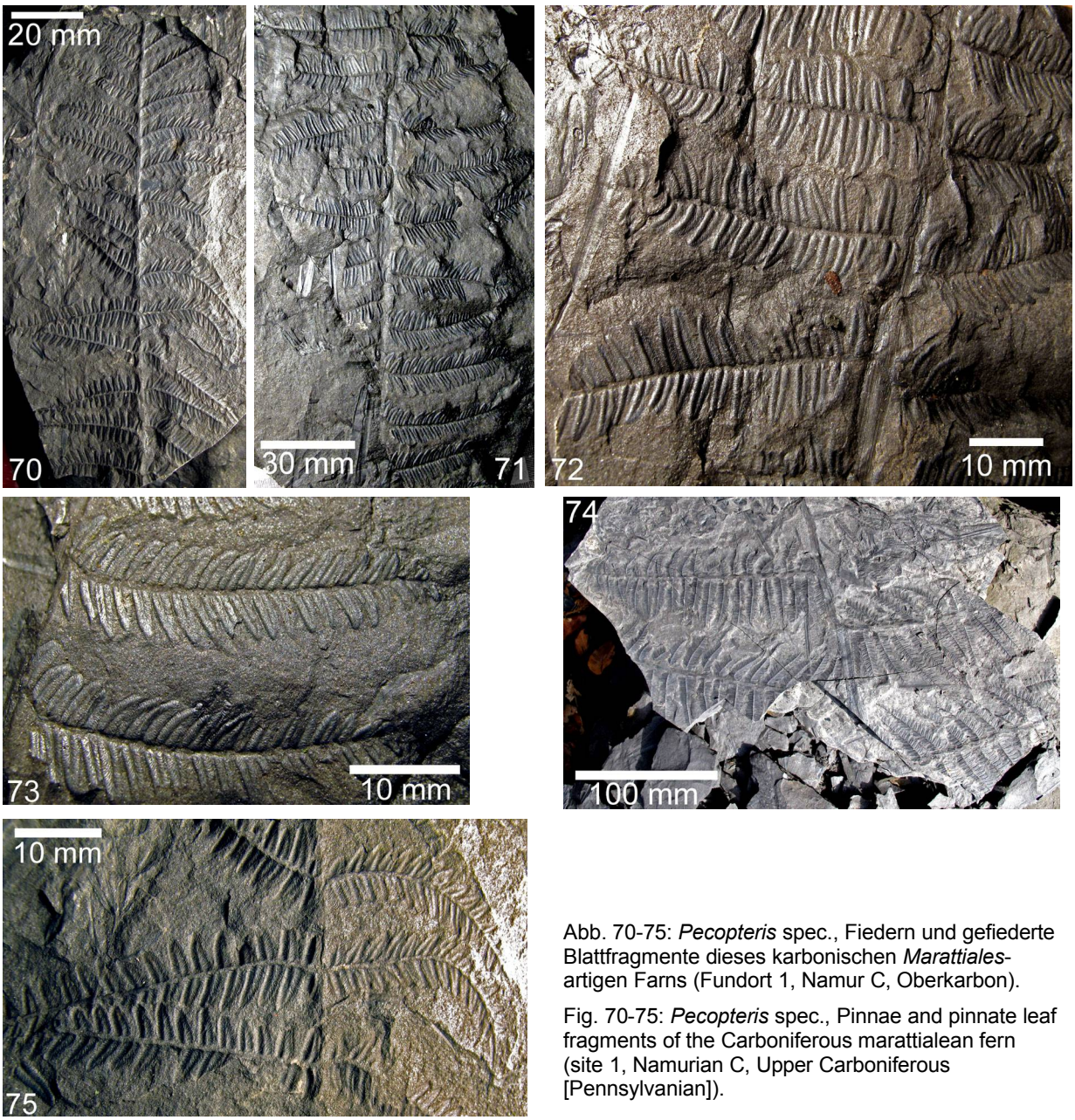


Abb. 70-75: *Pecopteris* spec., Fiedern und gefiederte Blattfragmente dieses karbonischen *Marattiales*-artigen Farns (Fundort 1, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 70-75: *Pecopteris* spec., Pinnae and pinnate leaf fragments of the Carboniferous marattialean fern (site 1, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

Fundort 2 (Site 2):
Östlicher Hang der Eisenbahnschlucht (ehem. Elbschetalbahn), südl. der Brücke in der Nähe des Wirtshauses "Am Hax", zw. Albringhausen und Silschede, auf der Grenze Wetter / Gevelsberg, Kreis Ennepe-Ruhr; MTB 4609/24, Geograph. Koordinaten: N 51°21'37.3'' / E 07°18'44.5''; Stratigraphie: Flöz Schieferbank, Obere Sprockhöveler Schichten, Namur C, Oberkarbon; Sandstein mit kohlehaltigen Einschlüssen.

***Calamites* SUCKOW (*Calamitaceae*, *Equisetales*, *Sphenophyta*),** Abb. 76-80.
Die gefundenen *Calamites*-Steinkerne und Abdrücke sind wegen des schlechten Erhaltungszustandes nicht weiter bestimmbar, da die für die Ermittlung der Untergattung wichtige Nodiallinie fehlt oder nicht zu erkennen ist. Am wahrscheinlichsten handelt es sich aber um Vertreter der Untergattungen *Mesocalamites* oder *Stylocalamites* (siehe oben).

Ein *Calamites*-Abdruck aus der unmittelbaren Nähe, in den Tonschiefer-Lagen im Hangenden dieser Schicht, zeigt am Nodium versetzte Rippen (Abb. 80), was zu einer zickzackförmigen Nodiallinie führt. Dieses spricht für einen Vertreter der Untergattung *Stylocalamites*.

Abb. 76-77: *Calamites* spec., Steinkerne von Fundort 2 (Namur C, Oberkarbon).
Fig. 76-77: *Calamites* spec., Pith casts from site 2 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

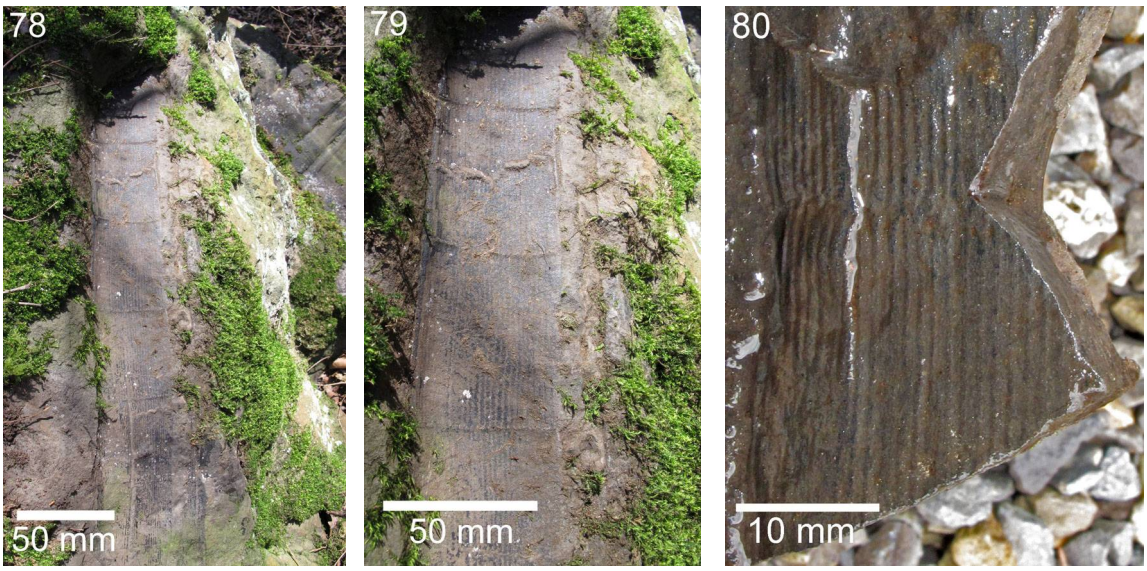


Abb. 78-80: *Calamites* spec., Abdrücke von Fundort 2 (Namur C, Oberkarbon).
Fig. 78-80: *Calamites* spec., impressions from site 2 (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Cordaites* (*Cordaitales*, *Coniferophyta*),** Abb. 81-82

Die Cordaiten waren eine Gruppe von paläozoischen Vorläufern der Koniferen, also echten Gymnospermen mit für Nacktsamer typischen Blüten (*Cordaitanthus*) und Samen. Zumeist werden Abdrücke der großen lang-lanzettförmigen oder bandartigen, bis zu einem Meter langen, streng parallelnervigen Blätter gefunden, oft allerdings nur in Bruchstücken, wie auch im Fall der hier vorgestellten Funde. Die drei aus den oberkarbonischen Sedimenten beschriebenen Arten, *C. principalis*, *C. borassifolius* und *C. palmaeformis*, unterscheiden sich in der Anordnung der feinen Blattadern und der Anzahl der dazwischen liegenden Baststränge. Die Bestimmung allein auf Grund dieses Merkmals erscheint aber nicht zufriedenstellend (JOSTEN 1991a).

Sowohl von der Blattaderung her als auch auf Grund der bekannten stratigraphischen Verbreitung (JOSTEN 1991a) gehören die vorliegenden Exemplare offensichtlich zu *C. principalis*.

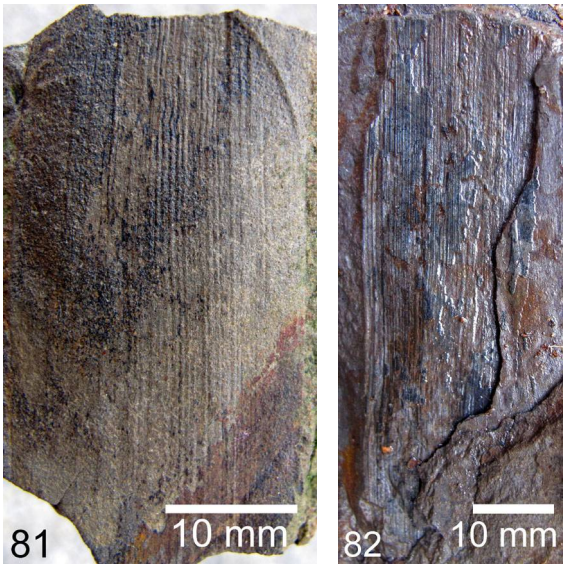


Abb. 81-82: *Cordaites* spec., Blattfragmente (Fundort 2, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 81-82: *Cordaites* spec., leaf fragments (site 2, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

***Artisia* STERNBERG (*Cordaitales*, *Coniferophyta*)**, Abb. 83-92

Bei der Formgattung *Artisia* handelt es sich um Marksteinkerne, genauer um Hohlraumausgüsse des Marks der Baumstämme der Gattung *Cordaites*. *Artisia*-Steinkerne zeigen ein charakteristisches Muster aus Querriefen und sind im Vergleich zu den Blättern eher seltene Fossilien. Der Markkern der Cordaiten-Stämme, die vollständig erhalten unter den Namen *Cordaixylon*, *Pennsylvanioxylon* oder *Mesoxylon* bekannt sind, nahm dabei nur einen kleinen Teil am Gesamtdurchmesser des Stammes ein. Obwohl aus den Steinkohlenfloren Nordwestdeutschlands mehrere *Cordaites*-Arten bekannt geworden sind (siehe oben), lassen sich die *Artisia*-Fossilien nur sehr schwer auf Artniveau unterscheiden bzw. einer der *Cordaites*-Arten zuordnen. Insgesamt sind zur Zeit nur zwei *Artisia*-Arten akzeptiert, diese stehen einer weitaus höheren Zahl an beschriebenen *Cordaites*-Arten gegenüber und es wird vermutet, dass die Ausbildung des querriefigen Marks der Stämme nicht sehr spezifisch war und verschiedene *Cordaites*-Arten durchaus die gleichen *Artisia*-Markkerne haben können (ŠIMŮNEK & al. 2009). Da sich in unmittelbarer Nähe des Fundortes kleine Bruchstücke von *Cordaites*-Blättern fanden, die wahrscheinlich zu *C. principalis* gehören (siehe oben), könnten die *Artisia*-Stücke dieser Art zugeordnet werden.

Bemerkenswert ist der beschriebene Fundort auch deshalb, weil die von dünnen Kohlestreifen durchzogene Sandsteinschicht, in der die insgesamt 38 cm *Artisia*-Steinkern-Fossi-

lien gefunden wurden, eine Längsriefung zeigt, die sehr an einen fossilen Baumstamm erinnert (Abb. 86 & 87). Diese Längsriefung stammt von einer mehrere Zentimeter mächtigen Schicht, bei der es sich um fossiles Holz handeln könnte (Abb. 88 & 89), die einen inneren Sandsteinkern leicht bogenförmig umschließt. Im Zentrum dieses Sandsteinkernes befindet sich umgeben von einer dünnen Kohleschicht der *Artisia*-Steinkern (Abb. 90 & 91). Dieser hat ungefähr einen Durchmesser von 4 cm und wird in seiner Längenausdehnung sicher über das geborgene Stück hinausgehen und im Inneren des Felsens weiter verlaufen. Mehrere kleinere, noch in den Sandsteinfels eingebettete *Artisia*-Kerne liegen in unmittelbarer Nähe des Hauptkernes (Abb. 92). Diese vorgefundene Situation lässt vermuten, dass es sich um einen vollständig erhaltenen fossilen *Cordaites*-Stamm handelt. Dieser hat in seiner Gesamtheit eine Länge von 2,60 m und einen geschätzten Durchmesser von 60 cm.

Experimentell ließe sich diese Theorie untermauern, indem man von der fossilen Holzschicht Dünnschliffe anfertigen und diese mikroskopisch untersuchen würde. Da sich fossile (und auch rezente) Hölzer bis zu einem gewissen Grad anhand ihrer anatomischen Eigenschaften bestimmten Verwandtschaftsgruppen zuordnen lassen, und große, isolierte Stücke des sekundären Xylems (= Holz) der Cordaiten z. B. unter dem Namen *Dadoxylon* beschrieben sind (vgl. TAYLOR & al. 2009), wäre eine Bestimmung oder Eingrenzung zumindest möglich. Andererseits ist bekannt, dass Holz des *Dadoxylon*-Typs nicht nur von den Cordaiten, sondern auch von einer großen Anzahl verschiedener paläo- und mesozoischer Pflanzengruppen gebildet wurde (STEWART & ROTHWELL 1993). Darunter befinden sich baumförmige Samenfarne, Glossopteriden (eine gondwanische Pflanzengruppe des Perm, deren phylogenetische Einordnung umstritten ist [vgl. WHITE 1986], die von einigen Autoren aber zu den Samenfarnen gestellt werden [TAYLOR & al. 2009]), Progymnospermen (eine devonisch-karbonische Pflanzengruppe mit Gymnospermen-Holz aber farnähnlicher Fortpflanzung über Sporen) und Araucariaceen. Die beschriebene Fundortsituation mit *Artisia*-Fossilien in einer oberkarbonischen Sandsteinschicht würde aber in Kombination mit *Dadoxylon*-Holz einen *Cordaites*-Stamm sehr wahrscheinlich machen.

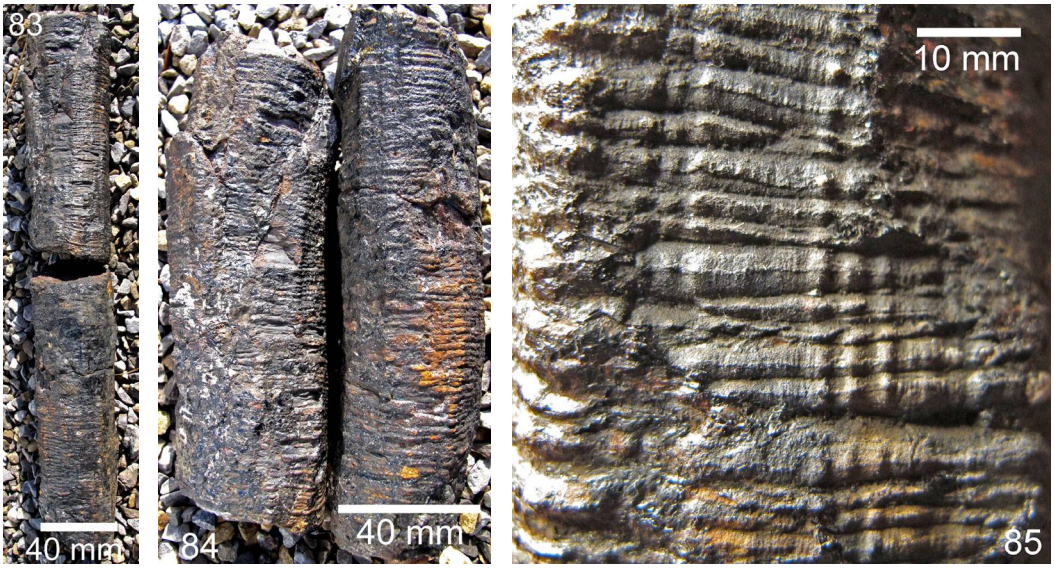


Abb. 83-85: *Artisia* spec., versteinerte Markkerne eines karbonischen Cordaiten-Stammes mit der typischen Querriefung, hervorgerufen durch Querwände (= Diaphragmen) im ursprünglichen Mark inmitten eines größeren verholzten Stammes (Fundort 2, Namur C, Oberkarbon).

Fig. 83-85: *Artisia* spec., pith casts of a Carboniferous cordaite stem showing the typical horizontal ribbing caused by horizontal septations (= diaphragms) in the original pith centered in a large lignified stem (site 2, Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

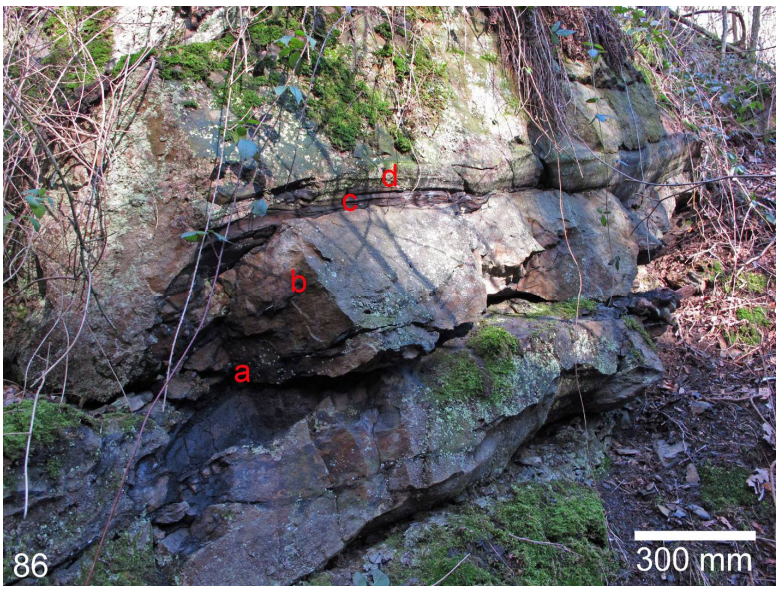


Abb. 86: Fundort 2, die tatsächliche Fundlage der *Artisia*-Markkerne (a) zeigend. Diese sind umgeben von mehreren Dezimetern Sandstein (b), die wiederum von einer dünnen Schicht fossilen Holzes (c) umgeben sind, die in der sich anschließenden Sandsteinschicht (d) ein längsgestreiftes Muster hervorruft (Namur C, Oberkarbon).

Fig. 86: Site 2, showing in situ situation of the *Artisia* pith casts (a), surrounded by several decimetres of sandstone (b), itself surrounded by a small arched layer of fossil wood (c) giving rise to a longitudinal ribbed pattern in the sandstone layer above (d) (Namurian C, Upper Carboniferous [Pennsylvanian]).

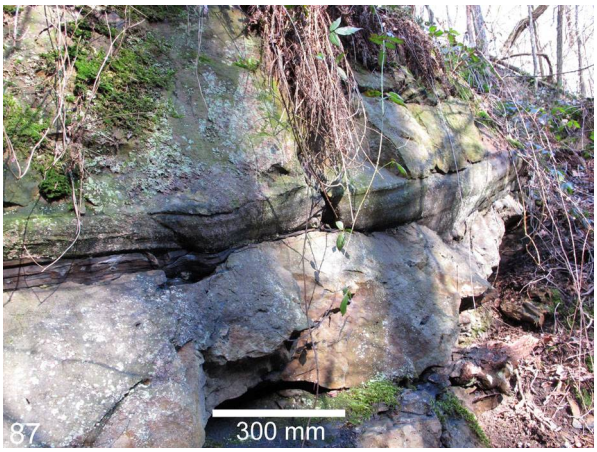
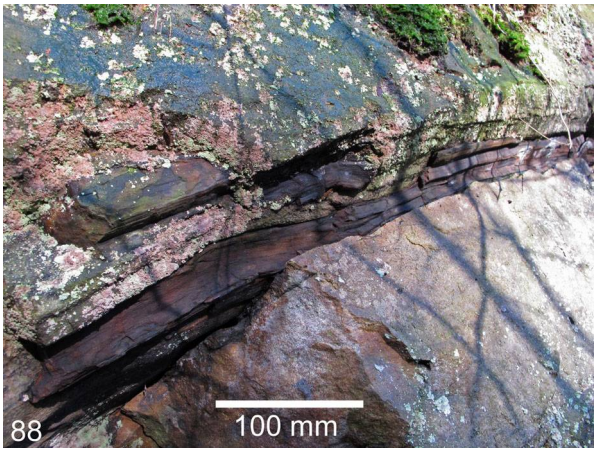


Abb. 87: Längsgestreiftes Muster in Schicht (d) mit fossilem Holz (c).

Fig. 87: Longitudinal ribbing of layer (d) with fossil wood (c).



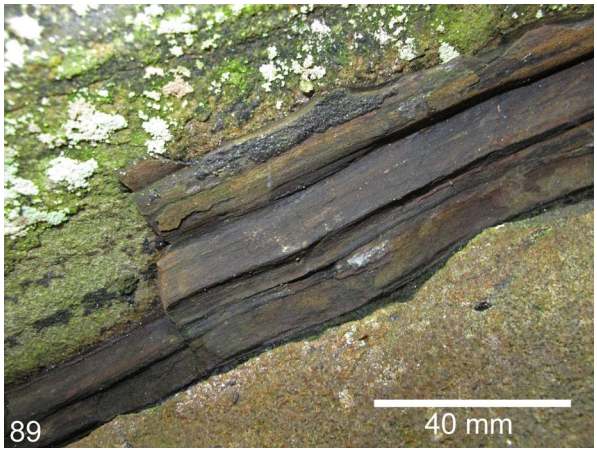


Abb. 88-89: Schmale Schicht fossilen Holzes (c) zwischen Schicht (d) und (b) (vgl. Abb. 86).

Fig. 88-89: Thin layer of fossil wood (c) between layers (d) and (b) (see Fig. 86).

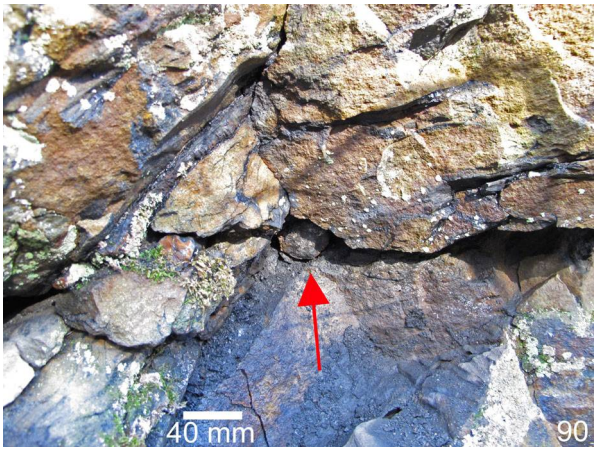


Abb. 90-91: *Artisia* spec., Markkern (Pfeil) in Originallage (90) und teilweise herausgelöst (91).

Fig. 90-91: *Artisia* spec., pith cast (arrow) in situ (90) and partly drawn out (91).

Abb. 92: *Artisia* spec., kleinerer Abdruck in unmittelbarer Nähe des Hauptkernes (siehe (a) in Abb. 86).

Fig. 92: *Artisia* spec., smaller impression found in close proximity to the main cast (see (a) in fig. 86).

Literatur

AMERON, H. W. J. VAN, JOSTEN, K.-H. & GAIPL, R. 1997: An interesting association of fossil plants from the lower Upper Carboniferous of North Rhine-Westphalia (Hastenrath, Germany). – Rev. Palaeobot. Palynol. 95: 285-304.

BARTHEL, M. 1997: Epidermal structures of sphenophylls. – Rev. Palaeobot. Palynol. 95: 115-127.

BAXTER, R. W. 1963: *Calamocarpon insignis*, a new genus of heterosporous, petrified calamitean cones from the American Carboniferous. – Amer. J. Bot. 50: 469-477.

BAXTER, R. W. & LEISMAN, G. A. 1967: A Pennsylvanian calamitean cone with *Elaterites triferens* spores. – Amer. J. Bot. 54: 748-754.

CAMUS, J. M. 1990: *Marattiaceae*. In: KUBITZKI, K. (Hrsg.): The Families and Genera of Vascular Plants. Vol. 1. *Pteridophyta* and *Gymnosperms*. – Berlin, Heidelberg u. a.: 174-180.

DAVIERO, V. & LECOUSTRE, R. 2000: Computer simulation of sphenopsid architecture. Part II. *Calamites multiramis* WEISS, as an example of Late Paleozoic arborescent Sphenopsids. – Rev. Palaeobot. Palynol. 109: 135-148.

DAVIERO, V., MEYER-BERTHAUD, B. & LECOUSTRE, R. 2000: Computer simulation of sphenopsid architecture. I. Principles and methodology. – Rev. Palaeobot. Palynol. 109: 121-134.

DIMICHELE, W. A. & FALCON-LANG, H. J. 2012: Calamitalean "pith casts" reconsidered. – Rev. Palaeobot. Palynol. 173: 1-14.

DROZDZEWSKI, G. & WREDE, V 1994: Faltung und Bruchtektonik – Analyse der Tektonik im Subvariscikum. – Fortschr. Geol. Rheinld. Westf. 38: 7-187.

EGGERT, D. A. 1962: The ontogeny of Carboniferous arborescent *Sphenopsida*. – Palaeontographica Abt. B 110: 99-127.

HESEMANN, J. 1978: Geologie. Eine Einführung in erdgeschichtliche Vorgänge und Erscheinungen. – Paderborn, München, Wien, Zürich.

HUSBY, C. E. 2009: Ecophysiology and biomechanics of *Equisetum giganteum* in South America. – Diss., Florida International Univ., Miami.

JOSTEN, K.-H. 1962: Die wichtigsten Pflanzen-Fossilien des Ruhrkarbons und ihre Bedeutung für die Gliederung des Westfals. – Fortschr. Geol. Rheinld. Westf. 3: 753-772.

JOSTEN, K.-H. 1983: Die fossilen Floren im Namur des Ruhrkarbons. – Fortschr. Geol. Rheinld. Westf. 31: 1-327.

JOSTEN, K.-H. 1991a: Die Steinkohlen-Floren Nordwestdeutschlands. – Fortschr. Geol. Rheinld. Westf. 36 (Text-Bd.): 1-434.

JOSTEN, K.-H. 1991b: Die Steinkohlen-Floren Nordwestdeutschlands. – Fortschr. Geol. Rheinld. Westf. 36 (Tafel-Bd.): 1-451.

JOSTEN, K.-H. 2005: Florenstratigraphie des Oberkarbons in Nordwestdeutschland. – Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg 254: 119-132.

JOSTEN, K.-H. & AMERON, H. W. J. VAN 1999: Die Pflanzenfossilien im Westfal D, Stefan und Rotliegend Norddeutschlands. – Fortschr. Geol. Rheinld. Westf. 39: 1-168.

JOSTEN, K.-H. & AMERON, H. W. J. VAN 2003: Die Flora des Namur B aus Hagen-Vorhalle. – Geol. Paläont. Westf. 61: 5-303.

KRINGS, M., GREWING, A., KLAVINS, S. D., TAYLOR, T. N. 2005: *Karinopteris* und *Mariopteris*: Wuchsform und Ökologie. In: HENDRICKS, A. (Hrsg.): Als Hagen am Äquator lag. Die Fossilien der Ziegeleigrube Hagen-Vorhalle. – Münster: 198-207.

MICHELAU, P. & STAHL, A. 1952: Geologische Karte des Rheinisch-Westfälischen Steinkohlengebietes. Dargestellt an der Karbonoberfläche. Blatt Haßlinghausen/Blatt Hagen. – Amt für Bodenforschung. Landesamt Nordrhein-Westfalen (Hrsg.)

MÜGGE, V., WREDE, V. & DROZDZEWSKI, G. 2005: Von Korallenriffen, Schachtelhalmen und dem Alten Mann. Ein spannender Führer zu 22 Geotopen im mittleren Ruhrtal. – Essen.

RÖSSLER, R. & NOLL, R. 2006: Sphenopsids of the Permian (I): The largest known anatomically preserved calamite, an exceptional find from the petrified forest of Chemnitz, Germany. – Rev. Palaeobot. Palynol. 140: 145-162.

RÖSSLER, R. & NOLL, R. 2007: *Calamitea* COTTA, the correct name for calamitean sphenopsids currently classified as *Calamodendron* BRONGNIART. – Rev. Palaeobot. Palynol. 144: 157-180.

RÖSSLER, R. & NOLL, R. 2010: Anatomy and branching of *Arthropitys bistriata* (COTTA) GOEPPERT – New observations from the Permian petrified forest of Chemnitz, Germany. – Internat. J. Coal Geol. 83: 103-124.

SCHÖLLMANN, L. 2005: Die Welt im Karbon. In: HENDRICKS, A. (Hrsg.): Als Hagen am Äquator lag. Die Fossilien der Ziegeleigrube Hagen-Vorhalle. – Münster: 24-29.

ŠIMŮNEK, Z., OPLUŠTIL, S. & DRÁBKOVÁ, J. 2009: *Cordaites borassifolius* (STERNBERG) UNGER (*Cordaitales*) from the Radnice Basin (Bolsovian, Czech Republic). – Bull. Geosciences 84: 301-336.

SPATZ, H.-C., KÖHLER, L. & SPECK, T. 1998a: Biomechanics and functional anatomy of hollow-stemmed sphenopsids. I. *Equisetum giganteum* (*Equisetaceae*). – Amer. J. Bot. 85: 305-314.

SPATZ, H.-C., ROWE, N., SPECK, T. & DAVIERO, V. 1998b: Biomechanics of hollow stemmed sphenopsids: II. *Calamites* – to have or not to have secondary xylem. – Rev. Palaeobot. Palynol. 102: 63-77.

SPECK, T., SPECK, O., EMANNS, A. & SPATZ, H.-C. 1998: Biomechanics and functional anatomy of hollow stemmed sphenopsids: III. *Equisetum hyemale*. – Bot. Acta 111: 366-376.

STEWART, W. N. & ROTHWELL, G. W. 1993: Paleobotany and the evolution of plants, ed. 2. – Cambridge.

TAYLOR, T. N., TAYLOR, E. L. & KRINGS, M. 2009: Paleobotany. The biology and evolution of fossil plants, ed. 2. – Amsterdam u. a.

WHITE, M. E. 1986: The Greening of Gondwana. The 400 Million year story of Australia's plants. – Sydney.

YAO, Z.-Q., LIU, L.-J., MAPES, G. & ROTHWELL, G. W. 2000: Leaf morphology and cuticular features of *Sphenophyllum* in the *Gigantopteris* flora from South China. – Rev. Palaeobot. Palynol. 110: 67-92.

Danksagung

Mein Dank gilt der Firma NATURSTEIN KÜLPMANN (Wetter) für die Erlaubnis auf dem Betriebsgelände Fossilien sammeln zu dürfen. Herrn Dipl.-Geol. C. HARTKOPF-FRÖDER (Geologischer Dienst NRW, Krefeld) danke ich für Hinweise zu möglichen paläobotanischen Ansprechpartnern und Herrn Prof. Dr. M. KRINGS (München) für die kritische Begutachtung des Manuskriptes sowie wichtige Hinweise zur Literatur und Hilfen und Korrekturen zu einigen Bestimmungen. Besonderen Dank schulde ich Frau R. JOSTEN (Tönisvorst) für die Überlassung zahlreicher Originalpublikationen ihres verstorbenen Mannes.

Anschrift des Autors

MARCUS LUBIENSKI
Am Quambusch 25
58135 Hagen
E-Mail: m.lubienski@gmx.de

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	37-43	2013

Aktuelle Vorkommen der Pracht-Königskerze (*Verbascum speciosum* SCHRAD.) in Nordrhein-Westfalen*

HUBERT SUMSER, MANFRED SPORBERT, IRMGARD SONNEBORN & ARMIN JAGEL

Zusammenfassung
Im Sommer 2012 wurden an fünf verschiedenen Stellen in vier unterschiedlichen Großlandschaften Nordrhein-Westfalens Vorkommen der Pracht-Königskerze (*Verbascum speciosum* SCHRAD.) entdeckt. Vier der Vorkommen lassen auf eine bereits erfolgte Einbürgerung schließen. Die Erkennungsmerkmale der in Deutschland bisher als unbeständig angesehenen Art werden aufgeführt, die Unterschiede zu ähnlichen Arten (*Verbascum pulverulentum, V. lychnitis, V. bombyciferum, V. olympicum*) werden dargestellt.

Abstract: Current occurrences of Showy mullein (*Verbascum speciosum* SCHRAD.) in North Rhine-Westphalia. In summer 2012, occurrences of Showy mullein (*Verbascum speciosum*) were discovered in four different regions of North Rhine-Westphalia. Four occurrences appear to be successfully established. Morphological features are described to accurately identify and distinguish *V. speciosum* from similar species (*Verbascum pulverulentum, V. lychnitis, V. bombyciferum, V. olympicum*).

1 Einleitung

Anfang Juli 2012 wurde die aus Südosteuropa stammende und in Deutschland im Gartenhandel als Zierpflanze angebotene Pracht-Königskerze (*Verbascum speciosum* SCHRAD.) an einem Straßenrand in Troisdorf gefunden. Nachdem dieser Fund einem Kreis von Botanikern mitgeteilt worden war, wurden in kurzer Zeit weitere Vorkommen aus verschiedenen Großlandschaften Nordrhein-Westfalens bekannt bzw. erkannt. Auch wenn bei keiner der Vorkommen Beobachtungen über einen langen Zeitraum vorliegen, sprechen die Fundumstände für eine bereits erfolgte Einbürgerung.

Verbascum speciosum wird in der Florenliste Nordrhein-Westfalens (RAABE & al. 2011) und in der Flora Westfalens (RUNGE 1990) nicht erwähnt, genauso wenig wie bei BUTTLER & HAND (2008). Im NRW-Verbreitungsatlas (H. DIEKJOBST in HAEUPLER & al. 2003) wird auf unbeständig verwilderte Vorkommen im Land hingewiesen und spekuliert, dass die Art mit heimischen Arten verwechselt werden könnte. MIEDERS (2006) nennt unbeständige Verwilderungen im Sauerland in Landhausen (Hemer), Wermingsen (Iserlohn) und Lenhausen (Finnentrop). Die aktuelle Häufung der Funde im Zeitraum von nur etwa einem Monat in weit voneinander entfernt liegenden Landesteilen lässt vermuten, dass die Art bereits an wesentlich mehr Orten verwildert ist. Sie ist aufgrund ihrer Größe und Auffälligkeit zum Blütezeitpunkt sogar leicht aus dem fahrenden Auto heraus zu entdecken und wir halten es daher für sinnvoll, auf die Art hinzuweisen, zumal sie auch in anderen Bundesländern und in Großbritannien schon als verwildert gemeldet wurde (vgl. BRANDES 2003 & 2005, STACE 2010, POPPENDIEK & al. 2011).

2 Beschreibung der Art

Am auffälligsten an *Verbascum speciosum* ist die Gesamtgestalt im blühenden Zustand (Abb. 1). Die Pflanzen können deutlich über 2 m groß werden. Die Blätter sind im unteren Sprossbereich lang und weisen an der Basis einen auffälligen Buckel auf (Abb. 3). Sprossaufwärts verkürzen sich die Blätter schnell, sodass es zu einer kegelförmigen Beblätterung im unteren Stängelbereich kommt (Abb. 2). Dann folgt ein meist auffällig langer Stängelbereich mit kurzen, gekräuselten, verdrehten, deutlich geöhrten, stängelumfassenden Blättern, die sich an der Spitze plötzlich in eine lange Blattspitze verschmälern (Abb. 5). Dem schließt sich der auffällige Blütenkandelaber mit seinen steif aufwärts gerichteten Zweigen an. Bei anderen in Nordrhein-Westfalen vorkommenden Königskerzen mit Beblätterungskegel reicht dieser bis an den Blütenstand heran und sogar bis ihn hinein.

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(3): 31-37 (12.08.2012).

Abb. 1: Habitus mit typisch ausgebildetem Spross-Mittelstück (Bielefeld, 19.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 2: Blattrosette und unterer Stängelbereich (Hattingen, 06.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 3: Blattbasis mit deutlichem Buckel (Troisdorf, 01.07.2012, M. SPORBERT).

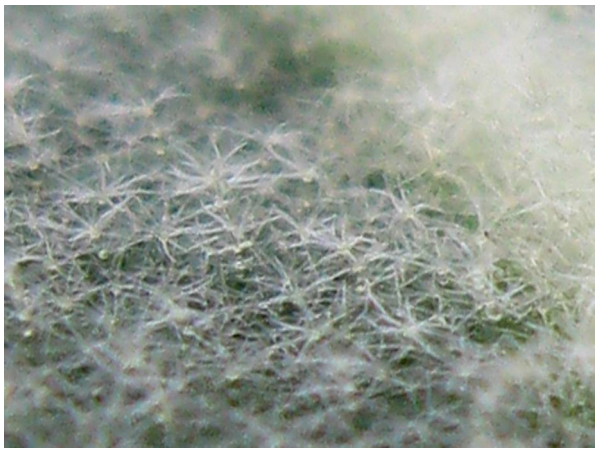


Abb. 4: Dichte Behaarung der Blattoberseite durch Sternhaare (Witten, 21.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 5: Blätter im Mittelbereich des Sprosses (Troisdorf, 01.07.2012, M. SPORBERT).

Abb. 6: Nichtblühende Blattrosette (Witten, 21.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 7: Blüte (Witten, 21.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 8: Blüte in Seitenansicht (Hattingen, 21.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 9: Weiße Behaarung der fünf Staubblätter (Witten, 21.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 10: Behaarung der Staubblätter. Der Staubfaden eines der unteren Staubgefäße ist unterseits kahl (Witten, 21.07.2012, A. JAGEL).

Der Stängel von *Verbascum speciosum* ist deutlich rippig-kantig (Abb. 5). Die Blätter sind durch sehr dicht stehende Sternhaare stark filzig, weich und graugrün (Abb. 4). Die Blattunterseite ist gegenüber der Blattoberseite nur etwas heller. Die Behaarung lässt sich nicht abreiben und löst sich auch bei älteren Blättern nicht ab. Die Blätter verkahlen daher im Alter nicht.

Weiterhin kennzeichnend für *Verbascum speciosum* sind die fünf gleichlangen Staubgefäße der kräftig gelben Blüten (Abb. 7-10) mit ihrer weißwolligen Behaarung der orangeroten Staubfäden. Die Behaarung reicht dabei bis an die Staubbeutel heran. Regelmäßig ist aber zu beobachten, dass die beiden unteren Staubfäden entlang ihrer unteren (abaxialen) Seite weniger stark behaart oder kahl sind (Abb. 10). Die Staubbeutel sind alle gleich gestaltet, nierenförmig und setzen mit ihrer Mitte am Staubfaden an. Die Blütengröße variiert auch innerhalb eines Blütenstandes zwischen 1,5 cm und 2,5 cm, liegt aber ganz überwiegend im oberen Messbereich. Die Blüten sind deutlich gestielt, zumindest die längeren Blütenstiele innerhalb eines Blütenknäuels sind länger als ihr Kelch (Abb. 8). Zur Bestimmung der Art wurden HARTL 1965, FERGUSON 1972, HUBER-MORATH 1978, HAEUPLER & MUER 2007, SEYBOLD 2006, FISCHER & al. 2008 und STACE 2010 herangezogen.

3 Fundorte

- Troisdorf (Rhein-Sieg-Kreis, Niederrheinische Bucht, MTB 5108/44). 40-50 Pflanzen am Rand eines wohl aus Lärmschutzgründen aufgeschütteten Hügels an der Einmündung der Sieglarer Straße in den Willy-Brandt-Ring (01.07.2012, M. SPORBERT & H. SUMSER, Abb. 11).

- Leichlingen (Rheinisch-Bergischer Kreis, Süderbergland, MTB 4808/33). 1 Pflanze am Rand eines Bürgersteigs an der Hochstraße (06.07.2012, M. SPORBERT).

- Hattingen-Welper (Ennepe-Ruhr-Kreis, Süderbergland, MTB 4509/34). Etwa 50 blühende Pflanzen und ca. 15 Blattrosetten auf einer Brachfläche an der Marxstr. Ecke Lange Horst (22.06.2012, A. JAGEL & A. HÖGGEMEIER, Abb. 12).

- Witten-Rüdinghausen (Ennepe-Ruhr-Kreis, Westfälische Bucht, MTB 4510/14). Mindestens 15 blühende Pflanzen und ca. 20 Blattrosetten in einem offen gelassenen Garten, an benachbarten Wegrändern und Böschungen sowie am Bürgersteig der Friedrich-Ebert-Str. (21.07.2012, A. JAGEL & H. SUMSER).

- Bielefeld-Innenstadt (Stadt Bielefeld, Weserbergland, MTB 3917/33). Mehr als 100 Ex. auf dem Blömkeberg am Hang oberhalb des Ostwestfalendamms (19.07.2012, I. SONNEBORN & A. JAGEL. Abb. 14), hier bereits im Jahre 2008 beobachtet (I. SONNEBORN).

Abb. 11: Bestand an einem Straßenrand in Troisdorf (01.07.2012, M. SPORBERT).

Abb. 12: Bestand auf einer Brachfläche in Hattingen-Welper (06.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 13: Bestand in einem offen gelassenen, parkähnlichen Garten in Witten (21.07.2012, A. JAGEL).

Abb. 14: Bestand am unteren Hang des Blömkebergs oberhalb des Ostwestfalendamms in Bielefeld (19.07.2012, A. JAGEL).

4 Ähnliche Arten

Weitere *Verbascum*-Arten in Nordrhein-Westfalen mit reich verzweigtem Blütenstand, nicht herablaufenden Blättern und fünf weiß behaarten Staubfäden sind *Verbascum pulverulentum* VILL. und *V. lychnitis* L.

Das in Nordrhein-Westfalen recht seltene, nach RAABE & al. 2011 in Nordrhein-Westfalen heimische *V. pulverulentum* (Flockige Königskerze) ist deutlich kleiner (unter 1,3 m) als *V. speciosum*. Es hat auffällig dünnere Stängel. Der Stängel ist nicht kantig, sondern stielrund. Die Blätter weisen eine unterseits dichte, weißfilzige Behaarung auf, oberseits ist die Behaarung dunkler und verkahlt schon zur Blütezeit. Die insgesamt flockige Behaarung der gesamten Pflanze ist abreibbar. Die Blüten von *V. pulverulentum* sind kleiner als die von *V. speciosum*.

Das in Nordrhein-Westfalen sicher heimische *Verbascum lychnitis* (Mehlige Königskerze) ähnelt *V. pulverulentum* in seiner Dünnstängeligkeit und Größe (bis etwa 1,5 m), die Blüten sind ebenfalls kleiner als die von *V. speciosum*. Außerdem unterscheidet in der Regel die weißliche oder blassgelbe Blütenfarbe *V. lychnitis* von *V. speciosum,* es kommen aber auch *V. lychnitis*-Pflanzen vor, die kräftig gelben Blüten haben und dann in der Blütenfarbe *V. speciosum* entsprechen. Von *V. pulverulentum* unterscheidet sich *V. lychnitis* durch die kantig-rippigen Stängel im mittleren und oberen Bereich.

Als Zierpflanzen sind weitere ähnliche *Verbascum*-Arten im Handel, die ebenfalls außerhalb von Anpflanzungen auftreten können. So ist in Großbritannien *Verbascum bombyciferum* BOISS. (Seidenhaar-Königskerze) bereits verwildert (vgl. STACE 2010). Die aus der Türkei stammende Art ist auffällig weiß flockig behaart, die Blätter verkahlen oberseits allerdings rasch. Auch Spross und Blütenstände sind dicht weißflockig, die Blüten sitzen oder sind nur bis 5 mm gestielt. Die Staubfäden aller fünf Staubgefäße sind behaart, die unteren aber nur in der basalen Hälfte. Die Staubbeutel der unteren beiden Staubgefäße unterscheiden sich von denen der oberen. Sie laufen am Staubfaden herab (entsprechend der Situation bei *V. densiflorum*) (HUBER-MORATH 1978).

Das aus dem Nordwesten der Türkei vom Berg Uludağ ("Bithynischer Olymp") bei Bursa stammende *Verbascum olympicum* BOISS. (Kandelaber-Königskerze) wird ebenfalls als Gartenpflanze genannt (z. B. KÖHLEIN & al. 2000). Der Name ist kein Synonym von *V. speciosum*, wie dies bei POPPENDIEK & al. (2011) aufgeführt wird, sondern es handelt sich um eine eigene Art (vgl. HUBER-MORATH 1978). Allerdings wird *V. speciosum* im Gartenhandel zumindest z. T. als "*V. olympicum*" angeboten und auch in Botanischen Gärten treten Verwechslungen auf (vgl. KÖHLEIN 1981, BRANDES 2005). Darüber hinaus dürfte es auch Verwechslungen zwischen *V. bombyciferum* und *V. olympicum* geben, da sich beide Arten nicht nur ähneln, sondern mit *Verbascum* 'Silberkandelaber' eine Sorte im Handel existiert, die aus der Hybride beider Arten entstanden ist (KÖHLEIN & al. 2000). *V. olympicum* wird nach HUBER-MORATH (1978) bis etwa 1,5 m groß. Es ist ebenfalls weißwollig, die Blätter verkahlen, die Staubfäden der beiden unteren Staubgefäße sind nur im unteren Bereich behaart, die Staubbeutel dieser beiden Staubgefäße aber setzen schräg an und laufen anders als bei *V. bombyciferum* nicht hinab. Die Pflanzen werden nach HUBER-MORATH (1978) bis etwa 1,5 m groß. Auch der Aufbau der Blütenstände unterscheidet sich. Der Blütenstand von *V. olympicum* ist reichästig und ähnelt dem von *V. speciosum*. Bei *V. bombyciferum* sind sehr viel weniger Seitenzweige im Blütenstand vorhanden, die außerdem in einem geringen Abstand voneinander der Achse entspringen. Im Unterschied zu *V. bombyciferum* sind die Blüten bei *V. olympicum* bis 1,6 cm lang gestielt (HUBER-MORATH 1978). In STACE (2010) wird *V. olympicum* nicht genannt.

Nach unserer Kenntnis tritt bei keiner der genannten Arten ein deutlich langer, kurzblättriger Sprossabschnitt auf, wie wir ihn für charakteristisch bei *Verbascum speciosum* halten. Dieser Abschnitt fiel bei wenigen Einzelpflanzen zwar kürzer als üblich aus, war aber immer vorhanden. Dieses Merkmal findet sich allerdings so explizit in keiner der genannten Veröffentlichungen. Möglicherweise handelt es sich hier um eine Einschränkung der genetischen Breite bei den bei uns in Kultur befindlichen Pflanzen.

5 Diskussion

Beurteilt man nach den Gegebenheiten vor Ort und der Biologie der Art, dann ist *Verbascum speciosum* in Nordrhein-Westfalen bereits eingebürgert. Die Situation unterscheidet sich nicht von der anderer *Verbascum*-Arten an entsprechenden Ruderalstandorten wie z. B. bei *V. densiflorum* und *V. thapsus*. Das Auftreten der Art in vier verschiedenen Großlandschaften Nordrhein-Westfalens dürfte auch den Anforderungen genügen, die RAABE & al. 2001 (nach BUTTLER & HAND 2008) an eine Einbürgerung stellen, wenn die Art noch nicht 25 Jahre im Gebiet auftritt.

Besonders augenfällig ist die Einbürgerung am Ostwestfalendamm in Bielefeld, wo *Verbascum speciosum* auf einem südöstlich exponierten, offenen Hang über eine große Fläche verteilt auftritt und über hundert (wahrscheinlich mehrere hundert) Individuen aufweist. Hier ist die Art seit mindestens vier Jahren vorhanden und hat beispielsweise auch die letzten ausgesprochen kalten vier Winter schadlos überstanden. Auch in Troisdorf, Hattingen und Witten sprechen die Anzahl der Exemplare und die Größe der besiedelten Fläche nicht für eine junge Ansiedlung bzw. Einsaat. Außerdem sind bei allen vier Vorkommen reichlich Jungpflanzen in Form von Blattrosetten für das Folgejahr vorhanden.

Die Bestimmungsschwierigkeiten innerhalb der Gattung *Verbascum* (insgesamt etwa 360 Arten, MABBERLEY 2008) sind zumindest bei uns nicht unbedingt aufgrund einer unüberschaubar hohen Anzahl allzu ähnlicher Arten zu erklären, sondern durch den Umstand, dass nicht alle in Frage kommenden Arten in den Schlüsseln der gängigen, deutschen Bestimmungsfloren aufgeführt sind. Bei JÄGER & al. (2008, "Rothmaler 5, Krautige Zier- und Nutzpflanzen") ist *V. olympicum* enthalten, nicht aber *V. speciosum* und *V. bombyciferum*. Umgekehrt wird in JÄGER & al. (2011, "Rothmaler Gefäßpflanzen: Grundband") *V. speciosum* aufgeführt, nicht aber *V. olympicum*. Bei SEYBOLD (2006, "Schmeil-Fitschen") wurde *V. speciosum* ab der 93. Auflage, bei HAEUPLER & MUER (2007, "Bildatlas") in der 2. Auflage nachgetragen. In solchen Fällen können also Arten leicht übersehen werden, weil man nicht mit ihnen rechnet. Dies könnte auf *V. speciosum* zutreffen genauso wie auf weitere, noch nicht gemeldete Arten.

Ein weiteres Problem sind außerdem die häufig auftretenden Hybridisierungen innerhalb der Gattung *Verbascum*. Unklar bleibt daher z. B., ob Pflanzen, die in vielen Merkmalen *V. speciosum* ähneln, denen aber das charakteristische, lange, kurzblättrige Mittelstück fehlt, wie z. B. bei einer Pflanze am Ostwestfalendamm in Bielefeld und auch bei der Pflanze in Abb. 3 bei BRANDES (2005: 493) wirklich zu *V. speciosum* gehören, Hybriden darstellen oder anderen Arten zuzuordnen sind.

Literatur:

BRANDES, D. 2003: Die aktuelle Situation der Neophyten in Braunschweig. – Braunschweiger Naturkdl. Schr. 6(4): 705-760.

BRANDES, D. 2005: Zur Verwilderung von *Verbascum speciosum* SCHRAD. 1811 (Pracht-Königskerze) in Niedersachsen. – Braunschweiger Naturkundl. Schr. 7(2): 491-494.

HUBER-MORATH, A. 1978: *Verbascum* L. In: DAVIS, P. H. 1978: Flora of Turkey and the East Aegean Islands, Vol. 6: 461-602. – Edinburgh: Univ. Press.

FERGUSON, I. K. 1972: *Verbascum* L.. In: TUTIN, T. G., HEYWOOD, V. H., BURGES, N. A., MOORE, D. M., VALENTINE, D. H., WALTERS, S. M. & WEBB, D. A. (eds.): Flora Europaea, Vol. 3: 205-216. – Cambridge: Univ. Press.

FISCHER, M. A., ADLER, W. & OSWALD, K. 2008: Exkursionsflora von Österreich, Liechtenstein, und Südtirol, 3. Aufl. – Linz.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. Hrsg.: Landesanstalt für Ökologie, Bodenordnung und Forsten NRW. – Recklinghausen.

HAEUPLER, H. & MUER, T. 2007: Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, 2. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

HARTL, D. 1965: *Verbascum* L. In. HARTL, D. & WAGENITZ G. (Hrsg.): GUSTAV HEGI – Illustrierte Flora von Mitteleuropa Bd. 6(1) : 37-62. – Berlin, Hamburg: Parey.

JÄGER, E. J., EBEL, F., HANELT, P. & MÜLLER, G. K. 2008: Rothmaler – Exkursionsflora von Deutschland, Bd. 5: Krautige Zier- und Nutzpflanzen. – Berlin. Heidelberg: Spektrum.

JÄGER E. J. (Hrsg.) 2011: Rothmaler – Exkursionsflora von Deutschland. Gefäßpflanzen: Grundband, 20. Aufl. – Berlin, Heidelberg: Spektrum.

KÖHLEIN, F. *Verbascum* bestimmt. – Gartenpraxis 1991(11): 4.

KÖHLEIN, F., MENZEL, P. & BÄRTELS, A. 2000: Das große Ulmer-Buch der Gartenpflanzen. – Stuttgart: Ulmer.

MABBERLEY, D. J. 2008: MABBERLEY´s plant book, ed. 3. – Cambridge: Univ. Press.

MIEDERS, G. 2006: Flora des nördlichen Sauerlandes. – Der Sauerländische Naturbeobachter 30 (Lüdenscheid).

POPPENDIEK, H.-H., BERTRAM, H., BRANDT, I., ENGELSCHALL, B. & PRONDZINSKI, J. VON 2011: Der Hamburger Pflanzenatlas von a bis z. – München, Hamburg: Dölling & Galitz.

RAABE, U., BÜSCHER, D., FASEL, P., FOERSTER, E., GÖTTE, R., HAEUPLER, H., JAGEL, A., KAPLAN, K., KEIL, P., KULBROCK, P., LOOS, G. H., NEIKES, N., SCHUMACHER, W., SUMSER, H. & VANBERG, C. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen − *Pteridophyta* et *Spermatophyta* − in Nordrhein-Westfalen. – LANUV Nordrhein-Westfalen.

RUNGE, F. 1990: Die Flora Westfalens. – Münster: Aschendorff.

SEYBOLD, S. 2006: SCHMEIL-FITSCHEN. Die Flora Deutschlands und der angrenzenden Länder, 93. Aufl. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

STACE, C. 2010: New Flora of the British Isles, ed. 3. – Cambridge: Univ. Press.

Danksagung:

Wir danken herzlich Frau Dr. SABINE ETGES (Botanischer Garten Düsseldorf) für Informationen zu den im Botanischen Garten Düsseldorf kultivierten Arten *V. pulverulentum* und *V. bombyciferum*, an denen unsere Untersuchungen zu den Bestimmungsmerkmalen erfolgten. Herr Dr. GERWIN KASPEREK (Gießen) unterstütze uns freundlicherweise bei der Literatursuche. Herrn Dr. EKKEHARD FOERSTER (Kleve) danken wir für seine Unterstützung bei der Bestimmung der Arten und für kritische Anmerkungen zum Manuskript.

Anschriften der Autoren

HUBERT SUMSER
Postfach 80 10 43
51010 Köln
E-Mail: hubert.sumser@web.de

MANFRED SPORBERT
Bechlenberg 44
42799 Leichlingen
E-Mail: bmsporbert@web.de

IRMGARD SONNEBORN
Kürschnerweg 24
33659 Bielefeld

Dr. ARMIN JAGEL
Danziger Str. 2
44789 Bochum
E-Mail: armin.jagel@botanik-bochum.de

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	44-49	2013

Najas marina L. subsp. *intermedia* (WOLFG. ex GORSKI) CASPER (*Hydrocharitaceae*), das Mittlere Nixkraut, am Niederrhein. Erstnachweis für Nordrhein-Westfalen*

CORINNE BUCH, ARMIN JAGEL & KLAUS VAN DE WEYER

Zusammenfassung
Zwei Funde des Mittleren Nixkrauts (*Najas marina* subsp. *intermedia*) in Gewässern der Rheinaue in Duisburg geben Anlass, auf die in Nordrhein-Westfalen noch weitgehend unbekannte Art *Najas marina* mit ihren beiden Unterarten aufmerksam zu machen, zumal es Hinweise darauf gibt, dass die Sippen bundesweit in Ausbreitung begriffen sind. Während in jüngerer Zeit die subsp. *marina* in Nord- und Ostwestfalen erstmals für Nordrhein-Westfalen nachgewiesen wurde, liegt mit dem Fund der subsp. *intermedia* in Duisburg nun der Erstnachweis dieser Unterart für Nordrhein-Westfalen vor.

Abstract: *Najas marina* subsp. *intermedia* (WOLFG. ex GORSKI) CASPER (*Hydrocharitaceae*) in the lower Rhine region: the first record for North Rhine-Westphalia.
Recent records of the Spiny Naiad (*Najas marina* subsp. *intermedia*) in shallow gravel pits in the flood plain of River Rhine at Duisburg suggesting that this species and its too subspecies, which are fairly uncommon for North Rhine-Westphalia, are about to expand their range. This assumption is supported by similar observations, which have been made across the country. While in recent years the subsp. *marina* has been recorded in northern and eastern North Rhine-Westphalia, the subsp. *intermedia* found by Duisburg represents the first record for North Rhine-Westphalia.

1 Einleitung

Im August 2012 wurde in einem Abgrabungsgewässer am Niederrhein in Duisburg-Homberg ein Nixkraut (= Nixenkraut) gefunden, das zunächst als *Najas marina* (*Hydrocharitaceae*, früher *Najadaceae*) angesprochen wurde. Wie die genauere Bestimmung ergab, handelt es sich um die subsp. *intermedia*, das Mittlere Nixkraut (Abb. 1, 2 & 5). In den darauf folgenden Wochen wurden weitere Gewässer in der Umgebung auf Vorkommen der Art untersucht und ein weiterer Nachweis im NSG "Werthauser Wardt" in der Rheinaue in Duisburg-Rheinhausen getätigt.

Arten der Gattung *Najas* sind in Nordrhein-Westfalen nicht ursprünglich. In jüngerer Zeit wurde die subsp. *marina* erstmals für Westfalen nachgewiesen (KULBROCK & QUIRINI 2004, KULBROCK & al. 2010). Für die subsp. *intermedia* liegen bisher keine veröffentlichten Funde für das Bundesland vor.

Abb. 1: *Najas marina* subsp. *intermedia*, am Ufer eines Abgrabungsgewässers am Niederrhein in Duisburg-Homberg (04.08.2012, C. BUCH).

Abb. 2: *Najas marina* subsp. *intermedia*, Zweig (Duisburg-Homberg, 04.08.2012, C. BUCH).

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(4): 38-43 (27.10.2012).

2 Beschreibung der Fundorte

Bei dem Fundort in Duisburg-Homberg handelt es sich um ein flaches, nährstoffreiches Abgrabungsgewässer mit einer Ausdehnung von etwa 200 m × 100 m (je nach Wasserstand) in der Rheinaue (MTB 4506/13, 20 m ü. NN, Abb. 3). Bei Niedrig- und Mittelwasser besteht keine direkte Verbindung zum Rhein, bei Hochwasser ist das Gewässer mit dem Rhein verbunden. Über das Grundwasser besteht auch bei Niedrig- und Mittelwasser eine Verbindung zum Rhein; daher sind auch starke Wasserstandsschwankungen zu erklären, mit denen eine hohe Dynamik verbunden ist. Somit kommt es zur Ausbildung eines breiten amphibischen Uferbereichs. Außerdem wird es Diasporen ermöglicht, mit einströmendem Rheinwasser einzuwandern.

Abb. 3: Fundort von *Najas marina* subsp. *intermedia*, Abgrabungsgewässer in Duisburg-Homberg, Blick nach Südosten (09.08.2012, C. BUCH).

Abb. 3: Fundort von *Najas marina* subsp. *intermedia* im NSG "Werthauser Wardt" in Duisburg-Rheinhausen, Blick nach Nordwesten (08.09.2012, C. BUCH).

Das Mittlere Nixkraut konnte in diesem Gewässer vom Ufer aus an mehreren Stellen nachgewiesen werden. Begleitende Wasserpflanzen sind *Elodea nuttallii* (dominierend), *Ceratophyllum demersum*, *Myriophyllum spicatum, Potamogeton crispus, P. pectinatus* und *P. pusillus* s. str. Auf der Wasseroberfläche befinden sich lückige Decken von *Spirodela polyrhiza*, *Lemna minor* und *L. turionifera*. Die amphibischen Zonen weisen vor allem im östlichen Teil des Gewässers große Bestände von *Butomus umbellatus* mit *Alisma gramineum* und *A. plantago-aquatica* auf. Bemerkenswerte Arten der Uferflora sind typische Schlammbesiedler wie *Bidens cernua*, *Chenopodium glaucum, Ch. rubrum, Cyperus fuscus, Eleocharis acicularis, Limosella aquatica, Pulicaria vulgaris*, *Potentilla supina*, *Veronica anagallis-aquatica* und *V. catenata*. Einige Exemplare von *Leersia oryzoides* siedeln im sandig-schlammigen östlichen Uferbereich (vgl. auch BUCH 2008). Hier wurde zudem im Jahr 2012 ein Exemplar von *Chenopodium ambrosioides* gefunden (vgl. BUCH & KEIL 2012).

Die Umgebung des Gewässers ist geprägt durch ruderales Auengrünland, welches durch Schafe beweidet wird. Rheinwärts entstehen bereits bei mittlerem Wasserstand größere, offene Flächen auf kiesig-sandigem Untergrund.

Das Gewässer in Duisburg-Rheinhausen ist als Naturschutzgebiet NSG "Werthauser Wardt" (MTB 4506/32, 24 m ü. NN, Abb. 4) ausgewiesen und hat eine Größe von ca. 350 m × 200 m. Auch dieses Gewässer steht nur bei Hochwasser direkt mit dem Rhein in Verbindung, wobei sich zwischen Gewässer und Rheinufer ein Weiden-Auenwald befindet. Die im Vergleich zum ersten Fundort eher spärliche aquatische Flora besteht aus einer sehr lückigen Wasserlinsendecke mit *Lemna minor* und *Spirodela polyrhiza.* Als submerse Arten

treten *Ceratophyllum demersum, Elodea nuttallii, Myriophyllum spicatum, Potamogeton berchtoldii* und *P. pectinatus* auf. Neben Vorkommen aller oben genannten Schlammuferarten tritt ebenfalls *Leersia oryzoides* auf, hier als Röhricht im nordöstlichen Teil des Gewässers. Weiterhin sind im Weiden-Auenwald einige Dutzend Exemplare von *Morus nigra* offensichtlich seit einigen Jahren eingebürgert. Darüber hinaus konnte im September 2012 ein Bestand von *Impatiens capensis* nachgewiesen werden. Die weitere Umgebung des Gewässers besteht ebenfalls aus schafbeweideten, teils ruderalen Wiesen.

Beide hier aufgeführten Gewässer befinden sich im in der Roten Liste NRWs als "Ballungsraum Ruhrgebiet (BRG)" betrachteten Gebiet (vgl. RAABE & al. 2011).

3 Morphologie

Das Große Nixkraut (*Najas marina* s. l.) ist einjährig, die Blätter stehen angenähert gegenständig und haben eine kurze Blattscheide. Die Blattspreite ist auffällig gezähnt (Abb. 6 & 8). Am Stängel findet man einzelne kleine Stacheln, die aber auch fehlen können. Die Art ist zweihäusig. Ihre unscheinbaren, stark reduzierten Blüten erscheinen zwischen Juli und September. Die Bestäubung erfolgt unter Wasser. Die männlichen Blüten sind von zwei durchscheinenden Hochblättern umgeben und bestehen nur aus einem Staubblatt. Die weiblichen Blüten haben keine Hochblatthülle, auf dem Fruchtknoten sitzen drei Narben. Ausgebreitet wird das Große Nixkraut durch Wasservögel oder durch Verdriftung von Früchten oder Pflanzenteilen.

Die beiden weiteren in Deutschland heimischen Nixkraut-Arten *Najas flexilis* (Biegsames Nixkraut) und *N. minor* (Kleines Nixkraut) sind zierlicher, am Stängel nicht bestachelt und die Pflanzen sind einhäusig (MARKGRAF 1981, VAN DE WEYER & SCHMIDT 2011). 2011 wurde an der Donau außerdem *N. gracillima* aus dem östlichen Nordamerika gefunden (SCHLEIER & al. 2011), das mit seinen fadenförmigen Blättern ebenfalls sehr viel zierlicher ist als das Große Nixkraut.

Zur Unterscheidung der Unterarten ist das diagnostisch wichtigste Merkmal die Bestachelung am Rand der Blattscheide: *Najas marina* subsp. *intermedia* hat im Gegensatz zur subsp. *marina* 1-2 Zähne am Rand der Blattscheide (Abb. 7). Die subsp. *marina* hat an der Blattscheide gelegentlich höchstens einen Zahn (VAN DE WEYER & SCHMIDT 2011). Die Bestachelung auf der Unterseite der Blätter (Abb. 7) scheint hingegen kein verlässliches Unterscheidungsmerkmal zu sein.

Abb. 5: *Najas marina* subsp. *intermedia*, Herbarbeleg (Duisburg-Homberg, 04.08.2012, C. BUCH).

Abb. 6: *Najas marina* subsp. *intermedia*, Detail des Zweiges mit jungen Früchten und spitz gezähnten Blättern (Duisburg-Homberg, 04.08.2012, A. JAGEL).

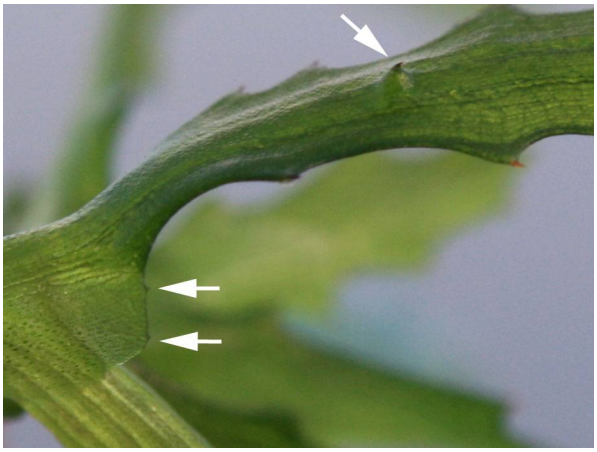


Abb. 7: *Najas marina* subsp. *intermedia*, Blatt mit Stachel auf der Mittelrippe der Blattunterseite (oberer Pfeil) und zwei Zähnen an der Blattscheide (untere Pfeile) (Duisburg-Homberg, 04.08.2012, C. BUCH).

Abb. 8: *Najas marina* subsp. *intermedia*, unreife Frucht an einer weiblichen Pflanze in Nahaufnahme (Duisburg-Homberg, 04.08.2012, C. BUCH).

4 Verbreitung

Insgesamt gibt es etwa 40 *Najas*-Arten (MABBERLEY 2008). *Najas marina* s. l. hat dabei die größte Verbreitung von allen Nixkraut-Arten. Es kommt fast weltweit vor, ist morphologisch sehr variabel und bildet viele unterschiedliche Sippen aus. Das Hauptareal der Art liegt im kontinentalen, gemäßigten Eurasien (MARKGRAF 1981). Verschiedene Autoren betrachten die subsp. *intermedia* als eigene Art *N. intermedia* WOLFG. ex GORSKI (z. B. PHILIPPI 1998), MARKGRAF (1981) lediglich als Varietät *N. marina* var. *intermedia* [WOLFG. ex GORSKI] ASCH.

Najas marina s. l. wird bei uns als etwas wärmeliebend betrachtet, sie bevorzugt klare Gewässer mit einem hohen Kalkgehalt auf festen Sand- und Kiesböden. Da die Art leichte Salzgehalte erträgt, kann sie im Unterschied zu den anderen deutschen Arten auch im Brackwasser wachsen. Der für Wasserpflanzen relativ niedrige Anspruch an die Beleuchtungsstärke ermöglicht es dem Nixkraut, bei entsprechenden Lichtverhältnissen bis zu 3 m Wassertiefe zu wachsen. Während man früher davon ausging, dass die subsp. *intermedia* eher nährstoffärmere Gewässer bevorzugt und der Schwerpunkt der subsp. *marina* in nährstoffreichen Gewässern liegt (MARKGRAF 1981, PIETSCH 1981, SCHAUMBURG & al. 2007, STELZER 2003), zeigen neuere Untersuchungen, dass beide Unterarten vom oligotrophen bis zum stark eutrophen bis polytrophen Bereich vorkommen (VAN DE WEYER, unpubl.). Im Tegeler See in Berlin treten beide Unterarten zusammen auf (HILT & al. 2010). Außerdem wird eine weitere, stark bestachelte Form (f. *brevifolia*) beschrieben (CASPER & KRAUSCH 1981, GLÜCK 1936), deren taxonomische Stellung weiterer Klärung bedarf.

Die genaue Verbreitung der subsp. *intermedia* in Deutschland ist noch unzureichend bekannt (vgl. PHILIPPI 1998). Nach MARKGRAF (1981) ist sie z. B. nachgewiesen bei Schleswig und Lübeck, in Pommern, Brandenburg, der Pfalz, Oberbayern und am Bodensee sowie am Oberrhein. Die Angabe in der Pfalz wird von PHILIPPI (1998) allerdings angezweifelt. In den Verbreitungsatlanten von West- und Ost-Deutschland (HAEUPLER & SCHÖNFELDER 1989, BENKERT & al. 1996), werden die Unterarten von *Najas marina* nicht getrennt aufgeführt. Nach KORNECK & al. (1996) kommt die subsp. *intermedia* lediglich in drei Bundesländern (Mecklenburg-Vorpommern, Baden-Württemberg und Bayern) vor. Sie steht bundesweit auf der Roten Liste als stark gefährdet (RL = 2). In den letzten Jahren gelangen aktuelle Nachweise in Sachsen und Sachsen-Anhalt. In Brandenburg scheint sich die subsp. *intermedia* auszubreiten (VAN DE WEYER, unpubl.).

In Nordrhein-Westfalen gilt das Große Nixkraut *Najas marina* s. l. als nicht einheimisch und die in jüngster Zeit bekannt gewordenen Funde offenbar als nicht eingebürgert, da sie in der

Florenliste Nordrhein-Westfalens nicht berücksichtigt werden (vgl. RAABE & al. 2011). RUNGE (1990) bezweifelt ältere Funde aus dem nordrhein-westfälischen Teil Westfalens, führt aber ihm glaubhafte Vorkommen im direkt benachbarten Niedersachsen bei Bramsche und am Dümmer auf. Erste sichere Funde von *N. marina* subsp. *marina* in Nordrhein-Westfalen wurden 2001 im "Manolitosee" (Baggersee) im Kreis Steinfurt an der Grenze zu Niedersachsen (VAN DE WEYER, MTB 3613/43), 2001 in den Rietberger Fischteichen/Krs. Gütersloh (C. QUIRINI, MTB 4416/43, noch 2010 vorhanden, P. KULBROCK, mdl. Mitt.) und 2003 im NSG "Steinhorster Becken"/Krs. Paderborn (G. LAKMANN, MTB 4117/3) gemacht (vgl. KULBROCK & QUIRINI 2004, KULBROCK & al. 2010). Der hier dargestellte Fund der subsp. *intermedia* stellt für Nordrhein-Westfalen den Erstfund dieser Unterart dar.

5 Diskussion

Najas marina s. l. ist im Handel normalerweise nicht erhältlich, da sie sich als Aquarienpflanze nicht eignet. Gelegentlich wird sie allerdings aus der Natur entnommen und in Gartenteiche gesetzt (KASSELMANN 2010). Für Warmwasseraquarien werden andere *Najas*-Arten angeboten, die aus tropischen Gebieten stammen wie *N. conferta* (A. BRAUN) A. BRAUN*, N. guadalupensis* (SPRENG.) MAGNUS*, N. indica* (WILLD.) CHAM. und noch seltener *N. arguta* KUNTH und *N. madagascariensis* RENDLE (KASSELMANN 2010). Sie sind mit *N. marina* nicht verwechselbar.

Die Vorkommen beider Unterarten von *Najas marina* in Nordrhein-Westfalen können auf Verschleppung durch Vögel beruhen und möglicherweise auf eine Arealerweiterung bzw. auf eine Auffüllung des Areals hinweisen. Bei dem Vorkommen der subsp. *intermedia* am Niederrhein ist auch ein Herabschwemmen von Exemplaren aus Beständen des Oberrheins denkbar.

Die Annahme einer klimainduzierten Ausbreitung von *Najas marina* subsp. *intermedia* nach Norden bzw. in größere Höhen über NN liegt zunächst nahe (vgl. HOFFMANN & al 2010, KLEIN & al. 2010). Ob dies tatsächlich der Fall ist bzw. ob der hier beschriebene Neufund diesem Phänomen zuzuschreiben ist, bedarf weiterer Untersuchungen. Zu klären ist, welche Rolle hierbei Veränderungen der Trophie bzw. ein verändertes Besiedlungspotenzial spielen. Möglicherweise begünstigt die Lage des Fundortes im wärmebegünstigten Ballungsraum Ruhrgebiet oder auch das Mikroklima im flachen, sonnenexponierten Gewässer das Auftreten, wobei insbesondere die Beständigkeit der Vorkommen zukünftig zu beobachten sein wird.

Literatur

BENKERT, D., FUKAREK, F. & KORSCH, H. 1996: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen Ostdeutschlands. – Jena.

BUCH, C. 2008: Einige bemerkenswerte floristische und vegetationskundliche Funde in der Rheinaue bei Duisburg-Homberg. – Elektron. Aufs. Biolog. Stat. Westliches Ruhrgebiet 14: 1-10.

BUCH, C. & KEIL, P. 2012: *Chenopodium ambrosioides* in der Rheinaue bei Duisburg. – Decheniana 165: 77–84.

CASPER S. J., & KRAUSCH H.-D. 1981: Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 24. *Pteridophyta* und *Anthophyta*. – Jena: Fischer.

GLÜCK, H. 1936: Süßwasserflora von Mitteleuropa, Heft 15: Pteridophyten und Phanerogamen. – Jena: Fischer.

HAEUPLER, H. & SCHÖNFELDER, P. 1989: Atlas der Farn- und Blütenpflanzen der Bundesrepublik Deutschland. – Stuttgart: Ulmer.

HILT, S., VAN DE WEYER, K., KÖHLER, A. & CHORUS, I. 2010: Submerged macrophyte responses to reduced phosphorus concentrations in two peri-urban lakes. – Restoration Ecol. 18: 452-461.

HOFFMANN, M., ZIMMERMANN, S., RAEDER, U. & MELZER, A. 2010: Welche Faktoren begrenzen das Wachstum von *Najas marina* ssp. *intermedia*? – Jahrestagung 2010, Bayreuth 27.09.-01.10.2010. Ed.: Deutsche Gesellschaft für Limnologie e.V.: 365-360.

KASSELMANN, C. 2010: Aquarienpflanzen, 3. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

KLEIN, T., ZIMMERMANN, S., RAEDER, U. & MELZER, A. 2010: *Najas marina* ssp. *intermedia* und *Elodea nuttallii* – Profiteure des Klimawandels? – Jahrestagung 2010, Bayreuth 27.09.-01.10.2010. Ed.: Deutsche Gesellschaft für Limnologie e.V.: 366-370.

KORNECK, D., SCHNITTLER, M. & VOLLMER, I. 1996: Rote Liste der Farn- und Blütenpflanzen (*Pteridophyta* et *Spermatophyta*) Deutschlands. – Schriftenr. Vegetationskde. 28, 21-187.

KULBROCK, P. & QUIRINI, C. 2004: Zum Auftreten von *Elatine triandra* SCHKUHR und *Najas marina* L. im NSG "Rietberger Fischteiche". – Ber. Naturwiss. Ver. Bielefeld u. Umgegend 44: 199-211.

KULBROCK, P., LIENENBECKER, H. & KULBROCK, G. 2010: Floristische Beobachtungen in Ostwestfalen und angrenzenden Gebieten. 7. Folge. – Ber. Naturwiss. Ver. Bielefeld u. Umgegend 49: 77-142.

MABBERLEY, D. J. 2008: Mabberley´s plant book, ed. 3. – Cambridge: Univ. Press.

MARKGRAF, F. 1981: Familie *Najadaceae*, Nixenkräuter. In: HEGI, G. (Begr.): Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Bd. I, Teil 2: 250–258.

PHILIPPI, G. 1998: *Najadaceae*. In: SEBALD, S., PHILIPPI, G. & WÖRZ, A.: Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs, Bd. 7: 47-52. – Stuttgart: Ulmer.

PIETSCH, W. 1981: Zur Bioindikation *Najas marina* L. s. l. und *Hydrilla verticillata* (L. fil.) ROYLE -reicher Gewässer Mitteleuropas. – Feddes Repert. 92: 125-173.

RAABE, U., BÜSCHER, D., FASEL, P., FOERSTER, E., GÖTTE, R., HAEUPLER, H., JAGEL, A., KAPLAN, K., KEIL, P., KULBROCK, P., LOOS, G. H., NEIKES, N., SCHUMACHER, W., SUMSER, H. & VANBERG, C. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen, *Spermatophyta* et *Pteridophyta*, in Nordrhein-Westfalen, 4. Fassg. – LANUV-Fachbericht 36(1): 51-183.

RUNGE, F. 1990: Die Flora Westfalens, 3. Aufl. – Münster: Aschendorff.

SCHAUMBURG, J., SCHRANZ, C., STELZER, D., HOFMANN, G. 2007: Handlungsanweisung für die ökologische Bewertung von Seen zur Umsetzung der EU-Wasserrahmenrichtlinie: Makrophyten und Phytobenthos. Stand Oktober 2007. – München: Bayerisches Landesamt für Umwelt.

SCHLEIER, V., DIEWALD, E. & VAN DE WEYER, K. 2011: *Najas gracillima* neu für Deutschland. – Hoppea 72: 171-179.

STELZER, D. 2003: Makrophyten als Bioindikatoren zur leitbildbezogenen Seenbewertung Ein Beitrag zur Umsetzung der Wasserrahmenrichtlinie in Deutschland. – Diss., TU München.

VAN DE WEYER, K. & SCHMIDT, C. 2011: Bestimmungsschlüssel für die aquatischen Makrophyten (Gefäßpflanzen, Armleuchteralgen und Moose) in Deutschland, Bd. 1 (Bestimmungsschlüssel) & 2 (Abbildungen). – Fachbeiträge des LUGV 120. Potsdam: Landesamt für Umwelt, Gesundheit und Verbraucherschutz (LUGV).

Anschriften der Autoren

Dipl.-Biol. CORINNE BUCH
Klotzdelle 7a
45472 Mülheim an der Ruhr
E-Mail: Corinne.Buch@botanik-bochum.de

Dr. ARMIN JAGEL
Danziger Str. 2
44789 Bochum
E-Mail: Armin.Jagel@botanik-bochum.de

Dr. KLAUS VAN DE WEYER
lanaplan GbR
Lobbericher Str. 5
41334 Nettetal
E-Mail: klaus.vdweyer@lanaplan.de

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	50-55	2013

Die Bleiche Fetthenne (*Sedum pallidum* M. BIEB.) im Aachener Raum*

F. WOLFGANG BOMBLE & HERBERT WOLGARTEN

Kurzfassung

Sedum pallidum ist eine kultivierte Art, die im Aachener Raum (Nordrhein-Westfalen) auch außerhalb von Anpflanzungen nachgewiesen werden konnte. Im Siedlungsbereich und auf einem Friedhof in Aachen sowie im Nationalpark Eifel (Kreis Euskirchen) gibt es verwilderte Vorkommen, wobei die im Nationalpark Eifel als eingebürgert angesehen werden. *S. pallidum*, auf das verstärkt geachtet werden sollte, wird ausführlich vorgestellt.

Abstract: The Turkish stonecrop (*Sedum pallidum* M. BIEB.) in the region of Aachen (North Rhine-Westphalia, Germany).

Sedum pallidum, an ornamental garden plant, has recently been found outside of cultivation in the region around Aachen (North Rhine-Westphalia). It was recorded in the urban area as well as on a cemetery. Known populations of *S. pallidum* in the Eifel national park (district of Euskirchen) are already considered to be established. The following article presents *S. pallidum*, a species that should be watched for, in greater detail.

1 Einleitung

Seit einigen Jahren wird in Aachen ein verwilderter, weiß blühender Mauerpfeffer beobachtet. Im Jahr 2012 konnte ein großes, ortsfernes Vorkommen im Nationalpark Eifel nachgewiesen werden. Es handelt sich dabei um *Sedum pallidum*, dessen Heimat nach T'HART & ALPINAR (1991) vom südöstlichen Bulgarien über die nördliche Hälfte der Türkei bis zum Kaukasus verläuft. Die in Mitteleuropa wenig bekannte und in Nordrhein-Westfalen bisher nicht verwildert nachgewiesene Art wird in dieser Arbeit ausführlich vorgestellt und abgebildet (Abb. 1-12). Zu weiteren Abbildungen vgl. BIOLIB (2011).

CHAMBERLAIN (1972) grenzt *Sedum pallidum* var. *bithynicum* (BOISS.) CHAMBERL. von *S. pallidum* var. *pallidum* ab. Nach T'HART & ALPINAR (1991) gehören die von CHAMBERLAIN (1972) als *S. pallidum* var. *pallidum* aufgefassten Pflanzen jedoch zu diploiden *S. rubens* s. l.-Sippen. Damit ist der Name *Sedum pallidum* var. *bithynicum* (BOISS.) CHAMBERL. überflüssig. Konsequenterweise ist nach MARHOLD (2011) *S. bithynicum* BOISS. ein Synonym von *S. pallidum* M. BIEB. In der aktuellen Literatur, insbesondere im Internet, wird die Bezeichnung *S. pallidum* var. *bithynicum* noch oft verwendet.

2 *Sedum pallidum* - Merkmale und Unterschiede zu ähnlichen Arten

Die im Aachener Raum beobachteten Populationen lassen sich wie folgt beschreiben: *Sedum pallidum* bildet ausgedehnte blaugrüne bis bleichgrüne Polster. Die Form der Blätter und der Habitus erinnern je nach Standort und Jahreszeit an *S. sexangulare* (Abb. 10) oder eine winzige Ausgabe schmalblättriger Formen von *S. album*. Der Blütenstand ist relativ reichblütig und reichlich mit Drüsen bedeckt. Die Blüten weisen 5 Kronblätter und 10 Staubblätter auf. Die Kronblätter sind weiß bis zartrosa und von lanzettlicher Form mit größter Breite unterhalb der Mitte und lang verschmälerter Spitze. Sie weisen einen deutlichen rötlichen Mittelstreif auf und sind außen drüsig. Die Früchtchen sind auf der Oberfläche deutlich drüsig und zur Reife aufgerichtet.

Nächst verwandt ist das ausdauernde *Sedum pallidum* nach T'HART & ALPINAR (1991) mit dem annuellen *S. rubens* s. l. Die polyploiden, weiter verbreiteten Sippen von *S. rubens* s. l. unterscheiden sich nach T'HART & ALPINAR (1991) von den diploiden Sippen von *S. rubens* s. l. aus dem östlichen Mittelmeerraum und *S. pallidum* durch meist 5 statt meist 10 Staubblätter.

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(5): 44-49 (14.11.2012).

Außerdem nennen T'HART & ALPINAR (1991) als weitere Unterscheidungsmerkmale von *S. pallidum* zu *S. rubens* s. l. (in Klammern): Triebe aufsteigend (statt aufrecht), untere Blätter wechselständig (statt 4-quirlig), Filamente der Staubblätter kahl (statt unten papillös), glatte (statt papillöse) Fruchtblätter, Antheren purpurn (statt rot).

Abb. 1: Lebensraum von *Sedum pallidum* im Nationalpark Eifel nordöstlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (21.07.2012, H. WOLGARTEN).

Abb. 2: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel nordöstlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (25.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 3: *Sedum pallidum*. Aachen-Süsterfeld/NRW (29.05.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 4: *Sedum pallidum*. Aachen-Süsterfeld/NRW (29.05.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 5: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel nordöstlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (25.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 6: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel südwestlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (17.07.2012, H. WOLGARTEN).

Abb. 7: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel nordöstlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (25.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 8: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel nordöstlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (25.08.2012, F. W. BOMBLE).

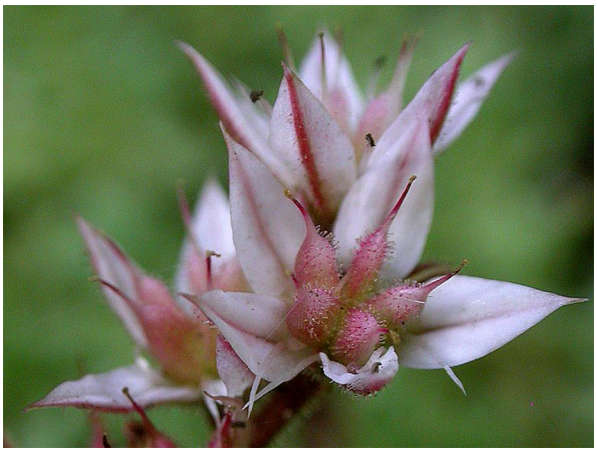


Abb. 9: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel nordöstlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (25.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 10: *Sedum pallidum* (links) und *S. sexangulare* (rechts). Aachen-Süsterfeld/NRW (29.05.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 11: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel südwestlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (25.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 12: *Sedum pallidum*. Nationalpark Eifel südwestlich von Dreiborn, Kreis Euskirchen/NRW (25.08.2012, F. W. BOMBLE).

Ebenso wie *Sedum pallidum* ist *S. hispanicum* (Abb. 13) im Blütenstand drüsig behaart. Ersteres hat aber hauptsächlich 5 Kronblätter (nach T'HART & ALPINAR 1991 ausnahmsweise bis 7), während letzteres 5-9, meist 6 Kronblätter ausbildet. Außerdem sind bei *S. hispanicum* die Drüsen viel zarter als bei *S. pallidum*.

Da *Sedum pallidum* eine mehrjährige Pflanze mit weißen Blüten und drüsigem Blütenstand ist, landet man mit gängigen Bestimmungsschlüsseln bei *S. dasyphyllum* (Abb. 14). Dieses hat aber viel dicklichere, kürzere und breitere Blätter und Blüten mit 5-6(-7) stumpferen Kronblättern.

Sedum lydium ist eine weiß blühende Art, die in Nordrhein-Westfalen mehrfach im mittleren Westfalen gefunden wurde (BÜSCHER in BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2011, BÜSCHER & LOOS in BOMBLE 2012). Im Unterschied zu *S. pallidum* handelt es sich um eine kahle Pflanze (HAEUPLER & MUER 2007). Nach CHAMBERLAIN (1972) und STACE (2010) unterscheidet sich *S. lydium* von *S. pallidum* zudem durch 3 mm bzw. 2-4 mm (statt 4-5 mm) lange Kronblätter.

Abb. 13: *Sedum hispanicum*, kultivierte Pflanze (01.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 14: *Sedum dasyphyllum*. Mittelberg, Kleinwalsertal/Österreich (17.07.2012, F. W. BOMBLE).

Bestimmungsschlüssel für die weiß bis weißlich zartrosa blühenden Arten der Gattung *Sedum* s. str. in Nordrhein-Westfalen (nach Angaben von CHAMBERLAIN 1972, HAEUPLER & MUER 2007, STACE 2010, T'HART & ALPINAR 1991 und eigenen Beobachtungen).

1 Pflanze im Blütenstand drüsig 2

1* Pflanze im Blütenstand drüsenlos 4

2 Blätter kurz dicklich, meist gegenständig. Blüten mit 5-6 (7) stumpfen Kronblättern. Ausdauernd, mit sterilen Trieben..... ***Sedum dasyphyllum***

2* Blätter schlank zylindrisch, wechselständig. Blüten mit 5-9 spitzen Kronblättern. Zweijährig bis ausdauernd, mit oder ohne sterile Triebe 3

3* Ein- bis mehrjährig, meist ohne sterile Triebe. Blüten mit 5-9, meist 6 Kronblättern. Drüsen zart ..... ***Sedum hispanicum***

3* Ausdauernd, mit vielen sterilen Trieben. Blüten meist mit 5 Kronblättern. Drüsen recht kräftig..... ***Sedum pallidum***

4. Blütenstand dicht, mit bis zu 20 Blüten. Kronblätter ca. 2× so lang wie die Kelchblätter..... ***Sedum lydium***

4* Blütenstand locker, reichblütig, meist mit über 20 Blüten. Kronblätter mindestens 3× so lang wie die Kelchblätter..... ***Sedum album* s. l.**

3 Vorkommen im Aachener Raum

In Aachen-Süsterfeld (5202/12, F. W. BOMBLE) wächst *Sedum pallidum* am Eingang zu einem Bürogebäude in Pflasterfugen eines Weges und am Rand des anschließenden Scherrasens zusammen mit *S. acre* und *S. sexangulare*. Jahrelang existierte etwas entfernt ein kleines Vorkommen auf einer übererdeten Teerfläche, auf der im Winter oft Wasser stand, die jedoch im Sommer meist ganz ausgetrocknet war. Dieses Vorkommen wurde durch Abschieben der Erde vernichtet.

Das größere eingebürgerte Vorkommen liegt ca. 50 km von Aachen entfernt im 2004 neu gegründeten Nationalpark Eifel. Im Jahre 2012 wurde *Sedum pallidum* entlang der vom belgischen Militär zu Zeiten des Truppenübungsplatzes Vogelsang angelegten Panzerstraße, die den Ort Dreiborn umgeht, an zwei Stellen, nordöstlich von Dreiborn (5404/23, H. WOLGARTEN) und südwestlich von Dreiborn (5404/32, H. WOLGARTEN), im Rahmen einer großflächigen Kartierung gefunden. Die Pflanzen, die zusammen mit *S. album* und *S. sexangulare* die Fahrbahnränder überdecken (Abb. 1), dürften hier aber schon seit vielen Jahren existieren.

Eine weitere Verwilderung im Stadtgebiet Aachen konnte auf dem Friedhof in Aachen-Lintert (5202/24, F. W. BOMBLE) nachgewiesen werden. Ein ganz mit *Sedum pallidum* bewachsenes Grab wurde im Sommer 2012 geschnitten, wie dies üblicherweise bei Bepflanzungen mit *Cotoneaster*-Arten geschieht. Die dabei entstandenen, z. T. sehr kleinen Triebstücke wurden nicht vollständig entfernt und bildeten die Basis für einzelne verwilderte Pflanzen in Nachbarschaft zur Grabstätte (beobachtet am 03.11.2011).

4 Diskussion

BUTTLER & THIEME (2012) geben *Sedum pallidum* in Brandenburg und Hamburg als tendenziell etabliert an. Nach CABI (2012) trat *S. pallidum* in Europa in Litauen und der Tschechischen Republik auf. PYŠEK & al. (2002) geben die Fundumstände in der Tschechischen Republik genauer an: "It was found in 2001 at the Berounka river bank during the floristic summer school organized by the Czech Botanical Society (det. M. KRÁL). It is rarely planted (e. g. cemetery in Klatovy) ...". Nach EUROMED MAP (2012) wurde *S. pallidum* als Neophyt in Estland, Lettland und Litauen nachgewiesen.

Regelmäßige Anpflanzungen von *Sedum*- und *Phedimus*-Arten in Gärten, auf Friedhöfen und zur Dachbegrünung führen zu immer häufigeren Verwilderungen. Das Potential der Fetthennen zur Ansiedlung ausgehend von Triebstücken ermöglicht Verschleppung und anschließende Etablierung. Wie die heimischen *S. acre*, *S. album* s. l. und *S. sexangulare* können weitere kleine, ausdauernde *Sedum*-Arten wie *S. pallidum* Randbereiche von gepflasterten und geteerten Flächen besiedeln und sich hier einbürgern. Da *S. pallidum* in den gängigen Floren fehlt, dürften schon jetzt weitere, bisher übersehene oder verkannte Vorkommen existieren.

Der Erhalt des Vorkommens von *Sedum pallidum* (und weiterer *Sedum*-Arten) im Nationalpark Eifel ist angesichts von Überlegungen der Nationalparkverwaltung, wie zukünftig mit der vom Militär erbauten Panzerstraße verfahren werden soll, ungewiss. Nach Auffassung der Autoren führt die Verwilderung (Einbürgerung) diverser *Sedum*- bzw. *Phedimus*-Arten (auch in Schutzgebieten wie Nationalparks) zu keiner negativen Beeinträchtigung der heimischen Flora, sondern stellt vielmehr eine Bereicherung dar. Deshalb sollte bei der Entscheidung über die zukünftige Vorgehensweise in Bezug auf die Panzerstraße im Nationalpark die Chance der Erhaltung des einzigen eingebürgerten Vorkommens von *S. pallidum* in Nordrhein-Westfalen mit einbezogen werden.

Danksagung

Wir danken Herrn Dr. ANDREAS PARDEY (Nationalparkforstamt Eifel, Gemünd) für die Ausstellung von Betretungs- und Sammelgenehmigungen im Nationalpark Eifel.

Literatur

BIOLIB 2011: *Sedum pallidum* M. BIEB. – http://www.biolib.cz/en/taxonimage/id65586/?taxonid=526791 [07.09.2012].

BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2011: Bemerkenswerte Pflanzenvorkommen in Bochum (Nordrhein-Westfalen) und Umgebung im Jahr 2010. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 2: 144-182.

BOMBLE, F. W. 2012: *Sedum* s. l. – Fetthenne, Mauerpfeffer (*Crassulaceae*), in Nordrhein-Westfalen einheimische und verwilderte Arten. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 269-280

BUTTLER, K. P. & THIEME, M. 2012: Florenliste von Deutschland – Gefäßpflanzen, Version 4. – http://www.kp-buttler.de [11.09.2012].

CABI 2012: Invasive Species Compendium: *Sedum pallidum.* – http://www.cabi.org/isc/?compid=5&dsid=-117040&loadmodule=datasheet&page=481&site=144 [07.09.2012].

CHAMBERLAIN, D. F. 1972: *Sedum*. In: DAVIS, P. H. (ed.): Flora of Turkey and the East Aegean Islands 4. – Edinburgh: 224-243.

EUROMED MAP 2012: *Sedum pallidum*. In: Euro+Med Plantbase - the information resource for Euro-Mediterranean plant diversity. – http://euromed.luomus.fi/euromed_map.php?taxon=303328&size=medium [12.09.2012].

HAEUPLER, H. & MUER, T. 2007: Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, 2. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

MARHOLD, K. 2011: *Crassulaceae*. – In: Euro+Med Plantbase – the information resource for Euro-Mediterranean plant diversity. – http://ww2.bgbm.org/EuroPlusMed/PTaxonDetail.asp?NameId=18253&PTRefFk=7200000 [12.09.2012].

PYŠEK, P., SÁDLO, J. & MANDÁK, B. 2002: Catalogue of alien plants of the Czech Republic. – Preslia 74: 97–186.

STACE, C. 2010: New Flora of the British Isles, ed. 3. – Cambridge.

T'HART, H. & ALPINAR, K. 1991: Biosystematic studies in *Sedum* (*Crassulaceae*) of Turkey: morphological and cytological variation in *S. pallidum* and *S. rubens*. – Bot. Chronika 10: 641-649.

Anschriften der Autoren

Dr. F. WOLFGANG BOMBLE,
Seffenter Weg 37
D-52074 Aachen
E-Mail: Wolfgang.Bomble[at]botanik-bochum.de

HERBERT WOLGARTEN
Kohlberger Str. 46a
D-52134 Herzogenrath
E-Mail: wolgarten[at]aol.com

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	56-60	2013

Kaukasischer Beinwell (*Symphytum caucasicum* M. BIEB.) und Hidcote-Beinwell (*Symphytum* ×*hidcotense* P. D. SELL) im Aachener Raum*

F. WOLFGANG BOMBLE & BRUNO G. A. SCHMITZ

Kurzfassung

Es werden zwei neophytische *Symphytum*-Arten aus dem Aachener Raum (Nordrhein-Westfalen) vorgestellt und abgebildet: *S. caucasicum* M. BIEB. (Kaukasischer Beinwell) und *S.* ×*hidcotense* P. D. SELL 'Hidcote Blue' (= *S.* 'Hidcote Blue', *S.* ×*uplandicum* × *grandiflorum*, Hidcote-Beinwell).

Abstract

Caucasian Comfrey (*Symphytum caucasicum* M. BIEB.) and Hidcote Comfrey (*S.* ×*hidcotense* P. D. SELL) in the region of Aachen (North Rhine-Westphalia, Germany)

The following article presents and illustrates two neophytic *Symphytum* species which were found in the region of Aachen (North Rhine-Westphalia): *S. caucasicum* M. BIEB. (Caucasian Comfrey) and *S.* ×*hidcotense* P. D. SELL 'Hidcote Blue' (= *S.* 'Hidcote Blue', *S.* ×*uplandicum* × *grandiflorum*, Hidcote Comfrey).

1 Einleitung

Neben einheimischen und länger eingebürgerten *Symphytum*-Arten wird besonders in Großbritannien (STACE 2010) von *Symphytum*-Neophyten aus Gartenkultur berichtet. In Mitteleuropa ist über Wildvorkommen dieser Arten, Hybriden und Kultivare erst wenig bekannt. Die Autoren berichten über Vorkommen zweier Taxa im Aachener Raum, *S. caucasicum* M. BIEB. und *S.* ×*hidcotense* P. D. SELL (= *S.* 'Hidcote Blue', *S.* ×*uplandicum* NYMAN × *grandiflorum* DC.).

2 *Symphytum caucasicum* M. BIEB. – Kaukasischer Beinwell

Symphytum caucasicum (Abb. 1-6) ist eine regelmäßig kultivierte Art aus dem Kaukasus, die z. B. in Großbritannien gelegentlich verwildert beobachtet wurde, sich aber oft nicht länger hält (STACE 2010). Nach BUTTLER & THIEME (2011) ist *S. caucasicum* bisher in Sachsen "tendenziell eingebürgert". Über Verwilderungen in Nordrhein-Westfalen wurde bisher in der Literatur nicht berichtet (vgl. u. a. HAEUPLER & al. 2003). Die Autoren konnten die auffällige Beinwell-Art an zwei Stellen nachweisen.

Den bisher einzigen Fundort von *Symphytum caucasicum* im Stadtgebiet Aachen fand B. G. A. SCHMITZ am 04.09.2008 im Stadtteil Eilendorf (MTB 5202/24). Der Kaukasische Beinwell besiedelt hier einen bis 1 m breiten und ca. 30 m langen Streifen am Straßenrand einer Wohnsiedlung (Abb. 1). Vermutlich hat sich dieser Bestand aus ehemaligen Gartenabfällen entwickelt. In der Umgebung des Fundorts werden sowohl Straßenränder bepflanzt als auch weiterhin Gartenabfälle entsorgt. Auffällig ist die deutliche Einbürgerungstendenz des Kaukasischen Beinwells.

Am 27.05.2009 konnte F. W. BOMBLE *Symphytum caucasicum* bei Steckenborn/Städteregion Aachen (MTB 5304/31) nachweisen. Bei dem Fundort handelt es sich um einen ruderalen, halboffenen Wegrand, wo Wald an Offenland angrenzt. Solche Standorte werden auch gerne von *S.* ×*uplandicum* besiedelt. Vermutlich ist auch dieses Vorkommen durch weggeworfene Gartenabfälle entstanden.

STACE (2010) erwähnt als wesentliches Merkmal zur Unterscheidung des *Symphytum caucasicum* gegenüber den bei uns verbreiteten *S. officinale* s. l. und *S.* ×*uplandicum* den weniger (1/4-1/2 statt 2/3-4/5) tief eingeschnittenen Kelch (Abb. 4 & 5).

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(6): 50-54 (25.11.2012).

Abb. 1: Flächiger Bestand von *Symphytum caucasicum* an einem Straßenrand in Aachen-Eilendorf/NRW (04.09.2012, B. G. A. SCHMITZ).

Abb. 2: *Symphytum caucasicum*, Aachen-Eilendorf/NRW (04.09.2008, B. G. A. SCHMITZ).

Abb. 3: *Symphytum caucasicum* an einem halboffenen Waldwegrand bei Steckenborn, Städteregion Aachen/NRW (27.05.2009, F. W. BOMBLE).

Abb. 4: Blüten von *Symphytum caucasicum*, bei Steckenborn, Städteregion Aachen/NRW (27.05.2009, F. W. BOMBLE).

Abb. 5: Blüten von *Symphytum caucasicum*, bei Steckenborn, Städteregion Aachen/NRW (27.05.2009, F. W. BOMBLE).

Abb. 6: Relativ kurz herablaufende Blätter von *Symphytum caucasicum*, bei Steckenborn, Städteregion Aachen/NRW (27.05.2009, F. W. BOMBLE).

Symphytum caucasicum ähnelt im Blütenfarbwechsel mit rosa-pink gefärbten Knospen und bläulichen Blüten (Abb. 5) *S. asperum* LEPECH. und den dieser Art genäherten Typen von *S.* ×*uplandicum*. Die deutlich, aber nicht sehr weit herablaufenden Blätter (Abb. 6) erinnern an *S.* ×*uplandicum*, von dem sich *S. caucasicum* zusätzlich zum geringer eingeschnittenen Kelch durch eine weniger borstige Behaarung unterscheidet.

3 *Symphytum* ×*hidcotense* P. D. SELL 'Hidcote Blue' (= *S.* 'Hidcote Blue' – Hidcote-Beinwell)

Seit 2002 ist F. W. BOMBLE eine Population eines niedrigen Beinwells am Rand der Teverener Heide bei Geilenkirchen (MTB 5002/32, Abb. 7 & 8) bekannt. Der flächige Bestand ist über Ausläuferbildung entstanden und weist auf eine Sippe aus der Verwandtschaft von *Symphytum grandiflorum* hin. Nach STACE (2010) handelt es sich um *S.* ×*hidcotense* (= *S.* 'Hidcote Blue'), der vermutlichen Hybride von *S. grandiflorum* und *S.* ×*uplandicum*. STACE (2010) gibt als Unterscheidungsmerkmale von *S.* ×*hidcotense* im Vergleich zum ähnlichen *S. grandiflorum* einen verzweigten Stängel (Abb. 7 & 9) und pinke oder bläuliche Blüten (Abb. 8 & 10) an. Dabei bezieht STACE (2010) neben der von den Autoren nachgewiesenen Sorte 'Hidcote Blue' mit bläulichen Blüten noch die Sorte 'Hidcote Pink' mit pink gefärbten Blüten in *S.* ×*hidcotense* ein. Die Absicherung der Bestimmung ist anhand im Internet publizierter Fotos gut möglich (STOREY 2009, BIOLIB 2012), wobei jedoch bei Benennungen im Gartenhandel Vorsicht angebracht ist, da vielfach Arten (nicht nur der Gattung *Symphytum*) unter falschem Namen in den Handel kommen. Die Abbildungen von *S.* 'Hidcote Blue' in STOREY (2009) und von *S.* ×*hidcotense* in BIOLIB (2012) stimmen mit den hiesigen Pflanzen überein, während *S. grandiflorum* nach Abbildungen in STOREY (2009) nicht verzweigt ist und die Blüten keinen blauen Farbton aufweisen. Am 02.05.2009 konnte B. G. A. SCHMITZ *S.* ×*hidcotense* im Aachener Stadtteil Laurensberg (MTB 5102/34) verwildert in einem alten Gartengelände (Abb. 9-10) finden, wo die Sippe als Kulturrelikt wächst.

Da *Symphytum grandiflorum* dem von ihr abstammenden *S.* ×*hidcotense* sehr ähnlich sieht, sollten Fundmeldungen genauer überprüft werden. BUTTLER & THIEME (2011) geben *S.* 'Hidcote Blue' für Mecklenburg-Vorpommern als "tendenziell eingebürgert" an. Nach BUTTLER & THIEME (2011) ist *S. grandiflorum* bisher in Mecklenburg-Vorpommern "tendenziell eingebürgert" und in Rheinland-Pfalz "unbeständig" aufgetreten. Aus Nordrhein-Westfalen liegen bisher offenbar keine publizierten Funde vor (vgl. u. a. HAEUPLER & al. 2003).

In JÄGER & al. (2008) wird *Symphytum ibericum* STEVEN mit kleineren Blüten von *S. grandiflorum* getrennt. Oft werden beide zusammengefasst, so bei STACE (2010). Wie beide Sippen zu bewerten sind, kann an dieser Stelle nicht beurteilt werden.

Abb. 7: *Symphytum* ×*hidcotense*, Teverener Heide, Kreis Heinsberg/NRW (21.05.2006, F. W. BOMBLE).

Abb. 8: *Symphytum* ×*hidcotense*, Teverener Heide, Kreis Heinsberg/NRW (21.05.2006, F. W. BOMBLE).

Abb. 9 & 10: *Symphytum* ×*hidcotense*, Aachen-Laurensberg/NRW (02.05.2009, B. G. A. SCHMITZ).

4 Diskussion

Während auf den Britischen Inseln neophytische Beinwell-Arten und -Hybriden häufiger beobachtet werden, liegen in Mitteleuropa erst wenige Berichte über Wildvorkommen vor. Dies ist möglicherweise in der traditionellen britischen Gartenkultur begründet. Vielleicht liegt es aber auch daran, dass diese Sippen in den meisten deutschsprachigen Wildpflanzen-Floren (z. B. ADLER & al. 2008, HAEUPLER & MUER 2007, JÄGER & WERNER 2005) fehlen und deshalb übersehen werden. In JÄGER & al. (2008) sind *Symphytum caucasicum* verschlüsselt und *S.* ×*hidcotense* (als *S.* 'Hidcote Blue') erwähnt.

Einbürgerungen von Neophyten laufen in unterschiedlicher Geschwindigkeit ab. Manchmal gibt es viele Jahre nur einzelne Vorkommen und erst über Jahrzehnte erfolgt eine flächige Besiedlung. Ein Beispiel aus dem vorigen Jahrhundert ist *Lamium argentatum* (Silber-Goldnessel), das sich durch vegetative Vermehrung aus Privatgärten und ausgehend von in die Landschaft entsorgtem Gartenmüll ausbreitete. Im Aachener Stadtgebiet ist diese Art heute weiter verbreitet und insgesamt genauso häufig wie das indigene *L. montanum* subsp. *endtmannii* (Endtmanns Goldnessel). Ein weiteres Beispiel im Aachener Raum ist in den letzten Jahren *Tellima grandiflora* (Falsche Alraunenwurzel). Momentan befindet sich *T. grandiflora* im Übergangsstadium zwischen einzelnen Vorkommen im Stadtgebiet Aachen und flächiger Besiedlung in den angrenzenden belgischen Wäldern des MTB 5202 Aachen (F. W. BOMBLE & B. G. A. SCHMITZ in BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2012; zur entsprechenden Situation im Ruhrgebiet vgl. JAGEL & al. 2012).

Hybridbildung kann die Evolution der Gattung *Symphytum* in Europa entscheidend beeinflussen. Nicht zuletzt sind daran neophytische Sippen beteiligt. Das klassische Beispiel ist das etablierte *Symphytum* ×*uplandicum*. Neben *S.* ×*hidcotense* wird aus Großbritannien von weiteren *Symphytum*-Hybriden berichtet. Auch diese verwildern und beginnen sich zu etablieren. Da unsere Kultur- und Siedlungslandschaft neue ökologische Nischen bietet, kann der durch Gartenkultur hervorgerufene Kontakt von potentiellen Kreuzungspartnern einen evolutiven Schub bewirken und hybridogene Artentstehung fördern. *S.* ×*norvicense* LEANEY & C. L. O'REILLY ist ein Beispiel einer neu entstandenen fertilen, hybridogenen Sippe noch nicht abschließend geklärter Herkunft (vermutlich *S. asperum* × *S. orientale* L., vgl. O'REILLY & LEANEY 2009, STACE 2010), die man schon als sich neu etablierende Art ansehen kann.

Danksagung

Für gemeinsame Exkursionen danken wir STEFANIE BOMBLE (Aachen) und KARIN SCHMITZ (Aachen).

Literatur

BIOLIB 2012: *Symphytum* ×*hidcotense* P. D. SELL. – http://www.biolib.cz/en/taxon/id783396/ [02.09.2012].

BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2012: Bemerkenswerte Pflanzenvorkommen in Bochum (Nordrhein-Westfalen) und Umgebung im Jahr 2011. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 174-202.

BUTTLER, K. P. & THIEME, M. 2011: Florenliste von Deutschland – Gefäßpflanzen, Version 3. – http://www.kp-buttler.de [29.06.2012].

FISCHER, M. A., OSWALD, K. & ADLER, W. 2008: Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol, 3. Aufl. – Linz: Biologiezentrum der Oberösterr. Landesmuseen.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. – Recklinghausen.

HAEUPLER, H. & MUER, T. 2007: Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, 2. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

JAGEL, A., HETZEL, I. & LOOS, G. H. 2012: Die Falsche Alraunenwurzel (*Tellima grandiflora* [PURSH] DOUGL. ex LINDL., *Saxifragaceae*), eingebürgert im Ruhrgebiet. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 21-30.

JÄGER, E. J., EBEL, F., HANELT, P. & MÜLLER, G. K. 2008: Exkursionsflora von Deutschland, Bd. 5. Krautige Zier- und Nutzpflanzen. – Berlin, Heidelberg: Spektrum.

JÄGER, E. J. & WERNER, K. 2005: Exkursionsflora von Deutschland, begr. von WERNER ROTHMALER, Bd. 4. Gefäßpflanzen: kritischer Band, 10. Aufl. – Berlin: Spektrum.

O'REILLY, C. L. & LEANEY, R. M. 2009: A new nothospecies in *Symphytum* L. (*Boraginaceae*). – Watsonia 27: 372-374.

STACE, C. 2010: New Flora of the British Isles, ed. 3. – Cambridge: Univ. Press.

STOREY, M. 2009: BioImages - Virtual Field-Guide (UK). – http://www.bioimages.org.uk [01.07.2012].

Anschriften der Autoren

Dr. F. WOLFGANG BOMBLE, Seffenter Weg 37, 52074 Aachen, E-Mail: Wolfgang.Bomble[at]botanik-bochum.de

BRUNO G. A. SCHMITZ, Rosfeld 56, 52074 Aachen, E-Mail: BrunoSchmitz[at]gmx.de

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	61-69	2013

Eragrostis curvula (SCHRAD.) NEES, das Gebogene Liebesgras, in Nordrhein-Westfalen*

CORINNE BUCH, ARMIN JAGEL, NORBERT NEIKES, HORST BANNWARTH & HUBERT SUMSER

Zusammenfassung
Das aus Südafrika stammende Gebogene Liebesgras (*Eragrostis curvula*) wurde bisher in Nordrhein-Westfalen nur vereinzelt gefunden. Die charakteristischen Merkmale der Art werden hier vorgestellt und drei ihrer nordrhein-westfälischen Wuchsorte (Rhein-Herne-Kanal in Bottrop, NSG "Brachter Wald" im Kreis Viersen, Quarzsandgrube in Frechen, Rhein-Erft-Kreis), an denen sie eingebürgert ist, ausführlich beschrieben. *Eragrostis curvula* gelangte z. T. offensichtlich aus Ansaaten ins Gelände, an anderen Stellen bleibt die Herkunft unklar. Wie langjährige Beobachtungen zeigen, ist die Art in der Lage, sich an offenen Standorten massiv auszubreiten. Durch Mahd und Brand wird die Art offensichtlich gefördert. Im NSG "Brachter Wald" wird sie zum Erhalt der ursprünglich vorhandenen Arten und der ursprünglichen Vegetation bereits seit einigen Jahren durch verschiedene Maßnahmen erfolgreich zurückgedrängt.

Abstract: *Eragrostis curvula* (SCHRAD.) NEES, the African lovegrass, in North Rhine-Westphalia (Germany)
The African lovegrass (*Eragrostis curvula*), a native of South Africa, has so far only been found sporadically in North Rhine-Westphalia. The following article presents characteristic traits of *E. curvula* and describes three of its North Rhine-Westphalian habitats in which it is considered to be established (the Rhine-Herne Canal in Bottrop, the nature reserve "Brachter Wald" in the district of Viersen, and a sand pit in Frechen in the Rhein-Erft distict). In a few cases *E. curvula* became established by seeds from nearby cultivations, in other cases its origin unknown. Long-term observations showed that *E. curvula* is capable to spread vigorously on open areas, which may also be amplified by fires and swath. In the nature reserve "Brachter Wald" measures of suppressing *E. curvula* to benefit the local species and vegetation were successful.

1 Einleitung

Im Rahmen einer Exkursion des Bochumer Botanischen Vereins im Juli 2011 wurde am Ufer des Rhein-Herne-Kanals in Bottrop ein Bestand des Gebogenen Liebesgrases (*Eragrostis curvula*) gefunden, der zum damaligen Zeitpunkt den Erstfund für Westfalen darstellte (vgl. BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2012). Die Art wird im Deutschen auch Afrikanisches, Krummblättriges, Schwachgekrümmtes, Gebogenblättriges Liebesgras oder Bogen-Liebesgras genannt. Sie wurde in Nordrhein-Westfalen bisher nur an wenigen Stellen gefunden. Über drei Stellen, die den Autoren persönlich bekannt sind und an denen die Art eingebürgert ist, soll hier ausführlich berichtet werden.

2 Beschreibung der Art

Das Gebogene Liebesgras ist anders als die in Deutschland viel bekannteren einjährigen *Eragrostis*-Arten *E. minor* (Kleines Liebesgras) oder *E. multicaulis* (Japanisches Liebesgras) (vgl. z. B. SCHOLZ & RISTOW 2005, BÜSCHER 2009) ausdauernd und bildet kräftige, dichte Horste aus, die eine Höhe von etwa 1,20 m erreichen können. Habituell erinnert *E. curvula* an das Gewöhnliche Pfeifengras (*Molinia caerulea*). Die Blätter sind 20-30 (-50) cm lang, dabei aber nur 1-3 mm breit (CONERT 2000) und laufen lang spitz zu. Sie sind typischerweise überhängend (Abb. 1 & 2), worauf sich der deutsche Name bezieht. Die Halme sind kahl, die unteren Blattscheiden behaart (Abb. 3 & 4), die oberen Blattscheiden dagegen in der Regel kahl. Besonders charakteristisch ausgebildet ist – wie auch bei anderen *Eragrostis*-Arten – das Blatthäutchen (Ligula), das einen deutlichen Wimpernkranz darstellt (Abb. 4). Der Blütenstand ist eine für die Gattung *Eragrostis* typische Rispe, die in ihrem Ausmaß und auch in Anzahl der Rispenäste sehr variabel ist (Abb. 5 & 6).

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(7): 55-63 (05.12.2012).

Abb. 1: *Eragrostis curvula*, Horste im Frühling in Bottrop (19.05.2012, C. BUCH).

Abb. 2: *Eragrostis curvula*, Horste im Winter im Brachter Wald (Januar 2007, H.-G. WENDE).

Abb. 3: *Eragrostis curvula*, untere Blattscheide, Frechen (21.08.2010, A. JAGEL).

Abb. 4: *Eragrostis curvula*, untere Blattscheide und Blatthäutchen, Bottrop (19.05.2012, C. BUCH).

Abb. 5: *Eragrostis curvula*, Blütenstand, Frechen (21.08.2010, A. JAGEL).

Abb. 6: *Eragrostis curvula*, Blütenstand, Bottrop (04.08.2012, C. BUCH).

Abb. 7: *Eragrostis curvula*, Haarbüschel an der Basis der Rispenäste, Bottrop (04.08.2012, A. JAGEL, Foto: V. M. DÖRKEN).

Abb. 8: *Eragrostis curvula*, Ährchen zur Blütezeit, Bottrop (04.08.2012, A. JAGEL, FOTO: V. M. DÖRKEN).

Abb. 9: *Eragrostis curvula*, Karyopsen, Frechen (10.11.2012, H. SUMSER, Foto: V. M. DÖRKEN).

Abb. 10: *Eragrostis curvula*, Karyopse in Deckspelze (links), Außenseite der Deckspelze (rechts), Frechen (10.11.2012, H. SUMSER, Foto: V. M. DÖRKEN).

An der Basis der Rispenäste stehen in der Regel Haarbüschel. Die Ährchen sind 5-16-blütig und auch in der Größe sehr variabel. So werden 4-11 mm Länge und 1,5-2 mm Breite für sie angegeben (CONERT 2000). Die Hüllspelzen sind ungleich lang (Abb. 8). Die Deckspelzen sind dunkel grünlich grau, die seitlichen Nerven stehen hervor (Abb. 10). Die reifen Früchte (Karyopsen) sind elliptisch und zweifarbig. Der dunkle Embryo ist dabei etwa halb so lang wie der etwas durchscheinende, hell orangebraune Karyopsenkörper (Abb. 9). Die Blütezeit liegt in Mitteleuropa im Spätsommer (August-September). Zu weiteren, detaillierteren Beschreibungen der Art vgl. z. B. CLEMENT (1993), CONERT (2000) und PORTAL (2002).

Wie die Artbeschreibung zeigt, ist *Eragrostis curvula* in verschiedenen Merkmalen variabel. Auch in der afrikanischen Heimat ist sie außerordentlich formenreich (CONERT 2000). Nach PORTAL (2002) handelt es sich bei *E. curvula* um einen apomiktischen Artenkomplex.

In Mitteleuropa ist das Gebogene Liebesgras gelegentlich Bestandteil von Saatmischungen und wird aufgrund seiner Anspruchslosigkeit und des kräftig entwickelten Wurzelsystems zur Bodenbefestigung und Begrünung z. B. von Böschungen verwendet. Auch als Futterpflanze und als Zierpflanze wird die Art genutzt (CONERT 2000, PORTAL 2002). Im Internet-Versandhandel gehört *E. curvula* zum Liefersortiment mehrerer Staudengärtnereien. Gräser sind derzeit in der Gartengestaltung sehr angesagt und *Eragrostis*-Arten finden immer mehr Verwendung. So werden neben *E. curvula* weitere ausdauernde *Eragrostis*-Arten angeboten, insbesondere *E. elliottii* S. WATSON (Blaues Liebesgras), *E. spectabilis* (PURSH) STEUD.

(Purpur-Liebesgras) und *E. trichodes* (NUTT.) A. W. WOOD (Sand-Liebesgras), daneben als einjährige Art auch *E. tef* (ZUCCAGNI) TROTTER (Äthiopisches Liebesgras) (mdl. Mitt. 2012, G. GOLAK/Herne).

Das Gebogene Liebesgras kann sich sowohl durch Samen als auch vegetativ ausbreiten, eine Eigenschaft, die auch in der Gartenkultur betont wird. So muss nicht nachgepflanzt werden, sondern es findet am Standort eine reiche, selbständige Vermehrung statt. Diese Fähigkeit führt dazu, dass die Art von den Orten der Ansaaten oder Anpflanzungen aus in die Natur verwildern kann.

Ursprünglich stammt *Eragrostis curvula* aus Südafrika (CONERT 2000). Die Art kommt mittlerweile aber in vielen weiteren Teilen der Welt als Neophyt vor, so in Südost-Europa, im Mittleren Osten, Indien, China, Japan, Südostasien, Australien und Neuseeland (VOGGESBERGER 1998). In Europa wurde die Art z. B. in Frankreich, Belgien, Italien, Österreich, der Schweiz sowie auf der Iberischen Halbinsel und auf den Britischen Inseln nachgewiesen (CLEMENT 1993, CONERT 2000, FISCHER & al. 2005, PORTAL 2002, STACE 2001, VERLOOVE 2002, VERLOOVE 2006).

3 Beschreibung der Fundorte

3.1 Rhein-Herne-Kanal in Bottrop, Nähe Vogelheimer Str. an der Stadtgrenze zu Essen (MTB 4407/44) (C. BUCH & A. JAGEL)

Eragrostis curvula wurde am Rhein-Herne-Kanal am 07.08.2011 im Rahmen einer Exkursion des Bochumer Botanischen Vereins gefunden (BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2012). Die Herkunft des Vorkommens ist nicht ersichtlich. Im August 2012 umfasste der ca. 60 m × 2 m große Bestand etwa 400 Horste, die meisten davon blühend. Bei dem Standort handelt es sich um eine typische Blocksteinschüttung, die der Befestigung des Kanalufers dient (Abb. 11). Trotz des lokal dichten Bewuchses auf der Böschung bleibt zwischen den Horsten noch genügend Platz für weitere Arten, wie z. B. *Hirschfeldia incana*, *Oenothera* spec., *Dactylis glomerata* und *Bromus sterilis.* In Nachbarschaft wachsen *Fallopia japonica, Cornus sericea* und *Rubus* spec. Die Uferböschungen werden jährlich gemäht (Abb. 12), wovon *E. curvula* offensichtlich profitiert, da es sonst durch Sukzession, insbesondere durch den Gehölzaufwuchs, verdrängt würde.

Abb. 11: *Eragrostis curvula* auf einer Böschung am Rhein-Herne-Kanal in Bottrop (19.05.2012, A. JAGEL).

Abb. 12: *Eragrostis curvula* in Bottrop, gemähter Bestand (04.08.2012, A. JAGEL).

3.2 Naturschutzgebiet "Brachter Wald"/Krs. Viersen (MTB 4702/22, /23, /24, /31, /41) (N. NEIKES)

Im NSG "Brachter Wald" ist die Art seit 1997 bekannt und hatte hier damals bereits mehrere Vorkommen. Die erste Aufsammlung stammt von Dr. KLAUS VAN DE WEYER (Nettetal), die Bestimmung des Beleges erfolgte durch Dr. EKKEHARD FOERSTER (Kleve). Die Vorkommen gehen mit hoher Wahrscheinlichkeit auf Beimischungen in Einsaaten vom englischen Militär zurück und haben hier offensichtlich extrem günstige Bedingungen angetroffen, um sich massiv auszubreiten. So werden die Vorkommen bereits von HAEUPLER & al. (2003) als eingebürgert angesehen. Die aktuelle Bestandssituation wurde im Rahmen von Kartierungen zur Schutzgebietsbetreuung untersucht. Stellenweise erfolgte seit 1997 eine starke, vor allem generative Ausbreitung. Die Art bildet dichte Bestände aus (Abb. 13) und besiedelt auch weiter entfernte offene Standorte neu. In den Jahren 2004-2010 waren 94 Fundpunkte in fünf Viertel-Quadranten bekannt, mehrere Vorkommen hatten dort bereits Flächengrößen von über 1000 m² erreicht.

Abb. 13: *Eragrostis curvula* auf einer Böschung im NSG "Brachter Wald" (April 2003, H.-G. WENDE).

Abb. 14: Zurückdrängen von *Eragrostis curvula* durch Plaggen im NSG "Brachter Wald" (06.12.2007, N. NEIKES).

Abb. 15: Böschung mit *Eragrostis curvula* nach einem Brand am 14.04.2003 (P. KOLSHORN).

Abb. 16: Die gleiche Böschung wie in Abb. 15 ca. 6 Wochen später am 23.05.2003, *Eragrostis curvula* ist wieder ausgetrieben (P. KOLSHORN).

Eragrostis curvula besiedelt im Gebiet überwiegend südexponierte Hänge von sandigen Splitterschutzwällen des ehemaligen Militärdepots. Die Vorkommen liegen in trockenen Heiden, offenen Sandmagerrasen und etwas reicheren Rotstraußgras-Rasen, häufig also in schützenswerter Vegetation. Zu Zeiten der militärischen Nutzung wurden die Offenland-

biotope mehrmals im Jahr gemäht, wodurch die generative Ausbreitung von *Eragrostis* eher gering gewesen sein dürfte. Seit etwa 1997 wurden zunehmend Biotop-Pflegemaßnahmen durchgeführt, wobei *E. curvula* durch die hier übliche Beweidung der Magerrasen kaum beeinträchtigt wird. Feuer scheint die Bestände sogar eher zu fördern. Durch ein zufälliges Feuer (Abb. 15) brannte *Eragrostis* oberirdisch völlig ab, dominierte aber kurze Zeit später die Fläche erneut durch wieder austreibende Grasbüschel und neu aufkommenden Jungwuchs (Abb. 16).

Aufgrund der Zielsetzungen im Naturschutzgebiet als Bestandteil des FFH-Gebiets DE-4702-302 "Wälder und Heiden bei Brüggen-Bracht" wurde das Gebogene Liebesgras in den letzten Jahren durch mechanische Pflegemaßnahmen (Plaggen und manuelle Nachsuche, Abb. 14) erfolgreich zurückgedrängt, sodass der Bestand von *Eragrostis curvula* im Brachter Wald derzeit stark rückläufig ist.

3.3 Vorkommen im rekultiviertem Tagebau der Quarzwerke Frechen/ Rhein-Erft-Kreis (MTB 5006/43) (H. BANNWARTH & H. SUMSER)

In der Quarzsandgrube in Frechen wird *Eragrostis curvula* im mittleren Bereich des rekultivierten Tagebaus seit ca. 1988 beobachtet. Von der Zufahrt zum Rückwasserteich ausgehend, wo die dichtesten Bestände zu finden waren, hatte sich das Vorkommen auf nicht oder nur gering besiedelte Sandflächen entlang von Fahrtrassen, südwestexponierten Steilhängen und Förderbändern ausgebreitet. Auf ca. 10.000 m² ist die Art heute reichlich vertreten. Von dort ausgehend hat sie sich weiter entlang des Förderbandes, der LKW-Fahrtrassen im Sand, rund um die Sandreinigungsanlage/Verladestation und in den Bereichen mit Flugsandablagerung ausgebreitet (Abb. 17 & 18). Hier wächst *E. curvula* z. B. zusammen mit dem Schmalflügeligen Wanzensamen (*Corispermum leptopterum*), neuerdings auch vereinzelt an der Zufahrtsstraße am Kaskadenweg.

Eragrostis curvula bildet im Gebiet lückige Bestände. In den dichtesten Beständen sind auf einem Quadratmeter in der Regel nicht mehr als vier Horste zu finden. Auffällig ist, dass *E. curvula* in Flächen mit Vegetationsschluss nicht Fuß fassen konnte und verschwindet, sobald der Bewuchs zu dicht wird.

Abb. 17: *Eragrostis curvula* in der Sandgrube in Frechen im Sommer (01.07.2007, H. SUMSER).

Abb. 18: *Eragrostis curvula*, Bestand in der Sandgrube in Frechen im Winter (09.03.2012, H. SUMSER).

Zum Ursprung des Vorkommens in Frechen konnte bisher keine befriedigende Antwort gefunden werden. Ansaat ist an den Stellen, wo sie vorkommt, nicht anzunehmen, da weitere Sippen einer eventuellen Ansaatmischung fehlen. Auch haben die verantwortlichen Landschaftsgärtner versichert, dass das Gras von alleine auftauchte. In anderen Bereichen

des Tagebaus, wo Ansaaten zur Festlegung des Sandes vorgenommen wurden, kommt die Art nicht vor. Auch in den Bereichen, in denen Erdaushub verkippt wurde und zahlreiche Ergasiophygophyten zu finden sind, trifft man *Eragrostis curvula* nicht an. Am Ausbreitungsschema im Tagebau auffallend ist aber die Bindung an LKW- und Eisenbahn-Trassen.

4 Weitere Vorkommen in Nordrhein-Westfalen und anderen Bundesländern

Frühe Nachweise von *Eragrostis curvula* aus Nordrhein-Westfalen stammen bereits von BONTE & SCHEUERMANN (1937). 1922 und 1929 wuchs das Gras auf Schutt in Essen-Kettwig und war dort mit Wolle eingeschleppt worden. 1975 wurde die Art an einem Straßenrand in der Nähe von Pulheim bei Köln (MTB 5006/2) gefunden, wo sie zahlreich zusammen mit noch größeren Mengen des einjährigen *Eragrostis tef* wuchs (LADEWIG 1976). Eine Ansaat wird hier von LADEWIG ausgeschlossen, obwohl an dem Fundort neben den beiden genannten Arten noch weitere adventive Grasarten, *Panicum laevifolium* und *Eleusine indica*, wuchsen. Heute ist das Vorkommen von *Eragrostis curvula* an dieser Stelle aufgrund von Vegetationsschluss durch Sukzession erloschen (H. SUMSER). ABTS (1994) nennt einen Fund von *Eragrostis curvula* aus dem Jahr 1989 von einer Kiesgrube bei Kapellen im Lauersforter Wald (MTB 4505/43). Die Art stammte hier vermutlich aus einer Böschungseinsaat, junge Horste wiesen auf eine lokale Ausbreitungstendenz hin. Bei HAEUPLER & al. (2003) wird dieser Fund als nicht eingebürgert bewertet. Ein weiteres einzelnes Vorkommen wurde 2010 an alten Bahngleisen in Frechen-Berrenrath entdeckt (MTB 5006/44). Das Vorkommen ist aber durch Baumaßnahmen wieder verschwunden (H. BANNWARTH). Im westfälischen Landesteil wurde die Art vor dem Nachweis in Bottrop nicht gefunden. Aufgrund der Darstellung des Bottroper Fundpunkts auf der Homepage des Bochumer Botanischen Vereins (www.botanik-bochum.de) wurde im Jahr 2012 ein weiteres Vorkommen aus Haltern mitgeteilt, wo am 17. Juli zahlreiche Horste der Art auf einer Fläche von etwa 30-40 m² am Nordufer des Wesel-Datteln-Kanals östl. Flaesheim am Abzweig zum Baggersee (MTB 4209/43) gefunden wurden (schriftl. Mitt. 2012, C. MICHELS/ Recklinghausen). In der Florenliste Nordrhein-Westfalens (RAABE & al. 2011) wird *E. curvula* als noch nicht eingebürgert, sondern mit Einbürgerungstendenz geführt.

Bundesweit gibt es weitere Funde von *Eragrostis curvula* aus mehreren Bundesländern. Aus Rheinland-Pfalz stammen z. B. Angaben von ADOLPHI (1995, Rheinbrohl, heute nicht mehr vorhanden, mdl. Mitt. 2012, K. ADOLPHI/Rossbach/Wied), DECHENT & BAUM (2003, Mainz) und MAZOMEIT (2005, Ludwigshafen/Rhein). In Baden-Württemberg kommt es am Oberrhein vor (VOGGESBERGER 1998). FEDER (2005) nennt fünf wohl eingebürgerte Vorkommen in Niedersachsen (vgl. auch Funde bei CORDES & al. 2006). Im Hafengebiet von Bremen hat sich ein Bestand von ca. 60 Horsten im Jahr 2003 auf mehr als 100 Horste im Jahr 2004 ausgedehnt (CORDES & al. 2006) und auch in Hessen wurde die Art an verschiedenen Stellen gefunden (vgl. PLIENINGER 1994, TEUBER 1996, KÖNIG 1996, JUNG 2004, HILLESHEIM-KIMMEL 2005, GREGOR 2010, BOTANISCHE VEREINIGUNG FÜR NATURSCHUTZ IN HESSEN 2012, http://www.botanik-hessen.de/Florenliste). Nach BUTTLER & THIEME (2012) trat sie außerdem bereits in Hamburg und Sachsen auf.

Von WISSKRICHEN & HAEUPLER (1998) wird *Eragrostis curvula* in Deutschland als eingebürgert angesehen. BUTTLER & HAND (2008) führen die Art nicht auf, BUTTLER & THIEME (2012) bewerten sie in verschiedenen Bundesländern als "tendenziell etabliert", darunter auch Nordrhein-Westfalen.

5 Diskussion

Die heutigen Vorkommen des Gebogenen Liebesgrases in Nordrhein-Westfalen beruhen z. T. auf Saatmischungen, in denen *Eragrostis curvula* enthalten war. An anderen Orten können zur Herkunft der Art keine sicheren Angaben gemacht werden und eine Vermutung, dass sie dort ebenfalls aus Ansaaten stammt, wäre rein spekulativ. Trifft die Art auf offenen Standorten mit konkurrenzschwachen Arten zusammen, kann sie sich massiv ausbreiten und dominante Bestände bilden. Durch Feuer wird die Art offensichtlich gefördert. An Standorten, an denen konkurrenzkräftige Arten wie Brombeeren und anderen Sträucher wachsen, kann sich *E. curvula* nur eine begrenzte Zeit halten und wird durch Sukzession wieder verdrängt. An einer bereits erfolgten Einbürgerung an den drei näher beschriebenen Orten kann jedenfalls kein Zweifel bestehen.

Hinweise auf ein Verdrängungspotential gegenüber der heimischen Flora in Schutzgebieten gibt es aus dem NSG "Brachter Wald". Es darf dabei jedoch nicht außer Acht gelassen werden, dass die maßgeblicheren Gefährdungsursachen für den Verlust offener Magerstandorte mit ihrer charakteristischen Flora und Fauna eher Faktoren wie eine intensivere Nutzung, Flächenverbrauch sowie direkter und indirekter Nährstoffeintrag sind. Lokal auftretende, dominante Vorkommen einer neophytischen Pflanzenart wie *Eragrostis curvula* können in wertgebenden Zielbiotopen meist nur kostenintensiv durch gezielte Maßnahmen reduziert werden. Mit weiteren Neuansiedlungen der Art ist zumindest solange zu rechnen, wie Gartenhandel und Saatgutanbieter für Nachschub sorgen und solange bei Rekultivierungen die Verwendung von "sauberen" Saatmischungen autochthoner Herkunft nicht verstärkt zur Auflage gemacht wird.

Danksagungen

Frau CARLA MICHELS (Recklinghausen) danken wir für die Mitteilung und nähere Informationen zu ihrem *Eragrostis*-Fund in Haltern und Frau BRITTA FRANZHEIM von den Quarzsandwerken Frechen für Informationen zu den dortigen Vorkommen. Herr Dr. KASPEREK (Universität Frankfurt) unterstützte uns bei der Literaturrecherche, die Herren HANS-GEORG WENDE (Nettetal) und PETER KOLSHORN (Brüggen) stellten uns freundlicherweise Fotos zur Verfügung. Herr GERHARD GOLAK (Herne) gab uns Hinweise zur aktuellen Verwendung ausdauernder *Eragrostis*-Arten im Zierpflanzenbau, Herr Prof. Dr. K. ADOLPHI (Rossbach/Wied) informierte uns über das Vorkommen am Mittelrhein in Rheinbrohl. Herr Dr. VEIT MARTIN DÖRKEN (Universität Konstanz) fertigte uns Detailfotos vom Blütenstand an. Auch ihnen allen sei herzlich gedankt.

Literatur

ABTS, U. W. 1994: Neue und bemerkenswerte Blütenpflanzen des Niederrheins unter besonderer Berücksichtigung kritischer und schwer unterscheidbarer Sippen. – Florist. Rundbr. 28: 6-24.

ADOLPHI, K. 1995: Neophytische Kultur- und Anbaupflanzen als Kulturflüchtlinge des Rheinlandes. – Nardus 2: 1-272.

BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2012: Bemerkenswerte Pflanzenvorkommen in Bochum (Nordrhein-Westfalen) und Umgebung im Jahr 2011. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 174-202.

BONTE, L. & SCHEUERMANN, R. 1937: Beiträge zur Adventivflora des rheinisch-westfälischen Industriegebietes. – Decheniana 94: 107-142.

BOTANISCHE VEREINIGUNG FÜR NATURSCHUTZ IN HESSEN: http://www.bvnh.de/bnh/funde/gatte/eragrostis.htm [11.11.2012].

BÜSCHER, D. 2009: Die Gattung *Eragrostis* N. M. WOLF – Liebesgras (*Poaceae*) in und um Dortmund. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 1: 87-97.

BUTTLER, K. P. & HAND, R. 2008: Liste der Gefäßpflanzen Deutschlands. – Kochia, Beih. 1.

BUTTLER, K. P. & THIEME, M. 2012: Florenliste von Deutschland – Gefäßpflanzen, Version 4. – http://www.kp-buttler.de [10.11.2012].

CLEMENT, E. J. 1993: *Eragrostis curvula* established in S. Hants (v. c. 11). – BSBI News 63: 28-30.

CONERT, H. J. 2000: Pareys Gräserbuch. – Berlin.

CORDES, H., FEDER, J., HELLBERG, F. METZING, D. & WITTIG, B. (Hrsg.) 2006: Atlas der Farn- und Blütenpflanzen des Weser-Elbe-Gebietes. – Bremen: Hauschild.

DECHENT, H.-J. & BAUM, S. 2003: Farn- und Samenpflanzen im Stadtgebiet von Mainz. – Mainzer Naturwissenschaftliches Archiv, Beih. 22: 55-179.

FEDER, J. 2005: Zur Verbreitung vom Schwachgekrümmten Liebesgras *Eragrostis curvula* im Kreis Peine und im übrigen Nordwestdeutschland. – Beitr. Naturkde. Nieders. 58: 34-37.

FISCHER, M. A., ADLER W. & OSWALD, K. 2005: Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol, 2. Aufl. – Linz: Biologiezentrum der Oberösterr. Landesmuseen.

GREGOR, T. 2010: Fundmeldungen. Neufunde – Bestätigungen – Verluste. Nr. 1664-1702. – Botanik Naturschutz Hessen 23: 119-124.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. – Hrsg.: LÖBF (Recklinghausen).

HILLESHEIM-KIMMEL, U. 2005: Pflanzenfunde in der Umgebung von Seeheim (Südhessen) VIII. – Hessische Florist. Br. 54: 8-14.

JUNG, K.-D. 2004: Neuere bemerkenswerte Funde aus der Flora des Darmstädter Raumes, 14. Folge. – Hess. Florist. Br. 53: 66-69.

KÖNIG, A. 1996: Fundmeldungen. Neufunde – Bestätigungen – Verluste. – Botanik Naturschutz Hessen 8: 109-126.

LADEWIG, K. 1976: *Eragrostis tef* (ZUCCAGNI) TROTTER in der BRD. – Göttinger Florist. Rundbr. 10: 24-27.

MAZOMEIT, J. 2005: Erste Nachträge zur "Adventivflora von Ludwigshafen am Rhein". – Pollichia 91: 111-120.

PLIENINGER, W. 1994: Fundmeldungen. Neufunde - Bestätigungen - Verluste. Nr. 245-262. – Botanik Naturschutz Hessen 7: 94-97.

PORTAL R. 2002: *Eragrostis* de France et de l'Europe occidentale. – Vals près Le Puy.

RAABE, U., BÜSCHER, D., FASEL, P., FOERSTER, E., GÖTTE, R., HAEUPLER, H., JAGEL, A., KAPLAN, K., KEIL, P., KULBROCK, P., LOOS, G. H., NEIKES, N., SCHUMACHER, W., SUMSER, H. & VANBERG, C. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen − *Pteridophyta* et *Spermatophyta* − in Nordrhein-Westfalen. – LANUV Nordrhein-Westfalen.

SCHOLZ, H. & RISTOW, M. 2005: Neue Nachrichten über die Gattung *Eragrostis* (*Gramineae*) in Mitteleuropa. – Verh. Bot. Ver. Berlin Brandenburg 138: 15-29.

STACE, C. 2001: New Flora of the British Isles, ed. 2. – Cambridge: Univ. Press.

TEUBER, D. 1996: Fundmeldungen. Neufunde – Bestätigungen – Verluste. – Botanik Naturschutz Hessen 8: 109-126.

VERLOOVE, F. 2002: Ingeburgerde plantensoorten in Vlaanderen. – Mededelingen van het Instituut voor Natuurbehoud 20. Brussel.

VERLOOVE, F. 2006: *Eragrostis curvula*. In: VAN LANDUYT W., HOSTE I., VANHECKE L., VAN DEN BREMT P., VERCRUYSSE W. & DE BEER, D. – Atlas van de flora van Vlaanderen en het Brussels gewest. Instituut voor Natuur – en Bosonderzoek, Nationale Plantentuin van België en Flo.Wer.

VOGGESBERGER, M. 1998: *Eragrostis* N. M. WOLF 1796. In: SEBALD, O., SEYBOLD, S., PHILIPPI, G. & WÖRZ, A.: Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs, Bd. 7. – Stuttgart: Ulmer.

WISSKIRCHEN, R. & HAEUPLER, H. 1998: Standardliste der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands. – Stuttgart: Ulmer.

Anschriften der Autoren

Dipl.-Biol. CORINNE BUCH, Klotzdelle 7a, 45472 Mülheim an der Ruhr, E-Mail: corinne.buch@botanik-bochum.de

Dr. ARMIN JAGEL, Danziger Str. 2, 44789 Bochum, E-Mail: armin.jagel@botanik-bochum.de

Dipl.-Biol. NORBERT NEIKES, Biol. Station Krickenbecker Seen e. V., Krickenbecker Alle 17, 41334 Nettetal, E-Mail: norbert.neikes@bsks.de

PROF. DR. HORST BANNWARTH, Gisbertstr. 13, 50226 Frechen, E-Mail: HorstBannwarth@gmx.de

HUBERT SUMSER, Postfach 80 10 43, 51010 Köln, E-Mail: hubert.sumser@web.de

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	70-83	2013

Kritische und wenig bekannte Gefäßpflanzenarten im Aachener Raum II*

F. WOLFGANG BOMBLE

Kurzfassung

Als Weiterführung der im Vorjahr begonnenen Serie über kritische und wenig bekannte Sippen im Aachener Raum werden hier weitere Sippen vorgestellt. Neu kombiniert werden *Bromus mediterraneus* (H. SCHOLZ & F. M. VÁZQUEZ) BOMBLE & PATZKE und *Sagina leiosperma* (THELL.) BOMBLE. Ansonsten werden behandelt: *Anthyllis vulneraria* s. str., *Bromus scholzii* BOMBLE & PATZKE ined. (mit E. PATZKE), *Eryngium giganteum*, *Lotus suberectus*, *Melampyrum pratense*, *Melampyrum commutatum*, *Persicaria capitata* (= *Polygonum capitatum*), *Sagina micropetala*, *Sagina* ×*normaniana*, *Sagina procumbens, Sagina subulata* var. *glabrata* und *Solanum luteovirescens* (mit B. G. A. SCHMITZ).

Abstract: Taxonomically difficult and little known vascular plant species in the region of Aachen (North Rhine-Westphalia, Germany) II

As a follow up on last years series about difficult and little known taxa in the region of Aachen, further taxa are described. New combinations consist of *Bromus mediterraneus* (H. SCHOLZ & F. M. VÁZQUEZ) BOMBLE & PATZKE and *Sagina leiosperma* (THELL.) BOMBLE. Moreover, the following taxa are discussed: *Anthyllis vulneraria* s. str., *Bromus scholzii* BOMBLE & PATZKE ined. (with E. PATZKE), *Eryngium giganteum*, *Lotus suberectus*, *Melampyrum pratense*, *Melampyrum commutatum*, *Persicaria capitata* (= *Polygonum capitatum*), *Sagina micropetala*, *Sagina* ×*normaniana*, *Sagina procumbens, Sagina subulata* var. *glabrata* and *Solanum luteovirescens* (with B. G. A. SCHMITZ).

1 Einleitung

Die kürzlich gestartete Artikelserie über kritische und andere wenig bekannte Gefäßpflanzen im Aachener Raum wird fortgesetzt. Eine kurze Übersicht über die Landschaft des Aachener Raumes wurde im ersten Teil der Serie vorgestellt (BOMBLE 2012).

2 Die Arten

Anthyllis vulneraria L. s. str. – Gewöhnlicher Wundklee i. e. S.

In der Taxonomie der *Anthyllis vulneraria*-Gruppe folgt LOOS (1996) nicht der üblichen Einstufung der Sippen als Unterarten und Varietäten, sondern betrachtet alle stabilen Sippen als Arten. Dieser Ansicht wird hier gefolgt.

Die meisten ursprünglichen Vorkommen der *Anthyllis vulneraria*-Gruppe auf Kalkböden im Aachener Raum sowie in der eigentlichen Kalkeifel lassen sich *A. pseudovulneraria* (SAGORSKI) G. H. LOOS s. l. zuordnen. Diese setzt sich aus zwei phänologisch und geringfügig morphologisch differenzierten Sippen zusammen (F. W. BOMBLE, unpubl.). Daneben kommt in der Kalkeifel noch eine Sippe verbreitet vor, die sich morphologisch *A. carpatica* PANTOC nähert, dieser Art aber insbesondere aus phänologischen Gründen nicht entspricht (F. W. BOMBLE, G. H. LOOS & E. PATZKE, unpubl.). Vereinzelt findet man abweichende Sippen in Ansaaten, die weiterer Untersuchung bedürfen.

Nach CULLEN (1976) und HAEUPLER & al. (2003) liegt das einzige bekannte Vorkommen der im Wesentlichen nordwesteuropäisch verbreiteten *Anthyllis vulneraria* s. str. (als *A. vulneraria* subsp. *vulneraria*) in Nordrhein-Westfalen bei Stolberg-Breinig. Bei Stolberg-Breinigerberg konnte die Art 2007 an einer Straßenböschung gefunden werden (MTB 5203/32, F. W. BOMBLE, conf. G. H. LOOS, Abb. 1-4). Der Fundort macht nicht den Eindruck einer Ansaat.

* Außerdem erschienen als Veröff. Bochumer Bot. Ver. 4(8): 64-77 (12.12.2012).

Auf dem nahe gelegenen Schlangenberg (MTB 5203/32, F. W. BOMBLE) kommt dagegen *A. pseudovulneraria* s. l. häufig vor. In der Umgebung könnten durchaus noch weitere Vorkommen von *A. vulneraria* s. str. existieren, weswegen es sich nicht um den gleichen Fundort wie bei CULLEN (1976) handeln muss.

BUTTLER & THIEME (2012) geben *Anthyllis vulneraria* subsp. *vulneraria* für viele Bundesländer u. a. im mittleren und südlichen Deutschland an. Wenn man die Arbeit von CULLEN (1976) zu Rate zieht und von der Situation in der weiter nördlich gelegenen Eifel ausgehend extrapoliert, dürften die Angaben in südlicheren Bundesländern auf einer anderen Umgrenzung, insbesondere dem Einschluss von *A. pseudovulneraria* und weiteren Sippen in *A. vulneraria* s. str., beruhen. In enger Umgrenzung ist *A. vulneraria* s. str. zumindest in Westdeutschland selten und *A. pseudovulneraria* weiträumig die häufigere Art.

Anthyllis vulneraria weicht (z. B. nach JÄGER & WERNER 2005, wie auch *A. macrocephala* WENDER.) von *A. carpatica* und *A. pseudovulneraria* insbesondere durch den Bau der mittleren und oberen Blätter ab, deren Endblättchen gleichgroß bis wenig größer (statt deutlich größer) als die seitlichen Blättchen ist (vgl. Abb. 1-3). Besonders bei *A. carpatica* und meist auch bei *A. pseudovulneraria* sind die Stängelblätter weniger gleichmäßig am Stängel verteilt. Weitere (z. T. in der Literatur genannte) Unterschiede bedürfen weiterer Studien, die alle in Westdeutschland vorkommenden Sippen berücksichtigen sollten.

Abb. 1: *Anthyllis vulneraria* s. str., Aachen-Breiniger Berg, Städteregion Aachen/NRW (23.05.2007, F. W. BOMBLE).

Abb. 2: *Anthyllis vulneraria* s. str., Aachen-Breiniger Berg, Städteregion Aachen/NRW (23.05.2007, F. W. BOMBLE).

Abb. 3: *Anthyllis vulneraria* s. str., Aachen-Breiniger Berg, Städteregion Aachen/NRW (23.05.2007, F. W. BOMBLE).

Abb. 4: *Anthyllis vulneraria* s. str., Aachen-Breiniger Berg, Städteregion Aachen/NRW (23.05.2007, F. W. BOMBLE).

Bromus mediterraneus (H. SCHOLZ & F. M. VÁZQUEZ) BOMBLE & PATZKE comb. et stat. nov. – Mittelmeer-Trespe & *Bromus scholzii* BOMBLE & PATZKE ined. – Scholz-Trespe

(bearbeitet von F. W. BOMBLE & E. PATZKE)

Seit vielen Jahren ist der Name *Bromus scholzii* ein Kartierungsname mehrerer nordrhein-westfälischer Botaniker. Hierbei handelt es sich um eine spät blühende Sippe der *B. hordeaceus*-Gruppe mit kleinen, behaarten Spelzen, die im westlichen Deutschland verbreitet ist.

Die Sippe ist zu Ehren des leider in diesem Jahr verstorbenen Prof. Dr. HILDEMAR SCHOLZ (Berlin) benannt, der nicht nur uns bei der Erforschung dieser Sippe unterstützt hat, sondern die Erforschung der Großgattung *Bromus* (und diverser anderer Gattungen der *Poaceae*) jahrzehntelang geprägt hat.

Im Gegensatz zu H. SCHOLZ vertreten die Autoren ein engeres Artkonzept, in dem die stabilen Vertreter der *Bromus hordeaceus*-Gruppe als selbständige Arten aufgefasst werden. So wird der im Mittelmeerraum verbreitete *B. molliformis* subsp. *mediterraneus* von den Autoren als Art aufgefasst und hier in den Artstatus erhoben:

***Bromus mediterraneus* (H. SCHOLZ & F. M. VÁZQUEZ) BOMBLE & PATZKE comb. et stat. nov.**

Basionym: *Bromus molliformis* J. LLOYD ex BILLOT subsp. *mediterraneus* H. SCHOLZ & F. M. VÁZQUEZ in Folia Bot. Extremadur. 2: 16 (2008)

Synonym: *Bromus hordeaceus* L. subsp. *mediterraneus* (H. SCHOLZ & F. M. VÁZQUEZ) H. SCHOLZ

Bromus scholzii (Abb. 5-6), der bald neu beschrieben werden soll, steht in einigen Merkmalen dem *B. mediterraneus* nahe, wobei die gesamte Merkmalsausprägung zwischen *B. hordeaceus* und *B. mediterraneus* liegt. Es handelt sich aber insbesondere aus phänologischen Gründen nicht um eine Hybride bzw. hybridogene Populationen, da *B. hordeaceus* und *B. mediterraneus* früher blühen als *B. scholzii*.

Abb. 5 & 6: *Bromus scholzii*, Friedhof Aachen-Laurensberg/NRW (13.06.2012, F. W. BOMBLE).

SCHOLZ in JÄGER & WERNER (2005) schließt *Bromus scholzii* in *B. hordeaceus* subsp. *molliformis* (J. LLOYD ex BILLOT) MAIRE & WEILLER ein (es wird Aachen als Fundort genannt – beruhend auf Nachweisen der Autoren). SCHOLZ (2008) rechnet diese Vorkommen zum neu abgegrenzten *B. hordeaceus* subsp. *mediterraneus*. Außerhalb von direkten Einsaaten

dürften nach Ansicht der Autoren alle bisher zu *B. molliformis* bzw. *B. hordeaceus* subsp. *molliformis* und *B. hordeaceus* subsp. *mediterraneus* gestellten Nachweise im westlichen Mitteleuropa zu *B. scholzii* zu rechnen sein. Nachweise von *B. mediterraneus* (d. h. exkl. *B. scholzii*) aus Nordrhein-Westfalen sind den Autoren nicht bekannt.

Bromus scholzii fällt in Mitteleuropa durch dichte Rispen (Abb. 6) oder lockerere Rispen mit dichten Bereichen (Abb. 5) auf. Die schmalen Deckspelzen entsprechen in der Größe denen von *B. pseudothominei* P. M. SM., sind aber deutlich behaart und am Rand gerundet bis schwach winklig. Am auffälligsten ist ein Blühbeginn etwa mit *Arrhenatherum elatius* und damit deutlich später als bei *B. pseudothominei* und dem wesentlich kräftigeren *B. hordeaceus* s. str.

Eryngium giganteum M. BIEB. – Riesen-Mannstreu

In Aachen-Rothe Erde (MTB 5202/24, F. W. BOMBLE, Abb. 7-8) ist *Eryngium giganteum* im Bereich einer Umgehungsstraße verwildert. Die verwilderten Vorkommen konnten 2011 und 2012 in einem Grenzbereich eines Wegsaums und einer Gebüschanpflanzung gefunden werden. In einigem Abstand gibt es eine vermutliche Anpflanzung, die gartennah an einer mit jungen Bäumen bewachsenen Straßenböschung liegt. Auch hier breitet sich die Art inzwischen abseits der ursprünglichen Pflanzung aus. Offenbar handelt es sich um den ersten publizierten Nachweis einer Verwilderung in Nordrhein-Westfalen.

WALTER (2007) berichtet von verwilderten und eingebürgerten Vorkommen von *Eryngium giganteum* in Oberfranken (Bayern). BUTTLER & THIEME (2012) nennen unbeständige Vorkommen in Baden-Württemberg, Rheinland-Pfalz und Sachsen sowie tendenziell eingebürgerte Bestände in Bayern und Thüringen. STACE (2010) nennt ein eingebürgertes und ansonsten zerstreute Vorkommen in England.

Eryngium giganteum ist zur Blütezeit sehr auffällig und fast unverwechselbar. Bemerkenswert sind die von den Stängelblättern deutlich abweichenden Grundblätter, die besonders im Winterhalbjahr an große Scharbockskrautblätter erinnern.

Abb. 7: *Eryngium giganteum*, Aachen-Rothe Erde/NRW (22.07.2011, F. W. BOMBLE).

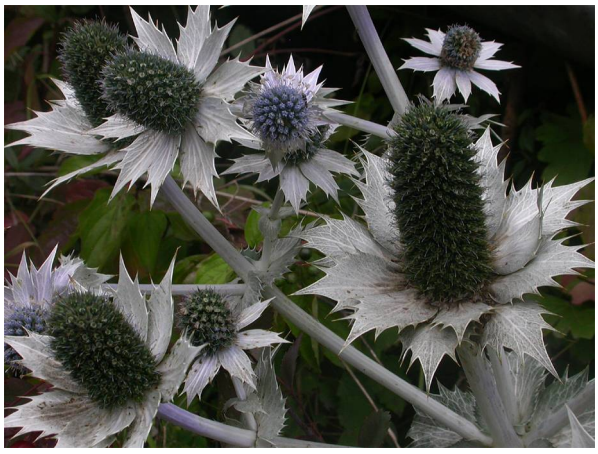


Abb. 8: *Eryngium giganteum*, Aachen-Rothe Erde/NRW (22.07.2011, F. W. BOMBLE).

Lotus suberectus G. H. LOOS – Halbaufrechter Hornklee

In LOOS (2010) werden *Lotus sativus* (HYL.) BÜSCHER & G. H. LOOS und *L. suberectus* als Arten aufgefasst. Während die erstgenannte Art, eine kräftige aufrecht wachsende Sippe, im Unterart- oder Varietät-Rang in den Floren schon länger aufgeführt wird, ist die andere Art kaum bekannt. Nach LOOS (2010) ähnelt *L. suberectus* dem *L. sativus*, beginnt aber später mit der Blüte und ist schmalblättriger.

Lotus sativus wird im Aachener Raum immer wieder angesät. In den betreffenden Flächen bleibt er länger erhalten. Ob man deswegen schon von einer eingebürgerten Art sprechen kann, ist fraglich. Im Gegensatz dazu breitet sich der ebenfalls regelmäßig gesäte *L. suberectus* (Abb. 9-12) selbständig aus: Vorkommen abseits von Ansaaten, z. B. an Straßenrändern, konnten im Aachener Raum mehrfach nachgewiesen werden (MTB 5102/13, /33, /44, 5202/12, /23, /24, F. W. BOMBLE).

Besonders junge Pflanzen von *Lotus suberectus* erinnern aufgrund des noch nicht aufrechten Wuchses und der noch schmaleren Blätter in diesem Entwicklungsstadium an *L. tenuis*. Bei weiterer Entwicklung schwächt sich dieser Eindruck ab, geht aber nicht ganz verloren. *L. suberectus* ist jedoch eine wesentlich kräftigere Pflanze als *L. tenuis*.

Habituell und von der Blattform her kann *Lotus suberectus* auch an *L. uliginosus* SCHKUHR s. str. (ist nach LOOS 2010 bei enger Fassung nicht identisch mit *L. pedunculatus* CAV.) erinnern, weist aber im Gegensatz zu diesem insbesondere die für die *L. corniculatus*-Gruppe typischen geraden, höchstens unauffällig bewimperten Kelchzähne auf.

Abb. 9: Die typischen Blättchen von *Lotus suberectus* sind relativ schmal. Würselen, Städteregion Aachen/NRW (07.08.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 10: Blütenstände von *Lotus suberectus*. Hirschegg, Kleinwalsertal/Österreich (19.08.2011, F. W. BOMBLE).

Abb. 11: Habitus und Blattform von *Lotus suberectus*. Neubaugelände Campus Melaten, Aachen/NRW (23.09.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 12: *Lotus suberectus* kann auch etwas dickliche Blättchen ausbilden. Neubaugelände Campus Melaten, Aachen/NRW (23.09.2012, F. W. BOMBLE).

Zumindest gebietsweise wird *Lotus suberectus* heute viel häufiger gesät als *L. sativus*. Im österreichischen Kleinwalsertal wurden viele Wegränder und Skipisten u. a. mit dieser Art eingesät. Hierdurch ist *L. suberectus* heutzutage in dieser Region viel stärker präsent als die ursprünglichen Vertreter der *L. corniculatus*-Gruppe.

Der neogene *Lotus suberectus* sollte unbedingt stärker beachtet werden, da er einerseits eine Charakterpflanze der Ansaaten ist (ähnlich wie beispielsweise *Sanguisorba muricata*) und andererseits weiträumiges Etablierungspotential haben dürfte.

Melampyrum pratense L. s. str. – Gewöhnlicher Wiesen-Wachtelweizen i. e. S. & *Melampyrum commutatum* TAUSCH ex W. D. J. KOCH – Gelbweißer Wiesen-Wachtelweizen

Zwei weit verbreitete Unterarten von *Melampyrum pratense* s. l. werden bzw. wurden in vielen mitteleuropäischen Floren unterschieden. Ihre Benennung ist uneinheitlich. Meist werden sie als *M. pratense* subsp. *pratense* und *M. pratense* subsp. *commutatum* bezeichnet. LOOS in HAEUPLER & al. (2003) äußert Zweifel an der Identität der nordrhein-westfälischen Pflanzen mit der Nominatunterart und nennt die rein gelb blühenden Pflanzen *M. pratense* subsp. *concolor* (SCHÖNH.) OBERD. An dieser Stelle kann dieses Problem nicht entschieden werden und die rein gelb blühenden Pflanzen (Abb. 13) werden zur Nominatsippe gerechnet. Junge Blüten von *M. pratense* subsp. *commutatum* können ebenfalls noch rein gelb sein, sind aber voll ausgebildet deutlich zweifarbig mit weißer Kronröhre und gelber Spitze (Abb. 14). Beide Sippen sind morphologisch, phänologisch (F. W. BOMBLE, G. H. LOOS & E. PATZKE, unpubl.) und ökologisch jedoch so deutlich getrennt, dass ihnen Artstatus zugestanden werden muss. Sie werden hier daher als *M. commutatum* (vgl. IPNI 2012) und *M. pratense* s. str. geführt. Zur Verbreitung beider Arten in der nordwestlichen Eifel vgl. Abb. 15.

Melampyrum pratense s. str. (Abb. 13) macht einen stärker thermophilen und thamnophilen Eindruck und hat seinen Schwerpunkt in wärmeren Hang-Eichenwäldern. Oft sind die Standorte sonnig. Außerhalb dieses Schwerpunktlebensraumes liegen isolierte Vorkommen eher an trockeneren Waldrändern. Ein Beispiel eines Sonderstandortes ist ein Vorkommen im zentralen Bereich des Kermeters im Nationalpark Eifel (MTB 5304/43, F. W. BOMBLE & B. G. A. SCHMITZ), d. h. innerhalb des geschlossenen Waldkomplexes, wo die Art weitgehend fehlt, während sie an den Rändern des Kermeters häufig ist (MTB 5304/34, F. W. & ST. BOMBLE). Dieser isolierte Standort im Waldesinnern liegt auf einer Lichtung. Nur hier, wo es im Traufbereich einer größeren solitären Rotbuche warm und trocken ist, ließ sich in der näheren Umgebung *M. pratense* s. str. nachweisen.

Melampyrum commutatum (Abb. 14) macht dagegen einen deutlich nemophilen Eindruck. Viele Vorkommen liegen an Waldwegen im Waldesinneren, meist in ebenen Waldkomplexen. Es zeigt sich ebenfalls eine Bevorzugung von feuchteren Böden.

Insgesamt kann man bei diesem Paar von Zwillingsarten einen ökologischen Konkurrenzausschluss feststellen. Direkt benachbarte Vorkommen wie nahe dem Perlenbachtal bei Kalterherberg (MTB 5403/43, F. W. BOMBLE) sind selten.

Da oft (z. B. in JÄGER & WERNER 2005) beide Sippen nicht unterschieden werden, ist deren Verbreitung wenig bekannt. Während *Melampyrum commutatum* offenbar weit verbreitet ist, scheint *M. pratense* s. str. seltener mit eher westlicher Verbreitungstendenz zu sein. In der Eifel und im Mittelrheintal ist *M. pratense* s. str. nach eigenen Beobachtungen weit verbreitet. MEIEROTT (2008, Bd. 2: 806) nennt häufige Vorkommen der var. *concolor* SCHÖNH. aus dem Spessart und dem Odenwald. Sie dürften zur hier als *M. pratense* s. str. bezeichneten Sippe

gehören. HAEUPLER & MUER (2007) nennen *M. pratense* subsp. *pratense* als die verbreitete Sippe und geben keine Fundortangaben von *M. pratense* subsp. *commutatum* an – möglicherweise liegt dies an der oft fälschlichen Ansicht, dass Nominatsippen weiter verbreitet und häufiger sind als andere Sippen.

Abb. 13: *Melampyrum pratense* s. str., Kermeter bei Woffelsbach, Städteregion Aachen/NRW (21.06.2008, F. W. BOMBLE).

Abb. 14: *Melampyrum commutatum*, Dreiländerpunkt bei Vaals, Südlimburg, Niederlande (31.07.2005, F. W. BOMBLE).

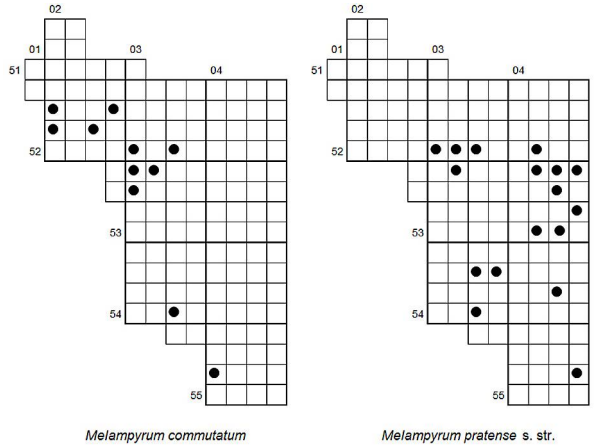


Abb. 15: Verbreitungskarten (Kartierungsstand 01.12.2012) von *Melampyrum commutatum* und *M. pratense* s. str. in der nordwestlichen Eifel. Funde im Stadtgebiet Aachen (MTB 5202 und angrenzende Quadranten) von F. W. BOMBLE & B. G. A. SCHMITZ. Neben den beiden im Text genannten Vorkommen betreffen die übrigen Angaben Nachweise von F. W. BOMBLE, z. T. in Begleitung von ST. BOMBLE, N. JOUSSEN, H. KREUSCH, B. G. A. SCHMITZ, H. WOLGARTEN und anderen Personen.

Persicaria capitata (BUCH.-HAM. ex D. DON) H. GROSS (= *Polygonum capitatum* BUCH.-HAM. ex D. DON) – Kopf-Knöterich

Persicaria capitata ist eine auffällige Knöterich-Art, die nach JÄGER & al. (2008) im Himalaya und in China heimisch ist. Sie wird von AESCHIMANN & al. (2004) für die italienischen Provinzen Novara und Verbania als Neophyt angegeben. STACE (2010) gibt für die britischen Inseln zerstreute Verwilderungen bis Einbürgerungen der Art an. Nach BUTTLER & THIEME (2012) existieren unbeständige Vorkommen von *P. capitata* in Bayern und Hessen. Für Niederbayern nennt MEIEROTT (2008, Bd. 1: 279) einen Nachweis eines verwilderten Vorkommens im Jahr 2003 durch L. MEIEROTT auf dem Friedhof Münnerstadt. Neben dem hier aus Aachen genannten Fund wurde dem Verfasser über ein weiteres Vorkommen von *P. capitata* aus Westfalen berichtet (D. BÜSCHER & G. H. LOOS, mdl. Mitt. 2012). Publizierte Nachweise aus Nordrhein-Westfalen liegen offenbar nicht vor (vgl. z. B. HAEUPLER & al. 2003).

Am 23.11.2005 fanden ST. und F. W. BOMBLE in der Körnerstraße im Westen von Aachen (MTB 5202/14, F. W. BOMBLE) ein Vorkommen von *Persicaria capitata*. Auffallend war der jahreszeitlich sehr späte Blühzeitpunkt. Die Pflanze wuchs in der Spalte zwischen dem Fuß einer Hausmauer und der Pflasterung des Bürgersteigs. Anpflanzungen, aus denen die Art verwildert sein könnte, waren nicht zu entdecken. Ebenso wenig gab es Hinweise auf Einschleppung mit Vogelfutter, da typische Vogelfutterpflanzen in der Umgebung nicht aufzufinden waren.

Kurze Zeit darauf wurden die Triebe durch winterliches Wetter zerstört. Bei einem erneuten Besuch des Wuchsorts am 26.05.2007 konnte der Verfasser die Art wieder blühend auffinden. Es ließen sich ca. 7 Pflanzen verteilt auf ca. zwei Meter am Fuß der Hauswand nachweisen. Die Pflanzen bildeten voll entwickelte, reife Früchte. Bei einer kurzen Überprüfung konnte Anfang Oktober 2008 mindestens eine Pflanze in vegetativem Zustand nachgewiesen werden. Vom 24.12.2008 an bis heute konnte die Art nicht mehr festgestellt werden.

Es stellt sich die Frage, ob die nach STACE (2010) ausdauernde *Persicaria capitata* auch eine annuelle Lebensweise führen kann. Entsprechendes wurde von BOMBLE (2008) auch bei dem ausdauernden *Solanum chenopodioides* in Köln festgestellt: Der Großteil der Population wirkte annuell und nur wenige Pflanzen waren sicher mehrjährig. Am Aachener Fundort von *P. capitata* kann STACE (2010) zugestimmt werden, dass die Art nicht vollständig winterhart ist. Trotzdem überdauerte sie hier mehrere Jahre, sodass wiederholtes Aufkommen aus Keimlingen wahrscheinlich erscheint. Wie bei den mehrjährigen, sogar schwach verholzenden *Senecio inaequidens* und *Solanum chenopodioides* könnte eine fakultativ annuelle Lebensweise ausdauernden Arten eine Neuansiedlung erleichtern. Bei *P. capitata* bleibt dies weiter zu untersuchen.

Abb. 16: Wuchsort von *Persicaria capitata*, u. a. mit *Hordeum murinum*, *Plantago major* s. str., *Stellaria media* und *Taraxacum* sect. *Ruderalia*. Körnerstraße, Aachen/NRW (26.05.2007, F. W. BOMBLE).

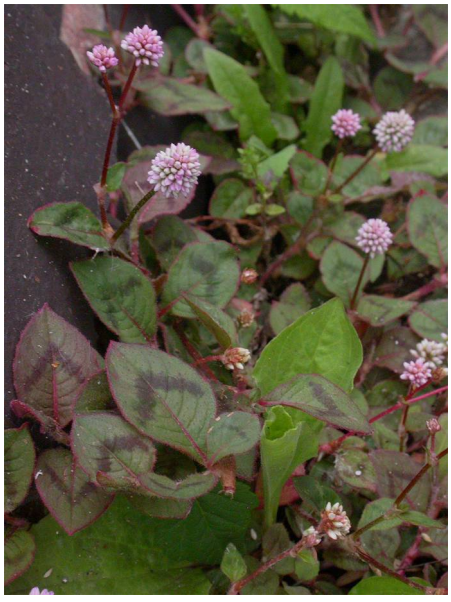


Abb. 17: *Persicaria capitata*, Körnerstraße, Aachen/NRW (26.05.2007, F. W. BOMBLE).

In den meisten mitteleuropäischen Floren (z. B. FISCHER & al. 2008, HAEUPLER & MUER 2007, JÄGER & WERNER 2005) fehlt *Persicaria capitata*. Die meist niederliegende Art mit sehr breiten, mit einem kräftigen Fleck versehenen Blättern sowie weißlichen bis hell rosa gefärbten, kugeligen Blütenständen ist leicht zu erkennen (vgl. Abb. 16-17).

Nach STACE (2010) unterscheidet sich *Persicaria capitata* von *P. nepalensis* durch drüsig behaarte (statt ± kahle bis wenig behaarte) Stängel und Blätter sowie nicht von Blättern umgebenen Blütenständen (statt von 1-2 Blättern umgebenen Blütenständen). DIEKJOBST

(1994: 91) stellt über die Unterscheidung von *P. capitata* und *P. nepalensis* fest: "Beide Arten sind aber schon vom Habitus her unverwechselbar". *P. nepalensis* ist bei AESCHIMANN & al. (2004) direkt neben *P. capitata* abgebildet.

Vom Blattschnitt ähnlich *Persicaria capitata* sind breitblättrige Typen von *Persicaria lapathifolia* s. str. ("subsp. *brittingeri*"). Diese lassen sich jedoch leicht durch längliche (statt kugelige) Blütenstände unterscheiden.

Sagina leiosperma (THELL.) BOMBLE comb. et stat. nov. – Glattsamiges Aufrechtes Mastkraut & *Sagina micropetala* RAUSCHERT s. str. – Igelsamiges Aufrechtes Mastkraut

Die Sippen um *Sagina apetala* und *S. micropetala* sind ein hoch variabler autogamer Komplex (HAEUPLER & MUER 2007). Die beiden heute taxonomisch allgemein anerkannten Arten werden schon länger mit unterschiedlichen Namen und wechselnden Merkmalen unterschieden. Die wechselnden Merkmale und Probleme bei der beidseitigen Abgrenzung sind ein deutlicher Hinweis auf die Existenz weiterer Sippen.

In vielen anderen Verwandtschaftskreisen wird der Samenoberfläche eine zentrale Bedeutung in der Taxonomie der Sippen zuerkannt. Bei der *Sagina apetala*-Gruppe wurde sie bisher kaum beachtet. Dabei ist die Papillenform der Samen ein konstantes Merkmal – es lassen sich Sippen mit spitzen und flachen Papillen unterscheiden. FRIEDRICH (1979) gibt die Samenoberfläche von *S. micropetala* (als *S. apetala* – die Beschreibung entspricht *S. micropetala*) an als "meist mit kurzzylindrischen, spitzen Warzen besetzt, seltener fast glatt", während die von *S. apetala* s. str. (als *S. ciliata* – die Beschreibung entspricht der heute *S. apetala* s. str. genannten Sippe) als "fast glatt, seltener papillös" beschrieben wird.

In der Flora von Baden-Württemberg (SEYBOLD 1993) wird auf *Sagina apetala* var. *leiosperma* THELL. hingewiesen, die sich durch fast glatte Samen unterscheidet. NAEGELI & THELLUNG (1905) beschreiben die Samen der typischen Sippe von *S. apetala* als mit spitzen Warzen besetzt, während *S. ciliata* üblicherweise fast glatte Samen aufweisen soll. Dies entspricht den Angaben von FRIEDRICH (1979) und zeigt mit den anderen bei FRIEDRICH (1979) genannten Merkmalen, dass unter *S. apetala* die heute als *S. micropetala* bezeichnete Sippe verstanden wird. Somit ist die von THELLUNG unterschiedene *S. apetala* var. *leiosperma* als *S. micropetala*-ähnliche Sippe aufzufassen. Dieselbe Auffassung drückt auch die Umkombination *S. micropetala* RAUSCHERT f. *leiosperma* (THELL.) SOÓ (vgl. IPNI 2012) aus.

Im Aachener Raum treten verbreitet *Sagina micropetala* s. l.-Typen mit beiden Samenoberflächen auf. Die Pflanzen der glattsamigen Sippe (Samen mit gerundeten Papillen, Abb. 21) sind oft etwas kräftiger als die der "igelsamigen" Sippe (Samen mit spitzen Papillen, Abb. 20). Ansonsten lassen sich bisher keine morphologischen Unterschiede feststellen.

Beide Sippen treten im Aachener Raum sympatrisch ohne Übergänge auf. Obwohl ab und zu gemeinsame Vorkommen gefunden werden konnten, sind sie vom ökologisch konsistenten Schwerpunktareal her deutlich getrennt (s. u.). Wenn man wie der Verfasser einen an LOOS (1997) angelehnten Artbegriff vertritt, kann man weiträumig stabile und eigenständige Sippen mit eigener Ökologie und Verbreitung nur als Arten auffassen. Dementsprechend wird *Sagina apetala* var. *leiosperma* THELL. vom Verfasser als eigene Art angesehen.

STACE (2010) gibt *Sagina filicaulis* JORD. als gültigen Namen für *S. micropetala* an. Hier wird vorläufig an der etablierten Bezeichnung *S. micropetala* festgehalten. Eine Überprüfung von *S. filicaulis* JORD. und weiterer Artnamen im *S. apetala*-Komplex kann an dieser Stelle nicht geleistet werden. Wahrscheinlich lassen sich beim Artverständnis des Verfassers noch mehr als die hier unterschiedenen drei Arten unterscheiden, so dass erst eine arealweite

Beachtung von enger umgrenzten Arten zu einer Klärung in dieser Gruppe führen kann. Um überhaupt einen Namen für die hier auf Artniveau unterschiedene Sippe zu haben, wird *Sagina apetala* var. *leiosperma* in den Artstatus erhoben.

***Sagina leiosperma* (THELL.) BOMBLE comb. et stat. nov.**

Basionym: *Sagina apetala* ARD. var. *leiosperma* THELL. in Vierteljahrsschr. Naturf. Ges. Zürich 50: 259 (1905)

Synonym: *Sagina micropetala* RAUSCHERT f. *leiosperma* (THELL.) SOÓ

Die Verbreitung beider Arten im Aachener Stadtgebiet zeigt Abb. 19. *Sagina micropetala* s. str. (Abb. 18) tritt heute im gesamten Stadtgebiet Aachen auf und zeigt dabei keinen deutlichen ökologischen und Verbreitungsschwerpunkt. Dagegen ist *S. leiosperma* schwerpunktmäßig in Nachbarschaft der Kalkregionen zu finden. Die unterschiedliche Lokalverbreitung weist auf ökologische Unterschiede bezüglich Boden und Kleinklima hin, denn ansonsten würden annuelle, ruderale Sippen die gleichen Lokalareale besiedeln.

Dies gilt umso mehr, da wahrscheinlich *Sagina micropetala* s. str. im Aachener Stadtgebiet früher zumindest wesentlich seltener war oder sogar erst später eingewandert ist – jedenfalls konnte der Verfasser vor 15 bis 25 Jahren hier nur *S. leiosperma* nachweisen, während er *S. micropetala* s. str. nur von Standorten nördlich des Aachener Stadtgebietes kannte. Heute überwiegt *S. micropetala* s. str. bei weitem. Aus den früheren und heutigen Nachweisen im Aachener Raum kann geschlossen werden, dass *S. leiosperma* tendenziell eher auf schweren, lehmigen und tonigen Böden vorkommt, während *S. micropetala* s. str. sandigere und andere durchlässigere Böden bevorzugt.

Außer den hier genannten Vorkommen aus dem Aachener Raum wurde in der Literatur bisher von *Sagina leiosperma* aus der Schweiz (Kanton Zürich und Kanton St. Gallen, NAEGELI & THELLUNG 1905) und Baden-Württemberg bei Bad Boll (NAEGELI & THELLUNG 1905, FRIEDRICH 1979, SEYBOLD 1993) berichtet. Vermutlich ist sie weit darüber hinaus verbreitet. Nachgewiesen ist sie im Aachener Raum in den Viertelquadranten 5002/44, 5003/13, 5004/31, /42, 5303/24 (alle Nachweise F. W. BOMBLE, z. T. in Begleitung anderer Personen) und den in Abb. 19 dargestellten Viertelquadranten.

Abb. 18: *Sagina micropetala* s. str. Westfriedhof, Aachen/NRW (24.05.2011, F. W. BOMBLE).

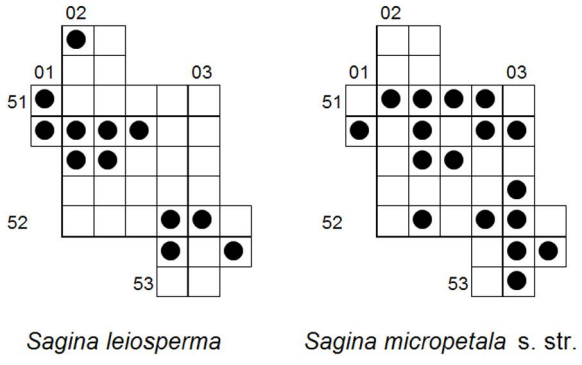


Abb. 19: Verbreitung (Kartierungsstand 01.12.2012) von *Sagina leiosperma* und *S. micropetala* s. str. im Stadtgebiet Aachen/NRW und angrenzenden Bereichen von Belgien, den Niederlanden und NRW (alle Nachweise F. W. BOMBLE, z. T. in Begleitung von B. G. A. SCHMITZ).

Abb. 20: Samen von *Sagina micropetala* s. str. ex Herbarium F. W. BOMBLE: 12.05.2002, Muldenau, Kreis Düren/NRW (15.11.2012, V. M. DÖRKEN).

Abb. 21: Samen von *Sagina leiosperma* ex Herbarium F. W. BOMBLE: 11.05.1995, Aachen-Orsbach, Aachen/NRW (15.11.2012, V. M. DÖRKEN).

Sagina ×*normaniana* LAGERH. – Norman-Mastkraut, *Sagina procumbens* L. – Niederliegendes Mastkraut & *Sagina subulata* (SW.) C. PRESL var. *glabrata* GILLOT – Kahles Pfriemen-Mastkraut

Sagina procumbens ist eine häufige Art des Siedlungsbereiches, die in Nordrhein-Westfalen keine kritische Art ist. Schwierigkeiten bereiten nur habituell *S. micropetala* und *S. leiosperma* ähnelnde Modifikationen mit aufsteigendem Wuchs. Wer nicht speziell darauf geachtet hat, erwartet nicht, dass regelmäßig deutliche Kronblätter zu beobachten sind. Sie lassen an andere Sippen denken, besonders wenn neben den typischen vierzähligen Blüten zusätzlich fünfzählige Blüten zu beobachten sind. Abb. 22 zeigt einen Vertreter dieses Typs von unbefestigten Wegen der höheren Eifellagen abseits von Siedlungen (nahe Perlenbachtal bei Kalterherberg, MTB 5403/43, F. W. BOMBLE, N. JOUSSEN, H. WOLGARTEN), der Anlass zu Überlegungen in Richtung *S.* ×*normaniana*, der Hybride von *S. procumbens* und der arktisch-alpinen *S. saginoides,* gab. Der Verfasser konnte dies durch vergleichende Kultur mit typischem *S. procumbens* aus Pflasterfugen in Aachen ausschließen.

Ähnliche *Sagina*-Sippen lassen sich in Kultur und daraus verwildert finden. In den gängigen Floren wird für das "Sternmoos" der Gartenkultur einmal *S. subulata* und andermal *S.* ×*normaniana* genannt. In den letzten Jahren wurden im Aachener Gartenhandel beide Sippen angeboten, teilweise unter dem jeweils anderen, falschen wissenschaftlichen Namen.

Kultivierte Pflanzen von *Sagina subulata* weichen durch Drüsenarmut von Wildvorkommen ab. Im Gartenhandel werden sie oft zu *S. subulata* var. *glabrata* GILLOT gerechnet. MEIEROTT (2008) lässt zu Recht offen, ob es sich um diese Sippe oder eine Hybride handelt. Nach STACE (2010) wurden Rasenunkräuter in Süd-England früher als *S. subulata* var. *glabrata* bezeichnet und sollten am besten *S. subulata* 'Aurea' benannt werden. Bei *S. subulata* 'Aurea' handelt es sich allerdings um ein Kultivar mit gelblichen Blättern, während der Verfasser in den letzten Jahren im Gartenhandel vielfach rein grünblättrige Pflanzen sah. *S. subulata* 'Aurea' passt also nicht grundsätzlich als Bezeichnung für die kultivierte Sippe. Hier soll trotz seiner Unsicherheit vorläufig der Name *S. subulata* var. *glabrata* benutzt werden, um eine deutliche namentliche Trennung von der in Mitteleuropa indigenen *S. subulata* s. str. vorzunehmen.

Sagina subulata var. *glabrata* (Abb. 23) bildete in den letzten 15 Jahren auf dem Aachener Westfriedhof (MTB 5202/14, F. W. BOMBLE) zweimal unabhängig voneinander Verwilderungen, die inzwischen wieder verschollen sind. Das eine Vorkommen auf einem grasigen Weg eines seinerzeit nicht als Grabfläche genutzten Bereiches nahm eine Fläche von einem

halben Quadratmeter ein. *S. subulata* var. *glabrata* weist im Gegensatz zu den anderen besprochenen Arten sehr große Kronblätter auf, wodurch sie sofort auffällt.

Die kultivierte *Sagina* ×*normaniana* (Abb. 24) fällt im Vergleich zu *S. procumbens* durch kräftigeren Wuchs auf. Die Kelchblätter und Früchte sind etwas länglicher als die von *S. procumbens*. Neben vierzähligen Blüten treten öfter fünfzählige auf. *S.* ×*normaniana* konnte ebenfalls auf dem Aachener Westfriedhof (MTB 5202/14, F. W. BOMBLE) verwildert nachgewiesen werden, wobei es sich ausgehend von einer Anpflanzung in benachbarten Pflasterfugen ausbreiten konnte. 2012 konnte dieses Vorkommen nicht mehr gefunden werden und wurde möglicherweise vernichtet.

Abb. 22: *Sagina procumbens* mit auffallenden Kronblättern nahe Perlenbachtal bei Kalterherberg, Städteregion Aachen/NRW (09.07.2005, F. W. BOMBLE).

Abb. 23: *Sagina subulata* var. *glabrata*, Westfriedhof, Aachen/NRW (21.05.2005, F. W. BOMBLE).

Abb. 24: *Sagina* ×*normaniana*, Westfriedhof, Aachen/NRW (24.05.2011, F. W. BOMBLE).

Solanum luteovirescens C. C. GMEL. – Gelbgrüner Nachtschatten (bearbeitet von F. W. BOMBLE & B. G. A. SCHMITZ)

In einem Vortrag auf dem Rheinischen Floristentag 2007 in Bonn machte Dr. GÖTZ H. LOOS auf wenig beachtete Sippen der *Solanum nigrum*-Gruppe aufmerksam. Darunter war auch die gelbfrüchtige Sippe von *S. nigrum* s. str., die seiner Ansicht nach als eigene Art anzusehen ist. Offenbar ist *S. luteovirescens* C. C. GMEL. der gültige Name (IPNI 2012, G. H. LOOS, schriftl. Mitt.).

Die Autoren konnten *Solanum luteovirescens* bis dahin nur einmal 1993 bei Aachen-Orsbach (MTB 5102/33) an einer Miete nachweisen, obwohl speziell auf die Fruchtfarbe geachtet wurde. Es ist damit gesichert, dass *S. luteovirescens* (Abb. 25 & 26) im Stadtgebiet Aachen

und Umgebung damals sehr selten war. Dies hat sich in den letzten Jahren (ab 2009) geändert. Jetzt taucht es plötzlich an Feldrändern und in Ruderalgesellschaften an Baustellen im Stadtgebiet Aachen immer wieder auf. Da diese Sippe offenbar deutlich zunimmt, worauf auch regelmäßigere Funde in den letzten Jahren am Rheinufer in Nordrhein-Westfalen (F. W. BOMBLE, N. JOUSSEN, B. G. A. SCHMITZ, H. WOLGARTEN) hindeuten, sollte auch in anderen Regionen auf diese Sippe geachtet werden.

Abb. 27 zeigt die Verbreitung der Arten der *Solanum nigrum*-Gruppe im Stadtgebiet Aachen. *S. decipiens* hat einen Verbreitungsschwerpunkt im Siedlungsraum, *S. nigrum* s. str. und *S. luteovirescens* besiedeln sowohl den Siedlungsraum sowie besonders die Agrarlandschaft.

Die Fruchtfarbe ist jedoch nicht das einzige Merkmal, das *Solanum luteovirescens* und *S. nigrum* s. str. unterscheidet: Wenn beide Arten nebeneinander wachsen, ist der aufrechtere und höher wüchsige Habitus von *S. luteovirescens* auffallend.

Aufgrund einer von *Solanum nigrum* s. str. unabhängigen Verbreitung und eigenständiger Merkmale stimmen die Autoren der Ansicht zu, *S. luteovirescens* als eigene Art aufzufassen.

Abb. 25 & 26: *Solanum luteovirescens*, Aachen-Orsbach/NRW (30.09.2009, F. W. BOMBLE).

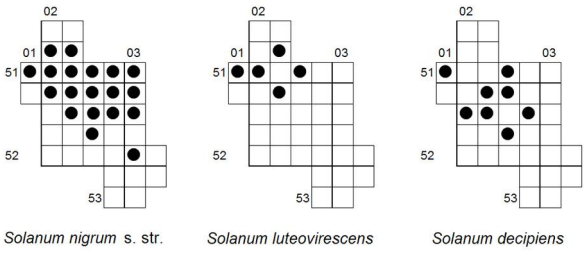


Abb. 27: Verbreitung (Kartierungsstand 01.12.2012) von *Solanum nigrum* s. str. (exkl. *S. luteovirescens*), *S. luteovirescens* und *S. decipiens* (= *S. nigrum* subsp. *schultesii*) im Stadtgebiet Aachen/NRW und angrenzenden Bereichen von Belgien, den Niederlanden und NRW (alle Nachweise F. W. BOMBLE und/oder B. G. A. SCHMITZ).

Danksagung

In Dankbarkeit für über Jahre andauernde Hilfen und Anregungen sowie regen Austausch gedenke ich Prof. Dr. HILDEMAR SCHOLZ (†). Durch seine bis ins hohe Alter andauernde Offenheit für neue Ideen wird er mir immer ein Vorbild bleiben.

Herzlich danke ich Prof. Dr. ERWIN PATZKE (Aachen) und BRUNO G. A. SCHMITZ (Aachen) jeweils für den gemeinsamen Beitrag in dieser Arbeit und Dr. VEIT M. DÖRKEN (Konstanz) für die Anfertigung zweier Makrofotos. Ich danke BRUNO G. A. SCHMITZ (Aachen) für gemeinsame Kartierungsdaten und Dr. GÖTZ H. LOOS (Bochum/Kamen) für Informationen zur Nomenklatur von *Solanum luteovirescens* und die Überprüfung von *Anthyllis vulneraria* s. str. Ich danke DIETRICH BÜSCHER, Dr. GÖTZ H. LOOS, Dipl.-Biol. MARTIN SCHMELZER (Bonn) und Prof. Dr. ERWIN PATZKE für wichtige Hinweise, MARIA UMLAUFT (Aachen) für Hilfe bei der Literaturbeschaffung, STEFANIE BOMBLE (Aachen), Dr. NICOLE JOUSSEN (Jena/Nideggen), HELMUT KREUSCH (Aachen), BRUNO G. A. SCHMITZ (Aachen) und HERBERT WOLGARTEN (Herzogenrath) für gemeinsame Exkursionen.

Literatur

AESCHIMANN, D., LAUBER, K., MOSER, D. M. & THEURILLAT, J.-P. 2004: Flora alpina, Bd. 1 *Lycopodiaceae* - *Apiaceae*. – Bern, Stuttgart, Wien: Haupt.

BOMBLE, F. W. 2008: *Solanum chenopodioides* im Rheinland. – Decheniana 161: 19-22.

BOMBLE, F. W. 2012: Kritische und wenig bekannte Gefäßpflanzenarten im Aachener Raum I. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 103-114.

BUTTLER, K. P. & THIEME, M. 2012: Florenliste von Deutschland – Gefäßpflanzen, Version 4. – http://www.kp-buttler.de [16.09.2012].

CULLEN, J. 1976: The *Anthyllis vulneraria* complex: a résumé. – Notes Roy. Bot. Gard. Edinburgh 35: 1-38.

DIEKJOBST, H. 1994: Der nepalesische Knöterich (*Polygonum nepalense* MEISN.), ein Neufund in Deutschland. – Flor. Rundbr. 27: 90-93.

FISCHER, M. A., OSWALD, K. & ADLER, W. 2008: Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol, 3. Aufl. – Stuttgart, Linz: Biologiezentrum der Oberösterr. Landesmuseen.

FRIEDRICH, H. C. 1979: *Caryophyllaceae*, Nelkengewächse – In: HEGI, G. & RECHINGER, K. H. (Hrsg.): Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Bd. 3, *Angiospermae*, *Dicotyledones* 1, Teil 2, 2. Aufl. – Berlin, Hamburg, München: Paul Parey: 763-1182.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. – Recklinghausen.

HAEUPLER, H. & MUER, T. 2007: Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, 2. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

IPNI 2012: The International Plant Names Index. – http://www.ipni.org/index.html [12.10.2012].

JÄGER, E. J., EBEL, F., HANELT, P. & MÜLLER, G. K. 2008: Exkursionsflora von Deutschland, Bd. 5. Krautige Zier- und Nutzpflanzen. – Berlin, Heidelberg: Spektrum.

JÄGER, E. J. & WERNER, K. 2005: Exkursionsflora von Deutschland, begr. von Werner Rothmaler, Bd. 4. Gefäßpflanzen: kritischer Band, 10. Aufl. – München.

LOOS, G. H. 1996: Zur Taxonomie einiger Sippen der *Anthyllis vulneraria*-Gruppe und von *Vicia sepium* L. (*Fabaceae*). – Flor. Rundbr. 30: 151-153.

LOOS, G. H. 1997: Definitionsvorschläge für den Artbegriff und infraspezifische Einheiten aus der Sicht eines regionalen Florenprojekts. – Dortmunder Beitr. Landeskde. 31: 247-266.

LOOS, G. H. 2010: Taxonomische Neukombinationen zur Flora Mittel- und Osteuropas, insbesondere Nordrhein-Westfalens. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 1: 114-133.

NAEGELI, O. & THELLUNG, A. 1905: Die Ruderal- u. Adventivflora des Kantons Zürich. – Vierteljahrsschr. Naturf. Ges. Zürich 50: 225-305.

MEIEROTT, L. 2008: Flora der Haßberge und des Grabfelds. Neue Flora von Schweinfurt. – Eching: IWH.

SCHOLZ, H. 2008: Die Gattung *Bromus* (*Poaceae*) in Mitteleuropa. Synopse und tabellarischer Bestimmungsschlüssel. – Kochia 3: 1-18.

SEYBOLD, S. 1993: *Caryophyllaceae*, Nelkengewächse – In: SEBALD, O., SEYBOLD, S. & PHILIPPI, G. 1993: Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs, Bd. 1, 2. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

STACE, C. 2010: New Flora of the British Isles, ed. 3. – Cambridge: Univ. Press.

WALTER, E. 2007: Pflanzen, von denen in der mitteleuropäischen Literatur selten oder gar keine Abbildungen zu finden sind: *Mecanopsis cambrica* (L.) VIG., *Tellima grandiflora* DOUGLAS & LINDL., *Eryngium giganteum* BIEB. Von der Gartenpflanze zum Neophyten. – Flor. Rundbr. 40: 33-38.

Anschrift des Autors

Dr. F. Wolfgang Bomble
Seffenter Weg 37
D-52074 Aachen
E-Mail: Wolfgang.Bomble[at]botanik-bochum.de

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	84-86	2013

Exkursion: Bochum-Gerthe, Gewerbepark Lothringen und Halde Lothringen 1/2

Leitung und Text: ARMIN JAGEL, Protokoll: CORINNE BUCH, Datum: 02.09.2012

Teilnehmer: GÜNTER ABELS, KLAUS ADOLPHY, BERNHARD DEMEL, JÖRG DREWENSKUS, PETER GAUSMANN, KATHRIN GRAU, HENNING HAEUPLER, INGO HETZEL, WULF JAEDICKE, TILL KASIELKE, GÖTZ H. LOOS, SEBASTIAN MILDENBERGER, TOBIAS RAUTENBERG, RICHMUD ROLLENBECK, LUDGER ROTHSCHUH, FRANK SONNENBURG, ALISSA SPEICH, MANFRED SPORBERT, HUBERT SUMSER, JAN WERNER, GREGOR ZIMMERMANN

Abb. 1: Auf einer Brache bei den "Drei großen Herren" im Gewerbepark Lothringen (T. KASIELKE).

Abb. 2: Auf der Halde Lothringen 1/2 mit dem Haldenkunstwerk "Über(n) Ort" (A. JAGEL).

Ein Teil der Brachen der ehemaligen Zeche Lothringen wurde "inwertgesetzt" und stellt heute den Gewerbepark Lothringen dar. Trotz der angesiedelten Betriebe sind hier noch Brachflächen vorhanden, auf denen sich eine charakteristische Flora eingefunden hat. Andere Stellen wurden eingesät, wohl als rasche Renaturierung verstanden, aber mit vielen nicht-einheimischen Arten oder heimischen Arten nicht-einheimischer Herkunft. Dies geschah auch am Hügel der "Drei großen Herren", der aus Boden der ehemaligen Kokerei besteht. Die Skulpturen symbolisieren dabei die ehemaligen Schornsteine der Zeche Lothringen 1/2. Aus den Ansaaten heraus haben sich einige Arten offensichtlich eingebürgert, andere sind bereits kurz nach der Einsaat wieder verschwunden, bei wieder anderen ist die Beurteilung des floristischen Status schwierig: Es kann nicht entschieden werden, ob sich die Arten hier möglicherweise eigenständig angesiedelt haben oder aus einer Ansaat stammen. Dieser Problematik wird die Artenliste durch die Angabe des eingeschätzten Status gerecht.

Östlich vom Gewerbepark liegt die etwa 18 ha große, langgezogene Halde Lothringen 1/2. Sie wurde das letzte Mal im Jahr 1967 geschüttet. Vom Typ her handelt es sich um eine Bergehalde in Form eines Tafelberges. Der höchste Punkt liegt bei etwa 140 m ü. NN, dabei liegt sie 15 m über dem Umgebungsniveau. Aufgrund des Alters der Halde ist sie heute eher arm an Höheren Pflanzen. Die Hänge sind mit Pionierwäldern bewachsen, in denen die Sand-Birke dominiert. Das Plateau ist weitgehend offen, zum Großenteil sogar vegetationsfrei, weil es intensiv von Mountain-Bikes und anderen Fahrzeugen befahren und dadurch offen gehalten wird.

Verwendete Literatur

VOLLMER, M. & BERKE, W. 2010: Oben. Haldenlandschaft Ruhrgebiet. – Essen: Klartext.

Artenliste

Bei bemerkenswerten Arten ist der Fundort mit angegeben:
GP = Brachen im Gewerbepark bei den "Drei großen Herren" (4409/43)
HL = Halde Lothringen 1/2 (4409/44)

Floristischer Status:
K = eingesät/angepflanzt (bei Kräutern "auf ursprüngliche Ansaat zurückgehend"), S = verwildert/über die Ansaat hinaus ausgebreitet/eingeschleppt, E = eingebürgert

Acer platanoides – Spitz-Ahorn, S
Acer pseudoplatanus – Berg-Ahorn, S
Achillea millefolium – Gewöhnliche Schafgarbe
Agrimonia eupatoria – Gewöhnlicher Odermennig, GP
Agrostis capillaris – Rotes Straußgras
Agrostis gigantea – Riesen-Straußgras
Agrostis stolonifera var. *palustris* – Weißes Straußgras
Agrostis stolonifera var. *pseudopungens* – Stechendes Weißes Straußgras
Allium schoenoprasum – Schnitt-Lauch, GP, K, S
Alnus glutinosa – Schwarz-Erle
Anthemis tinctoria – Färber-Hundskamille, GP, K, S
Arenaria serpyllifolia – Quendelblättriges Sandkraut
Arrhenatherum elatius – Glatthafer
Artemisia vulgaris – Gewöhnlicher Beifuß
Asplenium ruta-muraria – Mauerraute
Atriplex patula – Ausgebreitete Melde
Betula pendula – Hänge-Birke
Bromus hordeaceus – Weiche Trespe
Bromus sterilis – Taube Trespe
Buddleja davidii – Schmetterlingsstrauch, HL
Calamagrostis epigejos – Land-Reitgras
Campanula rotundifolia – Rundblättrige Glockenblume, GP, S?
Carduus crispus subsp. *multiflorus* – Vielblütige Krause Distel
Carpinus betulus – Hainbuche
Centaurea decipiens × *jacea* – Nordwestliche Flockenblume, wohl K, S/E
Centaurea scabiosa – Skabiosen-Flockenblume, GP, K, S
Cerastium holosteoides – Gewöhnliches Hornkraut
Cirsium arvense – Acker-Kratzdistel
Cirsium vulgare – Gewöhnliche Kratzdistel
Clematis vitalba – Gewöhnliche Waldrebe, HL
Cornus sanguinea – Roter Hartriegel, S
Cornus sericea – Weißer Hartriegel, K
Cotoneaster divaricatus – Sparrige Zwergmispel, S
Crataegus monogyna – Eingriffeliger Weißdorn
Dactylis glomerata – Wiesen-Knäuelgras
Daucus carota – Wilde Möhre
Dianthus carthusianorum – Karthäuser-Nelke, GP, K, S
Dianthus deltoides – Heide-Nelke, GP, K, S
Dipsacus fullonum – Wilde Karde
Dittrichia graveolens – Klebriger Alant, GP, HL, E
Dryopteris filix-mas – Gewöhnlicher Wurmfarn
Echium vulgare – Gewöhnlicher Natternkopf
Elymus repens – Kriechende Quecke
Epilobium adenocaulon – Drüsiges Weidenröschen
Epilobium angustifolium – Schmalblättriges Weidenröschen
Epilobium hirsutum – Zottiges Weidenröschen
Epilobium parviflorum – Kleinblütiges Weidenröschen
Epilobium tetragonum – Vierkantiges Weidenröschen
Equisetum arvense – Acker-Schachtelhalm
Eragrostis minor – Kleines Liebesgras, GP
Erigeron annuus s. l. – Einjähriges Berufkraut
Erigeron canadensis – Kanadisches Berufkraut
Eupatorium cannabinum – Wasserdost
Fallopia japonica – Japanischer Staudenknöterich
Festuca brevipila – Raublättriger Schwingel
Festuca nigrescens – Horst-Schwingel
Festuca rubra – Rot-Schwingel
Fragaria vesca – Wald-Erdbeere
Fraxinus excelsior – Gewöhnliche Esche
Galinsoga parviflora – Kleinblütiges Knopfkraut
Galium album s. l. – Weißes Labkraut, wohl meist K, E
Galium verum – Echtes Labkraut, K, S
Geranium pratense – Wiesen-Storchschnabel, GP, K, E
Geranium robertianum – Stinkender Storchschnabel
Glebionis segetum (= *Chrysanthemum segetum*) – Saat-Wucherblume, K, S
Glechoma hederacea – Gundermann
Heracleum sphondylium – Wiesen-Bärenklau
Hieracium aurantiacum (s. str.) – Orangerotes Habichtskraut, GP
Hieracium caespitosum subsp. *caespitosum* – Wiesen-Habichtskraut, GP
Hieracium laevigatum subsp. *laevigatum* – Glattes Habichtskraut GP
Hieracium pilosella – Kleines Habichtskraut, Mausohr-Habichtskraut, GP
Hieracium piloselloides subsp. *subcymigerum* – Trugdoldiges (Florentiner) Habichtskraut, HL
Hieracium piloselloides subsp. *obscurum* – Dunkles (Florentiner) Habichtskraut, GP
Hieracium piloselloides subsp. *praealtum* – Hohes (Florentiner) Habichtskraut, GP
Hieracium sabaudum subsp. *eminens* (= *H. lugdunense*) – Lyoner (Savoyer) Habichtskraut, GP
Hieracium sabaudum subsp. *virgultorum* – Gebüsch-(Savoyer) Habichtskraut, HL
Hieracium sabaudum subsp. *lugdunense*, GP
Hippophae rhamnoides – Sanddorn, GP, K, S
Holcus lanatus – Wolliges Honiggras
Hordeum murinum – Mäuse-Gerste

Hypericum perforatum (s. str.) – Tüpfel-Johanniskraut
Inula conyzae – Dürrwurz-Alant, HL
Juncus tenuis – Zarte Binse
Lathyrus hirsutus – Rauhaarige Platterbse, GP, K, S
Lathyrus latifolius – Breitblättrige Platterbse, GP, S
Lathyrus tuberosus – Knollen-Platterbse (Grünstreifen am Straßenrand "An der Halde")
Leucanthemum vulgare s. str.– Trockenwiesen-Margerite, S
Ligustrum vulgare – Gewöhnlicher Liguster, S
Linaria vulgaris – Gewöhnliches Leinkraut
Lolium perenne – Ausdauernder Lolch
Lotus sativus – Saat-Hornklee, GP E
Lysimachia punctata – Punktierter Gilbweiderich, HL, S
Malus domestica – Kultur-Apfel, S
Malva moschata – Moschus-Malve, GP
Medicago ×*varia* – Bastard-Luzerne, K, S
Medicago lupulina – Hopfen-Schneckenklee, auch K, S
Melilotus albus – Weißer Steinklee
Oenothera biennis – Gewöhnliche Nachtkerze
Oenothera ×*fallax* – Täuschende Nachtkerze, HL
Oenothera glazioviana – Rotkelchige Nachtkerze, GP
Oenothera issleri – Isslers Nachtkerze, HL
Oenothera spec. – Nachtkerze (unbeschriebene Art), HL
Oenothera subterminalis – Schlesische Nachtkerze, HL
Origanum vulgare – Gewöhnlicher Dost, GP
Persicaria amphibia – Wasser-Knöterich
Persicaria minor – Kleiner Knöterich, HL
Petrorhagia saxifraga – Steinbrech-Felsennelke, GP, K, E
Phedimus hybridus (= *Sedum hybridum*) – Bodendecker-Fetthenne, GP, S
Phedimus kamtschaticus (= *Sedum kamtschaticum*) – Kamtschatka-Fetthenne, GP, S
Phedimus spurius – Kaukasus-Fetthenne, S
Phragmites australis – Schilf
Picris hieracioides – Gewöhnliches Bitterkraut, GP
Pimpinella peregrina – Fremde Bibernelle, GP, K, S
Pinus sylvestris – Wald-Kiefer, Föhre, K, S
Plantago lanceolata – Spitz-Wegerich
Plantago major – Großer Wegerich
Plantago media – Mittlerer Wegerich, K, S
Platanus ×*hispanica* – Platane, GP, S (juv.)
Poa compressa – Platthalm-Rispengras
Poa humilis – Bläuliches Wiesen-Rispengras
Poa palustris – Sumpf-Rispengras
Poa trivialis – Gewöhnliches Rispengras
Polygonum arenastrum – Trittrasen-Vogelknöterich
Polygonum microspermum – Kleinfrüchtiger Vogelknöterich
Populus maximowiczii-Hybride – Industriebrachen-Pappel, GP
Populus nigra-'Italica'-Hybride – Pappel-Hybride, S
Populus tremula – Zitter-Pappel
Potentilla intermedia – Mittleres Fingerkraut, GP
Potentilla norvegica – Norwegisches Fingerkraut, GP
Puccinellia distans – Gewöhnlicher Salzschwaden, GP
Quercus robur – Stiel-Eiche
Quercus rubra – Rot-Eiche, K, S
Reseda lutea – Gelber Wau
Rosa canina – Hunds-Rose
Rosa corymbifera – Hecken-Rose, S?
Rosa rubiginosa – Wein-Rose, S
Rubus armeniacus – Armenische Brombeere
Rubus camptostachys – Bewimperte Haselblattbrombeere, GP, HL
Rubus elegantispinosus – Schlankstachelige Brombeere, GP
Rubus rudis – Rohe Brombeere, HL
Rumex obtusifolius – Stumpfblättriger Ampfer
Salix alba – Silber-Weide
Salix caprea – Sal-Weide
Salix ×*multinervis* – Vielnervige Weide, GP
Salix ×*reichardtii* – Reichardts Weide, GP, HL
Salix ×*rubens* – Hohe Weide, GP
Salix ×*smithiana* – Kübler Weide, HL
Salix viminalis – Korb-Weide, HL
Salvia nemorosa – Hain-Salbei, GP, S
Sambucus nigra – Schwarzer Holunder
Sanguisorba minor subsp. *balearica* – Höckerfrüchtiger Wiesenknopf, GP, K, S
Securigera varia – Bunte Kronwicke, GP, S?
Sedum acre – Scharfer Mauerpfeffer, GP
Sedum album – Weiße Fetthenne K, E (auch die Sorte 'Coral Carpet')
Sedum sexangulare – Milder Mauerpfeffer, GP
Senecio inaequidens – Schmalblättriges Greiskraut
Senecio jacobaea – Jakobs-Greiskraut
Setaria verticillata – Quirlige Borstenhirse, GP
Silene vulgaris – Gewöhnliches Leimkraut
Solanum dulcamara – Bittersüßer Nachtschatten
Solidago canadensis – Kanadische Goldrute, HL
Solidago gigantea – Späte Goldrute
Sonchus arvensis – Acker-Gänsedistel
Sorbus aucuparia – Eberesche, Vogelbeere
Tanacetum vulgare – Rainfarn
Thymus ×*citriodorus*, GP, K, S
Thymus pulegioides – Feld-Thymian, GP, S?
Tilia cordata – Winter-Linde, S
Trifolium pratense subsp. *sativum* – Rot-Klee, K, E
Trifolium repens – Kriechender Klee, Weiß-Klee
Tripleurospermum perforatum – Geruchlose Kamille
Tussilago farfara – Huflattich
Urtica dioica – Große Brennnessel
Verbascum thapsus – Kleinblütige Königskerze
Vicia tetrasperma – Viersamige Wicke
Vulpia myuros – Mäuseschwanz-Federschwingel

Exkursion: Bochum-Harpen, Pilze im Bövinghauser Bachtal (NSG "Oberes Ölbachtal")

Leitung: ARBEITSKREIS PILZKUNDE RUHR, Datum: 14.10.2011
Teilnehmer: KARIN BARENBERG, CORINNE BUCH, DIETER BÜSCHER, MICHAEL ERNST, HENNING HAEUPLER, ERHARD HELLMANN, THOMAS KALVERAM, GÖTZ H. LOOS, NORBERT MAKEDONSKI, ANKE NEUROTH, HORST NEUROTH, RICHMUD ROLLENBECK, EDITH SALZMANN, HANS-JÜRGEN SCHÄFER, THOMAS SCHMITT, MANFRED SPORBERT, HUBERT SUMSER

Die diesjährige Pilzexkursion führte ins Bövinghauser Bachtal und hier ins Berghofer Holz im NSG "Oberes Ölbachtal". Es wurde eine ansehnliche Anzahl von 120 Pilzen gefunden, die auf der Homepage des Arbeitskreises (www.pilzkunde-ruhr.de) aufgelistet sind. Eindrücke von der Exkursion und eine Auswahl von Arten gibt es unter http://www.botanik-bochum.de/html/exkursionen/Exkursion121014PilzeBoevinghauserBachtal.htm

Abb. 1: Pilzbetrachtungen im Bövinghauser Bachtal (C. BUCH).

Abb. 2: Schwarzflockiger Dachpilz (*Pluteus umbrosus*) (C. BUCH).

Exkursion: Bochum-Querenburg, Moose und Flechten an der Ruhr-Universität Bochum

Leitung: G. H. LOOS, Protokoll: CORINNE BUCH, EVA WANDELT, Datum: 14.01.2012
Teilnehmer: GÜNTER ABELS, KIRSTEN CZARNETZKI, KATJA DICK, HENNING HAEUPLER, ARMIN JAGEL, SEBASTIAN MILDENBERGER, LUDGER ROTHSCHUH, EVA SCHINKE, SIMON WIGGEN, GREGOR ZIMMERMANN

Die alljährliche Moose- und Flechten-Exkursion auf das Unigelände fand am "ersten schönen Tag" im Jahr statt. Diesmal wurde der Bereich um die Universitätsbibliothek und der benachbarte Grünbereich des Westforums bis hin zur Weststraße untersucht.

M = an Mauerwerk und Betonflächen; B = am Boden; H = an Holz (Bäume, Sträucher)

Flechten

Aspicilia calcarea, M
Buellia punctata, H, M
Cladonia cariosa, B (Flachdach, Dachbegrünung)
Cladonia fimbriata, H, M
Caloplaca citrina, M, H
Caloplaca lithophila, M
Candelaria concolor, H
Candelariella aurella, M
Candelariella reflexa, H
Candelariella vitellina, H
Cladonia fimbriata, B, H
Cladonia furcata, B (Flachdach, Dachbegrünung)
Cladonia humilis, B
Cladonia rei B, (Flachdach, Dachbegrünung)
Cladonia subulata, B (Flachdach, Dachbegrünung)
Evernia prunastri, H

Flavoparmelia caperata, H
Hyperphyscia adglutinata, H
Hypogymnia physodes, H
Lecanora argentata agg. , H
Lecanora dispersa, M
Lecanora flotoviana agg. , M
Lecanora muralis, M, H
Lecanora umbrina, H
Lecidella elaeochroma, H
Lecidella stigmatea, M
Lepraria incana, H, M
Lepraria lobificans, H, M
Leptogium plicatile, M
Melanelixia glabratula, H
Melanelixia subaurifera, H
Parmelia saxatilis s. l., H
Parmelia sulcata, H
Parmotrema perlatum, H
Peltigera rufescens, B
Phaeophyscia orbicularis, H, M
Physcia adscendens, H, M
Physcia tenella, H, M
Punctelia jeckeri, M
Sarcogyne regularis, M
Stereocaulon nanodes, B (Flachdach, Dachbegrünung)
Verrucaria muralis, M
Verrucaria nigrescens, M
Xanthoria parietina, H, M
Xanthoria polycarpa, H
Xanthoria ucrainica, H

Moose

Atrichum undulatum – Wellenblättriges Katharinenmoos, B, M
Barbula convoluta – Zusammengerolltes Bärtchenmoos, B
Brachythecium albicans – Weißes Kurzbüchsenmoos, B
Brachythecium populeum – Pappel-Kurzbüchsenmoos, H
Brachythecium rutabulum – Gewöhnliches Kurzbüchsenmoos, B, H, M
Brachythecium velutinum – Samt-Kurzbüchsenmoos, H
Bryum argenteum – Silber-Birnmoos, B, H
Bryum capillare – Haarblättriges Birnmoos, B
Calliergonella cuspidata – Spießblättriges Spitzmoos, B
Ceratodon purpureus – Purpur-Hornzahnmoos, B
Dicranum scoparium – Gewöhnliches Gabelzahnmoos, B
Funaria hygrometrica – Wetter-Drehmoos, B
Grimmia pulvinata – Polster-Kissenmoos, M, H
Homalothecium sericeum – Seidenmoos, M
Hypnum cupressiforme s. str. – Gewöhnliches Zypressen-Schlafmoos, H, B, M
Lunularia cruciata – Mondbechermoos, B
Mnium spec. – Sternmoos, B
Orthotrichum affine – Verwandtes Goldhaarmoos, H, M
Orthotrichum anomalum – Abweichendes Goldhaarmoos, H, M
Orthotrichum diaphanum – Hauchdünnes Goldhaarmoos, M, H
Orthotrichum speciosum – Buntes Goldhaarmoos, H
Plagiomnium undulatum – Welliges Sternmoos, B
Polytrichum formosum – Schönes Frauenhaarmoos, B
Polytrichum juniperinum – Wacholder-Frauenhaarmoos, B
Rhytidiadelphus squarrosus – Sparriger Runzelpeter, B
Scleropodium purum – Großes Grünstängelmoos, B
Tortula muralis – Mauer-Drehzahnmoos, M, H
Tortula ruralis s. str. – Dach-Drehzahnmoos, B

Pilze

Octospora musci-muralis
Tremella mesenterica – Goldgelber Zitterling

Abb. 1: Suche … (A. JAGEL).

Abb. 2: … und Dokumentation (A. JAGEL).

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	89-92	2013

Exkursion: Dortmund-Hörde, Phoenixsee

Leitung und Text: DIETRICH BÜSCHER, Protokoll: PETER GAUSMANN, ARMIN JAGEL, GÖTZ H. LOOS, Datum: 21.07.2012

Teilnehmer: OTTO CHRIST, FRANK DOMURATH, INGO HETZEL, KATHARINA JÄDICKE, WULF JÄDICKE, TILL KASIELKE, ERICH KRETSCHMAR, ROBIN KRETSCHMAR, SEBASTIAN MILDENBERGER, HANSJÖRG ROHWEDDER, HUBERT SUMSER

Der Phoenixsee und seine Umgebung liegen auf dem Gelände der ehemaligen Hermannshütte in Dortmund-Hörde. Die Idee zur Anlegung eines Sees datiert zurück auf das Jahr 2000, im Flächennutzungsplan Ende 2004 wurde das Gebiet entsprechend ausgewiesen, im Jahr 2006 wurde mit den Aushubarbeiten für den See begonnen. Die Realisierung des Projektes schloss auch die Offenlegung des zuvor unterirdisch verlegten Hörder Baches und die Renaturierung der Emscher mit ein. Die Flutung des neuen Emscherbettes begann am 18.12.2009, die Flutung des Phoenixsees am 01.10.2010, sie ist inzwischen beendet. Seit 2009 läuft der Verkauf der Ufergrundstücke am See. Ziel der gesamten Planung ist auch die Veränderung des ehedem von Schwerindustrie geprägten Bild Hördes. Das gesamte Gelände ist 98 ha groß, die Wasserfläche des Phoenixsees umfasst 24 ha, die Uferpromenade ist 3,2 km lang. Der See ist 1,2 km lang, 310 m breit und bis zu 2,5 m tief.
Das Gebiet hat sich durch die umfangreiche Umgestaltung auch floristisch stark verändert, was ein Grund für die Exkursion war. Die früher dominierenden industrietypischen Pflanzenarten sind nur noch in Teilbereichen auf Brachen im Westen vorhanden. Das Gewässer selbst ist noch nahezu pflanzenfrei, die Ufer wurden bepflanzt, die Wiesen eingesät. Durch die Bautätigkeiten sind entlang des Sees noch frisch angelegte, offene Böschungen vorhanden, an denen eine Fülle von Ruderalarten wächst.

Abb. 1: Panoramablick des Phoenixsees in Richtung Westen (T. KASIELKE).

Artenliste

Acer platanoides – Spitz-Ahorn, *S*
Acer pseudoplatanus – Berg-Ahorn, S
Achillea filipendulina, S – Goldgarbe
Achillea millefolium agg. – Artengruppe Wiesen-Schafgarbe
Aegopodium podagraria – Giersch
Aethusa cynapium – Gewöhnliche Hundspetersilie
Agrostis capillaris – Rotes Straußgras
Agrostis gigantea – Riesen-Straußgras
Agrostis stolonifera – Weißes Straußgras
Alisma plantago-aquatica – Gewöhnl. Froschlöffel, K
Alliaria petiolata – Knoblauchsrauke
Alnus glutinosa – Schwarz-Erle, K
Alopecurus geniculatus – Knick-Fuchsschwanz
Alopecurus myosuroides – Acker-Fuchsschwanz
Anagallis arvensis – Acker-Gauchheil
Anthemis tinctoria – Färber-Hundskamille, S
Anthriscus sylvestris – Wiesen-Kerbel
Anthyllis vulneraria agg. – Artengruppe Wundklee, S
Apera interrupta – Unterbrochener Windhalm, E
Apera spica-venti – Gewöhnlicher Windhalm
Arctium lappa – Große Klette
Arctium minus – Kleine Klette
Arenaria serpyllifolia – Quendelblättriges Sandkraut

Armoracia rusticana – Meerrettich
Arrhenatherum elatius – Glatthafer
Artemisia vulgaris – Gewöhnlicher Beifuß
Asplenium scolopendrium – Hirschzunge
Athyrium filix-femina – Frauenfarn
Atriplex patula – Spreizende Melde
Atriplex prostrata subsp. *latifolia* – Spießmelde
Bellis perennis – Gänseblümchen
Berteroa incana – Graukresse
Berula erecta – Aufrechter Merk
Betula pendula – Hänge-Birke
Brachypodium sylvaticum – Wald-Zwenke, S
Brassica elongata – Langrispen-Kohl, S
Bromus hordeaceus – Weiche Trespe
Bromus sterilis – Taube Trespe
Bromus tectorum – Dach-Trespe
Buddleja davidii – Sommerflieder, E
Calamagrostis epigejos – Land-Reitgras
Callitriche palustris agg. – Artengruppe Wasserstern
Caltha palustris – Sumpf-Dotterblume, K
Calystegia sepium – Gewöhnliche Zaunwinde
Capsella bursa-pastoris – Hirtentäschel
Carduus acanthoides – Weg-Distel
Carduus crispus subsp. *multiflorus* – Vielköpfige Distel
Carex otrubae – Hain-Segge
Carex pendula – Hänge-Segge, S
Centaurea cyanus – Kornblume, S
Centaurea jacea agg. – Artengruppe Wiesen-Flockenblume
Cerastium glomeratum – Knäuel-Hornkraut
Cerastium holosteoides – Gewöhnliches Hornkraut
Chaenorhinum minus – Kleiner Orant
Chenopodium album – Weißer Gänsefuß
Chenopodium album subsp. *album* – Gewöhnlicher Weißer Gänsefuß
Chenopodium album subsp. *pedunculare* – Stielblütiger Weißer Gänsefuß
Chenopodium album f. *lanceolatum*
Chenopodium album f. *praeacutum*
Chenopodium ficifolium – Feigenblättriger Gänsefuß
Chenopodium glaucum – Graugrüner Gänsefuß
Chenopodium polyspermum – Vielsamiger Gänsefuß
Chenopodium rubrum – Roter Gänsefuß
Cichorium intybus – Gewöhnliche Wegwarte
Cirsium arvense – Acker-Kratzdistel
Cirsium vulgare – Gewöhnliche Kratzdistel
Cornus sanguinea – Roter Hartriegel, K, S
Cornus sericea – Weißer Hartriegel
Corylus avellana – Haselnuss
Cotoneaster divaricatus – Sparrige Zwergmistel
Crataegus monogyna – Eingriffliger Weißdorn
Crepis capillaris – Kleinköpfiger Pippau
Crepis tectorum – Dach-Pippau
Cytisus scoparius – Besenginster
Dactylis glomerata – Wiesen-Knäuelgras
Daucus carota – Wilde Möhre
Dianthus carthusianorum – Kartäuser-Nelke, S
Dipsacus fullonum – Wilde Karde
Echinochlos crus-galli – Gewöhnliche Hühnerhirse
Elymus repens – Kriechende Quecke
Epilobium adenocaulon – Drüsiges Weidenröschen
Epilobium adenocaulon × *tetragonum*
Epilobium angustifolium – Schmalblättriges Weidenröschen
Epilobium ciliatum s. str. – Bewimpertes Weidenröschen
Epilobium hirsutum – Zottiges Weidenröschen
Epilobium parviflorum – Kleinblütiges Weidenröschen
Epilobium parviflorum × *tetragonum*
Epilobium roseum – Rosenrotes Weidenröschen
Epilobium tetragonum – Vierkantiges Weidenröschen
Equisetum arvense – Acker-Schachtelhalm
Erigeron annuus s. l. – Einjähriges Berufkraut i. w. S:
Erigeron canadensis – Kanadisches Berufkraut
Erysimum cheiranthoides – Acker-Schöterich
Eupatorium cannabinum – Wasserdost
Euphorbia helioscopia – Sonnenwend-Wolfsmilch
Fallopia convolvulus – Winden-Knöterich
Fallopia dumetorum – Hecken-Windenknöterich
Fallopia japonica – Japanischer Staudenknöterich
Festuca arundinacea – Rohr-Schwingel
Festuca brevipila – Rauhblättriger Schwingel, E
Festuca nigrescens – Schwärzlicher Schwingel, E
Festuca rubra – Rot-Schwingel
Fragaria vesca – Wald-Erdbeere
Fraxinus excelsior – Gewöhnliche Esche
Fumaria officinalis – Gewöhnlicher Erdrauch
Galeopsis tetrahit – Gewöhnlicher Hohlzahn
Galium album – Weißes Labkraut, E
Galium aparine – Kletten-Labkraut
Galium verum – Echtes Labkraut, E
Geranium dissectum – Schlitzblättriger Storchschnabel
Geranium molle – Weicher Storchschnabel
Geranium pusillum – Kleiner Storchschnabel
Geranium robertianum – Stinkender Storchschnabel
Glechoma hederacea – Gundermann
Gnaphalium uliginosum – Sumpf-Ruhrkraut
Helianthus annuus – Sonnenblume, S
Heracleum mantegazzianum – Riesen-Bärenklau, E
Heracleum sphondylium – Wiesen-Bärenklau
Hieracium bauhini – Ungarisches Habichtskraut
Hieracium lachenalii subsp. *acuminatum* – Gewöhnliches Habichtskraut
Hieracium murorum – Wald-Habichtskraut
Hieracium piloselloides subsp. *praealtum* – Florentiner Habichtskraut
Holcus lanatus – Wolliges Honiggras
Hordeum jubatum – Mähnen-Gerste
Hordeum murinum – Mäuse-Gerste
Hordeum vulgare – Gerste, S
Hypericum perforatum – Tüpfel-Johanniskraut
Hypochaeris radicata – Gewöhnliches Ferkelkraut
Impatiens glandulifera – Drüsiges Springkraut, E
Iris pseudacorus – Sumpf-Schwertlilie, K, E
Juncus bufonius – Kröten-Binse
Juncus conglomeratus – Knäuel-Binse

Juncus effusus – Flatter-Binse
Juncus tenuis – Zarte Binse
Lactuca serriola f. *integrifolia* – Kompass-Lattich
Lactuca serriola f. *serriola* – Kompass-Lattich
Lamium album – Weiße Taubnessel
Lamium maculatum – Gefleckte Taubnessel
Lapsana communis – Rainkohl
Lathyrus pratensis – Wiesen-Platterbse
Lemna minor – Kleine Wasserlinse
Lepidium ruderale – Schutt-Kresse
Leucanthemum vulgare agg. – Artengruppe Gewöhnliche Margerite, S
Linaria vulgaris – Gewöhnliches Leinkraut
Lolium perenne – Ausdauernder Lolch
Lotus sativus – Saat-Hornklee, E
Lotus suberectus, E
Lotus uliginosus – Sumpf-Hornkleee
Lysimachia nummularia – Pfennigkraut
Lythrum salicaria – Blut-Weiderich
Mahonia aquifolium – Mahonie, S
Matricaria discoidea – Strahlenlose Kamille
Matricaria recutita – Echte Kamille
Medicago lupulina – Hopfen-Schneckenklee
Medicago ×varia – Bastard-Luzerne, E
Melilotus albus – Weißer Steinklee
Melilotus altissimus – Hoher Steinklee
Melilotus officinalis – Echter Steinklee
Mentha aquatica – Wasser-Minze
Mycelis muralis – Mauerlattich
Myosotis arvensis – Acker-Vergissmeinnicht
Nicandra physalodes – Giftbeere, S
Oenothera biennis s. str. – Gewöhnliche Nachtkerze
Oenothera ×fallax, E
Oenothera glazoviana – Rotkelchige Nachtkerze, E
Oenothera punctulata, E
Oenothera pycnocarpa, E
Oenothera royfraseri, E
Oenothera rubricaulis, E
Onobrychis viciifolia – Saat-Esparsette, S
Oxalis stricta – Steifer Sauerklee, E
Papaver confine – Verkannter Mohn
Papaver rhoeas – Klatsch-Mohn
Papaver somniferum – Schlaf-Mohn, S
Parthenocissus inserta – Jungfernrebe *S*
Pastinaca sativa subsp. *pratensis* – Wiesen-Pastinak
Persicaria amphibia – Wasser-Knöterich
Persicaria hydropiper – Wasserpfeffer
Persicaria lapathifolium subsp. *brittingeri* – Fluss-Ampfer-Knöterich
Persicaria maculosa – Floh-Knöterich
Phacelia tanacetifolia – Büschelschön, K
Phalaris arundinacea – Rohr-Glanzgras
Phleum pratense – Wiesen-Lieschgras
Phragmites australis – Schilf, K
Picris hieracioides – Bitterkraut
Pimpinella major – Große Bibernelle, S?
Pimpinella saxifraga – Kleine Bibernelle
Plantago lanceolata – Spitz-Wegerich
Plantago major – Gewöhnlicher Großer Wegerich
Plantago uliginosa – Kleiner Wegerich
Platanus ×hispanica – Platane, S
Poa annua – Einjähriges Rispengras
Poa compressa – Platthalm-Rispengras
Poa humilis – Bläuliches Wiesen-Rispengras
Poa palustris – Sumpf-Rispengras
Poa pratensis – Wiesen-Rispengras
Poa trivialis – Gewöhnliches Rispengras
Polygonum arenastrum – Trittrasen-Knöterich
Polygonum aviculare – Vogel-Knöterich
Populus ×canescens – Grau-Pappel, S
Populus maximowiczii-Hybriden
Populus nigra 'Italica'-Hybriden
Populus tremula – Zitter-Pappel
Potentilla anserina – Gänse-Fingerkraut
Potentilla reptans – Kriechendes Fingerkraut
Prunella vulgaris – Kleine Braunelle
Prunus avium – Vogel-Kirsche
Prunus padus – Trauben-Kirsche, K
Quercus robur – Stiel-Eiche
Ranunculus repens – Kriechender Hahnenfuß
Ranunculus sceleratus – Gift-Hahnenfuß
Reseda luteola – Färber-Wau
Robinia pseudoacacia – Robinie, S
Rorippa palustris – Gewöhnliche Sumpfkresse
Rorippa sylvestris – Wilde Sumpfkresse
Rosa multiflora – Vielblütige Rose, S
Rubus armeniacus – Armenische Brombeere
Rubus caesius – Kratzbeere
Rubus fruticosus agg. – Artengruppe Brombeere
Rumex acetosa – Wiesen-Sauerampfer
Rumex crispus – Krauser Ampfer
Rumex conglomeratus – Knäuelblütiger Ampfer
Rumex obtusifolius – Stumpfblättriger Ampfer
Rumex rugosus – Garten-Sauerampfer, S
Rumex sanguineus – Blut-Ampfer
Salix alba – Silber-Weide
Salix caprea – Sal-Weide
Salix ×reichardtii – Reichardts Weide
Sambucus nigra – Schwarzer Holunder
Sanguisorba minor subsp. *balearica* – Höckerfrüchtiger Wiesenknopf, S
Saxifraga tridactylites – Dreifinger-Steinbrech
Schoenoplectus tabernaemontani – Salz-Teichbinse
Secale cereale – Roggen, S
Sedum acre – Scharfer Mauerpfeffer
Sedum album subsp. *micranthum* – Weißer Mauerpfeffer
Sedum pseudomontanum – Garten-Felsen-Fetthenne, S
Sedum sexangulare – Milder Mauerpfeffer
Senecio inaequidens – Schmalblättriges Greiskraut
Senecio jacobaea – Jakobs-Greiskraut
Senecio viscosus – Klebriges Greiskraut
Senecio vulgaris – Gewöhnliches Greiskraut
Silene latifolia subsp. *alba* – Weiße Lichtnelke
Silene noctiflora – Acker-Lichtnelke, S

Silene vulgaris – Gewöhnliches Leimkraut
Sinapis arvensis – Acker-Senf
Sisymbrium altissimum – Hohe Rauke
Sisymbrium officinale – Weg-Rauke
Solanum decipiens – Drüsiger Schwarzer Nachtschatten
Solanum dulcamara – Bittersüßer Nachtschatten
Solidago canadensis – Kanadische Goldrute
Solidago gigantea – Späte Goldrute
Sonchus arvensis – Acker-Gänsedistel
Sonchus asper – Raue Gänsedistel
Sonchus oleraceus – Kohl-Gänsedistel
Stachys palustris – Sumpf-Ziest
Stachys sylvatica – Wald-Ziest
Stellaria media – Gewöhnliche Vogelmiere
Symphytum officinale – Gewöhnlicher Beinwell
Symphytum ×*uplandicum* – Comfrey
Tanacetum vulgare – Rainfarn
Taraxacum officinale agg. – Artengruppe Löwenzahn
Taxus baccata – Europäische Eibe, S
Tragopogon pratensis – Wiesen-Bocksbart
Trifolium campestre – Feld-Klee
Trifolium dubium – Kleiner Klee
Trifolium hybridum – Schweden-Klee
Trifolium incarnatum – Inkarnat-Klee, S
Trifolium pratense subsp. *sativum* – Saat-Wiesen-Klee, W
Trifolium repens – Kriechender Klee
Tripleurospermum perforatum – Geruchlose Kamille
×*Triticosecale rimpaui* – Triticale
Tussilago farfara – Huflattich
Typha latifolia – Breitblättriger Rohrkolben, K
Urtica dioica – Große Brennnessel
Urtica urens – Kleine Brennnessel
Verbascum densiflorum – Großblütige Königskerze
Verbascum nigrum – Schwarze Königskerze
Verbascum thapsus – Kleinblütige Königskerze
Veronica anagallis-aquatica – Blauer Wasser-Ehrenpreis
Veronica beccabunga – Bachbungen-Ehrenpreis
Veronica peregrina – Fremder Ehrenpreis
Veronica persica – Persischer Ehrenpreis
Vicia angustifolia subsp. *angustifolia* – Schmalblättrige Wicke
Vicia angustifolia subsp. *segetalis* – Getreide-Wicke
Vicia cracca – Vogel-Wicke
Vicia sepium – Zaun-Wicke
Vicia tetrasperma – Vielsamige Wicke
Viola arvensis – Acker-Stiefmütterchen
Vulpia myuros – Mäuseschwanz-Federschwingel

Abb. 2: Exkursionsgruppe (A. JAGEL).

Abb. 3: An der renaturierten Emscher (T. KASIELKE).

Abb. 4: Hirschzunge (*Asplenium scolopendrium*) in einem Kellerschacht (T. KASIELKE).

Abb. 5: Mähnen-Gerste (*Hordeum jubatum*) auf Böschungen südlich des Sees (T. KASIELKE).

Exkursion: Erwitte (Krs. Soest), NSG "Pöppelsche"

Leitung: GÖTZ H. LOOS, HANS JÜRGEN GEYER, Protokoll: CORINNE BUCH, Datum: 18.08.2012

Teilnehmer: GUIDO BOHN, GERHARD GOLAK, MICHAEL MAKALA, BERND MARGENBURG, STEFANIE VERCHAU-MAKALA, MONIKA ZYBORN-BIERMANN

Rosengewächse mit Stacheln und Dornen bereiten bekanntlich oft Bestimmungsprobleme. Auf dieser Exkursion ins östliche Haarstrang-Hellweggebiet mit seinen Plattenkalken wurden schwerpunktmäßig die hier artenreich vorhandenen Rosen und Weißdorne vorgestellt und dabei ihre Bestimmungsmerkmale genau erklärt.

Ballota alba (= *B. nigra* subsp. *meridionalis*) – Westliche Schwarznessel
Campanula rotundifolia – Rundblättrige Glockenblume
Centaurea decipiens × *jacea* – Nordwestliche Flockenblume
Chenopodium bonus-henricus – Guter Heinrich
Cirsium acaule – Stengellose Kratzdistel
Clinopodium vulgare – Wirbeldost
Crataegus laevigata – Zweigriffeliger Weißdorn
Crataegus monogyna – Eingriffeliger Weißdorn
Crataegus ×*calycina* (= *C. lindmanii* × *laevigata*) – Hochkelchiger Weißdorn
Crataegus ×*domicensis* (= *C. lindmanii* x *monogyna*) – Leuchtendroter Weißdorn
Bislang sehr selten im mittleren Westfalen und Ruhrgebiet nachgewiesen
Crataegus ×*subsphaericea* (= *C. monogyna* × *rhipidophylla*) – Verschiedenzähniger Weißdorn
Hier in allen Übergängen zu *C. monogyna* vorhanden, aber auch intermediäre Typen
Euphrasia diekjobstii (= *E. stricta* var. *parviflora*) – Kleinblütiger (Steifer) Augentrost
Mentha ×*gracilis* (= *M. spicata* bzw. *M. viridis* × *arvensis*) – Edel-Minze
Mentha viridis (*M. spicata* s. l.) – Grüne Minze
Die Zuordnung des Typusnamens *M. spicata* ist unsicher, deshalb ist der sicher zutreffende Name *M. viridis* zu bevorzugen
Mentha ×*villosa* (= *M. spicata* × *suaveolens*) – Hain-Minze
Odontites vulgaris – Gewöhnlicher Zahntrost
Ononis ×*pseudohircina* (= *O. repens* × *spinosa*) – Bastard-Hauhechel
Ononis spinosa s. str. – Dornige Hauhechel
Pimpinella saxifraga – Kleine Bibernelle
Populus ×*canadensis* – Kanadische Pappel, K, S
Populus ×*canadensis* × *P. nigra*
Populus nigra s. str. – Schwarz-Pappel i. e. S.
Rosa canina – Hunds-Rose
Rosa corymbifera – Hecken-Rose
Rosa micrantha – Kleinblütige Rose
Rosa rubiginosa – Wein-Rose
Rosa rubiginosa × *schulzei*
Rosa schulzei – Übergangs-Rose
Von einigen Autoren in den Sippenkreis von *R. agrestis* gestellt; Henker in der Hegi-Bearbeitung fasst hingegen *R. micrantha* sehr weit, sodass die hier vorkommenden Pflanzen danach auch zu dieser Art gestellt werden könnten. Ist jedenfalls Brückentyp zwischen *agrestis* und *micrantha*, der eigene, von den mutmaßlichen Eltern unabhängige Populationen aufbaut; bislang in NRW sehr selten nachgewiesen!
Rosa subcanina – Mittelgebirgs-Heckenrose
Rosa subcanina × *canina*
Scabiosa columbaria – Tauben-Skabiose
Thymus praecox agg.: *T. caespitosus* (= *T. praecox* subsp. *hesperites*) – Artengruppe Frühblühender Thymian

Abb. 1: Kleinblütige Rose (*Rosa micrantha*) (B. MARGENBURG).

Abb. 2: Übergangs-Rose (*Rosa schulzei*) (C. BUCH).

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	94-105	2013

Exkursion: Essen-Heisingen, geologische Exkursion am Nordufer des Baldeneysees

Leitung & Text: TILL KASIELKE, Datum: 16.09.2012

Teilnehmer: HOLGER BÖHM, CORINNE BUCH, RÜDIGER BUNK, FRANK DOMURATH, INGO HETZEL, GISELA HEHMANN, ARMIN JAGEL, HANS-JOACHIM JUNGFLEISCH, SEBASTIAN MILDENBERGER, ULRIKE NEUHOFF, JOHANNES ROLLENBECK, RICHMUD ROLLENBECK, SIMON WIGGEN, GREGOR ZIMMERMANN

Einleitung

An den steilen Ruhrhängen des Baldeneysees geben mehrere kleine und große Aufschlüsse Einblick in den Untergrund des flözführenden Oberkarbons und veranschaulichen die Sedimentationsbedingungen, die nachfolgende Gebirgsfaltung und die hiermit verbundene Überschiebungstektonik. Besucht wurden der Aufschluss an der Geologischen Wand Kampmannbrücke sowie das Profil am ehemaligen Holzlagerplatz der Zeche Carl Funke, in dem die Sutan-Überschiebung an der Oberfläche aufgeschlossen ist. Die entsprechenden Gesteine gehören den Bochumer und Wittener Schichten des Westfal A an (Tab. 1).

Tab. 1: Stratigraphische Gliederung des Oberkarbons. Die alten Schichtbezeichnungen beziehen sich auf die verschiedenen Kohlearten. Der Grad der Inkohlung und damit der Kohlenstoffgehalt nehmen von den älteren zu den jüngeren Schichten (nach oben) ab, gleichzeitig steigt der Anteil flüchtiger Bestandteile.

Stufe	**Schichten**	**Alte Bezeichnung**	**besuchte Aufschlüsse**
Westfal C	Dorstener Schichten	Flammkohle	
Westfal B	Horster Schichten	Gasflammkohle	
	Essener Schichten	Gaskohle	
Westfal A	Bochumer Schichten	Fettkohle	Kampmannbrücke
	Wittener Schichten	Esskohle	Sutan-Überschiebung
Namur C	Sprockhöveler Schichten	Magerkohle	
Namur A und B	*Flözleeres Oberkarbon*		

Die Sedimente, aus denen die heutigen Festgesteine des flözführenden Oberkarbons entstanden sind, wurden über einen Zeitraum von etwa 10 Mio. Jahren (ca. 316-306 Mio. Jahre vor heute) in einem großen Delta abgelagert. Während sich im Süden das variszische Gebirge bildete, transportierten die Flüsse das Abtragungsmaterial des Gebirges in das nördlich vorgelagerte Becken, welches als subvariszische Saumsenke bezeichnet wird. Aufgrund der tektonischen Absenkung des Beckens konnten sich so im Laufe des Oberkarbons bis zu 4 km mächtige Sedimentmassen ablagern. Die Sedimentation erfolgte in einer sich wiederholenden Reihenfolge. Diese als Zyklotheme bezeichneten Abfolgen beginnen in idealtypischer Ausprägung mit einem grobbankigen und schräggeschichteten Sandstein, dessen Basis häufig erosiv ist. Nach oben hin werden die Sandsteine feinkörniger und feinschichtiger. Darüber folgt ein Schluffstein. In dieser Schicht wurzelten die Pflanzen, deren abgestorbene Biomasse den Torf bildete, aus dem das Kohleflöz über diesem Wurzelboden hervorging. Das Flöz wird von einem feinkörnigen Tonstein überlagert. Mit dem nach oben hin folgenden Sandstein beginnt das nächste Zyklothem. Die Sande wurden von Flüssen aufgrund der nachlassenden Transportkraft im flachen Delta aufgeschüttet. In den flussfernen Niederungen und Lagunen setzten sich hingegen die feinkörnigeren Sedimente ab. Die Tonsteine sind häufig marin und zeigen damit an, dass das Delta vom Meer überflutet wurde.

Die einzelnen Zyklotheme sind von verschiedener Mächtigkeit und häufig nur unvollständig ausgebildet. Mehrere Faktoren verursachten diese zyklischen Sedimentabfolgen. Klimatisch bedingte Meeresspiegelschwankungen führten zur Überflutung und zum Trockenfallen großer Deltabereiche. Auch Phasen einer verstärkten Absenkung des Beckens führten zu Meerestransgressionen. Hingegen lösten Phasen verstärkter Gebirgshebung vermehrten Sedimenteintrag aus, wodurch Teile der Küstenlandschaft verlandeten. Letztlich hatte auch die Eigendynamik des Deltas, insbesondere die Verlagerung von Flussarmen, einen Einfluss auf das Sedimentationsgeschehen. Für eine ausführlichere Darstellung der genetischen Deutung dieser Zyklotheme siehe KASIELKE (2012 und dort zitierte Literatur).

Am Ende des Westfals wurden die Sedimente von der nach Norden vorgreifenden Gebirgsbildung erfasst und gefaltet. Die entstandenen Faltenstrukturen haben ganz unterschiedliche Größen. Für die tektonische Gliederung des Ruhrkarbons spielen die großen Hauptsättel und -mulden eine bedeutende Rolle. Sie verlaufen in Richtung SW-NO durch das gesamte Ruhrgebiet. Die einzelnen Sättel und Mulden haben Amplituden und Wellenlängen von mehreren Kilometern. Innerhalb dieser großräumigen Strukturen gibt es zahlreiche kleinere Spezialmulden und -sättel. Am unteren Ende der Größenskala finden sich schließlich kleine Faltenstrukturen, die mitunter nur Dezimetergröße erreichen. Als Reaktion auf die seitliche Einengung des Gesteins während der Gebirgsbildung reagierte das Gestein jedoch nicht nur in Form plastischer Deformation durch Faltung, sondern auch in Form von Überschiebungen unterschiedlicher Größenordnungen.

Abb. 1: Exkursionsgruppe an der geologischen Wand Kampmannsbrücke (A. JAGEL).

Abb. 2: Mundloch des Stollens Voßhege im Flöz Dickebank (C. BUCH).

Geologische Wand Kampmannbrücke

Die Geologische Wand Kampmannbrücke erschließt Gesteine der Unteren Bochumer Schichten (Unteres Westfal A). Ursprünglich war im ehemaligen Steinbruch auf 200 m Länge eine 95 m mächtige Abfolge von Ton-, Schluff- und Sandstein mit insgesamt sechs Steinkohlenflözen aufgeschlossen (Abb. 3). Die Schichten liegen innerhalb der Bochumer Hauptmulde. Die Lagerungsverhältnisse im Aufschlussbereich werden jedoch durch kleinere Spezialsättel und -mulden geprägt. Im Zentrum des Aufschlusses liegt der Nöckersberger Sattel mit einer Amplitude im Dekameterbereich. Nach Süden schließt sich die Sackberger Mulde an. Auf der Nordflanke des Sattels fallen die Schichten zur Heisinger Mulde ein. Der Sattel weist eine Nordvergenz auf, d. h. die Schichten fallen auf der Nordflanke des Sattels deutlich steiler (80-85°) ein als auf der Südflanke (35-55°).

Trotz Pflege des Naturdenkmals durch den GeoPark Ruhrgebiet e. V. und die Stadt Essen sind heute nicht mehr alle Teile des ehemals größeren Profils erkennbar. Viele interessante Strukturen sind von dichtem Brombeergebüsch überwuchert oder von Hangsedimenten überdeckt, sollen aber dennoch im Folgenden kurz erläutert werden.

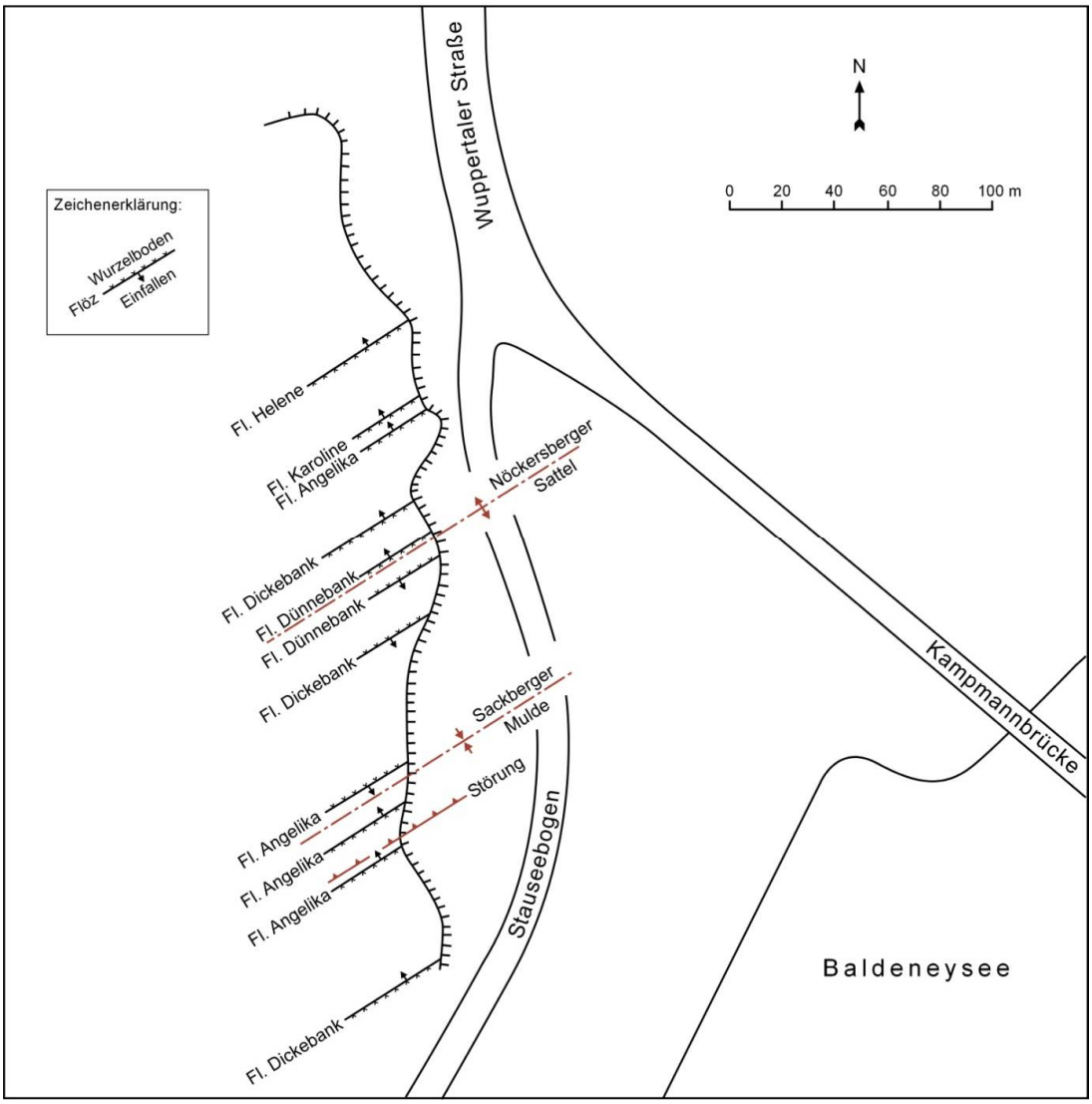


Abb. 3: Grundriss der Geologischen Wand an der Kampmannbrücke (T. KASIELKE nach RICHTER 1996).

Abb. 4: Dickebank-Sandstein am Nordflügel des Nöckersberger Sattels (A. JAGEL).

Abb. 5: Stolleneingang der Zeche Wasserschneppe im Ausstrich von Flöz Angelika. Davor ein Förderwagen und ein Trommelkipper (T. KASIELKE).

Die aufgeschlossene Schichtenfolge lässt die für das Ruhrkarbon typische zyklische Abfolge der Gesteine erkennen. Insbesondere im jüngeren Teil der Schichtenfolge zeigen sich aber auch Abweichungen von der idealtypischen Abfolge (Abb. 6).

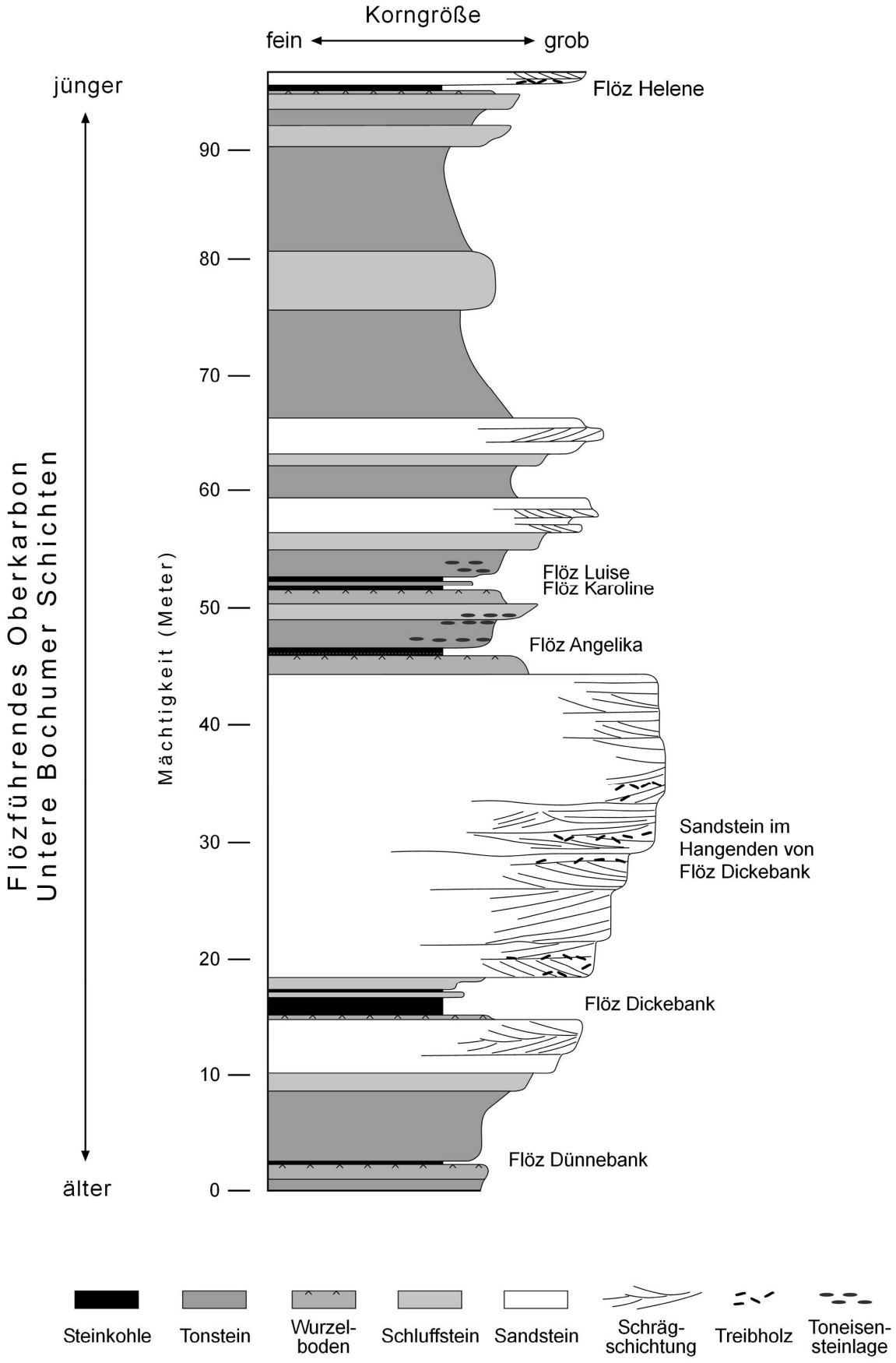


Abb. 6 Schichtenfolge an der Geologischen Wand Kampmannbrücke (T. KASIELKE nach MEYER o. J.).

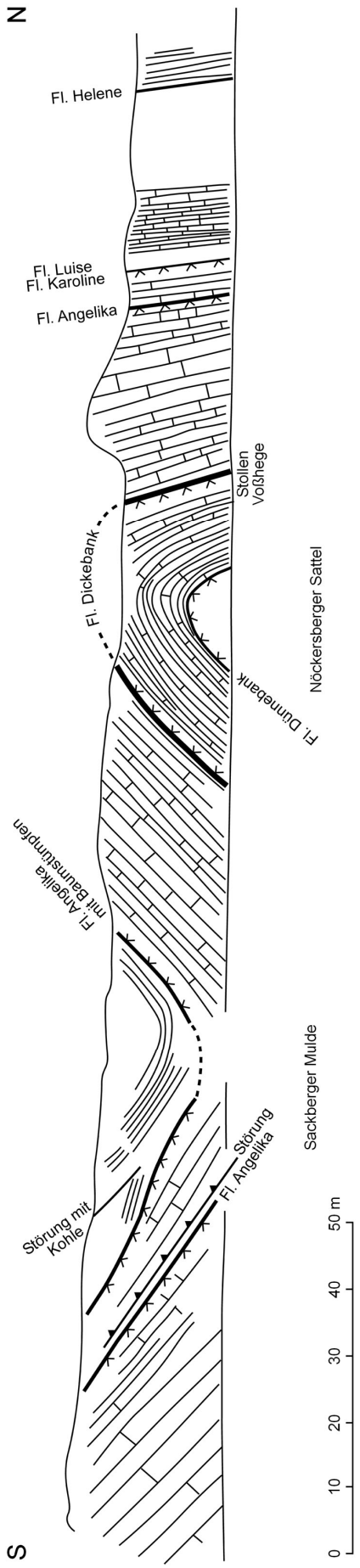


Abb. 7: Vollständige Profilansicht des ursprünglichen Aufschlusses an der Geologischen Wand Kampmannbrücke. Man beachte die Überschiebung im Bereich des Südflügels der Sackberger Mulde, wodurch das Flöz Angelika hier zweimal nebeneinander auftritt (vgl. Abb. 1) (T. KASIELKE nach RICHTER 1996).

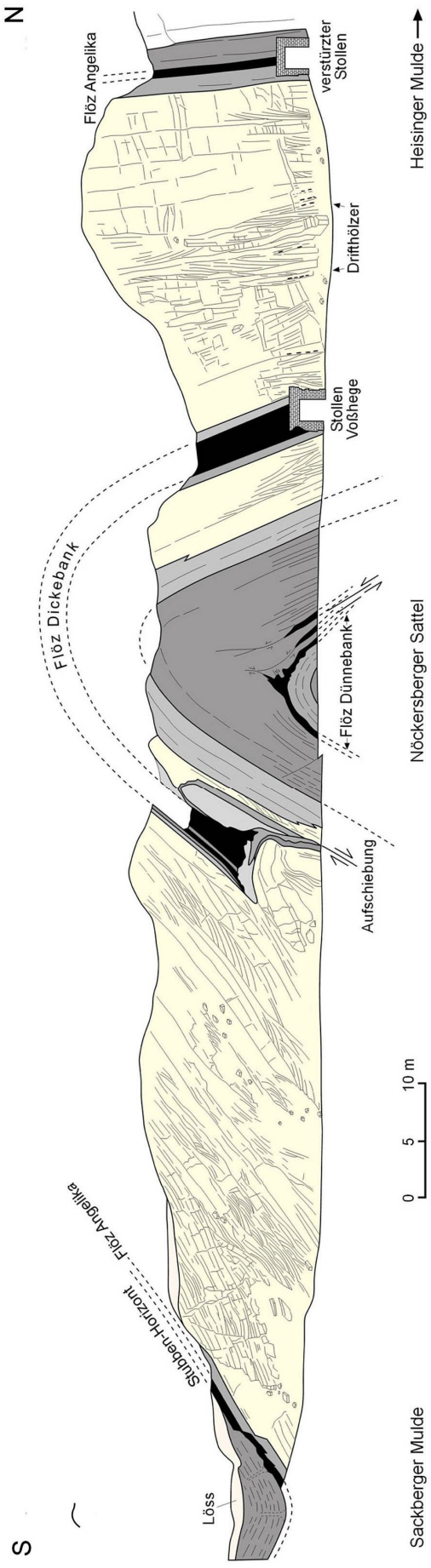


Abb. 8: Geologisches Detailprofil des zentralen, heute noch aufgeschlossenen Bereichs der Geologischen Wand Kampmannbrücke in Essen-Heisingen (T. KASIELKE nach MEYER o. J.).

Die ältesten Schichten finden sich im Kern des Nöckersberger Sattels mit dem aufgrund seiner geringen Mächtigkeit von nur etwa 0,3 m nicht abbauwürdigen Flöz Dünnebank und dem darunter ausgebildeten, fast 1,5 m mächtigen Wurzelboden (Abb. 9). Über dem Flöz folgt ein dunkler Tonstein, der mehrere Lagen von Toneisensteinknollen enthält (Abb. 10), nach oben hin immer sandiger wird und schließlich in einen Sandstein übergeht.

Abb. 9: Wurzelboden unter Flöz Dünnebank (C. BUCH).

Abb. 10: Toneisensteinknolle (C. BUCH).

Über einem nur wenige Dezimeter mächtigen Wurzelboden folgt das 2 m mächtige Flöz Dickebank. Über dem Flöz folgen 0,5 m mächtige Schiefertone, die zahlreiche Pflanzenfossilien von Calamiten (Schachtelhalm), Lepidodendren (Schuppenbaum) und Sigillarien (Siegelbaum) enthalten. Darüber folgt der im Ruhrgebiet weitverbreitete mächtige Dickebank-Sandstein (Abb. 4), dessen Mächtigkeit von 30 m im südlichen Aufschlussbereich auf 22 m im nördlichen Bereich abnimmt. Der schräggeschichtete, teilweise sehr dickbankig ausgebildete Sandstein enthält mehrere Lagen von z. T. meterlangen Drifthölzern (Abb. 11). Diese teilweise inkohlten, teilweise nur als Abdruck im Sandstein erkennbaren Hölzer wurden als Treibholz von jenem Fluss herangeführt, welcher auch die Sande des Dickebank-Sandsteins herantransportierte. Zudem zeigen sich stellenweise schön ausgebildete Liesegangsche Ringe an der Oberfläche des Sandsteins (Abb. 12). Hierbei handelt es sich um ringförmige Ausfällungen von Eisenoxiden in Gesteinsklüften.

Abb. 11: Abdruck eines im Dickebank-Sandstein eingebetteten Driftholzes (T. KASIELKE).

Abb. 12: Liesegangsche Ringe im Dickebank-Sandstein (T. KASIELKE).

Über dem Dickebank-Sandstein folgt ein 1,65 m mächtiger Wurzelboden mit dem zugehörigen Flöz Angelika (RICHTER 1996). Als Besonderheit zeigt sich hier eine nur wenige Zentimeter mächtige, helle Kaolin-Kohlentonsteinlage innerhalb des Flözes (Abb. 13).

Hierbei handelt es sich um einen entglasten vulkanischen Tuff (BRIX 2008). Diese Kaolin-Kohlentonsteinlagen stellen zusammen mit marinen Horizonten wichtige Leithorizonte für die stratigraphische Gliederung dar und dienen der Identifizierung, Korrelation und der einheitlichen Benennung der Kohleflöze im Ruhrkarbon (BURGER 1980).

Abb. 13: Kaolin-Kohlentonsteinlage (Pfeil) in Flöz Angelika (C. BUCH).

Die Schiefertone über Flöz Angelika führen im Bereich der Sackberger Mulde mehrere fossile, aufrecht stehende und bis zu 7 m hohe Baumstämme von Sigillarien (Stubben-Horizont). Die Siegelbäume wurden bei starken Hochwässern des Deltas vom mitgeführten Schlamm in "Lebendstellung" begraben. Zwar sind Reste dieser Stubben wohl noch heute vorhanden, doch bereitet ihre Freilegung und Konservierung aufgrund der Brüchigkeit des Gesteins große Probleme. Bei den derzeitigen Aufschlussverhältnissen sind sie nicht zu erkennen. Auf der Nordflanke des Sattels sind die gut 4 m mächtigen Tonsteine im Hangenden von Flöz Angelika zu sehen, die hier jedoch nur schichtig eingeregelte Pflanzenreste enthalten. Darüber treten geschart und unrein die nur geringmächtig ausgebildeten Flöze Karoline und Luise auf. Die hangenden Schichten aus Ton-, Schluff- und Sandstein sind heute nicht mehr aufgeschlossen. Das oberflächennah abgebaute Flöz Helene mit einem Sandstein darüber bildete das nordwärtige Ende des ursprünglichen Profils.

Die Auffaltung des Nöckersberger Sattels war mit kleinräumigen Überschiebungen verbunden. So schob sich der Dickebank-Sandstein auf der südlichen Sattelflanke in Richtung des Sattelkerns auf, riss ab und presste dabei das Flöz Dickebank auf (Abb. 8 & 14). Auch heute noch gut erkennbar sind die Störungen des Flözes Dünnebank im Bereich des Sattelkerns (Abb. 15). Auf dem Nordflügel tritt Flöz Dünnebank gleich dreimal nebeneinander auf, was durch südwärts zum Sattelfirst hin gerichtete Aufschiebungen bedingt wird (RICHTER 1996). Als Folge einer weiteren Überschiebung tritt Flöz Angelika im Bereich des Südflügels der Sackberger Mulde zweimal zu Tage (Abb. 3 & 7).

Von den sechs Flözen im Profil waren die mächtigeren Flöze Dickebank und Angelika abbauwürdig. Nur oberflächennah wurde das geringmächtige Flöz Helene abgebaut. Um 1800 baute die Stollenzeche Voßhege das Flöz Dickebank ab. Der Stolleneingang ist noch erhalten (Abb. 2). 1871 kam es zur Konsolidierung des Bergwerks mit der Zeche Flor & Flörchen. Nach einer Stilllegung des Bergwerks wurde die Zeche in der Nachkriegszeit wieder von 1947 bis 1952 in Betrieb genommen (HUSKE 1998). Der Stollen im Ausstrich von Flöz Angelika (Abb. 5) gehörte zur Zeche Wasserschneppe (TIEDT 2011), die seit dem 18. Jh. Kohle abbaute. 1812 wurde der Stollenbergbau eingestellt und ein Gesuch beim Bergamt auf den Übergang zum Tiefbau eingereicht. Nach der Aufstellung der von der Zeche Vollmond in Bochum übernommenen Wasserhaltungsdampfmaschine durch Franz Dinnendahl begann 1819 der Tiefbau (HUSKE 1998). Abgebaut wurde das Flöz Dickebank (MEYER o. J.).

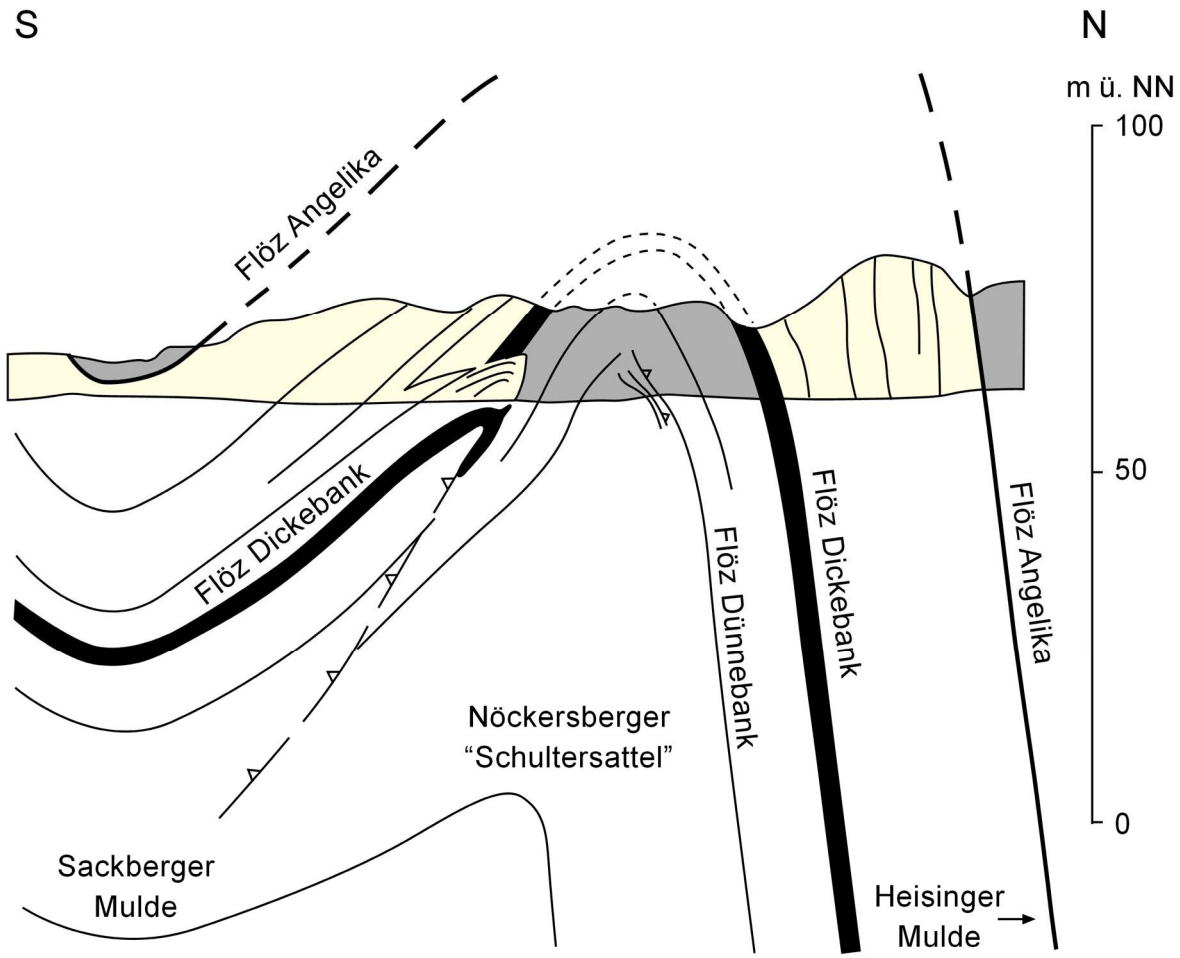


Abb. 14: Geologisches Profil durch den Nöckersberger Sattel. Im Südflügel tritt eine Überschiebung auf (T. KASIELKE nach BRAUCKMANN & al. 1993 in RICHTER 1996).

Abb. 15: Kleinräumige Überschiebungen zerscheren das Flöz Dünnebank (C. BUCH).

Sutan-Überschiebung bei der ehemaligen Zeche Carl Funke

Das zweite besuchte Profil liegt am Nordufer des Baldeneysees am ehemaligen Holzlagerplatz der Zeche Carl Funke. Die Entwicklungsgeschichte der Zeche Carl Funke gleicht der vieler weiterer Zechen im südlichen Ruhrrevier. Den Anfang bildete die Stollenzeche Hundsnocken, welche das gleichnamige Flöz (= Flöz Mausegatt nach Ruhreinheitsbezeichnung) abbaute. 1841 ging man zum Tiefbau über. Im Jahr 1870 kam es zur Konsolidation mit der der Zeche Vereinigte Flaßhoff zum Bergwerk Heisinger Tiefbau. Dieses Bergwerk wurde 1899 von Carl Funke übernommen. 1967 kam es zum Verbund mit der Zeche Pörtingsiepen. Im Jahr 1973, nach genau zwei Jahrhunderten Kohleabbau, wurde das Bergwerk endgültig stillgelegt (HUSKE 1998). Das Fördergerüst des Schachtes I ist noch erhalten (Abb. 16, vgl. Abb. 18).

Abb. 16: Fördergerüst des Schachtes I der ehemaligen Zeche Carl Funke (T. KASIELKE).

Bei dem 200 m flussabwärts des Schachtes gelegenen Profil handelt es sich um die einzige Stelle, an der eine der großen Überschiebungen (Abb. 17) des Ruhrkarbons an der Oberfläche zugänglich ist.

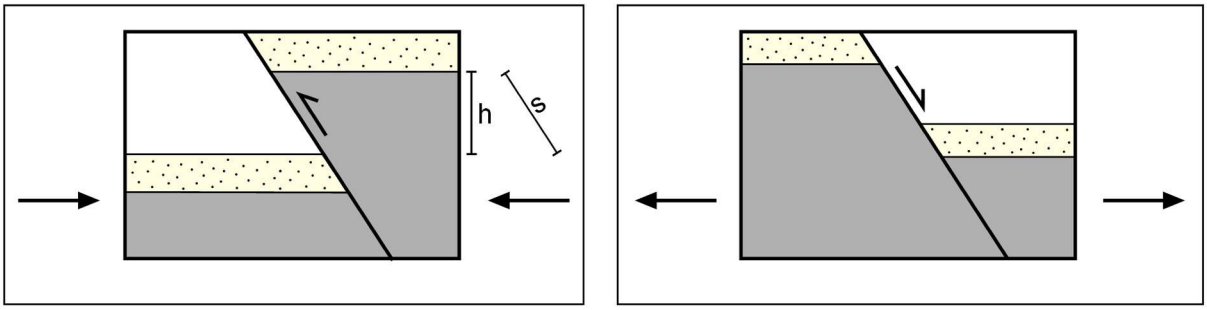


Abb. 17: Prinzipskizze zur Überschiebung (links) im Vergleich zur Abschiebung (rechts) mit Sprunghöhe h (= bankrechter Versatz) und Schubweite s (T. KASIELKE in Anlehnung an ZEPP 2008).

Die Sutan-Überschiebung ist die bedeutendste Störung im Steinkohlengebirge und lässt sich durch das gesamte Ruhrgebiet von Ratingen bis nach Ahlen verfolgen. Die maximalen bankrechten Verwürfe werden im Raum nördlich von Dortmund mit 900 m erreicht. Im Aufschlussbereich beträgt die Sprunghöhe 350 m, was einer Schubweite auf der Störungsfläche von etwa 1300 m entspricht (GD NRW 2003). So wurden die Unteren Wittener Schichten auf die Oberen Wittener Schichten (beide unteres Westfal A) aufgeschoben. Damit liegen nun stratigraphisch ältere über jüngeren Schichten (Abb. 14).

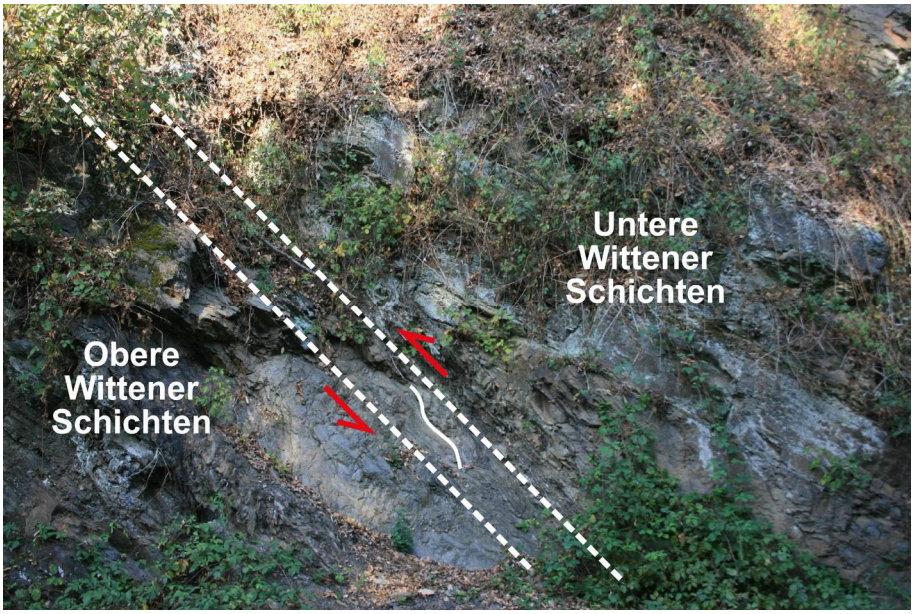


Abb. 18: Sutan-Verschiebung. Im Bereich der Störungsfläche (Ruschelzone) ist das Gestein aufgrund der Lage zwischen zwei aneinander vorbei gleitenden Gesteinskörpern verformt. Das deformierte Gestein wird als Kataklasit bezeichnet (BUCH 2012, bearb. von T. KASIELKE).

Östlich der Störung stehen Sandsteine im Liegenden von Flöz Mausegatt an; sie sind auf die feinkörnigeren Schluffsteine der Girondelle-Flözgruppe aufgeschoben (Abb. 15).

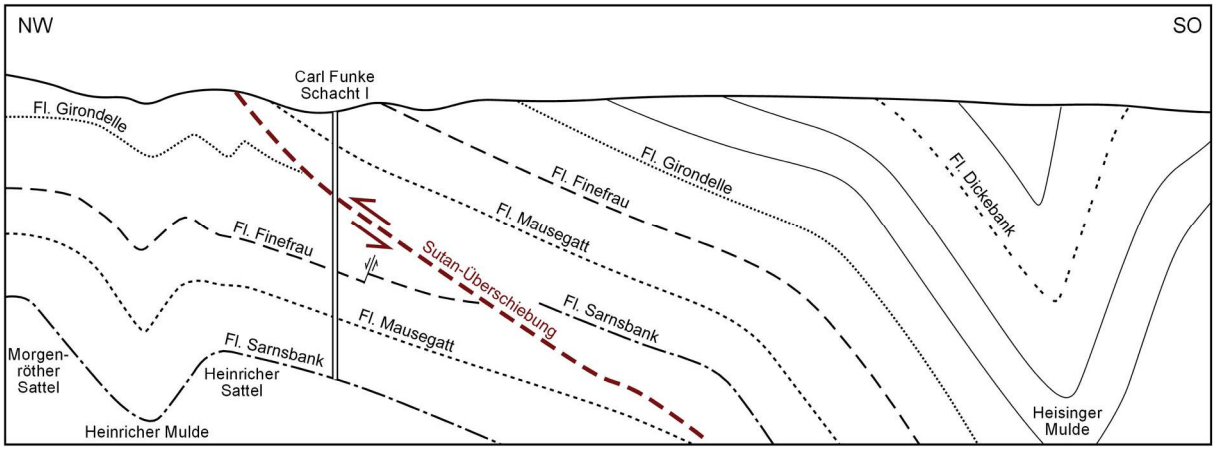


Abb. 19: Die Sutan-Überschiebung im Raum Essen-Heisingen (T. KASIELKE nach MEYER o. J.).

Die Sutan-Überschiebung brachte erhebliche Schwierigkeiten für den Bergmann mit sich. Die Flöze ließen sich nur bis zur Störung verfolgen, auf der anderen Seite der Störung setzten sich ganz andere Schichten fort. Zudem war das Gestein im Störungsbereich sehr brüchig. Dem Bergmann lag daher das Wort "Satan" auf der Zunge. Doch um das Unheil nicht zu beschwören, erhielt die Störung den Namen "Sutan" (MEYER o. J.).

Da sich der Verlauf der großen Störungen im Ruhrgebiet dem variszischen Faltenbau anpasst, d. h. die Störungen genau wie auch die Streichrichtung der Schichten in variszischer Richtung (SW-NO) verlaufen, und die Störungsfläche selbst gefaltet ist, wurde vermutet, dass es sich um Störungen handelt, die bereits vor der Gebirgsbildung vorhanden waren und dann im Zuge der Gebirgsbildung gefaltet wurden. Neuere Untersuchungen ergaben jedoch, dass die Störungen erst während der variszischen Orogenese zum Ausgleich von Volumenproblemen entstanden und in der Spätphase der Entwicklung selber verformt wurden (WREDE 1980, BRIX & al. 1988, BRIX 2008).

Im westlichen Aufschlussbereich lassen sich kleinräumige Spezialfalten beobachten, die im Zusammenhang mit der Überschiebung stehen (Abb. 16-18). Die Beschränkung der Falten auf den Bereich im Liegenden der Störung hat nach BRIX (2008) einen geometrischen Hintergrund: Die Schichten stoßen so auf die Störungsfläche, dass die Schichtfugen bei dem gegebenen Schersinn aufgeweitet werden, wodurch sich die Reibung verringert und eine Faltung erleichtert wird. In der hangenden Scholle hingegen werden die Schichten aufeinander gepresst, wodurch sich die Reibung erhöht und eine Faltung praktisch verhindert wird. Zudem bieten die grobbankigen Sandsteine weniger Gleitflächen als die schluffigen, feiner geschichteten Gesteine im Liegenden der Störung.

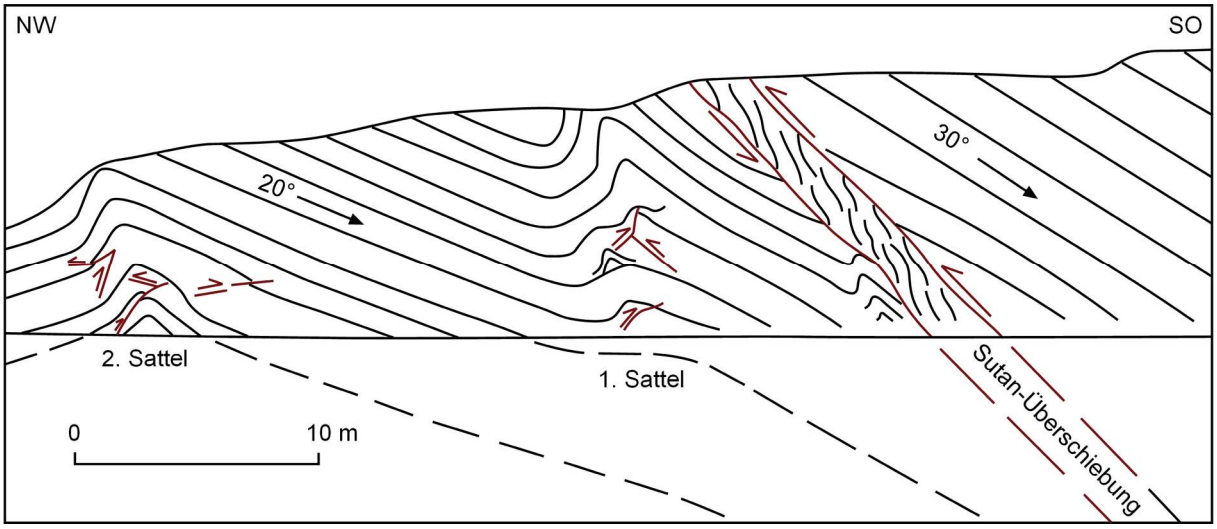


Abb 20: Skizze der Sutan-Überschiebung im Aufschluss am ehemaligen Holzlagerplatz der Zeche Carl Funke. Im Liegenden der Überschiebung kleinräumige Spezialfalten mit vielfältiger Überschiebungstektonik in den Faltenkernen (T. KASIELKE nach DROZDZEWSKI & WREDE 1989).

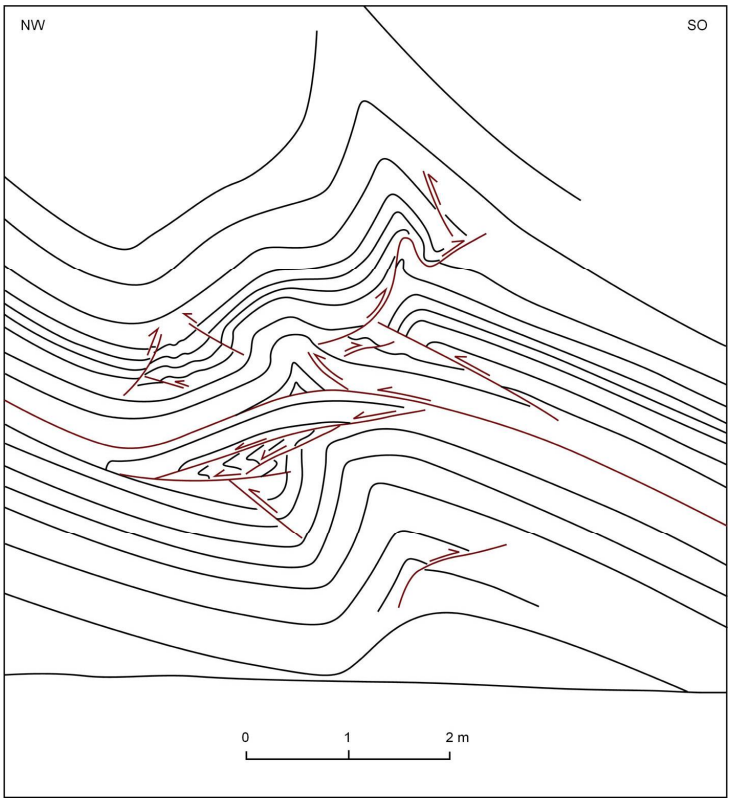


Abb. 21: Detailskizze der Faltung und Überschiebungstektonik im 1. Spezialsattel des Sutan-Aufschlusses (vgl. Abb. 20 & 22) (T. KASIELKE nach DROZDZEWSKI & WREDE 1989).

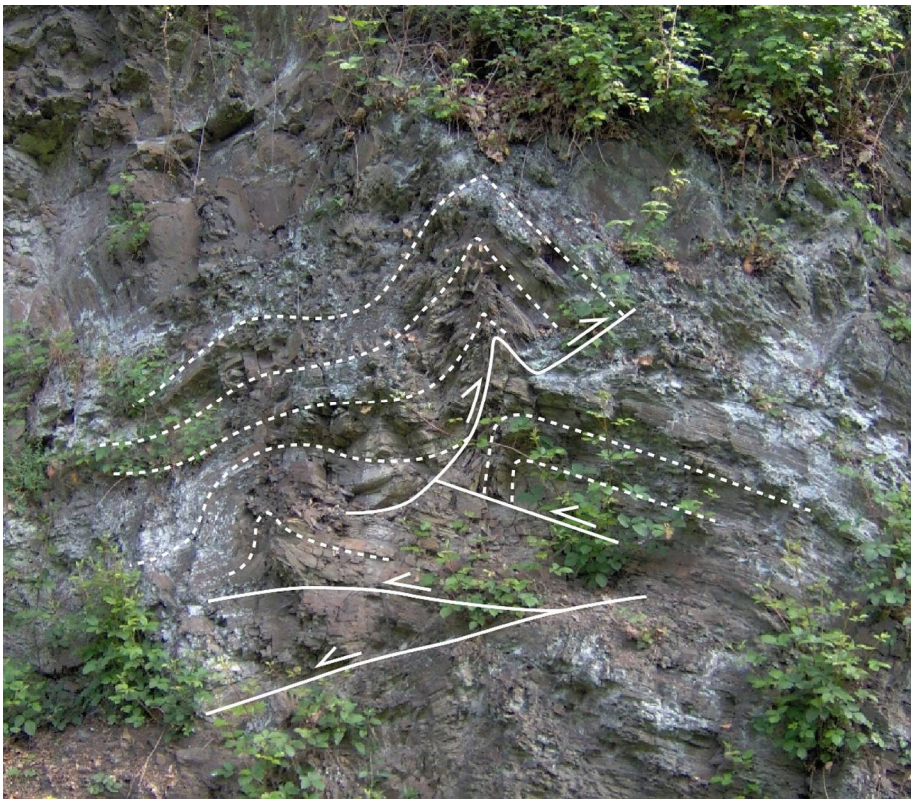


Abb. 22: Kleinräumige Kombination aus Spezialfalten und Überschiebungen im Liegenden der Sutan-Überschiebung im Bereich des 1. Spezialsattels (vgl. Abb. 21) (T. KASIELKE).

Literatur

BRIX, M. R. 2008: Karbonaufschlüsse bei Essen (Exkursion B am 25. März 2008). – In: KIRNBAUER, T., ROSENDAHL, W. & WREDE, V. (Hrsg.): Geologische Exkursionen in den Nationalen GeoPark Ruhrgebiet. – Essen: 137-148.

BRIX, M. R., DROZDZEWSKI, G., GREILING, R. O., WOLF, R. & WREDE, V. 1988: The N Variscan margin of the Ruhr coal district (Western Germany): structural style of a buried thrust front? – Geol. Rundschau 77(1): 115-126.

BURGER, K. 1980: Kaolin-Kohlentonsteine im flözführenden Oberkarbon des Niederrheinisch-Westfälischen Steinkohlenreviers. – Geol. Rundschau 69(2): 488-531.

DROZDZEWSKI, G. & WREDE, V. 1989: Die Überschiebungen des Ruhrkarbons als Elemente seines Stockwerkbaus, erläutert an Aufschlussbildern aus dem südlichen Ruhrgebiet. – Mitt. Geol. Ges. Essen 11: 72-88.

GD NRW (GEOLOGISCHER DIENST NORDRHEIN-WESTFALEN) 2003: Geotope in Nordrhein-Westfalen. Zeugnisse der Erdgeschichte, 2. Aufl. – Krefeld.

HUSKE, J. 1998: Die Steinkohlenzechen im Ruhrrevier. Daten und Fakten von den Anfängen bis 1997, 2. Aufl. – Bochum.

KASIELKE, T. 2012: Exkursion: Hagen-Vorhalle, Geologische Exkursion am Kaisberg. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 146-154.

MEYER, D. E. o. J.: Erläuterungstafeln an der Geologischen Wand Kampmannbrücke und am Sutan-Aufschluss.

RICHTER, D. 1996: Ruhrgebiet und Bergisches Land. Zwischen Ruhr und Wupper. – Sammlung Geologischer Führer 55, 3. Aufl. – Berlin.

TIEDT, M. 2011: Der frühe Bergbau an der Ruhr. Flözaufschluss Angelika an der Kampmannbrücke. – http://www.ruhrkohlenrevier.de/ob8010.html [20.09.12].

WREDE, V. 1980: Zusammenhänge zwischen Faltung und Überschiebungstektonik dargestellt am Beispiel der Bochumer Hauptmulde im östlichen Ruhrkarbon. – Diss. Techn. Univ. Clausthal, Clausthal-Zellerfeld.

ZEPP, H. 2008: Geomorphologie. Eine Einführung, 4. Aufl. – Paderborn.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	106-108	2013

Exkursion: Herne-Holsterhausen, Gewerbepark Hibernia

Leitung & Text: CORINNE BUCH, Protokoll: CORINNE BUCH, Datum: 05.05.2012

Teilnehmer: KLAUS ADOLPHI, RÜDIGER BUNK, BERNHARD DEMEL, SIMON ENGELS, GÜNTHER FRIEDRICH, ROLAND GLEICH, GERHARD GOLAK, HENNING HAEUPLER, TILL KASIELKE, SEBASTIAN MILDENBERGER, REINHARD ROSIN, LUDGER ROTHSCHUH, HUBERT SUMSER, MONIKA ZYBON-BIERMANN

Der heutige Gewerbepark Hibernia in Herne-Holsterhausen ist der ehemalige Standort eines Werks zur Herstellung von Stickstoffdünger. Die Fläche liegt seit den 1990er Jahren brach und wurde in den letzten Jahren im Nordteil zu einer parkähnlichen Landschaft mit "Grachten" umgestaltet. Hier wurden verschiedene Wasserpflanzen, Röhrichtarten (vor allem Schilf) und Ufergehölze angepflanzt. Obwohl sich in großen Teilen des Gebietes bereits Gewerbe angesiedelt hat, existieren noch einzelne offene Brachflächen mit Ruderalvegetation. Durch die Auflage von Bauschutt ist hier allerdings keine typische Vegetation der Industriebrachen des Ruhrgebiets zu finden, sondern eher nährstoffliebende Ruderalvegetation. Allerdings wachsen auf Betonresten Massen des magerkeitszeigenden Dreifinger-Steinbrech (*Saxifraga tridactylites*). Hervorzuheben ist ein Vorkommen von wenigen Exemplaren der Platterbsen-Wicke (*Vicia lathyroides*), die landesweit auf der Roten Liste NRW mit 2 (stark gefährdet) geführt wird. Bemerkenswert ist außerdem ein Fund des Dänischen Löffelkrauts (*Cochlearia danica*) außerhalb einer – allerdings nicht weit entfernten – Autobahn, der A43. Weiterhin wurde auch die Ackerröte (*Sherardia arvensis*) auf einer Ruderalfläche gefunden. Die Art ist auf Äckern durch intensive Bewirtschaftung selten geworden, tritt jedoch heute vermehrt in extensiv gepflegten Rasen in Vorgärten oder Parks auf.
Auf den Brachflächen existieren kleinere, im Vergleich zu den Grachten naturnahe Stillgewässer mit Sumpf-Segge (*Carex acutiformis*) und Gewöhnlicher Sumpfbinse (*Eleocharis palustris* agg.). Durch das Gebiet fließt der renaturierte Schmiedesbach. Hier siedeln Bestände der Gauklerblume (*Mimulus guttatus*), die möglicherweise aus einer Anpflanzung stammen oder aus Kultur verwilderten und offensichtlich eingebürgert sind.

Im Osten des Exkursionsgebietes grenzt die Bahnlinie der ehemaligen "Nokia-Bahn" an. Hier wurden typische Eisenbahnbegleiter vorgestellt, darunter Mauer-Felsenblümchen (*Draba muralis,* vgl. KASIELKE & JAGEL 2009), Sand-Schaumkresse (*Arabidopsis arenosa*) und Purpur-Storchschnabel (*Geranium purpureum*).

Als Funde am Wegrand sind die Feld-Kresse (*Lepidium campestre*) und Loesels Rauke (*Sisymbrium loeselii*) zu erwähnen. Beide Arten sind im Bochum-Herner Raum nicht häufig, letztere hat ihren nordrhein-westfälischen Verbreitungsschwerpunkt vor allem im Rheinland.

Literatur:

KASIELKE, T. & JAGEL, A. 2009: Das Mauer-Felsenblümchen (*Draba muralis*) auf Bahngeländen im Ruhrgebiet. – Natur & Heimat (Münster) 69(4): 151-158.

Artenliste

Acer campestre – Feld-Ahorn
Acer platanoides – Spitz-Ahorn
Acer pseudoplatanus – Berg-Ahorn
Aesculus hippocastanum – Gewöhnliche Rosskastanie, S
Agrostis stolonifera – Weißes Straußgras
Alchemilla mollis – Weicher Frauenmantel, S
Alliaria petiolata – Knoblauchsrauke
Alopecurus myosuroides – Acker-Fuchsschwanz
Arabidopsis arenosa – Sand-Schaumkresse
Arabidopsis thaliana – Acker-Schmalwand
Arctium minus – Kleine Klette

Arenaria serpyllifolia – Quendelblättriges Sandkraut
Arrhenatherum elatius – Glatthafer
Artemisia vulgaris – Gewöhnlicher Beifuß
Bellis perennis – Gänseblümchen
Betula pendula – Hänge-Birke
Bromus hordeaceus – Weiche Trespe
Bromus sterilis – Taube Trespe
Buddleja davidii – Sommerflieder, E
Calamagrostis epigejos – Land-Reitgras
Calystegia sepium – Gewöhnliche Zaunwinde
Campanula rapunculoides – Acker-Glockenblume, RL BRG 3
Cardamine hirsuta – Behaartes Schaumkraut
Carduus crispus – Krause Distel
Carex acutiformis – Sumpf-Segge
Carex hirta – Behaarte Segge
Carex pendula – Hänge-Segge, S
Carex remota – Winkel-Segge
Centaurea jacea agg. – Artengruppe Wiesen-Flockenblume
Cerastium glomeratum – Knäuel-Hornkraut
Cerastium glutinosum – Drüsiges Hornkraut
Cerastium holosteoides – Gewöhnliches Hornkraut
Cerastium semidecandrum – Sand-Hornkraut
Chenopodium album – Weißer Gänsefuß
Cirsium arvense – Acker-Kratzdistel
Cirsium vulgare – Gewöhnliche Kratzdistel
Cochlearia danica – Dänisches Löffelkraut, E
Conyza canadensis – Kanadisches Berufkraut
Cornus sanguinea – Roter Hartriegel, K, S
Corylus avellana – Haselnuss
Crataegus spec. – Weißdorn
Crepis capillaris – Kleinköpfiger Pippau
Cytisus scoparius – Besenginster
Dactylis glomerata – Wiesen-Knäuelgras
Daucus carota – Wilde Möhre
Dipsacus fullonum – Wilde Karde
Draba muralis – Mauer-Felsenblümchen
Echium vulgare – Gewöhnlicher Natternkopf
Eleocharis palustris agg.– Artengruppe Gewöhnliche Sumpfbinse
Equisetum arvense – Acker-Schachtelhalm
Erigeron annuus – Einjähriges Berufkraut
Erodium cicutarium – Gewöhnlicher Reiherschnabel
Erophila verna agg. – Artengruppe Frühlings-Hungerblümchen
Eupatorium cannabinum – Wasserdost
Fallopia japonica – Japanischer Staudenknöterich
Fallopia ×*bohemica* – Bastard-Staudenknöterich
Festuca brevipila – Raublättriger Schwingel
Festuca rubra – Rot-Schwingel
Filipendula ulmaria – Echtes Mädesüß
Fragaria ×*ananassa* – Garten-Erdbeere
Fragaria vesca – Wald-Erdbeere
Fraxinus excelsior – Gewöhnliche Esche
Galeopsis tetrahit – Gewöhnlicher Hohlzahn
Galium album – Weißes Labkraut
Galium aparine – Kletten-Labkraut
Galium verum – Echtes Labkraut, K, S
Geranium dissectum – Schlitzblättriger Storchschnabel
Geranium molle – Weicher Storchschnabel
Geranium purpureum – Purpur-Storchschnabel
Geranium pusillum – Kleiner Storchschnabel
Geranium robertianum – Stinkender Storchschnabel
Geum urbanum – Gewöhnliche Nelkenwurz
Glechoma hederacea – Gundermann
Glyceria maxima – Wasser-Schwaden
Heracleum sphondylium – Wiesen-Bärenklau
Herniaria glabra – Kahles Bruchkraut
Hieracium pilosella – Kleines Habichtskraut
Hieracium piloselloides – Florentiner Habichtskraut
Holcus lanatus – Wolliges Honiggras
Humulus lupulus – Hopfen
Hyacinthoides spec. – Hasenglöckchen, S
Hypericum perforatum – Tüpfel-Johanniskraut
Hypochaeris radicata – Gewöhnliches Ferkelkraut
Iris pseudacorus – Sumpf-Schwertlilie
Juncus effusus – Flatter-Binse
Juncus inflexus – Blaugrüne Binse
Lactuca serriola – Kompass-Lattich
Lamium album – Weiße Taubnessel
Lamium amplexicaule – Stängelumfassende Taubnessel
Lamium argentatum – Silberblatt-Goldnessel, S
Lamium hybridum – Eingeschnittene Taubnessel
Lamium purpureum – Rote Taubnessel
Lemna minor – Kleine Wasserlinse
Lepidium campestre – Feld-Kresse, RL BRG 3
Leucanthemum vulgare agg. – Artengruppe Gewöhnliche Margerite, S
Linaria vulgaris – Gewöhnliches Leinkraut
Lolium perenne – Ausdauernder Lolch
Lonicera xylosteum – Rote Heckenkirsche, K
Lotus sativus – Saat-Hornklee, E
Lysimachia nummularia – Pfennigkraut
Malva moschata – Moschus-Malve
Medicago lupulina – Hopfen-Schneckenklee
Melilotus spec. – Steinklee
Mimulus guttatus – Gelbe Gauklerblume, E
Myosotis arvensis – Acker-Vergissmeinnicht
Myosotis ramosissima – Hügel-Vergissmeinnicht RL NRW, BRG 3
Oenothera spec. – Nachtkerze
Ornithogalum umbellatum s. str. – Doldiger Milchstern (det. W. BOMBLE)
Papaver rhoeas – Klatsch-Mohn
Pastinaca sativa agg. – Artengruppe Pastinak
Phalaris arundinacea – Rohr-Glanzgras
Phragmites australis – Schilf
Plantago lanceolata – Spitz-Wegerich
Plantago major – Großer Wegerich
Poa angustifolia – Schmalblättriges Rispengras
Poa annua – Einjähriges Rispengras
Poa compressa – Platthalm-Rispengras
Poa trivialis – Gewöhnliches Rispengras
Populus maximowiczii-Hybride, S

Populus tremula – Zitter-Pappel
Potentilla anserina – Gänse-Fingerkraut
Potentilla reptans – Kriechendes Fingerkraut
Prunella vulgaris – Kleine Braunelle
Prunus padus – Trauben-Kirsche
Quercus robur – Stiel-Eiche
Ranunculus acris – Scharfer Hahnenfuß
Ranunculus repens – Kriechender Hahnenfuß
Ranunculus sceleratus – Gift-Hahnenfuß
Reseda lutea – Gelber Wau
Reseda luteola – Färber-Wau
Robinia pseudoacacia – Robinie, S
Rorippa palustris – Gewöhnliche Sumpfkresse
Rosa spec. – Rose
Rubus armeniacus – Armenische Brombeere
Rubus laciniatus – Schlitzblättrige Brombeere, S
Rubus fruticosus agg. – Artengruppe Brombeere
Rumex acetosa – Wiesen-Sauerampfer
Rumex crispus – Krauser Ampfer
Rumex obtusifolius – Stumpfblättriger Ampfer
Salix alba – Silber-Weide
Salix caprea – Sal-Weide
Salix purpurea – Purpur-Weide, K
Sambucus nigra – Schwarzer Holunder
Sambucus racemosa – Trauben-Holunder
Sanguisorba minor subsp. *balearica* – Höckerfrüchtiger Wiesenknopf, S
Saxifraga tridactylites – Dreifinger-Steinbrech
Schoenoplectus spec. – Teichsimse, Status unklar
Scrophularia nodosa – Knotige Braunwurz
Sedum acre – Scharfer Mauerpfeffer
Senecio inaequidens – Schmalblättriges Greiskraut
Senecio jacobaea – Jakobs-Greiskraut
Senecio vulgaris – Gewöhnliches Greiskraut
Sherardia arvensis – Ackerröte, RL NRW, WT, BRG 3
Silene latifolia subsp. *alba* – Weiße Lichtnelke
Silene vulgaris – Gewöhnliches Leimkraut
Sinapis arvensis – Acker-Senf
Sisymbrium altissimum – Hohe Rauke
Sisymbrium loeselii – Loesels Rauke
Sisymbrium officinale – Weg-Rauke
Solidago canadensis – Kanadische Goldrute
Solidago gigantea – Späte Goldrute
Stachys byzantina – Woll-Ziest, S
Stachys sylvatica – Wald-Ziest
Stellaria media – Gewöhnliche Vogelmiere
Stellaria pallida – Bleiche Vogelmiere
Symphytum officinale – Gewöhnlicher Beinwell
Tanacetum vulgare – Rainfarn
Taraxacum spec. – Löwenzahn
Trifolium pratense – Wiesen-Klee
Trifolium repens – Kriechender Klee
Tripleurospermum perforatum – Geruchlose Kamille
Tussilago farfara – Huflattich
Typha latifolia – Breitblättriger Rohrkolben
Ulmus ×*hollandica* – Bastard-Ulme
Urtica dioica – Große Brennnessel
Verbascum nigrum – Schwarze Königskerze
Verbascum spec. – Königskerze
Veronica arvensis – Feld-Ehrenpreis
Veronica chamaedrys – Gamander-Ehrenpreis
Veronica filiformis – Faden-Ehrenpreis
Veronica sublobata – Schwachgelappter Efeu-Ehrenpreis
Veronica peregrina – Fremder Ehrenpreis
Veronica serpyllifolia – Quendel-Ehrenpreis
Viburnum lantana – Wolliger Schneeball, K
Viburnum opulus – Gewöhnlicher Schneeball, K
Vicia angustifolia – Schmalblättrige Wicke
Vicia lathyroides – Platterbsen-Wicke, RL NRW, WT 2, BRG 0!
Viola arvensis – Acker-Stiefmütterchen
Viola cornuta – Horn-Veilchen, S
Viola odorata – März-Veilchen

Abb. 1: *Vicia lathyroides* (Platterbsen-Wicke) in Herne (C. BUCH).

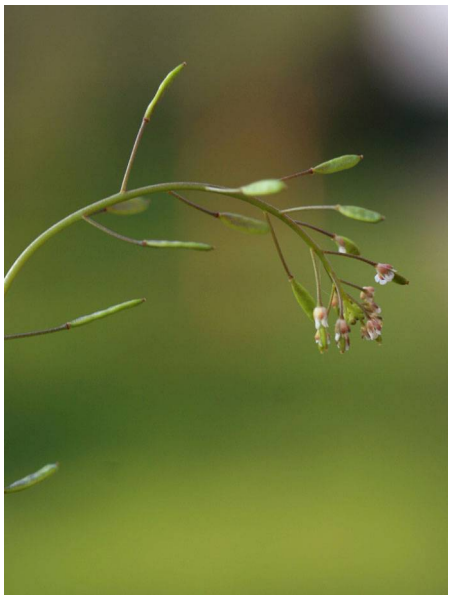


Abb. 2: *Draba muralis* (Felsen-Mauerblümchen) in Herne (C. BUCH).

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	109-110	2013

Exkursion: Herne-Sodingen, Koniferen auf dem Südfriedhof an der Wiescherstraße

Leitung und Text: ARMIN JAGEL, Protokoll: INGO HETZEL, Datum: 25.02.2012

Teilnehmer: CORINNE BUCH, RÜDIGER BUNK, GERHARD GOLAK, ANNETTE HÖGGEMEIER, IRIS KABUS, MARCUS LUBIENSKI, CARLA MICHELS, SEBASTIAN MILDENBERGER, REINHARD ROSIN, SIMON WIGGEN, MONIKA ZYBON-BIERMANN

Während es in der heimischen Flora nur wenige immergrüne Gehölze gibt, werden sie insbesondere auf Friedhöfen sehr häufig gepflanzt, auch weil "immergrün" traditionell "Ewiges Leben" symbolisiert. Besonders häufig sind hier Koniferen in den verschiedensten Zwergformen zu finden. Die Bestimmung der unzähligen Zuchtsorten ist schwierig und in vielen Fällen nicht möglich, die Zuordnung zu den botanischen Arten gelingt allerdings in den meisten Fällen. Die oft nicht wahrgenommene Blütezeit der Koniferen liegt wie die vieler windbestäubter Arten im Winter. So sollten auf dem Herner Friedhof auch blühende Zapfen gezeigt werden, viele waren allerdings in den zurückliegenden eiskalten Wochen erfroren oder soweit in der Entwicklung zurück, dass keine Bestäubungstropfen beobachtet werden konnten. Neben den Koniferen wurden auch die immergrünen Zierpflanzenarten aus der Gruppe der Blütenpflanzen (Angiospermen) vorgestellt.

Abb. 1: Auf der Suche nach Bestäubungstropfen (C. BUCH).

Abb. 2: Erstaunlich winterhart, die Zimmer-Zypresse (*Cupressus macrocarpa* 'Goldcrest') (A. HÖGGEMEIER).

Koniferen – Nadelbäume

Abies koreana – Koreanische Tanne, Korea-Tanne (*Pinaceae*, Korea)
Abies procera – Edle Tanne, Edel-Tanne (*Pinaceae*, USA)
Cedrus atlantica – Atlas-Zeder (*Pinaceae*, Marokko, Algerien, Atlas-Gebirge)
    Sorte 'Glauca' – Blau-Zeder
Chamaecyparis lawsoniana – Lawsons Scheinzypresse (*Cupressaceae*, USA)
Chamaecyparis obtusa – Hinoki-Scheinzypresse (*Cupressaceae*, Japan, Taiwan)
    Sorte 'Nana Gracilis' – Muschel-Scheinzypresse, Muschelzypresse
Chamaecyparis pisifera – Sawara-Scheinzypresse (*Cupressaceae*, Japan)
    Sortengruppe 'Filifera'
    Sortengruppe 'Plumosa'
    Sortengruppe 'Squarrosa'
Cupressus macrocarpa – Monterey-Zypresse (*Cupressaceae*, USA)
    Sorte 'Goldcrest' – Zimmer-Zypresse
Cupressus nootkatensis – Nutka-Zypresse, Nootka-Scheinzypresse (= *Chamaecyparis nootkatensis*, *Cupressaceae*, westl. N-Amerika)
    Sorte 'Pendula' – Hänge-Nutka-Zypresse, Hänge-Nootka-Scheinzypresse

Juniperus chinensis – Chinesischer Wacholder (*Cupressaceae*, China, Mongolei, Japan)
Sortenruppe 'Pfitzeriana' und weitere Sorten
Juniperus squamata – Schuppen-Wacholder (*Cupressaceae*, Himalaya, China, Taiwan)
Sorte 'Blue Star'
Sorte 'Meyeri'
Metasequoia glyptostroboides – Urwelt-Mammutbaum (*Cupressaceae*, "*Taxodiaceae*", China)
Microbiota decussata – Zwerglebensbaum (*Cupressaceae*, O-Sibirien)
Picea abies – Europäische Fichte (*Pinaceae*, Europa)
Picea glauca – Kanadische Fichte (*Pinaceae*, N-Amerika)
Sorte 'Conica' – Zuckerhut-Fichte
Picea omorica – Serbische Fichte (*Pinaceae*, Balkanhalbinsel)
Picea pungens – Stech-Fichte (*Pinaceae*, USA)
Pinus mugo – Berg-Kiefer (*Pinaceae*, Europa)
Pinus nigra – Schwarz-Kiefer (*Pinaceae*, Europa)
Pinus parviflora – Mädchen-Kiefer (*Pinaceae*, Japan)
Pinus wallichiana – Tränen-Kiefer (*Pinaceae*, Himalaja)
Platycladus orientalis – Morgenländischer Lebensbaum (= *Thuja orientalis*, *Cupressaceae*, China, Korea)
Taxus baccata – Gewöhnliche Eibe (*Taxaceae*, einheimisch/eingebürgert)
Thuja occidentalis – Abendländischer Lebensbaum (*Cupressaceae*, N-Amerika)
Tsuga canadensis – Kanadische Hemlocktanne (*Pinaceae*, N-Amerika)
Tsuga heterophylla – Westliche Hemlocktanne (*Pinaceae*, N-Amerika)

Immergrüne Angiospermen – Blütenpflanzen

Aucuba japonica – Japanische Aukube (*Cornaceae*, Japan, China, Taiwan)
Sorte 'Variegata'
Berberis thunbergii – Thunbergs Berberitze (*Berberidaceae*, Japan)
Buxus sempervirens – Gewöhnlicher Buchsbaum (*Buxaceae*, Südeuropa, südl. Mitteleuropa)
Calluna vulgaris – Besenheide (*Ericaceae*, Europa)
Erica carnea – Schneeheide (*Ericaceae*, Europa)
Euonymus fortunei var. *radicans* – Kletternder Spindelstrauch (*Celastraceae*, Japan, Korea)
Hedera helix – Gewöhnlicher Efeu (*Araliaceae*, Europa, einheimisch in NRW)
Ilex aquifolium – Gewöhnliche Stechpalme, Hülse (*Aquifoliaceae*, einheimisch in NRW)
Ilex crenata – Japanische Stechpalme (*Aquifoliaceae*, Japan)
Lonicera nitida/pileata – Immergrüne Heckenkirsche (*Caprifoliaceae*, China)
Mahonia aquifolium – Gewöhnliche Mahonie (*Berberidaceae*, Nordamerika)
Osmanthus heterophyllus – Stachelblättrige Duftblüte (*Oleaceae*, Japan, Taiwan)
Sorte 'Goshiki'
Pachysandra terminalis – Japanischer Ysander (*Buxaceae*, China, Japan)
Pieris japonica – Japanische Lavendelheide (*Ericaceae*, Japan), mit Blattschäden durch den Befall der Andromeda-Netzwanze (*Stephanitis takeyai*).
Prunus laurocerasus – Pontische Lorbeerkirsche (*Rosaceae*, Osteuropa, Kaukasus, Hyrkanien)
Pyracantha coccinea – Mittelmeer-Feuerdorn (*Rosaceae*, Südeuropa, Kleinasien)
Rhododendron catawbiense – Catawba-Rhododendron (*Ericaceae*, USA)
verschiedene Sorten
Rhododendron div. spec. – verschiedene weitere Rhododendron-Arten/-Sorten (*Ericaceae*)
Skimmia japonica subsp. *japonica* – Japanische Skimmie (*Rutaceae*, Japan, Taiwan)
Skimmia japonica subsp. *reevesiana* – Japanische Frucht-Skimmie (*Rutaceae*, China, Taiwan, Philippinen)
Viburnum rhytidophyllum – Runzelblättriger Schneeball (*Caprifoliaceae*, China)

Blühende Frühjahrsgeophyten

Crocus tommasianus – Elfen-Krokus
Galanthus nivalis – Schneeglöckchen

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	111-113	2013

Exkursion: Wahner Heide

Leitung & Text: HUBERT SUMSER, Protokoll: ARMIN JAGEL, Datum: 01.07.2012

Teilnehmer: KLAUS ADOLPHI, KLAUS ADOLPHY, CHRISTIAN BECKMANN, GUIDO BOHN, CORINNE BUCH, RÜDIGER BUNK, GABI FALK, GUNTER FALK, GÜNTHER FRIEDRICH, RENATE FUCHS, PETER KEIL, TIMON KEIL, GÖTZ H. LOOS, BERTHOLD OHS, LUDGER ROTHSCHUH, ULRIKE SANDMANN, THOMAS SCHMITT, MANFRED SPORBERT, HEIDE STIEB, GREGOR ZIMMERMANN

Bei der Wahner Heide handelt es sich mit ca. 5000 ha um das größte Naturschutzgebiet der Rhein-Mittelterrasse mit sandig-kiesigem, manchmal auch tonigem Untergrund. Seit Anfang des 19. Jahrhunderts wurde es als Truppenübungsplatz genutzt, davor jahrhundertelang als Weide, zur Brennholzgewinnung und als Abplaggungsgebiet. Bisher wurden über 700 Organismen der Roten Listen NRWs nachgewiesen, wobei mehrere zoologische Gruppen (z. B. Arthropoden und Mollusken) noch nicht systematisch untersucht werden konnten. Im Exkursionsgebiet liegen Sandmagerrasen, Heiden, festgelegte Binnendünen, Sümpfe und Moore. Einige der aufgesuchten Arten sind landesweit äußerst selten wie der Zwerglein (*Radiola linoides*) oder kommen in ganz Nordrhein-Westfalen heute nur im Gebiet der Wahner Heide vor, wie der Ysopblättrige Weiderich (*Lythrum hyssopifolia*) und die Wasserfalle (*Aldrovanda versiculosa*).

Artenliste

Agrostis capillaris – Rotes Straußgras
Agrostis vinealis – Sand-Straußgras, RL NRW V
Aira caryophyllea – Nelken-Haferschmiele, RL NRW 3
Aira praecox – Frühe Haferschmiele, RL NRW 3
Aldrovanda vesiculosa – Wasserfalle, Herkunft unklar (Abb. 3)
Alisma plantago-aquatica – Gewöhnlicher Froschlöffel
Alnus glutinosa – Schwarz-Erle
Alnus incana – Grau-Erle, S
Anthoxanthum odoratum – Gewöhnliches Ruchgras
Betula pendula – Sand-Birke
Brachypodium sylvaticum – Wald-Zwenke
Calamagrostis epigejos – Land-Reitgras
Calluna vulgaris – Heidekraut
Campanula rapunculus – Rapunzel-Glockenblume
Carex demissa – Aufsteigende Gelb-Segge, RL NRW V
Carex echinata – Igel-Segge, RL NRW 3
Carex flava – Echte Gelb-Segge, RL NRW 2
Carex hirta – Behaarte Segge
Carex leporina – Hasenpfoten-Segge
Carex oederi – Späte Gelb-Segge, RL NRW 3S
Carex panicea – Hirse-Segge, RL NRW 3S
Carex pilulifera – Pillen-Segge
Carex spicata – Dichtährige Segge
Carlina vulgaris – Golddistel
Centaurea decipiens – Täuschende Flockenblume
Centaurea decipiens × *jacea*
Centaurium erythraea – Echtes Tausendgüldenkraut, RL NRW V
Centaurium pulchellum – Kleines Tausendgüldenkraut, RL NRW 3
Ceratophyllum demersum – Raues Hornblatt
Cirsium palustre – Sumpf-Kratzdistel
Clinopodium vulgare – Wirbeldost
Cynosurus cristatus – Kammgras
Cytisus scoparius – Besenginster
Dactylorhiza fuchsii – Fuchs-Knabenkraut (det. LOOS)
Dactylorhiza fuchsii × *majalis* (det. LOOS)
Dactylorhiza incarnata-Hybride (det. LOOS)
Danthonia decumbens – Zweizahn
Dianthus armeria – Raue Nelke, Büschel-Nelke, RL NRW 3
Dianthus deltoides – Heide-Nelke, RL NRW 3
Drosera intermedia – Mittlerer Sonnentau, RL NRW 3S
Drosera rotundifolia – Rundblättriger Sonnentau, RL NRW 3S
Echium vulgare – Gewöhnlicher Natternkopf
Eleocharis mamillata subsp. *austriaca* – Österreichische Sumpfbinse, RL NRW 3
Eleocharis vulgaris – Gewöhnliche Sumpfbinse
Epipactis helleborine – Breitblättrige Stendelwurz
Erica tetralix – Glocken-Heide
Erigeron annuus agg. – Artengruppe Einjähriges Berufkraut
Eriophorum angustifolium – Schmalblättriges Wollgras, RL NRW 3
Euphrasia diekjobstii – Kleinblütiger Steifer Augentrost (*E. stricta* agg.), RL NRW 3 (vgl. LOOS 2010)
Euphrasia nemorosa agg. – Artengruppe Hain-Augentrost, RL NRW 3
Festuca brevipila – Raublättriger Schaf-Schwingel
Festuca filiformis – Haar-Schaf-Schwingel
Filago minima – Kleines Filzkraut
Galium album agg. (u. a. *G. beckhausianum*, vgl. LOOS 2010) – Artengruppe Weißes Labkraut
Galium elongatum – Hohes Labkraut

Galium verum – Echtes Labkraut
Geranium columbinum – Tauben-Storchschnabel
Glyceria declinata – Blaugrüner Schwaden
Glyceria fluitans – Flutender Schwaden
Glyceria notata – Gefalteter Schwaden
Gnaphalium uliginosum – Sumpf-Ruhrkraut
Hieracium pilosella – Kleines Habichtskraut
Hypericum dubium – Stumpfkantiges Johanniskraut
Hypericum perforatum – Echtes Johanniskraut
Hypochaeris radicata – Gewöhnliches Ferkelkraut
Illecebrum verticillatum – Quirlige Knorpelmiere, RL NRW *3*
Jasione montana – Berg-Sandglöckchen, RL NRW 3
Juncus acutiflorus – Spitzblütige Binse
Juncus articulatus agg. (*Juncus articulatus* s. str. & *J. erecticulmis*, vgl. Loos 2010) – Glieder-Binse
Juncus bufonius – Kröten-Binse
Juncus bulbosus – Zwiebel-Binse
Juncus conglomeratus – Knäuel-Binse
Juncus effusus – Flatter-Binse
Juncus minutulus – Kleinste Binse
Juncus tenuis – Zarte Binse
Lathyrus pratensis – Wiesen-Platterbse
Lathyrus sylvestris – Wilde Platterbse
Lepidium campestre – Feld-Kresse
Lepidium virginicum – Virginische Kresse
Leontodon saxatilis – Nickender Löwenzahn
Leucanthemum vulgare agg. – Artengruppe Gewöhnliche Margerite, S
Linum catharticum – Purgier-Lein
Lotus sativus – Saat-Hornklee, E
Lotus suberectus (= *L. corniculatus* var. *fallax*, vgl. Loos 2010), E
Luzula multiflora – Vielblütige Hainsimse
Lysimachia vulgaris – Gewöhnlicher Gilbweiderich
Lythrum hyssopifolia – Ysopblättriger Weiderich, RL NRW 2 (Abb. 4)
Lythrum salicaria – Blut-Weiderich
Melilotus albus – Weißer Steinklee
Molinia caerulea – Pfeifengras
Narthecium ossifragum – Gelbe Moorlilie, RL NRW 3S (Abb. 2)
Oenothera biennis s. str. – Gewöhnliche Nachtkerze
Oenothera punctulata – Punktierte Nachtkerze
Oenothera pycnocarpa – Chicago-Nachtkerze
Oenothera spec. – Nachtkerze
Origanum vulgare – Gewöhnlicher Dost
Ornithopus compressus – Kleiner Vogelfuß
Pedicularis sylvatica – Wald-Läusekraut, RL NRW 3S
Peplis portula – Sumpfquendel
Phragmites australis – Schilf
Picris hieracioides – Bitterkraut
Pinus sylvestris – Wald-Kiefer, E
Plantago coronopus – Krähenfuß-Wegerich (am Straßenrand)
Platanthera bifolia s. str. – Zweiblättrige Waldhyazinthe, RL NRW 3
Poa compressa – Platthalm-Rispengras
Polygala serpyllifolia – Quendel-Kreuzblümchen, RL NRW 3
Polygala vulgaris subsp. *vulgaris* – Gewöhnliches Kreuzblümchen, RL NRW 3
Populus tremula – Zitter-Pappel
Potamogeton natans – Schwimmendes Laichkraut
Potamogeton polygonifolius – Knöterich-Laichkraut, RL NRW 3
Potentilla argentea – Silber-Fingerkraut
Potentilla erecta – Blutwurz
Potentilla intermedia – Mittleres Fingerkraut
Potentilla norvegica – Norwegisches Fingerkraut
Prunella vulgaris – Gewöhnliche Braunelle
Quercus robur – Stiel-Eiche
Quercus rubra – Rot-Eiche, K
Radiola linoides – Zwerglein, RL NRW 2 (Abb. 1)
Rhynchospora alba – Weißes Schnabelried, RL NRW 3S
Robinia pseudoacacia – Robinie, E
Rosa canina – Hunds-Rose
Rubus armeniacus – Armenische Brombeere
Rubus divaricatus – Sparrige Brombeere
Rubus plicatus – Falten-Brombeere
Rubus pseudargenteus – Falsche Silber-Brombeere
Rubus spinacurva – Kreidige Brombeere
Rubus sprengelii – Sprengels Brombeere
Rubus vinetorum
Ranunculus flammula – Brennender Hahnenfuß
Rumex acetosella – Kleiner Sauerampfer
Rumex tenuifolius – Schmalblättriger Sauerampfer
Salix alba – Silber-Weide
Salix aurita – Öhrchen-Weide
Salix caprea – Sal-Weide
Salix ×*multinervis* – Vielnervige Weide
Salix purpurea (*lambertiana*-Typ) – Purpur-Weide
Salix repens – Kriechende Weide, RL NRW 3
Salvia nemorosa – Hain-Salbei, S
Scleranthus polycarpos – Triften-Knäuel, RL NRW 3
Senecio inaequidens – Schmalblättriges Greiskraut
Senecio jacobaea – Jakobs-Greiskraut
Senecio viscosus – Klebriges Greiskraut
Stellaria graminea – Gras-Sternmiere
Thymus pulegioides – Feld-Thymian
Trifolium arvense – Hasen-Klee
Trifolium campestre – Feld-Klee
Utricularia australis – Südlicher Wasserschlauch, RL NRW 3
Verbascum densiflorum – Großblütige Königskerze
Verbascum lychnitis subsp. *moenchii* – Mehlige Königskerze
Verbascum nigrum – Schwarze Königskerze
Veronica scutellata – Schild-Ehrenpreis, RL NRW 3
Vicia cracca – Vogel-Wicke
Vicia sepium – Zaun-Wicke
Viola arvensis – Acker-Stiefmütterchen
Viola canina – Hunds-Veilchen, RL NRW 3S
Viola tricolor – Wildes Stiefmütterchen, RL NRW 3
Vulpia myuros – Mäuseschwanz-Federschwingel

Abb. 1: Zwerglein (*Radiola linoides*) (C. BUCH).

Abb. 2: Beinbrech (*Narthecium ossifragum*) (C. BUCH).

Abb. 3: Wasserfalle (*Aldrovanda vesiculosa*) (A. JAGEL).

Abb. 4: Ysopblättriger Weiderich (*Lythrum hyssopifolia*) (A. JAGEL).

Abb. 5: Rundblättriger Sonnentau (*Drosera rotundifolia*) mit festgeklebter Beute (C. BUCH).

Abb. 6: Auf Entdeckungstour in der Wahner Heide (C. BUCH).

Zitierte Literatur:

LOOS, G. H. 2010: Taxonomische Neukombinationen zur Flora Mittel- und Osteuropas, insbesondere Nordrhein-Westfalens. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 1: 114-133.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	114-116	2013

Exkursion: Warstein, NSG "Oberhagen" und Rüthen-Kallenhardt, NSG "Lörmecketal"

Text: HANS JÜRGEN GEYER, Leitung: HANS JÜRGEN GEYER & SIMON WIGGEN, Protokoll: ARMIN JAGEL, Datum: 21.04.2012

Teilnehmer: HOLGER BÖHM, CORINNE BUCH, DIETRICH BÜSCHER, BERNHARD DEMEL, ROLAND GLEICH, ERIKA HECKMANN, TILL KASIELKE, BERND MARGENBURG, KARIN MARGENBURG, REINHARD ROSIN, THOMAS SCHMITT, IRA VOGLER, GREGOR ZIMMERMANN

Die beiden Exkursionsziele liegen im südlichen Teil des Kreises Soest und sind naturräumlich dem Warsteiner Hügelland zuzuordnen, das aus einer nur gering bewaldeten Hügellandschaft am Nordrand des Arnsberger Waldes besteht. Als Gestein steht mitteldevonischer, schwer verwitterbarer Massenkalk an, der vom aufliegenden, kalkigen Tonstein der Flinz-Schichten unterbrochen wird.

NSG "Oberhagen"

Der Kalk-Laubmischwald im NSG "Oberhagen" präsentiert ein reichhaltiges Frühjahrsblüher-Repertoire, das in Abhängigkeit von den Feuchteverhältnissen verschiedene Akzente setzt. Während die Krautschicht auf der (luft-)feuchteren, nördlich exponierten Hangseite von Farnen dominiert wird, zeigt sich im zentralen und südwestlichen Teil des Waldgebietes der typische Artenkanon sommertrockener Laubwälder, zu denen u. a. Frühlings-Platterbse (*Lathyrus vernus*) und Türkenbund-Lilie (*Lilium martagon*) zählen. Der Türkenbund besitzt hier eines seiner am weitesten nach Nordwesten vorgeschobenen Vorkommen, über das bereits WIEMEYER 1914 in seiner Flora von Warstein berichtete. Die Zusammensetzung der Baumschicht – sie wird v. a. aus Hainbuche (*Carpinus betulus*) und den beiden Eichen-Arten *Quercus robur* und *Qu. petraea* aufgebaut – sowie das stete Vorkommen des Weißdorns in der Strauchschicht lassen auf eine frühere Beweidung des Waldes schließen. Auch die vormaligen bergbaulichen Aktivitäten haben zu einer Überformung des Waldes geführt: Die Halden weisen einen höheren Eschenanteil auf und an dem schluchtartigen Zugang zur ehemaligen Eisenerzgrube wächst der Dornige Schildfarn (*Polystichum aculeatum*).

Höhere Pflanzen

Acer campestre – Feld-Ahorn
Acer platanoides – Spitz-Ahorn
Acer pseudoplatanus – Berg-Ahorn
Alliaria petiolata – Knoblauchsrauke
Allium ursinum – Bärlauch
Anemone nemorosa – Busch-Windröschen
Anemone ranunculoides – Gelbes Windröschen
Arum maculatum – Gefleckter Aronstab
Asplenium trichomanes – Braunstieliger Streifenfarn
Berberis vulgaris – Gewöhnliche Berberitze
Brachypodium sylvaticum – Wald-Zwenke
Cardamine pratensis – Wiesen-Schaumkraut
Carex digitata – Finger-Segge
Carex sylvatica – Wald-Segge
Carpinus betulus – Hainbuche
Convallaria majalis – Maiglöckchen
Cystopteris fragilis – Zerbrechlicher Blasenfarn
Dryopterix filix-mas – Gewöhnlicher Wurmfarn
Epilobium parviflorum – Kleinblütiges Weidenröschen
Epilobium roseum – Rosenrotes Weidenröschen
Euonymus europaea – Gewöhn. Pfaffenhütchen
Fagus sylvatica – Rot-Buche
Festuca altissima – Wald-Schwingel
Fragaria vesca – Wald-Erdbeere
Galanthus nivalis – Schneeglöckchen
Galium odoratum – Waldmeister
Galium sylvaticum – Wald-Labkraut
Geum urbanum – Gewöhnliche Nelkenwurz
Glechoma hederacea – Gundermann
Hedera helix – Efeu
Heracleum sphondylium – Wiesen-Bärenklau
Hieracium murorum – Wald-Habichtskraut
Lamium argentatum – Silberblättrige Goldnessel
Lamium endtmanii – Endtmanns Goldnessel
Lathyrus vernus – Frühlings-Platterbse
Lilium martagon – Türkenbund-Lilie
Lonicera periclymenum – Wald-Geißblatt
Luzula pilosa – Behaarte Hainsimse
Melica uniflora – Einblütiges Perlgras
Mercurialis perennis – Wald-Bingelkraut
Oxalis actosella – Wald-Sauerklee
Phyteum spicatum – Ährige Teufelskralle
Poa nemoralis – Hain-Rispengras
Polygonatum multiflorum – Vielblütige Weißwurz
Polygonatum verticillatum – Quirlblättrige Weißwurz

Polypodium vulgare agg. – Artengruppe Gewöhnlicher Tüpfelfarn
Polystichum aculeatum – Dorniger Schildfarn
Prunus avium – Vogel-Kirsche
Prunus padus – Gewöhnliche Trauben-Kirsche
Pulmonaria officinalis – Geflecktes Lungenkraut
Ranunculus ficaria – Scharbockskraut
Ranunculus lanuginosus – Wolliger Hahnenfuß
Ribes rubrum – Rote Johannisbeere
Ribes uva-crispa – Stachelbeere
Rosa arvensis – Feld-Rose
Rubus caesius – Kratzbeere
Sambucus nigra – Schwarzer Holunder
Sanicula europaea – Wald-Sanikel
Senecio ovatus – Fuchs' Greiskraut
Stachys sylvatica – Wald-Ziest
Stellaria holostea – Große Sternmiere
Taxus baccata – Eibe, S
Ulmus glabra – Berg-Ulme
Viburnum opulus – Gewöhnlicher Schneeball
Vinca minor – Kleines Immergün
Viola ×bavarica – Bastard-Wald-Veilchen

Auswahl bemerkenswerter Flechten auf Hainbuchen-Borke

Anisomeridium polypori
Arthonia spadicea
Graphis scripta
Porina aenea

Abb. 1: *Lilium martagon* (Türkenbund-Lilie) im NSG "Oberhagen" (C. BUCH).

Abb. 2: Polystichum aculeatum (Dorniger Schildfarn) im NSG "Oberhagen" (T. KASIELKE).

NSG "Lörmecketal"

Im NSG "Lörmecketal" lassen sich die unterschiedlichen Laubwald-Gesellschaften sehr gut studieren: An Standorten mit ausgewogenem Wasserhaushalt und besonders guter Nährstoffverfügbarkeit haben sich Waldgerste-Buchenwälder (*Hordelymo-Fagetum*) entwickelt, die sich durch eine üppige Krautschicht mit Hohlem Lerchensporn (*Corydalis cava*) auszeichnen. Bei eingeschränktem Wasserangebot (gleichbedeutend mit weniger günstigem Nährstoffangebot) werden sie durch die korrespondierenden Waldmeister-Buchenwälder (*Galio-Fagetum*) ersetzt, denen die anspruchsvolleren Arten fehlen. Den Abschluss der Frühjahrsexkursion bildeten die Gesteinsschutt- und Felslebensräume am "Hohen Stein", die in erdgeschichtlicher Zeit durch die Erosions- und Korrosionswirkung des kalklösenden Wassers der Lörmecke entstanden sind. Da diese Extremstandorte nicht oder nur eingeschränkt von Blütenpflanzen und Farnen besiedelt werden, können sich hier die sehr langsam wachsenden endo- und epilithischen Gesteinsflechten behaupten. Die Krustenflechte *Dirina stenhammarii* bevorzugt regengeschützte, vertikale bis überhängende Kalkfelsflächen. Dagegen wächst die Schönfleck-Flechte (*Caloplaca flavescens*) auch an beregneten Felspartien.

Laubwald im Lörmecketal

Anemone nemorosa – Busch-Windröschen
Anemone ranunculoides – Gelbes Windröschen
Arum maculatum – Gefleckter Aronstab
Carex sylvatica – Wald-Segge
Carpinus betulus – Hainbuche
Chrysosplenium alternifolium – Wechselblättriges Milzkraut
Corydalis cava – Hohler Lerchensporn

Corydalis solida – Gefingerter Lerchensporn
Fagus sylvatica – Rot-Buche
Fraxinus excelsior – Gewöhnliche Esche
Gagea lutea – Wald-Goldstern
Lathraea squamaria – Schuppenwurz
Lathyrus vernus – Frühlings-Platterbse
Melica uniflora – Einblütiges Perlgras
Mercurialis perennis – Wald-Bingelkraut
Oxalis acetosa – Wald-Sauerklee
Primula elatior – Hohe Schlüsselblume
Ranunculus ficaria – Scharbockskraut
Ribes alpinum – Alpen-Johannisbeere
Senecio ovatus – Fuchs' Greiskraut
Vicia sepium – Zaun-Wicke

Abb. 3: *Corydalis cava* (Hohler Lerchensporn) im Lörmecketal (C. BUCH).

Abb. 4: *Lathraea squamaria* (Schuppenwurz) im Lörmecketal (C. BUCH).

Hoher Stein, Halbtrockenrasen und Felsen

Achillea millefolium agg. – Artengruppe Wiesen-Schafgarbe
Alchemilla vulgaris agg. – Artengr. Frauenmantel
Anemone nemorosa – Busch-Windröschen
Anemone ranunculoides – Gelbes Windröschen
Arabis hirsuta – Behaarte Gänsekresse
Asplenium ruta-muraria – Mauerraute
Asplenium trichomanes – Braunstieliger Streifenfarn
Betonica officinalis – Heil-Ziest
Campanula persicifolia – Pfirsichblättrige Glockenblume
Cardamine pratensis – Wiesen-Schaumkraut
Carex caryophyllea – Frühlings-Segge
Carex digitata – Finger-Segge
Carex flacca – Blaugrüne Segge
Carex muricata agg. – Artengruppe Sparrige Segge
Cenaturea scabiosa – Skabiosen-Flockenblume
Centaurea jacea agg. – Artengruppe Wiesen-Flockenblume
Cirsium acaule – Stängellose Kratzdistel
Clinopodium vulgare – Wirbeldost
Cruciata laevipes – Gewöhnliches Kreuzlabkraut
Erophila verna agg. – Artengruppe Hungerblümchen
Festuca ovina agg. – Artengruppe Schaf-Schwingel
Fragaria vesca – Wald-Erdbeere
Galium album – Wiesen-Labkraut
Geranium robertianum – Ruprechts-Storchschnabel
Gymnocarpium robertianum – Ruprechtsfarn
Hieracium murorum – Wald-Habichtskraut
Hieracium pilosella – Kleines Habichtskraut
Hypericum maculatum – Geflecktes Johanniskraut
Juniperus communis – Gewöhnlicher Wacholder
Knautia arvensis – Acker-Witwenblume
Lathyrus linifolius – Berg-Platterbse
Leucanthemum vulgare agg. – Artengruppe Wiesen-Margerite
Luzula campetsris – Feld-Hainsimse
Melica nutans – Nickendes Perlgras
Origanum vulgare – Wilder Dost
Pimpinella saxifraga – Kleine Bibernelle
Plantago lanceolata – Spitz-Wegerich
Potentilla neumanniana – Frühlings-Fingerkraut
Potentilla sterilis – Erdbeer-Fingerkraut
Prunus spinosa – Schlehe
Ranunculus acris – Scharfer Hahnenfuß
Ranunculus bulbosus – Knolliger Hahnenfuß
Rumex acetosa – Großer Sauerampfer
Sanguisorba minor subsp. *minor* – Kleiner Wiesenknopf
Saxifraga tridactylites – Dreifinger-Steinbrech
Scabiosa columbaria – Tauben-Skabiose
Silene vulgaris – Taubenkropf-Leimkraut
Taraxacum laevigatum agg. – Artengruppe Schwielen-Löwenzahn
Thymus praecox subsp. *hesperites* – Frühblühender Thymian
Veronica chamaedrys – Gamander-Ehrenpreis
Viola ×*bavarica* – Bastard-Wald-Veilchen

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	117-134	2013

GEO-Tag der Artenvielfalt am 16. und 17. Juni 2012 auf der Halde Hoheward in Herten

BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN

1 Die Veranstaltung: Gebiet und Teilnehmer 118
2 Artenliste 122
2.1 *Fungi* – Pilze 122
2.1.1 *Ascomycota* – Schlauchilze 122
2.1.2 *Basidiomycota* – Ständerpilze 122
2.2 Algen 123
2.3 *Lichenes* – Flechten 123
2.4 *Bryophyta* – Moose 124
2.5 *Kormophyta* – Farn- und Blütenpflanzen 124
2.5.1 *Pteridophyta* – Farnpflanzen 124
2.5.2 *Gymnospermae* – Nacktsamer 124
2.5.3 *Angiospermae* – Blütenpflanzen 124
Dicotyledonae – Zweikeimblättrige 124
Monocotyledonae – Einkeimblättrige 127
2.6 *Mollusca* – Weichtiere (Schnecken und Muscheln) 128
2.7 *Annelida* – Ringelwürmer 128
2.8 *Insecta* (= *Hexapoda*) – Insekten 128
2.8.1 *Auchenorrhyncha* – Zikaden 128
2.8.2 *Collembola* – Springschwänze 128
2.8.3 *Coleoptera* – Käfer 128
2.8.4 *Dermaptera* – Ohrwürmer 129
2.8.5 *Diptera* – Zweiflügler 129
2.8.6 *Ephemeroptera* – Eintagsfliegen 129
2.8.7 *Heteroptera* – Wanzen 129
2.8.8 *Hymenoptera* – Hautflügler 129
2.8.9 *Lepidoptera* – Schmetterlinge 130
2.8.10 *Meconoptera* – Schnabelfliegen 130
2.8.11 *Odonata* – Libellen 130
2.8.12 *Psocoptera* – Staubläuse 130
2.8.13 *Saltatoria* – Heuschrecken 130
2.8.14 *Sternorrhyncha* – Blattläuse & Blattflöhe 130
2.9 *Arachnida* – Spinnentiere 130
2.9.1 *Araneae* – Webspinnen 130
2.9.2 *Acari* – Milben 131
2.10 *Crustacea* – Krebstiere 131
2.11 *Myriapoda* – Tausendfüßer 131
2.12 *Pisces* – Fische 131
2.13 *Amphibia* – Amphibien & *Reptilia* – Reptilien 131
2.14 *Aves* – Vögel 131
2.15 *Mammalia* – Säugetiere 132
3. Auswertung 132
3.1 Artenzahlen in den einzelnen Großgruppen 132
3.2 Auf den Roten Listen verzeichnete Arten 132
4 Fazit 134
Literatur 134
Danksagungen 134

1 Die Veranstaltung

Das Gebiet

Die Halde Hoheward ist zusammen mit der Halde Hoppenbruch das bestimmende Element des Landschaftsparks Hoheward und erstreckt sich zum Großteil über das südliche Stadtgebiet von Herten. Zusammen bilden beide Haldenkörper "die mit rd. 220 ha wohl größte europäische Haldenlandschaft" (SEIDEL 2010: 263) und stellen heute die herausragenden Erhebungen innerhalb der Niederung des Emschertals dar. Insgesamt reicht die Fläche des künstlichen Gebirges von der Emscher im Süden bis zur A2 im Norden, vom NSG "Emscherbruch" im Osten bis zur Grenze der Stadt Recklinghausen im Westen. Sie ist im Besitz des Regionalverbands Ruhr (RVR).

Für das Gebiet der heutigen Haldenkörper wurde in den 1980er Jahren ein neues Haldenkonzept beschlossen: nach den Spitzkegelhalden, die bis in die 1960er Jahre üblich waren, und den nachfolgenden terrassierten Tafelbergen entstand hier mit der Halde der 3. Generation ein neues Landschaftsbauwerk. Das Konzept beinhaltete die Vernetzung der Halden Hoppenbruch, Ewald und Emscherbruch, die durch Schüttungen der Berge (das mit Kohle geförderte taube Nebengestein) der Zechen Ewald, Schlegel & Eisen und Blumenthal/Haard entstanden waren. Während die Bergehalde Hoppenbruch bis heute als eigenständiger Haldenkörper erhalten geblieben ist, wurden Ewald und Emscherbruch durch Überschüttungen des zwischen beiden Halden liegenden Hoheward-Tals zu einer Großhalde aggregiert: der Halde Hoheward (DUCKWITZ 2002).

Abb. 1: Haldenlandschaft Hoheward (M. SCHLÜPMANN).

Abb. 2: *Echium vulgare* (Natternkopf) vor der Sonnenuhr und dem Horizontobservatorium (A. JAGEL).

Während die kleinere 60 ha große Halde Hoppenbruch bereits Anfang der 1990er Jahre als eine der ersten Halden im Ruhrgebiet für die Naherholung erschlossen wurde und auf ihrem 71 m hohen Plateau (113 m ü. NN) bereits seit 1997 von einer Windkraftanlage gekrönt wird (vgl. BÜRGER 2002), wird die Westflanke der größeren und höheren Halde Hoheward bis heute noch geschüttet (Abb. 1). Trotzdem wurden auf der insgesamt 160 ha betragenden Grundfläche bereits seit 2005 verschiedene Elemente und Planungen umgesetzt, welche die Halde für Naherholung, Freizeit- und Kulturaktivitäten erschließen sollte. Auf dem obersten Horizont des Tafelbergs wurden auf 152 m ü. NN (ca. 100 m über Gelände) Elemente errichtet, die als öffentlich zugängliche Bauwerke der Horizontalastronomie installiert wurden: ein Obelisk als Sonnenuhr und ein Horizontobservatorium (Himmelsobservatorium) mit zwei als Landmarke weithin sichtbaren 46 m hohen Meridianbögen (Abb. 2).

Darüber hinaus läuft eine ca. 6 km lange "Balkonpromenade" um die Halde herum (Abb. 3). Im Nordosten, an der Stadtgrenze Herten – Recklinghausen, führt die imposante so genannte "Himmelsstiege" als Treppe mit 531 Stufen vom Ausgangsniveau auf den Haldengipfel (Abb. 4 & 11, SEIDEL 2010).

Abb. 3: Balkonpromenade am Osthang der Halde (S. WIGGEN).

Abb. 4: Himmelsstiege (T. KASIELKE).

Während in den rekultivierten Bereichen der Halden die Sukzession voranschreitet, findet sich auf den erst seit kurzem geschütteten Flächen eine Vielzahl von Lebensräumen mit einer entsprechend reichen Flora und Fauna. Charakteristisch für die Halde sind die vielen nicht-einheimischen Pflanzenarten, die gepflanzt oder eingesät wurden und z. T. verwildert sind. Auf den unbefestigten Wegen der verschiedenen Haldenebenen (Horizonten) bilden sich in Fahrspuren kleine Pfützen und Tümpel als besondere Kleinstlebensräume (Abb. 5), am Haldenfuß im Bereich eines ehemaligen Eisenbahntunnels wurde ein Teich angelegt (Abb. 6). Alles in allem bietet das Gebiet ein botanisch und zoologisch vielversprechendes Gelände, das darüber hinaus vielfältige Möglichkeiten gibt, interessierte Gäste des GEO-Tags über diese imposanten anthropogenen Standorte und ihre Bewohner zu informieren.

Abb. 5: Kreuzkröten in einer Pfütze am Osthang der Halde (C. BUCH).

Abb. 6: Teich im Nordosten der Halde (S. WIGGEN).

Die Halde Hoppenbruch war bereits im Jahr 2003 Gegenstand eines regionalen GEO-Tags, organisiert vom BUND Herne und der Ruhr-Universität Bochum. Aus diesem Grund und auch wegen der riesigen Ausmaße des gesamten Haldenkomplexes entschlossen wir uns,

die Veranstaltung im Jahr 2012 auf das Gebiet der Halde Hoheward zu beschränken. Nur einige Gruppen untersuchten randlich auch Teile des "Zukunftsstandorts Ewald" (Funde, die ausschließlich hier gemacht wurden, sind extra markiert).

Auf der Hohenward wurden – wie bei GEO-Tagen üblich – alle Arten notiert (auch angepflanzte bzw. eingesetzte Arten), die innerhalb von 24 Stunden gefunden werden konnten. Es begann mit einem nächtlichen Rundgang am Samstag auf der Suche nach Fledermäusen, Amphibien und anderen nachtaktiven Arten und wurde fortgeführt mit der morgendlichen Vogelexkursion.

Abb. 7: Die Zoologen ziehen los (S. WIGGEN).

Abb. 8: Botaniker im Gelände (C. BUCH).

Die offizielle Veranstaltung begann um 10 Uhr am strategisch hervorragend gelegenen Fuße der Himmelsstiege. Hier wurden Informationstische aufgebaut, an denen während der gesamten Veranstaltung Ansprechpartner zu finden waren und die Basisstation für alle war, die etwas zu vermelden hatten oder sich bei einem Getränk erfrischen und ausruhen wollten. In diesem Bereich fand auch das Kinderprogramm statt (Abb. 9). Gegen Ende traf man sich zum Resümee bei Kuchen und anderen Snacks (Abb. 10).

Abb. 9: Das Kinderprogramm (C. BUCH).

Abb. 10: Abschlusstreffen mit verschiedenen Köstlichkeiten (A. JAGEL).

Aufgrund des berühmten und vielversprechenden Untersuchungsgebietes, aber natürlich auch des perfekten Wetters (nach eher regnerischen vorangegangenen Tagen) wurde dieser Tag zu dem wohl meistbesuchten GEO-Tag des Bochumer Botanischen Vereins.

Die Teilnehmer

SANDRA ADAMCZAK
HOLGER BÄCKER, Bochum
CORINNE BUCH, Mülheim/Ruhr
MARGA CORDES, Recklinghausen
FRANK DOMURATH
MARCEL ECKARDT
UTE EGENHOFER, Recklinghausen
Dr. SIMON ENGELS, Mülheim/Ruhr
GÜNTER ESCHRICH
H. EULER
ROLF EULER
Dr. PETER GAUSMANN, Dortmund
DIANA GOERTZEN, Herten
UDO GÖMER
Dr. INGO HETZEL, Herten
JASMIN HETZEL, Herten
MATTIS HETZEL, Herten
FRANK HEUER, Bochum
Dr. ARMIN JAGEL, Bochum
STEPHANIE JOST
MARIA JOSTEN
IRIS KABUS, Bochum
TILL KASIELKE, Mülheim/Ruhr
FREDI KASPAREK, Herten
SEBASTIAN KLEUNER
SIMONE KOCH
RICHARD KÖHLER, Bochum
JUTTA KOHN, Bochum
HILDE KRUSCH
LAURA KRUSCH
Dr. GERTRAUD KÜPPER, Marl
Dr. GÖTZ HEINRICH LOOS, Kamen
JULIAN MICHELS
LENA NEUGEBAUER, Essen
LISA NEUGEBAUER, Essen
BETTINA POTT, Ratingen
RICARDA RAUSCHER
TOBIAS RAUTENBERG, Bochum
STEFAN ROGGENBUCK
CHRISTOPHER SADLOWSKI
CLAUS SANDKE, Bochum
ULRIKE SANDMANN, Overath
MARTIN SCHLÜPMANN, Hagen
Dr. CHRISTIAN SCHMIDT, Dresden
SIEGFRIED SCHNEIDER, Bochum
ELISABETH SCHNIEDERJAHN
EVA SCHWAB, Recklinghausen
HUBERT SUMSER, Köln
KRISTINA TETT
DAVID VAN VEEN, Bochum
MIKEL VAN VEEN, Bochum
IRA VOGLER, Bottrop
LUDGER VORHOLT, Gelsenkirchen
HENDRIK WEINDORF, Bochum
BARBARA WEISER, Bochum
SIMON WIGGEN, Bochum
DIETER GREGOR ZIMMERMANN, Düsseldorf

Abb. 11: Gruppe am Fuß der Himmelsstiege (A. JAGEL)

2 Artenliste

2.1 *Fungi* – Pilze

UDO GÖMER, FREDI KASKAREK

2.1.1 *Ascomycota* – Schlauchilze

Bisporella sulfurina – Schwefelgelbes Kernpilzbecherchen
Hyaloscypha daedaleae
Hypoderma commune – Krautstängel-Spaltlippe
Leptosphaeria acuta – Brennnessel-Kugelpilz
Lophodermium juniperium – Wacholder-Spaltlippe
Lophodermium pinastris – Kiefernnadel-Spaltlippe
Mollisia cinerea – Aschfahles Weichbecherchen
Orbilia auricolor
Orbilia delicatula
Pithya cupressina – Gelber Sadebaumbecherling
Rhytisma acerinum – Ahorn-Runzelschorf
Velutarina rufo-olivacea
Xylaria hypoxylon – Geweihförmige Holzkeule
Xylaria longipes – Langstielige Ahorn-Holzkeule

2.1.2 *Basidiomycota* – Ständerpilze

Agrocybe pediades – Raustieliger Ackerling
Arrhenia retirugis – Blasser Adermoosling
Auricularia auricula-judae – Judasohr
Basidioradulum radula – Reibeisen-Rindenpilz
Bjerkandera adusta – Angebrannter Rauchporling
Bolbitius titubans – Goldmistpilz
Bovista pussila – **Zwerg-Bovist, RL NRW 2**
Byssomerulinus corium – Häutiger Lederfältling
Chondrostereum purpureum – Violetter Knorpelschichtpilz
Clitocybe costata – Kerbrandiger Trichterling
Clitocybe gibba – Ockerbrauner Trichterling
Conocybe apala – Milchweißes Samthäubchen
Conocybe rickeniana – Rostgoldenes Samthäubchen
Crepidotus cesatii – Entferntblättriges Stummelfüßchen
Crepidotus mollis – Gallertfleischiges Stummelfüßchen
Crucibulum laeve – Gemeiner Tiegelteuerling
Cyathus striatus – Gestreifter Teuerling
Dacrymyces capitatus – Gestielte Gallertträne
Dacrymyces stillatus – Zerfließende Gallertträne
Daedaleopsis confragosa – Rötende Tramete
Exidia pithya – Teerflecken-Drüsling
Exidia plana – Warziger Drüsling
***Fomitiporia hippophaeicola* (= *Phellinus hippophaeicola*)** – **Sanddorn-Feuerschwamm, RL NRW R**
Galerina clavata – Entferntblättriger Moos-Häubling
Galerina laevis – Rasen-Häubling
Gymnopus confluens – Knopfstiel-Blasssporrübling
Gymnopus dryophilus – Waldfreund-Blasssporrübling
Gymnopus peronatus – Brennender Blasssporrübling
Hypholoma fasciculare – Grünblättriger Schwefelkopf
Inocybe curvipes – Dickfüßiger Risspilz
Inocybe dulcamara – Bittersüßer Risspilz
Inocybe glabripes – **Kleinsporiger Risspilz, RL NRW 2**
Inocybe lacera – Spindelsporiger Risspilz
Lachnella alboviolascens – Weißviolettes Haarbecherchen
Marasmius androsaceus – Rosshaar-Schwindling
Merulius tremellosus – Gallertfleischiger Fältling
Mycena acicola – Orangeroter Helmling
Mycena filopes – Zerbrechlicher Faden-Helmling
Panaeolina foeniseccii – Heu-Düngerling
Panaeolus fimicola – Rußbrauner Düngerling
Panellus stipticus – Herber Zwergknäueling
Parasola auricoma – Braunhaariger Tintling
Parasola plicatilis – **Glimmeriger Scheibchen-Tintling, RL NRW 2**
Paxillus involutus – Kahler Krempling
Peniophora cinerea – Aschgrauer Zystidenrindenpilz
Perenniporia fraxinea – Eschen-Dauerporenschwamm
Phlebia cornea – Horniger Kammpilz
Piptoporus betulinus – Birken-Hautporling
Plicaturopsis crispa – Krauser-Adernzähling
Pluteus podospileus – Samtiger Dachpilz
Polyporus ciliatus – Maiporling
Porostereum spadiceum – Russbrauner Schichtpilz
Psathyrella candolleana – Behangener Faserling
Psathyrella conopileus – Behaarter Kegelhut-Mürbling
Psilocybe montana – Trockener Kahlkopf
Resupinatus trichotis – Flaumiger Zwergseitling
Rickenella fibula – Gemeiner Heftelnabeling
Rickenella swartzii – Blaustieliger Heftelnabeling
Ripartites tricholoma – Bewimperter Filzkrempling
Russula amoenolens – Brauner Camembert-Täubling
Russula exalbicans – Verblassender Birken-Täubling
Russula pectinatoides – Kratzender Kammtäubling
Schizophyllum amplum – Pappel-Judasöhrchen
Schizophyllum commune – Gemeiner Spaltporling
Schizopora paradoxa – Veränderlicher Spaltporling
Steccherinum fimbriatum – Gefranster Resupinatstacheling
Stereum hirsutum – Striegeliger Schichtpilz
Stereum rugosum – Runzeliger Schichtpilz
Stereum subtomentosum – Samtiger Schichtpilz
Strobilurus stephanocystis – Milder Kiefern-Zapfenrübling
Strobilurus tenacellus – Bitterer Kiefern-Zapfenrübling
Thelephora caryophyllea – **Trichterwarzenpilz, RL NRW 2**
Thelephora terrestris – Fächerförmiger Erdwarzenpilz

Trametes hirsuta – Striegelige Tramete
Trametes pubescens – Samtige Tramete
Trametes versicolor – Schmetterlingstramete
Tremella mesenterica – Goldgelber Zitterling
Tricholoma argyraceum – **Silbergrauer Erd-Ritterling, RL NRW 3**
Tubaria conspersa – Flockiger Trompetenschnitzling
Tulostoma brumale – **Winter-Stielbovist, RL NRW 3**
Vuilleminia comedens – Rindensprenger

2.2 Algen

GÖTZ HEINRICH LOOS

Chara globularis – Zerbrechliche Armleuchteralge
Nostoc commune

2.3 *Lichenes* – Flechten und flechtenbewohnende Pilze (markiert mit #)

DIETER GREGOR ZIMMERMANN & GÖTZ HEINRICH LOOS

***Agonimia globulifera*, RL NRW 3**
Anisomeridium polypori – Schornsteinchen-Dünnkruste
Arthrorhaphis aeruginosa (auf *Cladonia*-Grundschuppen) #
Athelia arachnoidea (auf *Candelariella reflexa* und Algen) #
Bacidina chloroticula
Buellia aethalea
Amandinea punctata (= *Buellia punctata)* – Pünktchen-Zwergstippenflechte
Caloplaca citrina – Verwaschene Zitronenkruste
Caloplaca flavocitrina – Falsche Zitronenkruste
Caloplaca flavovirescens
Caloplaca oasis (= *C. holocarpa* auct.)
Caloplaca saxicola
Candelaria concolor – Einfarbige Leuchterflechte
Candelariella aurella – Kleine Gelbkruste
Candelariella reflexa – Streuselkuchen-Gelbkruste
Candelariella vitellina
Candelariella xanthostigma – Feine Gelbkruste
Catillaria nigroclavata
Cladonia chlorophaea agg.
Cladonia coniocraea – Gewöhnliche Säulenflechte
Cladonia fimbriata – Gewöhnliche Becherflechte
Cladonia furcata subsp. *furcata*
Cladonia humilis
Cladonia macilenta subsp. *floerkeana*
Cladonia rei
Coenogonium pineti
Collema crispum – Krause Gallertflechte
***Collema limosum*, RL NRW 3**
Collema tenax
Endocarpon pusillum
Gregorella humida
Hyperphyscia adglutinata – Angedrückte Kleinschwielenflechte
Lecania cyrtella – Baum-Leuchtkrüstchen
Lecania naegelii
Lecanora carpinea – Glattborken-Kuchenflechte
Lecanora chlarotera – Warzige Kuchenflechte
Lecanora dispersa – Versteckte Kuchenflechte
Lecanora expallens
Lecanora pulicaris – Eichen-Kuchenflechte
Lecanora saxicola (= *L. muralis*)
Lecidella elaeochroma – Borken-Scheckenkruste
Lecidella stigmatea
Lepraria incana – Graue Bleichkruste
Leptogium biatorinum
Libertiella malmedyensis (auf *Peltigera didactyla*) #
Micarea lithinella
***Myriospora heppii*, RL NRW 2**
Opegrapha rufescens – Graubraune Schriftflechte
Paranectria oropensis – Orangefrüchtiger Flechtentöter (auf *Lepraria incana*) #
Parmelia sulcata – Furchen-Schüsselflechte
Parmotrema perlatum – Große Schildschüsselflechte
Peltigera didactyla
***Peltigera neckeri*, RL NRW 2**
Peltigera rufescens
Phaeophyscia nigricans – Schwarze Schwielenflechte
Phaeophyscia orbicularis – Graue Schwielenflechte
Phlyctis argena – Heller Aschenfleck
Physcia caesia
Physcia tenella subsp. *tenella* – Kleine Blasenflechte
Placynthiella icmalea
***Polycoccum peltigerae* (auf *Peltigera didactyla*; Erstnachweis für NRW) #**
Porina aenea – Bronze-Olivfleckchen
Porpidia crustulata
Psorotichia lutophila
Rhizocarpon reductum
Sarcogyne regularis – Bereifte Krönchenkruste
Steinia geophana
Thelocarpon intermediellum
Thelocarpon laureri
Thelocarpon lichenicola
Trapelia coarctata – Gewöhnliches Sternschüsselchen
Trapelia obtegens
Trapeliopsis gelatinosa
Verrucaria bryoctona
Verrucaria muralis – Mauer-Warzenkruste
Verrucaria nigrescens – Schwärzliche Warzenkruste
Vezdaea leprosa
Xanthoria parietina – Wand-Gelbflechte
Xanthoria polycarpa – Kleine Gelbflechte

2.4 *Bryophyta* – Moose

PETER GAUSMANN, GÖTZ HEINRICH LOOS

Atrichium undulatum – Wellenblättriges Katharinenmoos
Brachythecium albicans – Weißes Kurzbüchsenmoos
Brachythecium rutabulum – Krücken-Kurzbüchsenmoos
Bryum argenteum – Silbermoos
Bryum barnesii
Calliergonella cuspidata – Spießmoos
Campylopus introflexus – Kaktusmoos, Heidepest
Ceratodon purpureus – Purpurstieliges Hornzahnmoos
Eurhynchium praelongum – Langblättriges Schönschnabelmoos
Mnium hornum – Schwanenhals-Sternmoos
Polytrichum formosum – Schönes Widertonmoos
Polytrichum juniperinum – Wacholder-Widertonmoos
Polytrichum piliferum – Glashaar-Widertonmoos
Rhizomnium punctatum – Punktiertes Wurzelsternmoos
Rhytidiadelphus squarrosus – Sparriger Runzelpeter
Scleropodium purum – Grünstängelmoos

2.5 *Kormophyta* – Farn- und Blütenpflanzen

CORINNE BUCH, PETER GAUSMANN, INGO HETZEL, ARMIN JAGEL, TILL KASIELKE, RICHARD KÖHLER, GÖTZ HEINRICH LOOS, MARTIN SCHLÜPMANN, HUBERT SUMSER

Abbkürzungen: agg. = Aggregat, E = eingebürgert, K = kultiviert, angepflanzt, S = synanthrop, s. l. = sensu lato, s. str. = sensu stricto

2.5.1 *Pteridophyta* – Farnpflanzen

Athyrium filix-femina – Wald-Frauenfarn
Dryopteris filix-mas – Männlicher Wurmfarn
Equisetum arvense – Acker-Schachtelhalm

2.5.2 *Gymnospermae* – Nacktsamer

Pinus nigra – Schwarz-Kiefer, K
Taxus baccata – Europäische Eibe, K, S

2.5.3 *Angiospermae* – Blütenpflanzen

Dicotyledonae – Zweikeimblättrige

Acer campestre – Feld-Ahorn, K S
Acer platanoides – Spitz-Ahorn, S
Acer pseudoplatanus 'Atropurpurea', S
Acer pseudoplatanus – Berg-Ahorn, K, S
Achillea millefolium agg. – Artengruppe Wiesen-Schafgarbe
Aegopodium podagraria – Giersch
Agrimonia eupatoria – Kleiner Odermennig
Alcea rosea – Stocksrose, E
Alchemilla mollis – Weicher Frauenmantel, S
Alliaria petiolata – Knoblauchsrauke
Alnus glutinosa – Schwarz-Erle, S
Alnus incana – Grau-Erle, K, S
Amelanchier lamarckii – Kupfer-Felsenbirne, K
Anagallis arvensis – Acker-Gauchheil
Anthemis tinctoria – Färber-Hundskamille, S
Anthriscus sylvestris – Wiesen-Kerbel
Aquilegia spec. – Akelei, Gartenform, S
Arctium lappa – Große Klette
Arctium minus – Kleine Klette
Arenaria serpyllifolia – Quendelblättriges Sandkraut
Artemisia vulgaris – Gewöhnlicher Beifuß
Atriplex micrantha – Verschiedensamige Melde, S
Atriplex patula – Spreizende Melde
***Ballota nigra* subsp. *meridionalis* – Westliche Schwarznessel, RL WB 3, BRG 3**
Barbarea vulgaris – Gewöhnliches Barbarakraut
Bellis perennis – Gänseblümchen
Berberis gagnepainii – Gagnepains Berberitze, K
Betula pendula – Hänge-Birke
Brassica napus – Raps
Brassica nigra – Schwarzer Senf, S
Buddleja davidii – Schmetterlingsstrauch, Sommerflieder, E
Calystegia sepium – Zaun-Winde
Campanula persicifolia – Pfirsichblättrige Glockenblume, S
***Campanula rotundifolia* – Rundblättrige Glockenblume, RL BRG 3**
Capsella bursa-pastoris – Hirtentäschelkraut
Caragana arborescens – Erbsenstrauch, K
Cardamine hirsuta – Behaartes Schaumkraut
Cardamine pratensis – Wiesen-Schaumkraut
Carduus acanthoides – Weg-Distel
Carduus crispus subsp. *multiflorum* – Vielköpfige Krause Distel
Carpinus betulus – Hain-Buche
Castanea sativa – Ess-Kastanie, K, S
Centaurea jacea agg. – Artengruppe Wiesen-Flockenblume
Centaurea scabiosa – Skabiosen-Flockenblume, S
***Centaurium erythraea* – Gewöhnliches Tausendgüldenkraut, RL NRW V, BRG 3**
Cerastium glomeratum – Knäuel-Hornkraut

Cerastium holosteoides – Gewöhnliches Hornkraut
Cerastium semidecandrum – Sand-Hornkraut
Chaerophyllum temulum – Taumel-Kälberkropf
Chenopodium album subsp. *album* – Gewöhnlicher Weißer Gänsefuß
Chenopodium ficifolium – Feigenblättriger Gänsefuß
Chenopodium glaucum – Graugrüner Gänsefuß
Chenopodium polyspermum – Vielsamiger Gänsefuß
Cirsium arvense – Acker-Kratzdistel
Cirsium palustre – Sumpf-Kratzdistel
Cirsium vulgare – Gewöhnliche Kratzdistel
Consolida ajacis – Garten-Feldrittersporn, S
Cornus mas – Kornelkirsche, K
Cornus sanguinea – Roter Hartriegel, K, S
Cornus sericea – Weißer Hartriegel, K
Corylus avellana – Haselnuss
Cotoneaster rehderi – Rehders Zwergmispel, K
Crataegus ×prunifolia – Pflaumenblättr. Weißdorn, K
Crataegus monogyna – Eingriffliger Weißdorn
Crepis biennis – Wiesen-Pippau, E
Crepis capillaris – Kleinköpfiger Pippau
***Cynoglossum officinale* – Gewöhnliche Hundszunge, RL NRW 3, WB 3, BRG 2**
Cytisus scoparius – Besenginster
Datura stramonium – Gewöhnlicher Stechapfel
Daucus carota – Wilde Möhre
Dianthus carthusianorum – Kartäuser Nelke, S
Dipsacus fullonum – Wilde Karde
Echium vulgare – Gewöhnlicher Natternkopf
Elaeagnus angustifolia – Schmalblättrige Ölweide, K
Epilobium angustifolium – Schmalblättriges Weidenröschen
Epilobium ciliatum – Drüsiges Weidenröschen
Epilobium hirsutum – Zottiges Weidenröschen
Epilobium montanum – Berg-Weidenröschen
Epilobium parviflorum – Kleinblütiges Weidenröschen
Epilobium tetragonum – Vierkantiges Weidenröschen
Epilobium tetragonum × *ciliatum*
Erigeron annuus s. l. – Einjähriges Berufkraut
Erigeron canadensis (= *Conyza canadensis*) – Kanadisches Berufkraut
Erodium cicutarium – Gewöhnlicher Reiherschnabel
Erysimum cheiranthoides – Acker-Schöterich
Eupatorium cannabinum – Wasserdost
Euphorbia helioscopia – Sonnenwend-Wolfsmilch
Euphorbia peplus – Garten-Wolfsmilch
Fallopia ×bohemica – Bastard-Staudenknöterich
Fallopia convolvulus – Gewöhnlicher Windenknöterich
Fallopia dumetorum – Hecken-Windenknöterich
Fallopia japonica – Japanischer Staudenknöterich
Fragaria vesca – Wald-Erdbeere
Fraxinus excelsior – Gewöhnliche Esche
Galeobdolon argentatum (= *Lamum argentatum*) – Silberblättrige Goldnessel, E
Galeopsis tetrahit – Stechender Hohlzahn
Galinsoga ciliata – Bewimpertes Knopfkraut
Galium album – Weißes Labkraut
Galium aparine – Kleb-Labkraut
Galium wirtgenii – Wirtgens Labkraut, S
***Geranium columbinum* – Tauben-Storchschnabel, RL BRG 3**
Geranium dissectum – Schlitzblättriger Storchschnabel
Geranium molle – Weicher Storchschnabel
Geranium pratense – Wiesen-Storchschnabel, E
Geranium pusillum – Kleiner Storchschnabel
Geranium robertianum – Stinkender Storchschnabel
Geum urbanum – Echte Nelkenwurz
Glechoma hederacea – Gundermann
Hedera helix – Efeu, S
Helianthus tuberosus – Topinambur, S
Heracleum mantegazzianum – Riesen-Bärenklau, Herkulesstaude, E
Heracleum sphondylium – Wiesen-Bärenklau
Herniaria glabra – Kahles Bruchkraut
Hesperis matronalis – Nachtviole, S
Hieracium aurantiacum – Orangerotes Habichtskr., E
Hieracium piloselloides subsp. *obscurum*
Hippophae rhamnoides – Sanddorn, K
Humulus lupulus – Hopfen
Hypericum perforatum – Tüpfel-Johanniskraut
Hypochoeris radicata – Gewöhnliches Ferkelkraut
Inula conyzae – Dürrwurz-Alant
Isatis tinctoria – Färber-Waid, S
Juglans regia – Walnuss, K, S
***Knautia arvensis* – Acker-Witwenblume, RL BRG 3**
Laburnum ×watereri – Edel-Goldregen, K
Lactuca serriola f. *integrifolia* – Kompass-Lattich
Lactuca serriola f. *serriola* – Kompass-Lattich
Lamium purpureum – Rote Taubnessel
Lapsana communis – Rainkohl
Lathyrus latifolius – Breitblättrige Platterbse, E
Lathyrus pratensis – Wiesen-Platterbse
Lathyrus tuberosus – Knollen-Platterbse
Leontodon autumnalis – Herbst-Löwenzahn
***Lepidium campestre* – Feld-Kresse, RL BRG 3**
Lepidium didymus (= *Coronopus didymus*) – Zweiknotiger Krähenfuß
Lepidium ruderale – Weg-Kresse
***Leucanthemum ircutianum* – Fettwiesen-Margerite, Vorwarnliste**
Leucanthemum vulgare s. str. – Magerwiesen-Margerite, K
Ligustrum vulgare – Gewöhnlicher Liguster, K, S
Linaria vulgaris – Gewöhnliches Leinkraut
Lonicera xylosteum – Rote Heckenkirsche, K, S
Lotus sativus – Saat-Hornklee, E
Lotus uliginosus – Sumpf-Hornklee
Lupinus polyphyllus – Vielblättrige Lupine, S
Lysimachia nummularia – Pfennig-Gilbweiderich
Lysimachia punctata – Drüsiger Gilbweiderich, E
Lysimachia vulgaris – Gewöhnlicher Gilbweiderich
Lythrum salicaria – Blutweiderich
Maltricaria discoidea – Strahlenlose Kamille
***Malva alcea* – Rosen-Malve, RL NRW 3, WB 3, BRG 3**
Malva moschata – Moschus-Malve (Abb. 13)

Matricaria recutita – Echte Kamille
Medicago ×*varia* – Bastard-Luzerne
Medicago lupulina – Hopfen-Klee
Melilotus officinalis – Gewöhnlicher Steinklee
Mercurialis annua – Einjähriges Bingelkraut
Myosotis arvensis – Acker-Vergissmeinnicht
***Myosotis ramosissima* – Rauhaariges Vergissmeinnicht, RL NRW 3, WB 3, BRG ***
Myriophyllum spicatum – Ähriges Tausendblatt
Nuphar lutea – Gelbe Teichrose, K
Nymphaea alba – Weiße Seerose, K (Zukunftsstandort Ewald)
Oenothera ×*fallax* – Täuschende Nachtkerze, E
Oenothera biennis s. str. – Gewöhnliche Nachtkerze, E
Oenothera glazoviana – Rotkelchige Nachtkerze, E
Origanum vulgare – Gewöhnlicher Dost, E
Papaver dubium subsp. *confine* – Verkannter Saat-Mohn
Papaver rhoeas – Klatsch-Mohn
Papaver somniferum – Schlaf-Mohn, S
Pastinaca sativa – Pastinak
Persicaria amphibia – Wasser-Knöterich (Landform)
Persicaria hydropiper – Wasserpfeffer
Persicaria lapathifolia subsp. *brittingeri* – Fluss-Ampfer-Knöterich
Persicaria lapathifolia subsp. *lapathifolia* – Gewöhnlicher Ampfer-Knöterich
Persicaria lapathifolia subsp. *pallida* – Acker-Ampfer-Knöterich
Persicaria maculosa – Floh-Knöterich
Phacelia tanacetifolia – Büschelschön, S
Philadelphus coronarius-Hybride – Pfeifenstrauch, Falscher Jasmin, K
Physocarpus opulifolius – Schneeballblättrige Blasenspiere, K
Phytolacca esculenta – Asiatische Kermesbeere, S
Plantago lanceolata – Spitz-Wegerich
Plantago major – Breit-Wegerich
Polygonum arenastrum – Trittrasen-Vogelknöterich
Polygonum aviculare – Gewöhnlicher Vogelknöterich
Populus alba – Silber-Pappel, K
Populus canescens – Grau-Pappel, K
Populus maximowiczii-Hybride – Balsampappel-Hybride, S
Populus nigra 'Italica'-Hybride – Säulenpappel-Hybride, K, S
Populus tremula – Zitter-Pappel
Populus trichocarpa – Westliche Balsam-Pappel, K
Portulaca oleracea – Gemüse-Portulak, E
Potamogeton crispus – Krauses Laichkraut, S (Zukunftsstandort Ewald)
Potentilla anserina – Gänse-Fingerkraut
Potentilla argentea – Silber-Fingerkraut
Potentilla intermedia – Mittleres Fingerkraut
Potentilla norvegica – Norwegischen Fingerkraut
Potentilla reptans – Kriechendes Fingerkraut
Prunella vulgaris – Kleine Braunelle
Prunus avium – Vogel-Kirsche
Prunus cerasifera – Kirschpflaume, K
Prunus mahaleb – Weichsel-Kirsche, K
Prunus padus – Gewöhnliche Traubenkirsche
Prunus serotina – Spätblühende Traubenkirsche, K, S
Prunus spinosa – Schlehe, Schwarzdorn, K, S
Quercus robur – Stiel-Eiche
Quercus rubra – Rot-Eiche, S
Ranunculus acris – Scharfer Hahnenfuß
Ranunculus repens – Kriechender Hahnenfuß
Ranunculus sceleratus – Gift-Hahnenfuß
Reseda luteola – Färber-Resede, Färber-Wau
Rhus typhina – Essigbaum, K
Robinia pseudoacacia – Robinie, K, S
Rosa altaica, K, S
Rosa canina s. str. – Hunds-Rose, K
Rosa corymbifera – Hecken-Rose, K
Rosa glauca – Hecht-Rose, K
Rosa 'Laxa' – Busch-Rose, K
Rosa lucida – Virginische Rose, K
Rosa multiflora – Vielblütige Rose, K
Rosa nitida – Glanzblättrige Rose, K
Rosa rubiginosa – Wein-Rose, K, S
Rosa rugosa – Kartoffel-Rose, K
Rosa subcanina – Mittelgebirgs-Rose, K
Rubus adspersus – Hainbuchenblättrige Brombeere
Rubus armeniacus – Armenische Brombeere
Rubus camptostachys – Wimper-Haselblattbrombeere
Rubus divaricatus – Sparrige Brombeere
Rubus elegantispinosus – Schlankstachelige Brombeere
Rubus ferocior – Wildere Haselblattbrombeere
Rubus gratus – Angenehme Brombeere
Rubus idaeus – Himbeere
Rubus lasiandrus – Wollmännige Brombeere
Rubus macrophyllus – Großblättrige Brombeere
Rubus montanus – Mittelgebirgs-Brombeere
Rubus nessensis – Halbaufrechte Brombeere
Rubus plicatus – Falten-Brombeere
Rubus pyramidalis – Pyramiden-Brombeere
Rubus sprengelii – Sprengels Brombeere
Rubus vestitus – Samt-Brombeere
Rumex acetosella – Kleiner Sauerampfer
Rumex crispus – Krauser Ampfer
Rumex obtusifolius – Stumpfblättriger Ampfer
Sagina micropetala – Aufrechtes Mastkraut
Sagina procumbens – Niederliegendes Mastkraut
Sagittaria sagittifolia – Gewöhnliches Pfeilkraut, K
Salix alba – Silber-Weide
Salix caprea – Sal-Weide
Salix ×*reichardtii* – Reichardts Weide
Salvia nemorosa – Steppen-Salbei, S
Salvia pratensis – Wiesen-Salbei, S
Sambucus nigra – Schwarzer Holunder
Sanguisorba minor subsp. *balearica* – Hakenfrüchtiger Wiesenknopf, E
Scrophularia nodosa – Knoten-Braunwurz
***Securigera varia* – Bunte Kronwicke, RL WB 3, BRG 3**

Senecio inaequidens – Schmalblättriges Greiskraut
Senecio jacobaea – Jakobs-Greiskraut
Senecio viscosus – Klebriges Greiskraut
Senecio vulgaris – Gewöhnliches Greiskraut
***Sherardia arvensis* – Ackerröte, RL NRW 3, WB 3, BRG 3**
Silene latifolia subsp. *alba* – Weiße Lichtnelke
Silene vulgaris – Gewöhnliche Lichtnelke
Sinapis arvensis – Acker-Senf
Sisymbrium altissimum – Ungarische Rauke, E
Sisymbrium officinale – Wegrauke
Solanum decipiens – Bedrüster Schwarzer Nachtschatten
Solanum dulcamara – Bittersüßer Nachtschatten
Solanum nigrum s. str. – Gewöhnlicher Schwarzer Nachtschatten
Solidago gigantea var. *serotina* – Späte Goldrute
Sonchus asper – Raue Gänsedistel
Sonchus oleraceus – Kohl-Gänsedistel
Sorbus aria – Mehlbeere, K
Sorbus aucuparia – Eberesche
Sorbus intermedia – Schwedische Mehlbeere, K, S
Spergularia rubra – Rote Schuppenmiere
Stachys palustris – Sumpf-Ziest
Stachys sylvatica – Wald-Ziest
Stellaria media s. str. – Vogel-Miere
Symphytum officinale – Gewöhnlicher Beinwell
Symphytum ×*uplandicum* – Comfrey
Syringa vulgaris – Flieder, K
Tanacetum vulgare – Rainfarn
Taraxacum spp. – Löwenzahn-Arten
Teucrium scorodonia – Salbei-Gamander
Thlaspi arvense – Acker-Hellerkraut
Tilia platyphyllos – Sommer-Linde, K, S
Tilia ×*vulgaris* – Holländische Linde, K
Torilis japonica – Kletten-Kerbel
Tragopogon pratensis – Wiesen-Bocksbart
Trifolium campestre – Feld-Klee
Trifolium dubium – Zwerg-Klee
Trifolium incarnatum – Inkarnat-Klee, S
Trifolium pratense subsp. *sativum* – Saat-Rot-Klee, E
Trifolium repens – Weiß-Klee
Tripleurospermum inodorum – Geruchlose Kamille
Tussilago farfara – Huf-Lattich
Ulmus glabra – Berg-Ulme, K
Ulmus ×*hollandica* – Holländische Ulme, K
Ulmus minor – Feld-Ulme, K
Urtica dioica – Große Brennnessel
Utricularia australis – Südlicher Wasserschlauch, K (Zukunftsstandort Ewald)
Verbascum phlomoides – Windblumen-Königskerze
Verbascum thapsus – Kleinblütige Königskerze
Veronica arvensis – Feld-Ehrenpreis
Veronica officinalis – Wald-Ehrenpreis
Veronica persica – Persischer Ehrenpreis
Veronica serpyllifolia – Quendelblättriger Ehrenpreis
Viburnum lantana – Wolliger Schneeball, K
Viburnum opulus – Gewöhnlicher Schneeball, K, S
Vicia angustifolia subsp. *segetalis* – Acker-Schmalblattwicke
Vicia cracca – Vogel-Wicke
Vicia hirsuta – Behaarte Wicke
Vicia tetrasperma – Viersamige Wicke
Vicia villosa subsp. *villosa* – Zottel-Wicke
Viola arvensis – Acker-Stiefmütterchen
Weigelia-Hybride – Weigelie, K

Monocotyledonae – Einkeimblättrige

Agrostis capillaris – Rotes Straußgras
Agrostis gigantea – Großes Straußgras
Agrostis stolonifera – Weißes Straußgras
Alisma plantago-aquatica – Gewöhnlicher Froschlöffel
Alopecurus pratensis – Wiesen-Fuchsschwanz
Anthoxanthum odoratum – Gewöhnliches Ruchgras
Apera spica-venti – Gewöhnlicher Windhalm
Arrhenatherum elatius – Glatthafer
Brachypodium sylvaticum – Wald-Zwenke
Briza media – Gewöhnliches Zittergras, K
Bromus hordeaceus – Weiche Trespe
Bromus inermis – Unbegrannte Trespe
Bromus sterilis – Taube Trespe
Calamagrostis epigejos – Land-Reitgras
Carex acutiformis – Sumpf-Segge
Carex hirta – Behaarte Segge
Carex otrubae – Hain-Segge
Carex remota – Winkel-Segge
Carex spicata – Dichtährige Segge
Dactylis glomerata – Wiesen-Knäuelgras
Deschampsia cespitosa – Rasen-Schmiele
Deschampsia flexousa – Draht-Schmiele
Eleocharis vulgaris – Gewöhnliche Sumpfbinse
Elymus repens – Gewöhnliche Quecke
Epipactis helleborine – Sumpf-Stendelwurz
Festuca arundinacea – Rohr-Schwingel
Festuca brevipila – Raublättriger Schwingel
Festuca nigrescens – Schwärzlicher Wiesen-Schwingel
Festuca pratensis – Wiesen-Schwingel
Festuca rubra s. str. – Gewöhnlicher Rot-Schwingel
Holcus lanatus – Wolliges Honiggras
Holcus mollis – Weiches Honigras
Hordeum jubatum – Mähnen-Gerste
Hordeum murinum – Mäuse-Gerste
Hydrocharis morsus-ranae – Froschbiss, K (Zukunftsstandort Ewald)
Juncus bufonius – Kröten-Binse
Juncus conglomeratus – Knäuel-Binse
Juncus effusus – Flatter-Binse
Juncus inflexus – Blaugrüne Binse
Juncus tenuis – Zarte Binse
Lolium perenne – Ausdauernder Lolch
Lolium multiflorum – Vielblütiger Lolch, S
Milium effusum – Flattergras
Phalaris arundinacea – Rohr-Glanzgras
Phleum pratense – Wiesen-Lieschgras

Poa annua – Einjähriges Rispengras
Poa compressa – Platthalm-Rispengras
Poa humilis – Bläuliches Rispengras
Poa nemoralis – Hain-Rispengras
Poa palustris – Sumpf-Rispengras
Poa pratensis – Wiesen-Rispengras
Poa trivialis – Gewöhnliches Rispengras
Trisetum flacescens – Goldhafer, S
Typha latifolia – Breitblättriger Rohrkolben
Vulpia myuros – Mäuseschwanz-Federschwingel

Wirbellose Tiere

2.6 *Mollusca* – Weichtiere (Schnecken und Muscheln)

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Arion lusitanicus – Spanische Wegschnecke
Arion rufus – Rote Wegschnecke
Cepaea hortensis – Garten-Bänderschnecke
Cepaea nemoralis – Hain-Bänderschnecke
Discus rotundatus – Gefleckte Schüsselschnecke
Monachoides incarnatus – Rötliche Laubschnecke (det. KATRIN SCHNIEBS)
Nesovitrea hammonis – Braune Streifenglanzschnecke (det. KATRIN SCHNIEBS)
Vallonia costata – Gerippte Grasschnecke

2.7 *Annelida* – Ringelwürmer

Lumbricus terrestris – Gemeiner Regenwurm

2.8 *Insecta* (*Hexapoda*) – Insekten

2.8.1 *Auchenorrhyncha* – Zikaden

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Alebra wahlbergi
Alnetoidia alni – Erlen-Zwergzikade
Aphrophora alni – Erlenschaumzikade
Cercopis vulnerata – Gemeine Blutzikade
Haematoloma dorsatum – Kiefernblutzikade
Macropsis prasina
Pediopsis tiliae – Lindenmaskenzikade
Philaenus spumarius – Wiesenschaumzikade
Ribautiana tenerrima

2.8.2 *Collembola* – Springschwänze

HOLGER BÄCKER

Orchesella villosa

2.8.3 *Coleoptera* – Käfer

HOLGER BÄCKER, MARTIN SCHLÜPMANN, CHRISTIAN SCHMIDT

Agelastica alni – Blauer Erlenblattkäfer
Agriotes lineatus – Saat-Schnellkäfer
Amara aenea – Erzfarbener Kanalkäfer
Anisosticta novemdecimpunctata – Neunzehnpunkt-Marienkäfer
Anthonomus rubi
Archiarius salicivorus
Byrrhus pilula – Gemeiner Pillenkäfer
Byturus tomentosus – Himbeerkäfer
Cantharis livida – Variabler Weichkäfer
Chrysomela vigintipunctata – Gefleckter Weidenblattkäfer
***Cicindela campestris* – Feld-Sandlaufkäfer, Vorwarnliste**
Coccinella septempunctata – Siebenpunkt-Marienkäfer
Cryptocephalus moraei – Querbindiger Fallkäfer
Cryptocephalus ocellatus
Gastroidea viridula – Grüner Sauerampferkäfer
Harmonia axyridis – Asiatischer Marienkäfer, stammt aus Ostasien, seit 2000 in Deutschland im Freiland zu finden.
Hydrobius fuscipes – Braunfüßiger Wasserkäfer
Lamprohiza splendidula – Johanniswürmchen, Gemeines Glühwürmchen
Leistus rufomarginatus – Rotrandiger Bartläufer
Linaeidea aenea – Erzfarbener Erlenblattkäfer
Microlestes minutulus
Ocypus olens – Schwarzer Moderkäfer
Oedemera lurida – Grünlicher Scheinbockkäfer
Oedemera nobilis – Grüner Scheinbockkäfer
Oxythyrea funesta – Trauer-Rosenkäfer, eine Wärme liebende, eher mediterran verbreitete Art, die in Deutschland nur sehr verstreut vorkommt und hier als stark gefährdet eingestuft ist (Abb. 12).
Platystethus cornutus
Podagrica fuscicornis – Malvenflohkäfer
Poecilus versicolor – Kupferfarbener Buntgrabläufer

Propylea quattuordecimpunctata – Vierzehnpunkt-Marienkäfer
Pseudoperapion brevirostre
Psyllobora vigintiduopunctata – Zweiundzwanzigpunkt-Marienkäfer
Pterostichus niger – Großer Grabkäfer
Rhagonycha fulva – Roter Weichkäfer
Sciaphilus asperatus
Sitona ambiguus
Sitona humeralis
Sitona lineatus
Stenurella melanura – Kleiner Schmalbock
Stenus clavicornis
Strangalia maculata – Gefleckter Schmalbock
Tritoma bipustulata
Tychius meliloti

2.8.4 *Dermaptera* – Ohrwürmer

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Apterygida media – Gebüschohrwurm
Forficula auricularia – Gemeiner Ohrwurm

2.8.5 *Diptera* – Zweiflügler

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Chaoborus crystallinus – Büschelmücke
Culex pipiens – Gemeine Stechmücke
Didea fasciata – Gelbe Breitbauchschwebfliege
Dioctria atricapilla – Schwarze Raubfliege
Dioctria rufipes – Höcker-Habichtsfliege
Episyrphus balteatus – Hainschwebfliege
Helophilus pendulus – Gemeine Sumpfschwebfliege
Iteomyia capreae (Gallen an *Salix caprea*-Blättern)
Leptogaster cylindrica – Gemeine Schlankfliege
Limnia unguicornis – Hornfliege
Liriomyza demeijerei (Minen an *Artemisia vulgaris*-Blättern)
Lucilia caesar – Goldfliege
Nemopoda nitidula
Neoitamus cyanurus – Gemeiner Strauchdieb
Nephrotoma flavescens –Tigerschnake
Phytomyza atricornis (1 Mine an *Inula conyzae*-Blättern)
Sapromyzosoma quadripunctata
Sarcophaga lasiostyla – Fleischfliege
Sicus ferrugineus – Breitstirn-Blasenkopffliege
Syrphus ribesii – Große Schwebfliege
Trypetoptera punctulata – Gepunktete Hornfliege
Volucella pellucens – Gemeine Waldschwebfliege

2.8.6 *Ephemeroptera* – Eintagsfliegen

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Cloeon dipterum

2.8.7 *Heteroptera* – Wanzen

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Adelphocoris quadripunctatus – Vierpunktige Zierwanze
Amblytylus nasutus
Anthocoris nemorum – Blumenwanze
Coriomeris denticulatus
Eurydema oleraceum – Kohlwanze
Kleidocerys resedae – Birkenwanze
Leptopterna ferrugata
Megaloceroea recticornis – Große Graswanze
Megalonotus chiragra
Neolygus viridis
Palomena prasina – Grüne Stinkwanze
Pentatoma rufipes – Rotbeinige Baumwanze
Pyrrhocoris apterus – Feuerwanze
Rhaphigaster nebulosa – Graue Gartenwanze
Saldula orthochila
Sehirus luctuosus
Stenodema laevigatum
Stenotus binotatus – Zweifleck-Weichwanze

2.8.8 *Hymenoptera* – Hautflügler

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Ammophila sabulosa – Gemeine Sandwespe
Apis mellifera – Honigbiene
Bombus lapidarius – Steinhummel
Bombus pascuorum – Ackerhummel
Bombus terrestris – Erdhummel
Diplolepis rosae – Gemeine Rosengallwespe
Formica cunicularia – Rotrückige Sklavenameise
Lasius flavus – Gelbe Wiesenameise
Lasius fuliginosus – Glänzendschwarze Holzameise
Trigonaspis synaspis
Vespula germanica – Deutsche Wespe
Vespula vulgaris – Gemeine Wespe

2.8.9 *Lepidoptera* – Schmetterlinge

HOLGER BÄCKER, MARTIN SCHLÜPMANN, CHRISTIAN SCHMIDT

Aglais urticae – Kleiner Fuchs
Araschnia levana – Landkärtchen
Autographa gamma – Gammaeule
***Bembecia ichneumoniformis* – Hornklee-Glasflügler (det. H. BÄCKER & A. MURSCH), RL NRW 3, WB 3**
Inachis io – Tagpfauenauge
Lycaena phlaeas – Kleiner Feuerfalter
Maniola jurtina – Großes Ochsenauge
Pararge aegeria – Waldbrettspiel
Pieris brassicae – Großer Kohlweißling
Polygonia c-album – C-Falter
Taleporia tubulosa – Röhren-Sackträger
Vanessa atalanta – Admiral
Yponomeuta evonymella – Traubenkirschen-Gespinstmotte

2.8.10 *Mecoptera* – Schnabelfliegen

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Panorpa vulgaris

2.8.11 *Odonata* – Libellen

HOLGER BÄCKER, DIANA GOERTZEN, MARTIN SCHLÜPMANN

Aeshna cyanea – Blaugrüne Mosaikjungfer
Anax imperator – Große Königslibelle
Coenagrion puella – Hufeisen-Azurjungfer
Enallagma cyathigerum – Gemeine Becherjungfer
***Erythromma najas* – Großes Granatauge (Zukunftsstandort Ewald), Vorwarnliste**
Ischnura elegans – Große Pechlibelle
Lestes viridis – Gemeine Weidenjungfer
***Libellula depressa* – Plattbauch, Vorwarnliste**
Libellula quadrimaculata – Vierfleck
Orthetrum cancellatum – Blaupfeil
Pyrrhosoma nymphula – Frühe Adonislibelle

2.8.12 *Psocoptera* – Staubläuse

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Stenopsocus lachlani

2.8.13 *Saltatoria* – Heuschrecken

HOLGER BÄCKER, MARTIN SCHLÜPMANN, CHRISTIAN SCHMIDT

Chorthippus albomarginatus – Weißrandiger Grashüpfer
Chorthippus parallelus – Gemeiner Grashüpfer
Conocephalus fuscus – Langflügelige Schwertschrecke
Leptophyes punctatissima – Punktierte Zartschrecke
Meconema thalassinum – Gemeine Eichenschrecke
Tetrix undulata – Gemeine Dornschrecke (det. DIRK BERGER)
Tettigonia viridissima – Großes Grünes Heupferd

2.8.14 *Sternorrhyncha* – Blattläuse und Blattflöhe

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Byrsocrypta ulmi – Rüsternblattlaus (Gallen an *Ulmus glabra*–Blättern)
Cacopsylla hippophaes
Cacopsylla zetterstedti
Eriosoma ulmi – Johannisbeerwurzellaus (Gallen an *Ulmus glabra*-Blättern)
Psyllopsis fraxinicola

2.9 *Arachnida* – Spinnentiere

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

2.9.1 *Araneae* – Webspinnen

Agelena labyrinthica – Labyrinthspinne
Anyphaena accentuata – Auffällige Zartspinne
Araniella cucurbitina – Kürbisspinne
Diplocephalus picinus – Wald-Doppelkopf
Erigone atra – Glücksspinne
Euophrys frontalis – Kettenstreifige Springspinne
Heliophanus flavipes – Gelbbeinige Sonnenspringspinne
Microneta viaria
Neottiura bimaculata – Zweifleckige Kugelspinne
Philodromus praedatus – Räuberische Laufspinne
Phylloneta impressa (= *Theridion impressa*) – Eingedrückte Kugelspinne
Pisaura mirabilis – Listspinne
Salticus zebraneus
Simitidion simile (= *Theridion simile*)
Trochosa terricola – Erd-Wolfspinne
Xerolycosa nemoralis – Waldwolfspinne

2.9.2 *Acari* – Milben

Aceria macrorhyncha – Hörnchengallmilbe
Aceria brevitarsis (Gallen an *Alnus glutinosa*-Blättern)
Eriophyes inangulis (Gallen an *Alnus glutinosa*-Blättern)
Erythraeus phalangioides
Ixodes ricinus – Gemeiner Holzbock, Zecke

2.9.3 *Opiliones* – Weberknechte

Phalangium opilio

2.10 *Crustacea* – Krebstiere

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Armadillidium nasatum
Stammt wahrscheinlich aus Norditalien und hat sich in den letzten Jahrzehnten stark ausgebreitet. Auf Industriebrachen inzwischen oft die individuenreichste Asselart.
Armadillidium vulgare – Gemeine Rollassel
Hyloniscus riparius
Oniscus asellus – Mauerassel
Philoscia muscorum – Moosassel
Porcellio scaber – Kellerassel
Trachelipus rathkii
Trichoniscus pusillus

2.11 *Myriapoda* – Tausendfüßer

HOLGER BÄCKER, CHRISTIAN SCHMIDT

Allajulus nitidus – Messerschwanz-Schnurfüßer
Cylindroiulus caeruleocinctus – Gemeiner Feldschnurfüßer
Cylindroiulus punctatus – Gepunkteter Schnurfüßer
Geophilus flavidus (= *Clinopodes flavidus*)
Glomeris marginata – Saftkugler
Lithobius forficatus – Gemeiner Steinläufer
Ommatoiulus sabulosus – Sandschnurfüßer
Stigmatogaster subterraneus (= *Haplophilus subterraneus*)

Wirbeltiere

2.12 *Pisces* – Fische (Zukunftsstandort Ewald)

MARTIN SCHLÜPMANN

Carassius gibelio f. *auratus* – Goldfisch
Lepomis gibbosus – Sonnenbarsch (Neozoon aus Nordamerika, in weiten Teilen Europas eingebürgert)
Perca fluviatilis – Flussbarsch
Tinca tinca – Schleie

2.13 *Amphibia* – Lurche und Reptilia – Reptilien

CLAUS SANDKE, MARTIN SCHLÜPMANN

***Bufo bufo* – Erdkröte, RL BRG 3S**
***Bufo calamita* – Kreuzkröte, RL NRW 3, WB 2, BRG 3S**
Lissotriton vulgaris (= *Triturus vulgaris*) – Teichmolch
***Pelophylax esculentus* (= *Rana esculenta*) – Teichfrosch, RL BRG 2S**
Pelophylax ridibundus (*Rana ridibunda*) – Seefrosch (Zukunftsstandort Ewald)
***Zootoca vivipara* (*Lacerta vivipara*) – Waldeidechse, RL NRW V, WB V, BRG1S**

2.14 *Aves* – Vögel

INGO HETZEL, TOBIAS RAUTENBERG, CLAUS SANDKE, SIEGFRIED SCHNEIDER, HENDRIK WEINDORF, SIMON WIGGEN

[3]

***Accipiter gentilis* – Habicht, Vorwarnliste**
Accipiter nisus – Sperber
Acrocephalus palustris – Sumpfrohrsänger
Aegithalos caudatus – Schwanzmeise
***Alauda arvensis* – Feldlerche, RL NRW 3S, WB 3**
***Anthus trivialis* – Baumpieper, RL NRW 3, WB 3**
Apus apus – Mauersegler
Ardea cinerea – Graureiher
Branta canadensis – Kanadagans
Buteo buteo – Mäusebussard
***Carduelis cannabina* – Bluthänfling, Vorwarnliste**
Carduelis carduelis – Stieglitz
Carduelis chloris – Grünfink
Certhia brachydactyla – Gartenbaumläufer
Coccothraustes coccothraustes – Kernbeißer
Columba livia domestica – Straßentaube

Columba oenas – Hohltaube
Columba palumbus – Ringeltaube
Corvus corone corone – Rabenkrähe
Corvus monedula – Dohle
***Delichon urbica* – Mehlschwalbe, RL NRW 3S, WB 3**
Dendrocopos major – Buntspecht
Erithacus rubecula – Rotkehlchen
Falco tinnunculus – Turmfalke
Fringila coelebs – Buchfink
Garrulus glandarius – Eichelhäher
***Hippolais icterina* – Gelbspötter, Vorwarnliste**
***Hirundo rustica* – Rauchschwalbe, RL NRW 3S, WB 3**
***Motacilla alba* – Bachstelze, Vorwarnliste**
Parus caeruleus – Blaumeise
Parus major – Kohlmeise
Parus palustris – Sumpfmeise
***Phylloscopus trochilus* – Fitis, Vorwarnliste**
Phylloscopus collybita – Zilpzalp
Pica pica – Elster
Picus viridis – Grünspecht
Prunella modularis – Heckenbraunelle
***Pyrrhula pyrrhula* – Gimpel, Dompfaff, Vorwarnliste**
Sitta europaea – Kleiber
***Sturnus vulgaris* – Star, Vorwarnliste**
Sylvia atricapilla – Mönchsgrasmücke
Sylvia borin – Gartengrasmücke
Sylvia communis – Dorngrasmücke
***Sylvia curruca* – Klappergrasmücke, Vorwarnliste**
Troglodytes troglodytes – Zaunkönig
Turdus merula – Amsel
Turdus philomelos – Singdrossel

2.15 *Mammalia* – Säugetiere

INGO HETZEL, CLAUS SANDKE

Apodesmus sylvaticus – Waldmaus
Arvicola scherman – Terrestrische Schermaus
Capreolus capreolus – Reh
Myodes glareolus – Rötelmaus
***Oryctolagus cuniculus* – Wildkaninchen, RL Vorwarnliste**
Pipistrellus pipistrellus – Zwergfledermaus
Sciurus vulgaris – Eichhörnchen
Vulpes vulpes – Rotfuchs

3 Auswertung

3.1 Artenzahlen in den einzelnen Großgruppen

Tab. 1: Artenzahlen in den einzelnen Großgruppen

Artengruppe	Artenzahl
Pilze	95
Algen	2
Flechten	79
Moose	16
Farn- und Blütenpflanzen	374
Schnecken	8
Ringelwürmer	1
Insekten	144
Spinnentiere	22
Krebstiere	8
Tausendfüßer	8
Fische	4
Amphibien	5
Reptilien	1
Vögel	47
Säugetiere	8
Gesamt	**822**

3.2 Auf den Roten Listen verzeichnete Arten

Legende: NRW = Nordrhein-Westfalen, WB = Westfälische Bucht, BRG = Ballungsraum Ruhrgebiet, V = auf der Vorwarnliste in der jeweiligen Region, TL = Tiefland, * = nicht gefährdet in der jeweiligen Region, – = In der jeweiligen Region ist keine Einstufung in die Rote Liste erfolgt (nicht regionalisiert).

Bei den Pflanzen wurden Arten aus Ansaaten bei der Einstufung in die Rote Liste nicht berücksichtigt.

Tab. 2: Auf den Roten Listen verzeichnete Arten

	NRW	WB	BRG	TL
Pilze				
Bovista pussila – Zwerg-Bovist	2	–	–	–
Inocybe glabripes – Kleinsporiger Risspilz	2	–	–	–
Parasola plicatilis – Glimmeriger Scheibchen-Tintling	2	–	–	–
Fomitiporia hippophaeicola – Sanddorn-Feuerschwamm	R	–	–	–
Thelephora caryophyllea – Trichterwarzenpilz	2	–	–	–
Tricholoma argyraceum – Silbergrauer Erd-Ritterling	3	–	–	–
Tulostoma brumale – Winter-Stielbovist	3	–	–	–
Flechten				
Agonimia globulifera	3	–	–	–
Collema limosum	3	–	–	–
Myriospora heppii	2	–	–	–
Peltigera neckeri	2	–	–	–
Farn- und Blütenpflanzen				
Ballota nigra subsp. *meridionalis* – Westliche Schwarznessel	*	3	3	–
Campanula rotundifolia – Rundblättrige Glockenblume	*	*	3	–
Centaurium erythraea – Gewöhnliches Tausendgüldenkraut	V	*	3	–
Cynoglossum officinale – Gewöhnliche Hundszunge	3	3	2	–
Geranium columbinum – Tauben-Storchschnabel	*	*	3	–
Knautia arvensis – Acker-Witwenblume	*	*	3	–
Lepidium campestre – Feld-Kresse	*	*	3	–
Leucanthemum ircutianum – Fettwiesen-Margerite	V	–	–	–
Malva alcea – Rosen-Malve	3	3	3	–
Myosotis ramosissima – Rauhaariges Vergissmeinnicht	3	3	*	–
Securigera varia – Bunte Kronwicke	*	3	3	–
Sherardia arvensis – Ackerröte	3	3	3	–
Käfer				
Cicindela campestris – Feld-Sandlaufkäfer	V	–	–	–
Schmetterlinge				
Bembecia ichneumoniformis – Hornklee-Glasflügler	3	3	–	–
Libellen				
Erythromma najas – Großes Granatauge	V	–	–	V
Libellula depressa – Plattbauch	V	–	–	V
Amphibien				
Bufo bufo – Erdkröte	*	*	3	–
Bufo calamita – Kreuzkröte	3	2	3S	–
Pelophylax esculentus – Teichfrosch	*	*	2S	–
Reptilien				
Zootoca vivipara – Waldeidechse	V	V	1S	–
Vögel				
Accipiter gentilis – Habicht	V	–	–	–
Alauda arvensis – Feldlerche	3S	3	–	–
Anthus trivialis – Baumpieper	3	3	–	–
Carduelis cannabina – Bluthänfling	V	–	–	–
Delichon urbica – Mehlschwalbe	3S	3	–	–
Hippolais icterina – Gelbspötter	V	–	–	–
Hirundo rustica – Rauchschwalbe	3S	3	–	–
Motacilla alba – Bachstelze	V	–	–	–
Phylloscopus trochilus – Fitis	V	–	–	–
Pyrrhula pyrrhula – Gimpel, Dompfaff	V	–	–	–
Sturnus vulgaris – Star	V	–	–	–
Sylvia curruca – Klappergrasmücke	V	–	–	–
Säugetiere				
Oryctolagus cuniculus – Wildkaninchen	V	–	–	V

4 Fazit

Insgesamt wurden 822 Arten gefunden. 44 davon werden in einer Kategorie der aktuellen Roten Listen geführt.

Literatur

BÜRGER, M. 2002: Windkraftnutzung auf der Halde. Das Beispiel Hoppenbruch in Herten. In: DUCKWITZ, G., HOMMEL, M. & KOMUNALVERBAND RUHRGEBIET (KVR) (Hrsg.): Vor Ort im Ruhrgebiet. Ein Geographischer Führer. 3. Aufl., Pomp. Essen: 128-129.

DUCKWITZ, G. 2002: Von der Halde zum Landschaftspark. Die Haldenlandschaft Hoppenbruch-Hoheward in Herten. In: Duckwitz, G., Hommel, M. & Komunalverband Ruhrgebiet (KVR) (Hrsg.): Vor Ort im Ruhrgebiet. Ein Geographischer Führer. 3. Aufl., Pomp. Essen: 136-137.

LANUV NRW 2011: Rote Liste der gefährdeten Pflanzen, Pilze und Tiere in Nordrhein-Westfalen, 4. Fassg. – LANUV-Fachber. 36.

SEIDEL, W. 2010: Der Landschaftspark Hoheward in Herten und Recklinghausen – ein Beispiel für den Landschaftsumbau im Emscher-Lippe-Raum. In: HEINEBERG, H., WIENEKE, M. & WITTKAMPF, P. (Hrsg.): Westfalen Regional Bd. 2. Aktuelle Themen, Wissenswertes und Medien über die Region Westfalen-Lippe. Siedlung und Landschaft in Westfalen 37: 262-263. zugleich als pdf im Internet unter: http://www.lwl.org/LWL/Kultur/Westfalen_Regional/ Gesellschaft_Politik/Landschaftsschutz/Emscherbruch/

Danksagungen

Wir bedanken uns bei allen Teilnehmern – Kartierern und Besuchern – für die rundum gelungene Veranstaltung! Vor allem dem NABU Bochum danken wir für die Zusammenarbeit. Den Experten für die einzelnen Artengruppen danken wir an dieser Stelle noch einmal ganz besonders für die Kartierungsleitung und die Hilfe bei der Aufbereitung der Daten. Allen, die einen Kuchen gespendet und so für einen geselligen Ausklang der Veranstaltung gesorgt haben, sei hier nicht weniger gedankt. Auch das tolle Kinderprogramm von IRIS KABUS, das selbst bei Erwachsenen großen Anklang fand, soll hier unbedingt erwähnt werden.

Bei der Stadt Recklinghausen und bei der RAG Montan Immobilien GmbH bedanken wir uns für die Zusammenarbeit hinsichtlich der Betretung der Flächen.

Abb. 12: *Oxythyrea frunestra* auf der Halde Hoheward (M. SCHLÜPMANN).

Abb. 13: *Malva moschata* (Moschus-Malve) mit Horizontobservatorium (A. JAGEL).

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	135-155	2013

Bemerkenswerte Pflanzenvorkommen in Bochum (Nordrhein-Westfalen) und Umgebung im Jahr 2012

BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN

1 Einleitung

Im Folgenden werden für den Bochumer Raum bemerkenswerte Funde aufgeführt. Das Gebiet umfasst alle an Bochum und Herne angrenzenden Städte sowie den gesamten Ennepe-Ruhr-Kreis und Hagen. In seltenen Fällen werden außerdem Funde aufgeführt, die zwar außerhalb des genannten Gebietes liegen, aber von landesweiter Bedeutung sind. Die Funde sind zu einem Teil unter www.botanik-bochum.de/html/funde2012.htm mit Fotos versehen. Zur besseren Auswertung wurden hinter den Fundorten die MTB-Angaben (Topographische Karte 1:25.000) angegeben und ggf. eine Bewertung des Fundes für den hiesigen Raum und der floristische Status hinzugefügt.

Introduction: The following list shows remarkable plant records for the area of Bochum (North Rhine-Westphalia) and all adjacent cities as well as the Ennepe-Ruhr district and the city of Hagen. The majority of the listed records is displayed on the homepage of the Botanical Society of Bochum under http://www.botanik-bochum.de/html/-funde2012.htm. To facilitate a better analysis, the MTB-specifications (topographic map 1:25000) were added behind the plant location, and if applicable, an assessment of the record in context of the local area was given.

2 Liste der Funde

Verwendete Abkürzungen der Gemeinden und Kreise

Bochum (**BO**), Castrop-Rauxel (**CR**), Dortmund (**DO**), Ennepe-Ruhr-Kreis (**EN**), Essen (**E**), Gelsenkirchen (**GE**), Hagen (**HA**), Hattingen (**HAT**), Herne (**HER**), Herten **(HT**), Stadt Recklinghausen (**RE**), Witten (**WIT**).

Namenskürzel der Kartierenden

AH = ANNETTE HÖGGEMEIER (Witten), **AJ** = Dr. ARMIN JAGEL (Bochum), **AS** = ANDREAS SARAZIN (Essen), **BMI** = BETTINA MIERA (Essen), **BOBO** = Exkursion des Bochumer Botanischen Vereins, **CB** = CORINNE BUCH (Mülheim/Ruhr), **CBE** = CARMEN BENNERT (Ennepetal), **CS** = Dr. CHRISTIAN SCHMIDT (Dresden), **DB** = DIETRICH BÜSCHER (Dortmund), **DG** = DIANA GOERTZEN (Herten), **DM** = DETLEF MÄHRMANN (Castrop-Rauxel), **EK** = ERICH KRETZSCHMAR (Dortmund), **FK** = FRIEDHELM KEIL (Duisburg), **FS** = FRANK SONNENBURG (Velbert), GBO = GUIDO BOHN (Hamm), **GHL** = Dr. GÖTZ H. LOOS (Kamen), **GO** = GEORG OLBRICH (Dortmund), **GW** = GÜNTER WESTPHAL (Hattingen), **HB** = HILTRUD BUDDEMEIER (Herne), HBÄ = HOLGER BÄCKER (Bochum), **HCV** = Dr. HANS-CHRISTOPH VAHLE (Witten), **HH** = Prof. Dr. HENNING HAEUPLER (Bochum), **HHE** = HORST HEINRICHS (Dortmund), **HN** = HELGA NADOLNI (Wetter), **HS** = HUBERT SUMSER (Köln), **IH** = Dr. INGO HETZEL (Herten), **IS** = IRMGARD SONNEBORN (Bielefeld), **KIE** = K. I. EICHHOLZ (Essen), **LR** = Dr. LUDGER ROTHSCHUH (Krefeld), **MB** = MARIELUISE BONGARDS (Bielefeld), **MH** = MONIKA HEFER (Schwerte), **ML** = MARCUS LUBIENSKI (Hagen), **MS** = MANFRED SPORBERT (Leichlingen), **PG** = Dr. PETER GAUSMANN (Herne), **RIR** = RICHMUD ROLLENBECK (Dortmund), **RK** = RICHARD KÖHLER (Herne), **RL** = REGINA LUBIENSKI (Hagen), **SE** = Dr. SIMON ENGELS (Mülheim/Ruhr), **SJ** = SUSANNE JÜSSEN (NETTETAL), **TS** = Prof. Dr. THOMAS SCHMITT (Bochum), **VH** = VOLKER HEIMEL (Dortmund), **VSE** = V. SCHMIDT-EICHHOLZ (Essen), **WIB** = Prof. Dr. H. WILFRIED BENNERT (Ennepetal), **WV** = WOLFGANG VOIGT (Jülich).

Die **Nomenklatur** richtet sich nach BUTTLER & HAND (2008), Sippen, die dort nicht aufgeführt sind, nach ZANDER (2008) oder der jeweils angegebenen Literatur.

***Acer negundo* – Eschen-Ahorn (*Aceraceae*)**
DO-Mitte (4410/44): 1 kümmerliches Ex. an einer Hauswand in Plattenfugen in der Kaiserstr., 14.08.2012, DB.

***Aconitum* spec. – Blauer Eisenhut, Gaten-Eisenhut (*Ranunculaceae*)**
HT-Disteln (4408/22): 2 Ex. am Rand der Katzenbuschstr. im Volkspark Katzenbusch, wahrscheinlich aus der nahen Kleingartenanlage verwildert, 07.06.2012, IH. – DO-Fleier (4411/41): verwildert im Eichholz (*Aconitum* ×*cammarum*), 22.04.2012, DB.

***Acorus calamus* – Kalmus (*Acoraceae*)**
DO-Westerfilde (4410/32): am ehemal. Schloss Westhusen, 01.05.2012, DB.

***Adoxa moschatellina* – Moschuskraut (*Adoxaceae*)**
HT-Mitte (4408/22): im Hertener Schlosspark, 07.04.2012, DB & DG. – HT-Disteln (4408/22): ca. 200 Ex. am "Reutkamp" im Waldgebiet Spanenkamp, 28.03.2012, IH & HCV. – HER-Constantin (4409/41): ein etwa 5 m² großer Bestand auf dem Gelände der ehemal. Zeche Constantin 4/5, 08.04.2012, PG. – DO-Groppenbruch (4410/12): im NSG "Groppenbruch", 14.04.2012, DB.

***Agrimonia eupatoria* – Kleiner Odermennig (*Rosaceae*)**
DO-Dorstfeld (4410/34): großes Vorkommen auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK.

***Agrostis scabra* – Raues Straußgras (*Poaceae*)**
DO-Derne (4411/13): auf der Zechenbrache Gneisenau, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al.

***Aira caryophyllea* – Nelken-Haferschmiele (*Poaceae*)**
DO-Eichlinghofen (4510/12): zu Hunderten in einem mageren Scherrasen, 09.07.2012, PG.

***Alcea rosea* – Stockrose (*Malvaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward. Wohl aus Ansaat hervorgegangen und vielleicht eingebürgert, 17.06.2012, BOBO.

***Alopecurus geniculatus* – Knick-Fuchsschwanz (*Poaceae*)**
BO-Gerthe (4409/43): wenige Ex. auf einer staunassen Fläche auf der Halde Lothringen, 12.05.2012, CB & AJ.

***Amaranthus cruentus* – Rispiger Fuchsschwanz (*Amaranthaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): ca. 20 Ex. auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB.

***Ambrosia artemisiifolia* var. *elatior* – Beifuß-Ambrosie (*Asteraceae*)**
DO-Lütgendortmund (4410/33): 1 Ex. im Straßenbegleitgrün an der Limbecker Str., 20.01.2012, RIR. – DO-Mitte (4410/44): in der Saarlandstr. Möglicherweise aus Taubenfutter, 02.10.2012, DB. – BO-Zentrum (4509/12): 1 Ex. am Haupteingang des Hauptbahnhofs, 29.09.2012, DB. – BO-Innenstadt (4509/14): 1 Ex. in der Viktoriastr. an der Marienkirche, 21.07.2012, AJ.

***Amelanchier lamarckii* – Kupfer-Felsenbirne (*Rosaceae*)**
DO-Mitte (4411/31): 1 wohl verwildertes Ex. an der Bahn entlang der Westfaliastr., 08.04.2012, DB.

***Anchusa arvensis* – Acker-Krummhals (*Boraginaceae*)**
HER-Baukau (4409/14): spärlich auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB.

***Anchusa officinalis* – Gewöhnliche Ochsenzunge (*Boraginaceae*)**
HER-Baukau (4409/14): spärlich auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB.

***Anemone nemorosa* – Busch-Windröschen (*Ranunculaceae*)**
CR-Habinghorst (4409/24): massenhaft im Castroper Holz, 03.04.2012, HB & PG.

***Anthyllis vulneraria* agg. – Artengruppe Wundklee (*Fabaceae*)**
DO-Eichlinghofen (4510/12): auf dem Universitätsgelände an der Str. "Am Gardenkamp", aus Ansaat entstanden, 10.07.2012, DB.

***Antirrhinum majus* – Löwenmäulchen (*Scrophulariaceae*)**
DO-Neuasseln (4512/12): 1 gelb blühendes Ex. in einer Plattenfuge in der Aplerbecker Str., 30.08.2012, DB & HHE.

***Apera interrupta* – Unterbrochener Windhalm (*Poaceae*)**
DO-Hörde (4511/11): auf einer Brache westl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Arum italicum* – Italienischer Aronstab (*Araceae*)**
DO-Wichlinghofen (4510/24): ein kleines Vorkommen an der Brandisstr. in einem Waldstreifen, 08.01.2012, DB.

***Asplenium ceterach* – Milzfarn, Schriftfarn (*Aspleniaceae*)**
DO-Husen (4411/23): viel an einer Mauer der ehem. Zeche Kurl, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al. Hier seit mind. 1981 bekannt.

***Asplenium scolopendrium* – Hirschzunge (*Aspleniaceae*)**
BO-Altenbochum (4509/23): 5 Ex. an einer Mauer in der Tejastr., 12.05.2012, CB & AJ. – E-Kettwig (4607/23): 1 Ex. an einer Böschungsmauer an der Scharlottenhofstr, 21.05.2012, KIE & VSE. – HA-Berchum (4611/14): 1 Ex. im Wannebachtal in einem Buchenmischwald zwischen Berchum und Reh, 07.03.2012, FK. – WIT-Bommern (4509/44): ca. 6 Ex. zusammen mit *Dryopteris filix-mas* und *Carpinus betulus* in einem Gulli an der Rauendahlstr. 126 auf dem Parkplatz gegenüber dem Café-Restaurant Haus Rauendahl, 19.05.2012, WIB, CBE & al. – BO-Zentrum (4509/12): 1 kleines Ex. an einer freistehenden Ziegelsteinmauer an der Wittener Str. 190, 03.01.2012, AS. – DO-Husen (4411/23): spärlich an einer Mauer der ehem. Zeche Kurl, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al. – DO-Asseln (4411/32): in einem Kellerschacht in der Aplerbecker Str., 14.07.2012, VH. – E-Bergehausen (4508/32): 2 fertile Ex. auf einer Ziegelsteinmauer an der Westfalenstr. an der Bushaltestelle "Kunstwerkhütte", 24.01.2012, AS. – DO-Hörde (4511/11): ca. 10 Ex. in einem Kellerschacht in der Hörder Burgstr. westl. des Phoenixsees, 21.07.2012 (Abb. auf S. 92), BOBO.

***Asplenium septentrionale* – Nördlicher Streifenfarn (*Aspleniaceae*)**
HA-Selbecke (4610/44): ca. 25 Ex. am Mäckinger Bach, ehemal. Steinbruch südl. Mäcking, 30.12.2012, ML. Hier seit 1951 bekannt (vgl. KERSBERG & al. 2004). – EN, Ennepetal (4710/12): ca. 8 Ex. an Felsen am Hohenstein unterhalb des Denkmals, 02.07.2012, WIB & ML (nach Angabe FS).

***Asplenium trichomanes* – Braunstieliger Streifenfarn (*Aspleniaceae*)**
DO-Mitte (4410/44): in Mauerfugen an der Graf-Haeseler-Str., 25.02.2012, DB. – BO-Zentrum (4509/12): an einer freistehenden Ziegelsteinmauer an der Wittener Str. (subsp. *quadrivalens*), 03.01.2012, AS. – DO-Höchsten (4511/31): an einer Mauer am Höhenweg, 08.01.2012, DB.

***Astragalus glycyphyllos* – Süße Bärenschote (*Fabaceae*)**
DO-Syburg (4510/44): auf einem Hang unweit Haus Husen, 30.08.2012, DB & HHE.

***Ballota nigra* subsp. *meridionalis* – Westliche Schwarznessel (*Lamiaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Eving (4410/42): ein kleines Vorkommen nahe der Haltestelle "Bauernkamp", 14.06.2012, DB & GO.

***Berberis julianae* – Julianes Berberitze (*Berberidaceae*)**
HER-Mitte (4409/32): 1 verwildertes Ex. auf einem Bürgersteig Ecke Bahnhofstr./Mont-Cenis-Str., 26.05.2012, PG.

***Berteroa incana* – Graukresse (*Brassicaceae*)**
DO-Hörde (4511/11): mehrere Ex. an einer Böschung über der Emscher am Parkplatz an der Hörder Hafenstr., 21.07.2012, BOBO.

***Berula erecta* – Schmalblättriger Merk (*Apiaceae*)**
DO-Hörde (4511/11): ein kleiner Bestand an der renaturierten Emscher nördl. des Phoenix-sees, 21.07.2012, BOBO.

***Brachypodium sylvaticum* – Wald-Zwenke (*Poaceae*)**
CR-Habinghorst (4409/24): im Castroper Holz, 07.04.2012, DB. – DO-Hacheney (4510/42): flächendeckend im Waldgebiet Hacheneyer Mark unterhalb der Autobahnbrücke der A45, hier in Ausbreitung, 08.01.2012, DB. – HA-Haspe (4610/32): Westerbauer, Wegrand/-Böschung am Distelstück, 01.07.2012, ML. – HA-Haspe (4610/32): Wald nördl. Haus Harkorten, 11.06.2012, ML.

***Brassica nigra* – Schwarzer Senf (*Brassicaceae*)**
HT-Süd (4409/13): wohl eingeschleppt auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO.

***Briza media* – Zittergras (*Poaceae*)**
HT-Süd (4409/13): an einer Stelle reichlich auf der Halde Hoheward. Wohl aus Ansaat hervorgegangen, 17.06.2012, BOBO.

***Bromus carinatus* – Plattährige Trespe (*Poaceae*, Abb. 1)**
E-Rüttenscheid (4507/42): ca. 20 m² großer Bestand an einer trockenen Böschung im Grugapark am Grugaturm, 02.10.2012, AS. – HAT-Welper (4509/33): wenige Ex. am asphaltierten Weg entlang des südlichen Ruhrufers südwestl. der Kosterbrücke, 22.06.2012, AH & AJ.

***Bromus secalinus* – Roggen-Trespe (*Poaceae*, Abb. 2)**
Kreis Unna, Schwerte-Ergste (4511/34): wenige Ex. in einem Rapsfeld an der Ruhr, 23.07.2012, AJ & MH.

Abb. 1: *Bromus carinatus* (Plattährige Trespe) an der Ruhr bei Hattingen-Welper (A. JAGEL).

Abb. 2: *Bromus secalinus* (Roggen-Trespe) in einem Rapsfeld bei Schwerte-Ergste (A. JAGEL).

***Bunias orientalis* – Orientalisches Zackenschötchen (*Brassicaceae*)**
HER-Röhlinghausen (4408/44): 1 Ex. in einer ruderalen Parkwiese im Landschaftspark Pluto (ehem. Schlackendeponie), 14.06.2012, RK.

***Butomus umbellatus* – Schwanenblume (*Butomaceae*)**
HAT-Welper (4509/33): ein kleiner Bestand am Ruhrufer westl. der Kosterbrücke, 22.06.2012, AH & AJ.

***Calamagrostis canescens* – Sumpf-Reitgras (*Poaceae*)**
DO-Groppenbruch (4410/12): an feuchten Stellen im NSG "Groppenbruch", 14.04.2012, DB.

***Callitriche hamulata* – Haken-Wasserstern (*Callitrichaceae*)**
BO-Stiepel (4509/43): in einem Seitenarm des Kemnader Stausees am Haus Oveney, 20.10.2012, CB & AJ.

***Campanula persicifolia* – Pfirsichblättrige Glockenblume (*Campanulaceae*)**
DO-Lütgendortmund (4410/42): 1 verwildertes Ex. am Naturkundemuseum, 26.07.2012, DB & GHL.

***Campanula rapunculoides* – Acker-Glockenblume (*Campanulaceae*)**
DO-Kirchhörde (4510/23): auf einem Bürgersteig Kirchhörder Berg/Hagener Str., 20.07.2012, DB.

***Campanula rapunculus* – Rapunzel-Glockenblume (*Campanulaceae*)**
BO-Stahlhausen (4509/13): wenig auf einer offenen Brachfläche östl. des Kreisverkehrs Kohlenstr. (Zufahrt USB), 25.06.2012, RK. – DO-Eichlinghofen (4510/12): ca. 20 Ex. auf dem Universitätsgelände an der Str. "Am Gardenkamp", aus Ansaat entstanden, 10.07.2012, DB. – EN, Herdecke (4510/43): auf Grünstreifen am Hengsteysee-Randweg nordöstl. der Herdecker Brücke, 28.07.2012, DB.

***Campanula rotundifolia* – Rundblättrige Glockenblume (*Campanulaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Höchsten (4511/31): noch an wenigen Stellen auf Hangweiden im Wannebachtal, 21.05.2012, DB. – DO-Holzen (4511/31): mehrfach an Weidekanten im Wannbachtal, 08.04.2012, DB.

***Cannabis sativa* – Hanf (*Cannabaceae*)**
RE-Hochlarmark (4409/13): 1 Ex. an einem Fahrradweg in einem naturnahen Eichen-Birkenwald unmittelbar östl. der Halde Hoheward, 15.05.2012, IH.

***Cardaria draba* – Pfeilkresse (*Brassicaceae*)**
BO-Hordel (4509/11): wenige Ex. auf einer Wiese auf dem Hordeler Friedhof, 22.05.2012, AJ.

***Carduus acanthoides* – Weg-Distel (*Asteraceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – HER-Baukau (4409/14): 1 Ex. auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB.

***Carduus nutans* – Nickende Distel (*Asteraceae*)**
BO-Stahlhausen (4509/13): wenig auf einer offenen Brachfläche östl. des Kreisverkehrs Kohlenstr. (Zufahrt USB), 25.06.2012, RK. – BO-Querenburg (4509/23): 1 Ex. am Straßenrand nördl. der (Fach-)Hochschule Bochum, 20.06.2012, AH & AJ.

***Carex brizoides* – Zittergras-Segge (*Cyperaceae*)**
HA-Rummenohl (4711/13): am Volmeufer bei Muhlerohl, 28.05.2012, ML.

***Carex caryophyllea* – Frühlings-Segge (*Cyperaceae*)**
HA-Haspe (4610/32): auf einer mageren Böschung am Distelstück, 13.05.2012, ML.

***Carex disticha* – Zweizeilige Segge (*Cyperaceae*)**
DO-Westerfilde (4410/32): am ehemal. Schloss Westhusen, 01.05.2012, DB. – DO-Dorstfeld (4410/34): auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK. – EN, Wetter-Albringhausen (4609/22): Feuchtwiese im Elbschetal, 24.05.2012, DB & HN.

***Carex nigra* – Braune Segge (*Cyperaceae*)**
EN, Wetter-Albringhausen (4609/22): Feuchtwiese im Elbschetal, 24.05.2012, DB & HN. – DO-Westerfilde (4410/32): am ehemal. Schloss Westhusen, 01.05.2012, DB.

***Carex otrubae* – Hain-Segge (*Cyperaceae*)**
DO-Dorstfeld (4410/34): auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK.

***Carex pallescens* – Bleiche Segge (*Cyperaceae*)**
DO-Syburg (4511/31): im Tal des Westhofer Baches zw. Asenberg und Abberg, 02.06.2012, DB.

***Carex paniculata* – Rispen-Segge (*Cyperaceae*)**
DO-Groppenbruch (4410/12): im NSG "Groppenbruch", 14.04.2012, DB.

***Carex rostrata* – Schnabel-Segge (*Cyperaceae*)**
HER (4408/44): mehrere m² großes Röhricht in einem flachen Tümpel im Osten des Landschaftsparks Pluto (ehem. Schlackendeponie), 14.06.2012, RK.

***Carex vesicaria* – Blasen-Segge (*Cyperaceae*)**
RE-Hochlarmark (4409/13): ca. 100 Ex. an zwei Bergsenkungsgewässern innerhalb eines naturnahen Eichen-Birkenwaldes unmittelbar östl. der Halde Hoheward, 15.05.2012, IH.

***Cedrus* spec. – Zeder (*Pinaceae*)**
E-Holsterhausen (4507/42): eine Jungpfl. im Straßenbegleitgrün am Fahrradweg nördl. des Grugaparks, 11.01.2012, AS.

***Centaurea dealbata* – Zweifarbige Flockenblume (*Asteraceae*, Abb. 3 & 4)**
BO-Altenbochum (4509/23): 1 Sämling in einer Bürgersteigfuge an einer Mauer in der Tejastr., aus dem angrenzenden Garten heraus verwildert, 12.05.2012, CB & AJ.

Abb. 3: *Centaurea dealbata* (Zweifarbige Flockenblume) in einem Garten in Bochum-Altenbochum (C. BUCH).

Abb. 4: *Centaurea dealbata* (Zweifarbige Flockenblume), Sämling auf einem Bürgersteig in Bochum-Altenbochum (C. BUCH).

***Centaurium erythraea* – Echtes Tausendgüldenkraut (*Gentianaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – BO-Ehrenfeld (4509/13): auf einer Schotterfläche im Vorwald nördl. Bf. Ehrenfeld (nordwestl. USB), 25.06.2012, RK.

***Centaurium pulchellum* – Kleines Tausendgüldenkraut (*Gentianaceae*)**
BO-Ehrenfeld (4509/11): reichlich auf einer Schotterfläche im Vorwald nördl. Bf. Ehrenfeld (westl. USB), 25.06.2012, RK. – BO-Weitmar (4509/13): viel auf einer geschotterten Brachfläche südl. des BOGESTRA-Geländes, 29.06.2012, RK.

***Ceratophyllum demersum* – Raues Hornkraut (*Ceratophyllaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Chenopodium ficifolium* – Feigenblättriger Gänsefuß (*Chenopodiaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Dorstfeld (4410/43): auf Emscherschlamm an der renaturierten Emscher zwischen Dorstfeld und Huckarde, 16.09.2012, DB.

***Chenopodium glaucum* – Graugrüner Gänsefuß (*Chenopodiaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Brackel (4411/32): in Hohenbuschei im Neubaugebiet auf dem ehemal. Flugplatz, 14.07.2012, DB. – DO-Mitte (4510/22): spärlich an der renaturierten Emscher südl. der Westfalenhalle, östl. der Ardeystr., 19.10.2012, DB. – DO-Hörde (4511/11): auf Schlamm südöstl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Chionodoxa forbesii* – Große Sternhyazinthe (*Hyacinthaceae*)**
HA-Haspe (4610/32): mehrfach auf einem Grünstreifen "Am Quambusch", 25.03.2012, ML.

***Cichorium intybus* – Gewöhnliche Wegwarte (*Asteraceae*)**
HA-Brockhausen (4510/43): am Schloss Werdringen, 28.07.2012, DB.

***Circaea intermedia* – Mittleres Hexenkraut (*Onagraceae*)**
DO-Syburg (4510/44): am Hang der Syburg in einem Quellaustritt und in einem Siepen am Seeschlösschen, 09.08.2012, DB. – DO-Syburg (4511/31): im Tal des Westhofer Baches zw. Asenberg und Abberg, 02.06.2012, DB. – EN, Wetter-Albringhausen (4609/22): Feuchtwiese im Elbschetal, 24.05.2012, DB & HN.

***Claytonia perfoliata* – Kubaspinat (*Portulacaceae*)**
BO-Harpen (4509/21): mehrere Ex. im Ruhrpark unter einer Heckenanpflanzung bei Kaufland, 24.03.2012, RIR. – DO-Höchsten (4511/31): ca. 30 Ex. an einem Waldrand im Wannebachtal, 21.05.2012, DB.

***Clinopodium vulgare* – Wirbeldost (*Lamiaceae*)**
DO-Syburg (4510/44): entlang von Böschungen an der Hohensyburger Str., 09.08.2012, DB.

***Cochlearia danica* – Dänisches Löffelkraut (*Brassicaceae*)**
HER-Holsterhausen (4409/31): zwei kleine Bestände auf einer Brache im Gewerbepark Hibernia, 05.05.2012, BOBO. – DO-Westerfilde (4410/32): an Bahngelände im Rahmer Wald, 01.05.2012, DB. – DO-Reichsmark (4510/42): an der Wittbräucker Str. nahe dem Kreuz A45/B54, 06.04.2012, DB.

***Commelina communis* – Gewöhnliche Tagblume (*Commelinaceae*)**
Krefeld-Cracau (4605/32): ca. 20 Ex. an der Elisabeth-Kirche in Fugen zwischen Haus und Bürgersteig. Hier bereits 2011 beobachtet, 05.07.2012, LR.

***Conium maculatum* – Gefleckter Schierling (*Apiaceae*)**
DO-Wambel (4411/33): ein Bestand an der Einmündung des B236n-Abzweigs hinter dem Tunnel in die B1, 10.06.2012, DB.

***Corydalis solida* – Gefingerter Lerchensporn (*Fumariaceae*)**
DO-Holte (4409/44): in Ausbreitung im Wäldchen "Im Rauhen Holz" an der Ostholzstr., 31.03.2012, RIR. – HER-Mitte (4409/32): ca. 40 Ex. auf einer ruderalisierten Rasenfläche. Herkunft unklar, 15.04.2012, PG.

***Crepis tectorum* – Dach-Pippau (*Asteraceae*)**
DO-Hörde (4511/11): auf einer Brache westl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Crepis vesicaria* subsp. *taraxacifolia* – Löwenzahnblättriger Pippau (*Asteraceae*)**
DO-Derne (4411/13): auf der Zechenbrache Gneisenau, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al.

***Crocus tommasinianus* – Elfen-Krokus (*Iridaceae*)**
HA-Haspe (4610/32): mehrfach auf einem Grünstreifen "Am Quambusch", 25.02.2012, ML.

***Cynoglossum officinale* – Gewöhnliche Hundszunge (*Boraginaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO.

***Cystopteris fragilis* – Zerbrechlicher Blasenfarn (*Dryopteridaceae*)**
HA-Haspe (4610/23): Mauer am Seitenkanal der Ennepe in der Frankstr., 12.04.2012, ML. – HA-Haspe (4610/32): Gebäudefuge/Dachrinnenschacht in der Kölner Str. 79/81, seit mind. 6 Jahren, 20.05.2012, ML. – HA-Ambrock (4611/33): Mauer am Volmeufer bei Ambrock, 28.05.2012, ML. – HA-Rummenohl (4711/13): Mauer der Eisenbahnbrücke über die B 54 bei Muhlerohl, 28.05.2012, ML.

***Dactylorhiza majalis* – Breitblättriges Knabenkraut (*Orchidaceae*)**
BO-Hamme (4509/1): 23 Ex. auf einer Feuchtwiese. Das Vorkommen ist bereits seit 1998 bekannt, 16.05.2012, GW.

***Datura stramonium* – Gewöhnlicher Stechapfel (*Solanaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB. – DO-Mitte (4510/22): 1 Ex. an der renaturierten Emscher südl. der Westfalenhalle, östl. der Ardeystr., 19.10.2012, DB.

***Dianthus armeria* – Raue Nelke (*Caryophyllaceae*)**
BO-Weitmar (4509/32): ein kleiner Bestand auf einer Verkehrsinsel auf der Markstr. Höhe Kellermannsweg, 30.06.2012, AJ.

***Dianthus carthusianorum* – Kartäuser-Nelke (*Caryophyllaceae*)**
BO-Gerthe (4409/43): aus ehemal. Ansaat verwildert auf der Brache an den "Drei Großen Herren" im Gewerbepark Lothringen, 02.09.2012, BOBO.

***Dianthus deltoides* – Heide-Nelke (*Caryophyllaceae*)**
BO-Gerthe (4409/43): aus ehemal. Ansaat verwildert auf der Brache an den "Drei Großen Herren" im Gewerbepark Lothringen, 02.09.2012, BOBO.

***Dittrichia graveolens* – Klebriger Alant (*Asteraceae*, Abb. 5 & 6)**
HER-Crange (4409/42): zahlreich an einem Kohlelager am Westhafen, 21.10.2012, CB & SE. – BO-Gerthe (4409/43): mehrfach auf der Brache an den "Drei Großen Herren" im Gewerbepark Lothringen, 02.09.2012, BOBO. – BO-Gerthe (4409/44): große Bestände auf der Halde Lothringen 1/2, 02.09.2012, BOBO.

Abb. 5: *Dittrichia graveolens* (Klebriger Alant) auf der Halde Lothringen 1/2 in Bochum-Gerthe (C. BUCH).

Abb. 6: *Dittrichia graveolens* (Klebriger Alant) auf der Halde Lothringen 1/2 in Bochum-Gerthe (T. KASIELKE).

***Draba muralis* – Mauer-Felsenblümchen (*Brassicaceae*, Abb. auf S. 108)**
HER-Holsterhausen (4409/31): ein kleiner Bestand am Bahngleis im Gewerbepark Hibernia, 05.05.2012, BOBO.

***Dryopteris affinis* agg – Artengruppe Spreuschuppiger Wurmfarn (*Dryopteridaceae*)**
EN, Breckerfeld (4610/44): eine Jungpfl. am Mäckinger Bach, Osthang Baunscheidter Berg, 30.12.2012, ML. – HA-Delstern (4611/31): Waldböschung an der Volme nördl. Ambrock, 28.05.2012, ML. – HA-Delstern (4611/33): Wald am Hengstenbergweg zw. Sportplatz und Tennisplätzen, 28.05.2012, ML.

***Dryopteris borreri* – Spreuschuppiger Wurmfarn (*Dryopteridaceae*)**
EN, Wetter (4610/12): 1 Ex. am Hangfuß des Harkortberges nördl. Wetter. Durch Flow-Cytometrie als triploid bestätigt, 10.06.2012, ML.

***Dysphania botrys* (= *Chenopodium botrys*) – Klebriger Gänsefuß (*Chenopodiaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): 10 Ex. auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB.

***Dysphania pumilio* (= *Chenopodium p.*) – Australischer Gänsefuß (*Chenopodiaceae*)**
DO-Dorstfeld (4410/43): 1 Ex. auf Emscherschlamm an der renaturierten Emscher zwischen Dorstfeld und Huckarde, 16.09.2012, DB.

***Elodea nuttallii* – Zierliche Wasserpest (*Haloragaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Elymus obtusiflorus* – Stumpfblütige Quecke (*Poaceae*)**
HER-Wanne (4409/42): in großen Mengen am Rhein-Herne-Kanal, aus Ansaat entstanden, 06.07.2012, HB, PG & RK.

***Equisetum sylvaticum* – Wald-Schachtelhalm (*Equisetaceae*)**
HA-Vorhalle (4610/21): im Funkenhauser Bachtal (vgl. KERSBERG & al. 2004), 10.06.2012, ML.

***Equisetum telmateia* – Riesen-Schachtelhalm (*Equisetaceae*)**
EN, Herdecke (4510/34): Harkortsee am Hangfuß am Cuno-Kraftwerk (vgl. SCHEMMANN 1884: "zw. Wetter und Herd.: Chausseegraben"), 10.06.2012, ML.

***Eschscholzia californica* – Kalifornischer Mohn, Goldmohn (*Papaveraceae*)**
WIT-Annen (4510/32): 3 Ex. verwildert auf einem Bürgersteig an einer Hauswand "In der Marl" Ecke Eckhardtstr., 24.08.2012, AJ.

***Euphorbia cyparissias* – Zypressen-Wolfsmilch (*Euphorbiaceae*)**
EN, Wetter-Esborn (4609/22): an und auf einer alten Bruchsteinmauer, 25.04.2012, DB & HN.

***Euphorbia maculata* – Gefleckte Wolfsmilch (*Euphorbiaceae*)**
BO-Innenstadt (4509/12): in Pflasterritzen vor dem Bergbaumuseum, 08.08.2012, ML.

***Fallopia ×bohemica* – Bastard-Staudenknöterich (*Polygonaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – HA-Haspe (4610/23): am Ennepeufer an der Fußgängerbrücke an der Gesamtschule Haspe, 16.06.2012, ML. – HA-Delstern (4611/31): mehrfach am Volmeufer zw. Delstern und Ambrock, 28.05.2012, ML.

***Fallopia sachalinensis* – Sachalin-Knöterich (*Polygonaceae*)**
HA-Haspe (4610/23): Ennepeufer, Ecke Kurt-Schumacher-Ring/Tillmannstr., 20.05.2012, ML. – EN, Ennepetal (4610/41): Hasperbach, Böschung/Firmengelände oberhalb Einmündung Großer Kettelbach, 11.08.2012, ML.

***Festuca altissima* – Wald-Schwingel (*Poaceae*)**
DO-Syburg (4511/31): etwa 50 Ex. im Tal des Westhofer Baches zw. Asenberg und Abberg, 02.06.2012, DB.

***Fragaria moschata* – Zimt-Erdbeere (*Rosaceae*, Abb. 7 & 8)**
Plettenberg (Märkischer Kreis, 4713/32): Siesel (alte Lenneschleife), NSG "Auf dem Pütte", mehrfach im Wald und an einem Wegrand nördl. der Bahnlinie, 17.05.2012, ML.

Abb. 7: *Fragaria moschata* (Plettenberg/Märkischer Kreis, Pflanze in Kultur) (M. LUBIENSKI).

Abb. 8: *Fragaria moschata* (Plettenberg/Märkischer Kreis, Pflanze in Kultur) (M. LUBIENSKI).

***Fumaria officinalis* – Gewöhnlicher Erdrauch (*Fumariaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB.

***Gagea lutea* – Wald-Goldstern (*Liliaceae*)**
HT-Disteln (4408/22): ca. 200 Ex. am Reutkamp im Waldgebiet Spanenkamp, 28.03.2012, IH & HCV. – HT-Mitte (4408/22): im Hertener Schlosspark, 07.04.2012, DB & DG.

***Galeopsis segetum* – Saat-Hohlzahn (*Lamiaceae*)**
DO-Syburg (4510/44): auf Felsen unterhalb des Klusenbergs am Hengsteysee-Randweg, 28.07.2012, DB. – EN, Herdecke (4510/44): an einem Felsen am Nordufer des Hengsteysees, 30.09.2012, DB. – WIT-Heven (4509/42): ein kleiner Bestand auf der Straßenböschung an der Herbeder Straße unterhalb Kleff, 10.07.2012, AJ.

***Geranium columbinum* – Tauben-Storchschnabel (*Geraniaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO.

***Geranium pratense* – Wiesen-Storchschnabel (*Geraniaceae*)**
EN, Herdecke-Westende (4510/34): Appelsiepen, eingebürgert auf einer Brachwiese, 20.07.2012, DB.

***Geranium rotundifolium* – Rundblättriger Storchschnabel (*Geraniaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Husen (4411/23): an der Husener Str. in einem Hinterhof, 14.07.2012, DB, GHL & al.

***Gymnocarpium dryopteris* – Eichenfarn (*Woodsiaceae*)**
HA-Haspe (4510/43): Bachtal westl. Hof Tempel nördl. Großer Kettelbach, 20.05.2012, ML. – HA-Dahl (4611/31): auf einer Mauer am Hengstenbergweg, 28.05.2012, ML. – EN, Ennepetal-Büttenberg (4709/22): Zuckerberg, ehem. Steinbruch, 29.04.2012, ML, RL, CBE & WIB. – HA-Dahl (4711/11): auf einer Böschung am Hengstenberg zw. Dahl und Priorei, 28.05.2012, ML.

***Helleborus foetidus* – Stinkende Nieswurz (*Ranunculaceae*)**
HA-Haspe (4610/14): 1 verwildertes Ex. in Westerbauer, Feldrand Ecke Harkortstr./-Grundschötteler Str., 03.02.2012, ML.

***Helleborus niger* – Christrose (*Ranunculaceae*)**
BO-Bergen (4409/34): 1 verwildertes Ex. am Rande eines Laubwaldes an der Stembergstr. im NSG "Tippelsberg/Berger Mühle", 27.01.2012, IH. – WIT-Annen (4510/31): 3 Ex. in einer *Cotoneaster*-Anpflanzung auf der Rudolf-Königstr. Vermutlich aus Samen einer benachbarten Pflanzung entstanden, 31.01.2012, AJ & DM.

***Hesperis matronalis* – Gewöhnliche Nachtviole (*Brassicaceae*)**
HA-Delstern (4611/31): am Straßenrand der B54/Volmeufer westl. Scheveberg, 28.05.2012, ML.

***Hieracium bauhini* – Ungarisches Habichtskraut (*Asteraceae*)**
DO-Hörde (4511/11): in einer Pflasterritze an einem Kellerschacht in der Hörder Burgstr. westl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Hippuris vulgaris* – Tannenwedel (*Hippuridaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward. Reichlich im Tümpel am Tunnelausgang. Wohl eingesetzt und eingebürgert, 17.06.2012, BOBO.

***Hordeum jubatum* – Mähnen-Gerste (*Poaceae*)**
HT-Süd (4409/13): mit Erdmaterial eingeschleppt am Gipfel der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – BO-Weitmar (4509/14): auf dem Gelände des ehemal. Bahnhofs an der Holtbrügge, 19.07.2012, TS. – DO-Hörde (4511/11): in Mengen auf einer Böschung südl. des Phoenixsees (Abb. auf S. 92), 21.07.2012, BOBO.

***Hottonia palustris* – Wasserfeder (*Primulaceae*, Abb. 9 & 10)**
RE-Hochlarmark (4409/13): ca. 200 Ex. in einem Bergsenkungsgewässer innerhalb eines naturnahen Eichen-Birkenwaldes unmittelbar östl. der Halde Hoheward, 15.05.2012, IH.

***Hypericum pulchrum* – Schönes Johanniskraut (*Clusiaceae*)**
DO-Syburg (4511/11): vereinzelt am Ebberg, 30.08.2012, DB & HHE. – DO-Syburg (4511/31): im Tal des Westhofer Baches zw. Asenberg und Abberg, 02.06.2012, DB. – DO-Höchsten (4511/31): in Restbeständen an einer Wegböschung "In der Wanne", 08.01.2012, DB.

***Hypericum tetrapterum* – Geflügeltes Johanniskraut (*Clusiaceae*)**
DO-Lütgendortmund (4409/44): spärlich an einem Teich im Volksgarten, 25.07.2012, DB.

***Iberis umbellata* – Dolden-Schleifenblume (*Brassicaceae*)**
HER-Baukau (4409/13): wenige Ex. auf einem Platz am Westring, 16.06.2012, DB.

***Inula conyzae* – Dürrwurz-Alant (*Asteraceae*)**
DO-Dorstfeld (4410/34): auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK. – DO-Derne (4411/13): auf der Zechenbrache Gneisenau, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al. – DO-Husen (4411/23): an der Husener Str. in einem Hinterhof, 14.07.2012, DB, GHL & VH.

***Iris germanica* – Deutsche Iris (*Iridaceae*)**
RE-Hochlarmark (4309/33): 1 verwildertes Ex. in einem Glatthaferbestand an der Autobahnauffahrt der A43 Richtung Bochum, 26.05.2012, IH.

***Isolepis setacea* – Borstige Moorbinse (*Cyperaceae*)**
CR, Rauxel (4409/24): 1 Ex. am Ufer eines Teiches im Grutholz, 24.09.2012, AJ & DM.

***Juncus compressus* – Zusammengedrückte Binse (*Juncaceae*)**
DO-Lütgendortmund (4410/42): am Ufer eines Teiches am Naturkundemuseum, 26.07.2012, DB & GHL. – DO-Berghofen (4511/11): in Pflasterfugen auf der Berghofer Str., 18.09.2012, DB.

***Juniperus communis* – Gewöhnlicher Wacholder (*Cupressaceae*)**
EN, Ennepetal (4710/12): 1 Ex. auf Felsen am Hohenstein, 26.12.2012, ML.

***Knautia arvensis* – Acker-Witwenblume (*Dipsacaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, wohl aus Ansaat hervorgegangen, 17.06.2012, BOBO.

***Lamium amplexicaule* – Stängelumfassende Taubnessel (*Lamiaceae*)**
HER-Holsterhausen (4409/31): wenige Ex. auf dem Gelände des Gewerbeparks Hibernia, 05.05.2012, BOBO.

***Lamium hybridum* – Eingeschnittene Taubnessel (*Lamiaceae*)**
HER-Holsterhausen (4409/31): wenige Ex. auf dem Gelände des Gewerbeparks Hibernia, 05.05.2012, BOBO.

***Lathyrus hirsutus* – Behaarte Platterbse (*Fabaceae*, Abb. 9)**
BO-Gerthe (4409/43): aus ehemal. Ansaat verwildert auf der Brache an den "Drei Großen Herren" im Gewerbepark Lothringen. Erstfund für Bochum!, 02.09.2012, BOBO.

***Lathyrus latifolius* – Breitblättrige Platterbse (*Fabaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, wohl aus Ansaat hervorgegangen und eingebürgert, 17.06.2012, BOBO. – DO-Huckarde (4410/32): an der Bahn nach Dorstfeld, 28.08.2012, DB. – DO-Derne (4411/13): auf der Zechenbrache Gneisenau, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al. – DO-Eichlinghofen (4510/12): auf dem Universitätsgelände an der Str. "Am Gardenkamp", aus Ansaat entstanden, 10.07.2012, DB.

***Lathyrus tuberosus* – Knollen-Platterbse (*Fabaceae*)**
BO-Querenburg (4509/23): im Grasstreifen an der Auf- und Abfahrt Ruhr-Universität der A43, 11.07.2012, AJ. – HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Huckarde (4410/32): Rahmer Str., 28.08.2012, DB. – DO-Huckarde (4410/32): an der Schnellstr. OWIIIa, 12.07.2012, DB. – DO-Mitte (4410/43): in der Westfaliastr. am Rand des ehemal. Güterbahnhofs, 12.07.2012, DB.

Abb. 9: *Lathyrus hirsutus* (Behaarte Platterbse) in Bochum-Gerthe (A. JAGEL).

Abb. 10: *Lepidium virginicum* (Virginische Kresse) am Straßenrand in Witten-Heven (A. JAGEL).

***Lemna gibba* – Buckelige Wasserlinse (*Lemnaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Lemna trisulca* – Dreifurchige Wasserlinse (*Lemnaceae*)**
DO-Lütgendortmund (4410/42): in einem Teich am Naturkundemuseum, 26.07.2012, DB & GHL.

***Leontodon saxatilis* – Nickender Löwenzahn (*Asteraceae*)**
DO-Eichlinghofen (4510/12): reichlich in Scherrasen auf dem Gelände des Technologiequartiers Höhe Emil-Figge-Str./Martin-Schmeißer-Weg, 09.07.2012, PG. – DO-Brünninghausen (4510/22): in Scherrasen in der Mergelteichstr., 10.07.2012, DB.

***Lepidium campestre* – Feld-Kresse (*Brassicaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf eingebrachtem Erdmaterial am Gipfel der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – HER-Holsterhausen (4409/31): ein kleiner Bestand auf dem Gelände des Gewerbeparks Hibernia, 05.05.2012, BOBO.

***Lepidium didymum* (= *Coronopus didymus*) – Zweiknotiger Krähenfuß (*Brassicaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Dorstfeld (4410/43): 5 Ex. auf Emscherschlamm an der renaturierten Emscher zwischen Dorstfeld und Huckarde, 16.09.2012, DB.

***Lepidium latifolium* – Breitblättrige Kresse (*Brassicaceae*)**
HER (4409/14 & /23): in Menge an der A42 zw. den Abfahrten Baukau und Börnig, 16.06.2012, DB. – DO-Wambel (4411/33): ein Bestand an der Einmündung des B236n-Abzweigs hinter dem Tunnel in die B1, 10.06.2012, DB. – Dortmund-Kley (4510/12): 3 Ex. an der A 40 Richtung Essen kurz vor der Abfahrt Kley, 05.07.2012, PG.

***Lepidium virginicum* – Virginische Kresse (*Brassicaceae*, Abb. 10)**
WIT-Heven (4509/42): über Hunderte von Metern entlang der Herbeder Straße am Bordstein, 10.07.2012, AJ.

***Lonicera henryi* – Immergrünes Geißblatt (*Caprifoliaceae*)**
BO-Harpen (4509/2): 2 verwilderte Ex. im Ruhrpark unter einer Heckenanpflanzung bei Kaufland, 24.03.2012, RIR.

***Lychnis flos-cuculi* (= *Silene flos-cuculi*) – Kuckucks-Lichtnelke (*Caryophyllaceae*)**
DO-Westerfilde (4410/32): am ehemal. Schloss Westhusen, 01.05.2012, DB.

***Malva alcea* – Rosen-Malve (*Malvaceae*)**
BO-Kornharpen (4509/21): mehrfach am Sheffieldring in Höhe Ausfahrt Kornharpen (Grüner Weg), 26.08.2012, AJ. – HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Huckarde (4410/32): ca. 20 Ex. an der Schnellstr. OWIIIa, 12.07.2012, DB. – DO-Eichlinghofen (4510/12): auf dem Universitätsgelände/Campus Süd, aus Ansaat entstanden, 10.07.2012, DB.

***Malva moschata* – Moschus-Malve (*Malvaceae*)**
HER-Baukau (4409/13): auf einem Platz am Westring, 16.06.2012, DB. – HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – DO-Derne (4411/13): auf der Zechenbrache Gneisenau, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al. – BO-Ehrenfeld (4509/13): wenige am Bahngleis südl. Bf. Ehrenfeld, 25.06.2012, RK. – BO-Stahlhausen (4509/13): wenig auf einer offenen Brachfläche östl. des Kreisverkehrs Kohlenstr. (Zufahrt USB), 25.06.2012, RK. – BO-Weitmar (4509/13): an Weg- und Gehölzrändern südl. des BOGESTRA-Geländes, 29.06.2012, RK.

***Malva sylvestris* subsp. *sylvestris* – Wilde Malve (*Malvaceae*)**
HA-Brockhausen (4510/43): am Schloss Werdringen, 28.07.2012, DB. – HA-Haspe (4610/32): an einer Böschung an der S-Bahn bei der Gesamtschule Haspe, 16.06.2012, ML.

***Matteuccia struthiopteris* – Straußenfarn (*Dryopteridaceae*)**
CR-Habinghorst (4409/24): stellenweise eingebürgert im Castroper Holz, 07.04.2012, DB. – HA-Vorhalle (4610/21): wenige Ex. im Funkenhauser Bachtal, vermutlich aus Gartenabfall hervorgegangen, 10.06.2012, ML. – HA-Priorei (4711/11): am Volmeufer, ca. 250 m flussabwärts des größeren, bereits bekannten Vorkommens, 28.05.2012, ML.

***Meconopsis cambrica* – Wald-Scheinmohn (*Papaveraceae*)**
DO-Reichsmark (4510/42): mehrere Ex. an einem Waldweg oberhalb des nördl. Wannebachzulaufs, 06.04.2012, DB. – HA-Priorei (4711/11): Waldrand bei Rehbecke, 28.05.2012, ML.

***Melica ciliata* subsp. *nebrodensis* – Südliches Wimperngras (*Poaceae*)**
DO-Mitte (4410/44): ca. 100 Ex. verwildert in einem Hofbereich, Herkunft unbekannt, 28.08.2012, DB.

***Melica uniflora* – Einblütiges Perlgras (*Poaceae*)**
CR-Habinghorst (4409/24): viel im Castroper Holz, 07.04.2012, DB. – DO-Groppenbruch (4410/12): im NSG "Groppenbruch", mehrere flächenhafte Bestände im Wald, 14.04.2012, DB. – BO-Höntrop (4508/42): kleiner Bestand inmitten eines Laubholzforstes auf Lösslehm, 19.09.2012, RK. – EN, Wetter-Albringhausen (4609/22): reichlich auf etwa 50 m² im Elbschetal an der stillgelegten Bahnlinie, 25.04.2012, DB & HN. – HA-Priorei (4711/11): Rehbecke im Wald, 28.05.2012, ML.

***Melilotus altissimus* – Hoher Steinklee (*Fabaceae*)**
DO-Hörde (4511/11): auf einer Brache westl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Melissa officinalis* – Zitronen-Melisse (*Lamiaceae*)**
BO-Ehrenfeld (4509/11): ein kleiner Bestand auf dem Gelände des ehemal. Bahnhofs Bochum-Süd auf einem Brachstreifen neben Parkstreifen, 07.08.2012, RK. – HA-Haspe (4610/32): Grünstreifen an der B7, Kreuzung mit Grundschötteler Str., 20.05.2012, ML.

***Mercurialis perennis* – Wald-Bingelkraut (*Euphorbiaceae*)**
DO-Fleier (4411/41): mehrere m² in einem dem Wickeder Holz vorgelagerten Wäldchen, 22.04.2012, DB. – HA-Priorei (4711/11): Rehbecke im Wald, 28.05.2012, ML.

***Mimulus guttatus* – Gelbe Gauklerblume (*Scrophulariaceae*)**
HER-Holsterhausen (4409/31): ein großer, offenbar eingebürgerter Bestand am Schmiedesbach auf dem Gelände des Gewerbeparks Hibernia, 05.05.2012, BOBO.

***Muscari neglectum* – Weinbergs-Traubenhyazinthe (*Hyacinthaceae*)**
DO-Deusen (4410/41): 1 Ex. verwildert auf einer Emscherböschung südl. Hafenbahnhof, 17.04.2012, DB. – DO-Reichsmark (4510/42): wenige Ex. im Wannebachtal, Status unklar, 06.04.2012, DB.

***Myosotis nemorosa* – *Hain-Vergissmeinnicht* (*Boraginaceae*)**
EN, Wetter-Albringhausen (4609/22): Feuchtwiese im Elbschetal, 24.05.2012, DB & HN.

***Myosotis ramosissima* – Hügel-Vergissmeinnicht (*Boraginaceae*)**
HER-Baukau (4409/14): recht viel auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB. – DO-Kirchlinde (4410/33): auf einer Brache östl. der Str. Bärenbruch, 22.05.2012, DB. – DO-Deusen (4410/41): Emscherböschung südl. Hafenbahnhof, 17.04.2012, DB.

***Myosotis stricta* – Sand-Vergissmeinnicht (*Boraginaceae*)**
E-Karnap (4408/33): wenige Ex. auf einer Brachfläche im Emscherpark am Kanal, 19.05.2012, CB & AJ. – BO-Riemke (4409/33): ein individuenreicher Bestand auf Bahngelände "Auf dem Dahlacker", 15.05.2012, AJ. – DO-Huckarde (4410/32): auf einer Brache südl. Kokerei Hansa, 24.05.2012, DB.

***Myriophyllum spicatum* – Ähriges Tausendblatt (*Haloragaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Nasturtium* ×*sterile* – Bastard-Brunnenkresse (*Brassicaceae*)**
DO-Groppenbruch (4410/12): im NSG "Groppenbruch", 14.04.2012, DB. – DO-Mitte (4510/22): in Menge an der renaturierten Emscher südl. der Westfalenhalle, östl. der Ardeystr., 19.10.2012, DB.

***Nicandra physalodes* – Giftbeere (*Solanaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): ca. 50 Ex. auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB. – DO-Hörde (4511/11): 1 Ex. in einem Blumenbeet in der Hörder Burgstr. in einer Phacelia-Ansaat westl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Nicotiana rustica* – Bauerntabak (*Solanaceae*)**
DO-Mitte (4410/44): am Burgtor, 28.08.2012, DB.

***Nuphar lutea* – Gelbe Teichrose (*Nymphaeaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Onopordum acanthium,* Gartenform – Eselsdistel (*Asteraceae*)**
HER-Süd (4409/32): 1 Ex. am Sportplatz, 17.05.2012, PG. – BO-Höntrop (4508/24): 1 Ex. in einem schmalem Brachstreifen neben einem Maisacker, 25.07.2012, RK.

***Ornithogalum umbellatum* agg. – Artengruppe Dolden-Milchstern (*Hyacinthaceae*, Abb. 11)**
CR-Habinghorst (4409/24): stellenweise eingebürgert im Castroper Holz, 07.04.2012, DB. – HER-Holsterhausen (4409/31): ein kleiner Bestand auf einer Wiese am Gewerbepark Hibernia (O. *umbellatum* s. str. sensu VAN RAAMSDONK, det. F. W. BOMBLE), 05.05.2012, BOBO.

Abb. 11: *Ornithogalum umbellatum* s. str. sensu VAN RAAMSDONK in Herne-Holsterhausen (T. KASIELKE).

***Pachysandra terminalis* – Japanischer Ysander (*Buxaceae*)**
DO-Mengede (4410/12): 2 Bestände in einem Buchenwald im Volksgarten Mengede ca. 100 m nordwestl. der Tennisplätze, 26.05.2012, IH. – DO-Schanze (4510/42): mehrere Bestände im Wald an der Viermärker Eiche, 08.01.2012, DB.

***Panicum capillare* – Haarästige Hirse (*Poaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): 1 Ex. auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB. – BO-Zentrum (4509/12): 1 Ex. am Ostring, 29.09.2012, DB.

***Parietaria judaica* – Mauer-Glaskraut (*Urticaceae*)**
BO-Wiemelhausen: 1 Ex. auf einem Bürgersteig am Fuß einer Hauswand an der Querenburger Str. 24, 03.01.2012, AS.

***Petrorhagia saxifraga* – Steinbrech-Felsennelke (*Caryophyllaceae*, Abb. 12 & 13)**
BO-Gerthe (4409/43): aus ehemal. Ansaat eingebürgert auf Wegen auf dem Hügel der "Drei Großen Herren" im Gewerbepark Lothringen, 02.09.2012, BOBO.

Abb. 12 & 13: *Petrorhagia saxifraga* (Steinbrech-Felsennelke), eingebürgert im Gewerbepark Lothringen in Bochum-Gerthe (T. KASIELKE).

***Phedimus kamtschaticus* agg. – Artengruppe Kamtschatka-Fetthenne (*Crassulaceae*)**
WIT-Heven (4509/42): mehrfach entlang der Herbeder Straße am Bordstein, 10.07.2012, AJ.

***Phegopteris connectilis* – Buchenfarn (*Thelypteridaceae*)**
EN, Ennepetal (4610/41): Hasperbach, Böschung ca. 250 m oberhalb der Einmündung Großer Kettelbach, 11.08.2012, ML. – HA-Priorei (4711/11): im Wald am Samenberg zw. Priorei und Rummenohl, 28.05.2012, ML.

***Physalis peruviana* – Kapstachelbeere (*Solanaceae*)**
DO-Lütgendortmund (4410/33): 1 Ex. neben einem Hauseingang in der Provinzialstr., 20.01.2012, RIR. – DO-Dorstfeld (4410/43): auf Emscherschlamm an der renaturierten Emscher zwischen Dorstfeld und Huckarde, 16.09.2012, DB. – DO-Mitte (4510/22): einige Ex. an der renaturierten Emscher südl. der Westfalenhalle, östl. der Ardeystr., 19.10.2012, DB.

***Phyteuma spicatum* – Ährige Teufelskralle (*Campanulaceae*)**
HA-Delstern (4611/31 & /33): Wälder an der Volme zw. Delstern und Dahl, 28.05.2012, ML.

***Phytolacca esculenta* – Asiatische Kermesbeere (*Phytolaccaceae*)**
HT-Süd (4409/13): verwildert auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – BO-Harpen (4409/44): 1 Ex. am Rand eines Parkplatzes am Harpener Hellweg, wohl aus Gartenmüll entstanden, 14.10.2012, BOBO.

***Pimpinella saxifraga* – Kleine Bibernelle (*Apiaceae*)**
DO-Syburg (4510/44): entlang von Böschungen an der Hohensyburger Str., 09.08.2012, DB. – DO-Hörde (4511/11): auf einer Brache westl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Plantago media* – Mittlerer Wegerich (*Plantaginaceae*)**
BO-Gerthe (4409/43): mehrfach an einem Hang im Gewerbepark Lothringen, offensichtlich aus Ansaat hervorgegangen, 12.05.2012, CB & AJ.

***Poa bulbosa* – Knolliges Rispengras (*Poaceae*)**
Hamm (4313/11): sich ausbreitend im Hammer Kurpark, 04.07.2012, GBO.

***Polypodium interjectum* – Gesägter Tüpfelfarn (*Polypodiaceae*)**
HA-Haspe (4610/32): 2 kleine Pflanzen auf Mauerresten am Haus Harkorten, durch Sanierung bedroht, 09.09.2012, ML.

***Polypodium vulgare* agg. – Artengruppe Tüpfelfarn (*Polypodiaceae*)**
EN, Herdecke (4510/43): spärlich an Felsen unterhalb des Sonnensteins, 28.07.2012, DB.

***Populus nigra* – Schwarz-Pappel (*Salicaceae*)**
DO-Groppenbruch (4410/12): mehrere Ex. im NSG "Groppenbruch", 14.04.2012, DB.

***Portulaca oleracea* – Portulak (*Portulacaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO.

***Potamogeton berchtoldii* – Berchtolds Laichkraut (*Potamogetonaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Potamogeton crispus* – Krauses Laichkraut (*Potamogetonaceae*)**
HT-Süd (4409/13): in einem künstlichen Wasserlauf im Gewerbegebiet auf dem Gelände der ehemal. Zeche Ewald, 17.06.2012, BOBO.

***Potamogeton pectinatus* – Kamm-Laichkraut (*Potamogetonaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Potamogeton pusillus* s. str. – Zwerg-Laichkraut (*Potamogetonaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Potamogeton trichoides* – Haarförmiges Laichkraut (*Potamogetonaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Potentilla argentea* – Silber-Fingerkraut (*Rosaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – HER-Baukau (4409/13): Platz am Westring, 16.06.2012, DB. – HER-Baukau (4409/14): auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB. – DO-Kirchlinde (4410/33): massenhaft auf einer Brache östl. der Str. Bärenbruch, 22.05.2012, DB. – DO-Derne (4411/13): auf der Zechenbrache Gneisenau, 14.07.2012, DB, GHL, VH & al. – BO-Querenburg (4509/41): wenig auf einer Böschung südl. der Fachhochschule, 17.05.2012, AJ. – HA-Brockhausen (4510/43): spärlich auf Mauern am Schloss Werdringen, 28.07.2012, DB.

***Potentilla erecta* – Blutwurz (*Rosaceae*)**
DO-Höchsten (4511/31): noch an wenigen Stellen auf Hangweiden im Wannebachtal, 21.05.2012, DB.

***Potentilla intermedia* – Mittleres Fingerkraut (*Rosaceae*)**
HER-Baukau (4409/14): auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB. – BO-Gerthe (4409/43): ein kleiner Bestand auf der Brache an den "Drei Großen Herren" im Gewerbepark Lothringen, 02.09.2012, BOBO. – DO-Huckarde (4410/32): auf einer Brache südl. Kokerei Hansa, 24.05.2012, DB. – BO-Weitmar (4509/11): wenige Ex. an einem Fußweg östl. des BOGESTRA-Geländes, 29.06.2012, RK. – HA-Haspe (4610/23): auf einer Industriebrache am Rehsieper Weg in Kückelhausen, 16.06.2012, ML.

***Potentilla recta* – Hohes Fingerkraut (*Rosaceae*)**
Dortmund-Mitte (4510/12): 1 Ex. auf der Maurice-Vast-Str. an den Westfalenhallen, 05.07.2012, PG.

***Potentilla sterilis* – Erbeer-Fingerkraut (*Rosaceae*)**
DO-Holzen (4511/31): wenige Ex. an Weidekanten im Wannbachtal, 08.04.2012, DB. – HA-Haspe (4610/32): mehrfach auf Böschungen am Quambusch/Haus Harkorten, 25.03.2012, ML.

***Pratia pedunculata* – Blauer Bubikopf (*Lobeliaceae*)**
Nettetal-Kaldenkirchen (Krs. Viersen, 4603/33): in einem Zierrasen in der Spitalstr. 56, 18.10.2012, SJ, – Krefeld-Fischeln (4605/34): großer Bestand in einem Zierrasen auf der Erkelenzer Str. 176, 05.07.2012, LR. – Städteregion Aachen, Alsdorf (5103/1): in einem Zierrasen auf dem Kellersberger Friedhof, 14.07.2012, WV (vgl. BUCH & al. 2010).

***Primula elatior* – Hohe Schlüsselblume (*Primulaceae*)**
DO-Groppenbruch (4410/12): im NSG "Groppenbruch", 14.04.2012, DB. – DO-Fleier (4411/41): spärlich in einem dem Wickeder Holz vorgelagerten Wäldchen, 22.04.2012, DB.

***Pseudofumaria lutea* – Gelber Lerchensporn (*Fumariaceae*)**
EN, Breckerfeld (4610/44): Mauer in Zurstraße, 22.10.2012, ML.

***Pseudognaphalium luteoalbum* – Gelblichweißes Ruhrkraut (*Asteraceae*)**
BO-Zentrum (4509/12): ca. 40 Ex. auf einer Garagenzufahrt zwischen Kopfsteinpflaster am Parkhotel im Stadtpark, 27.09.2012, AJ. – BO-Zentrum (4509/12): in Pflasterritzen vor dem Bergbaumuseum, 08.08.2012, ML.

***Puccinellia distans* – Gewöhnlicher Salzschwaden (*Pocaeae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, am Ufer des Tümpels am Tunnelausgang, 17.06.2012, BOBO.

***Pulicaria dysenterica* – Ruhr-Flohkraut (*Asteraceae*)**
GE-Ückendorf (4508/21): ein kleiner Bestand in einem Wegseitengraben im südl. Hangbereich der Bergehalde Rheinelbe, 08.08.2012, RK. – BO-Querenburg (4509/23): ca. 1 m² großer Bestand zwischen Schattbachstr. und Technologiequartier, 17.10.2012, HH.

***Pulmonaria obscura* – Dunkles Lungenkraut (*Boraginaceae*)**
CR-Habinghorst (4409/24): einige Ex. im Castroper Holz. Erstfund für das MTB!, 03.04.2012, HB & PG.

***Ranunculus auricomus* agg. – Artengruppe Gold-Hahnenfuß (*Ranunculaceae*)**
HA-Haspe (4610/32): im Waldstück nördl. Haus Harkorten, 25.03.2012, ML. – HA-Haspe (4610/32): im Waldrest südl. Haus Harkorten, 25.03.2012, ML.

***Rhinanthus serotinus* – Großer Klappertopf (*Scrophulariaceae*)**
DO-Höchsten (4511/31): ca. 100 Ex. im Wannebachtal am Limbecker Postweg, 21.05.2012, DB.

***Rosa arvensis* – Feld-Rose (*Rosaceae*)**
DO-Fleier (4411/41): spärlich in einem dem Wickeder Holz vorgelagerten Wäldchen, 22.04.2012, DB.

***Rumex maritimus* – Ufer-Ampfer (*Polygonaceae*)**
DO-Dorstfeld (4410/43): 1 Ex. auf Emscherschlamm an der renaturierten Emscher zwischen Dorstfeld und Huckarde, 16.09.2012, DB. – DO-Mitte (4510/22): 2 Ex. an der renaturierten Emscher südl. der Westfalenhalle, östl. der Ardeystr., 19.10.2012, DB.

***Rumex rugosa* – Garten-Sauerampfer (*Polygonaceae*)**
DO-Hörde (4511/11): auf einer Böschung südl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Sagittaria sagittifolia* – Pfeilkraut (*Alismataceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Salvia nemorosa* – Hain-Salbei (*Lamiaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, wohl aus Ansaat hervorgegangen, 17.06.2012, BOBO.

***Salvia pratensis* – Wiesen-Salbei (*Lamiaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, wohl aus Ansaat hervorgegangen, 17.06.2012, BOBO.

***Sambucus ebulus* – Zwerg-Holunder (*Caprifoliaceae*)**
DO-Dorstfeld (4410/34): großes Vorkommen auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK.

***Satureja montana* – Winter-Bohnenkraut (*Lamiaceae*)**
DO-Mitte, Hafen (4410/43): 1 Ex. in einer Gehwegfuge an einer Hauswand in der Lagerhausstr., 16.10.2012, DB.

***Sauromatum venosum* – Eidechsenschwanz (*Araceae*)**
E-Borbeck (4507/2): 3 Ex. verwildert in einem Hochbeet in einer Kleingartenanlage ohne Einsaat oder bekannte Mutterpflanze, 22.08.2012, BMI.

***Scilla siberica* – Sibirischer Blaustern (*Hyacinthaceae*)**
HA-Haspe (4610/32): im Waldrest südl. Haus Harkorten, 25.03.2012, ML.

***Securigera varia* – Bunte Kronwicke (*Fabaceae*)**
HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – HER (4409/14 & /23): in Menge an der A42 zw. den Abfahrten Baukau und Börnig, 16.06.2012, DB.

***Senecio erucifolius* – Raukenblättriges Greiskraut (*Asteraceae*)**
DO-Dorstfeld (4410/34): auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK. – DO-Lütgendortmund (4410/42): 20 Ex. am Naturkundemuseum, 26.07.2012, DB & GHL. – Bochum-Hamme (4509/11): einige Ex. auf einer Böschung im Gewerbegebiet an der Gahlenschen Str., 05.07.2012, AJ.

***Senecio ovatus* – Fuchs' Greiskraut (*Asteraceae*)**
DO-Syburg (4510/44): im Ufergebüsch des Hengsteysees unterhalb des Klusenbergs, 28.07.2012, DB.

***Senecio vernalis* – Frühlings-Greiskraut (*Asteraceae*)**
DO-Westerfilde (4410/32): an Bahngelände im Rahmer Wald, 01.05.2012, DB.

***Setaria pumila* – Fuchsrote Borstenhirse (*Poaceae*)**
BO-Stiepel (4509/41): ein kleiner Bestand auf einer Mauer in der Nähe der Str. "Im Mailand", 20.10.2012, CB & AJ. – EN, Ennepetal (4710/12): Oberbauer, Wegrand, 11.08.2012, ML.

***Sherardia arvensis* – Ackerröte (*Rubiaceae*)**
BO-Hordel (4509/11): mehrfach auf einer lückigen Wiese auf dem Hordeler Friedhof, 22.05.2012, AJ. – HT-Süd (4409/13): auf der Halde Hoheward, 17.06.2012, BOBO. – HER-Holsterhausen (4409/31): ein kleiner Bestand auf dem Gelände des Gewerbeparks Hibernia, 05.05.2012, BOBO. – BO-Querenburg (4509/23): in Massen in mehreren Zierrasen am Hustadtring, 27.05.2012, CB & SE. – DO-Brünninghausen (4510/22): in Scherrasen in der Mergelteichstr., 10.07.2012, DB.

***Silene noctiflora* – Acker-Lichtnelke (*Caryophyllaceae*, Abb. 15)**
DO-Hörde (4511/11): 1 Ex. in einem Blumenbeet in der Hörder Burgstr. in einer Phacelia-Ansaat westl. des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Sisymbrium altissimum* – Ungarische Rauke (*Brassicaeae*)**
BO-Stahlhausen (4509/11): in Mengen auf Böschungen an der Baustelle des Autobahnkreuzes West, 30.06.2012, TS. – HER-Baukau (4409/14): auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB. – BO-Bergen (4409/43): Hunderte am neuen Gewerbepark Lothringer Feld, 17.05.2012, PG. – DO-Dorstfeld (4410/34): auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK. – DO-Brackel (4411/32): in Hohenbuschei im Neubaugebiet auf dem ehemal. Flugplatz, 14.07.2012, DB.

***Sisymbrium loeselii* – Loesels Rauke (*Brassicaceae*)**
HER-Holsterhausen (4409/31): einzelne Pflanzen über den Gewerbepark Hibernia verteilt, 05.05.2012, BOBO. – DO-Kirchlinde (4410/33): auf einer Brache östl. der Str. Bärenbruch, 22.05.2012, DB.

Abb. 14: *Trachycarpus fortunei* (Chinesische Hanfpalme), Sämlinge im Botanischen Garten Bochum (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 15: *Silene noctiflora* (Acker-Lichtnelke) in Dortmund-Hörde (T. KASIELKE).

***Solidago virgaurea* – Gewöhnliche Goldrute (*Asteraceae*)**
EN, Herdecke (4510/44): 1 kleines Vork. an einem Felsen am Nordufer des Hengsteysees, 30.09.2012, DB.

***Sorbaria sorbifolia* – Fieder-Spierstrauch (*Rosaceae*)**
DO-Reichsmark (4510/42): mehrfach an Wegrändern, neben gepflanzten Ex. auch offensichtliche verwilderte, 06.04.2012, DB.

***Sparganium emersum* f. *fluitans* – Einfacher Igelkolben (*Sparganiaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Spirodela polyrhiza* – Vielwurzelige Teichlinse (*Lemnaceae*)**
BO-Querenburg (4509/42): im Kemnader See, 05.08.2012, HCV.

***Stachys arvensis* – Acker-Ziest (*Lamiaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): 1 Ex. auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB.

***Stachys byzantina* – Woll-Ziest (*Lamiaceae*)**
DO-Kley (4510/12): ein kleiner Bestand auf der Autobahnböschung an der Auffahrt A40 Höhe Autobahnkreuz mit der A45 Richtung Essen, 15.06.2012, PG.

***Stellaria pallida* – Bleiche Vogelmiere (*Caryophyllaceae*)**
CR-Behringhausen (4409/23): wenige Ex. auf einer Brache "Am Landwehrbach", 08.05.2012, AJ & DM. – HER-Holsterhausen (4409/31): mehrere Ex. an Wegrändern im Gewerbepark Hibernia, 05.05.2012, BOBO.

***Symphoricarpos rivularis* – Schneebeere, Knallerbse (*Caprifoliaceae*)**
EN, Wetter-Albringhausen (4609/22): reichlich eingebürgert an der Elbsche im Elbschetal, 25.04.2012, DB & HN.

***Tellima grandiflora* – Falsche Alraunenwurzel (*Saxifragaceae*)**
DO-Höchsten (4511/31): 1 Ex. im Wannebachtal, 21.05.2012, DB (vgl. JAGEL & al. 2012).

***Thelypteris limbosperma* – Bergfarn (*Thelypteridaceae*)**
EN, Ennepetal (4610/41): Hasperbach, Böschung ca. 250 m oberhalb Einmündung Großer Kettelbach, 11.08.2012, ML. – EN, Breckerfeld (4610/44): mehrfach am Mäckinger Bach, Osthang Baunscheidter Berg, 30.12.2012, ML. – HA-Rummenohl (4711/11): am Bührener Bach, 28.05.2012, ML.

***Thymus citriodorus* – Zitronen-Thymian (*Lamiaceae*)**
BO-Gerthe (4409/43): auf der Brache an den "Drei Großen Herren" im Gewerbepark Lothringen, 02.09.2012, BOBO.

***Thymus pulegioides* – Gewöhnlicher Arznei-Thymian (*Lamiaceae*)**
HA-Delstern (4611/31): am Straßenrand der B54 westl. Scheveberg, 28.05.2012, ML.

***Trachycarpus fortunei* – Chinesische Hanfpalme (*Arecaceae*, Abb. 14)**
BO-Querenburg (4509/41): ca. 40 Sämlinge an einem Hang im Botanischen Garten, aus Früchten eines etwa 50 m entfernten Baumes entstanden. Sie wurden vermutlich durch Vögel verschleppt. Die Sämlinge haben den kalten Winter schadlos überstanden, 10.03.2012, AH & AJ.

***Tragopogon orientalis* – Östlicher Wiesen-Bocksbart (*Asteraceae*)**
HAT-Welper (4509/33): auf dem Mittelstreifen der Bochumer Str. zw. Abzweig nach Welper und Kosterbrücke, 22.06.2012, AH & AJ.

***Trifolium arvense* – Hasen-Klee (*Fabaceae*)**
HER-Baukau (4409/14): auf einem sandigen Platz am Westring vor den Sportanlagen, 12.05.2012, DB. – BO-Querenburg (4509/41): auf einem Flachdach der Ruhr-Uni, 14.01.2012, GHL. – DO-Eichlinghofen (4510/12): reichlich in Scherrasen auf dem Gelände des Technologiequartiers Höhe Emil-Figge-Str./Martin-Schmeißer-Weg, 09.07.2012, PG.

***Trifolium medium* – Zickzack-Klee (*Fabaceae*)**
Herne-Süd (4409/32): in einem Pflanzbeet mit Rindenmulch, wohl verschleppt, 06.07.2012, PG. – BO-Weitmar (4509/13): wenige Ex. auf einer Reitgras-/Goldruten-Brache südl. des BOGESTRA-Geländes, 29.06.2012, RK.

***Tsuga heterophylla* – Westamerikanische Hemlocktanne (*Pinaceae*)**
DO-Höchsten (4511/31): mehrere, ca. 5 m hohe Ex. verwildert im Rombergs Holz und den Wäldern südl. der B 234 südl. des Höchstener Kammes, 21.05.2012, DB.

***Utricularia australis* – Verkannter Wasserschlauch (*Lentibulariaceae*)**
HT-Süd (4409/13): in einem künstlichen Wasserlauf im Gewerbegebiet auf dem Gelände der ehemal. Zeche Ewald, wohl eingesetzt, 17.06.2012, BOBO. Hier bereits 2010 von RK beobachtet.

***Vaccinium myrtillus* – Heidelbeere (*Ericaceae*)**
DO-Höchsten (4511/31): in Restbeständen am Höchsten an einer Wegböschung "In der Wanne", 08.01.2012, DB.

***Valerianella locusta* – Gewöhnlicher Feldsalat (*Valerianaceae*)**
DO-Deusen (4410/41): Emscherböschung südl. Hafenbahnhof, 17.04.2012, DB.

***Verbascum phlomoides* – Windblumen-Königskerze (*Scrophulariaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB.

***Verbascum speciosum* – Pracht-Königskerze (*Scrophulariaceae*)**
Bielefeld-Innenstadt (3917/33): mehr als 100 Ex. am Hang des Blömkebergs, 19.07.2012, IS & AJ. – Bad Salzuflen-Schötmar (3918/14): mindest. 5 blühende Ex. und zahlreiche Blattrosetten am Rand ruderalen Grünlandes bei der Biostation, September 2012, MB. – Bad Salzuflen-Schötmar (3918/23): wenige Ex. am Wegrand am Schützenplatz Schötmar, September 2012, MB. – HAT-Welper (4509/34): ca. 65 Ex. auf einer Brachfläche an der Marxstr. Ecke "Lange Horst", 22.06.2012, AH & AJ. – WIT-Rüdinghausen (4510/14): 30-40 Ex. in einem aufgelassenen Garten der Friedrich-Ebert-Str. und daraus verwildert, 21.07.2012, AJ & HS. – Leichlingen (Rheinisch Bergischer Kreis, 4803/33): 1 Ex. am Rand eines Bürgersteigs an der Hochstr. 06.07.2012, MS. – Rhein-Sieg-Kreis, Troisdorf (5108/44): 40-50 Ex. am Straßenrand Sieglarerstr. Ecke Willy-Brandt-Ring, 01.07.2012, HS & MS (vgl. SUMSER & al. 2013).

***Verbena officinalis* – Gewöhnliches Eisenkraut (*Verbenaceae*)**
DO-Huckarde (4410/32): auf der Fläche nördl. der Kokerei Hansa, 16.09.2012, DB. – DO-Dorstfeld (4410/34): auf dem Schulgelände an der Höfkerstr., 05.07.2012, DB & EK. – DO-Husen (4411/23): am Fuß einer Mauer der ehem. Zeche Kurl entlang der Husener Str., 14.07.2012, DB, GHL, VH & al. – DO-Eichlinghofen (4510/12): 1 Ex. auf dem Universitätsgelände an der Str. "Am Gardenkamp", 10.07.2012, DB. – DO-Brünninghausen (4510/22): im Rombergpark am ehem. Schloss Brünninghausen, 10.07.2012, DB.

***Veronica anagallis-aquatica* s. str. – Blauer Wasser-Ehrenpreis (*Scrophulariaceae*)**
HAT-Baak (4509/33): am Ruhrufer unter der Ruhrbrücke (Bochumer Str.), 22.06.2012, AH & AJ. – BO-Stiepel (4509/34): am Ruhrufer östl. der Alten Fähre, 19.06.2012, AJ, HBÄ & CS. – DO-Syburg (4510/44): Teich unterhalb von Haus Weitkamp, 30.08.2012, DB & HHE. – DO-Hörde (4511/11): spärlich an der renaturierten Emscher und am Ufer des Phoenixsees, 21.07.2012, BOBO.

***Veronica polita* – Glänzender Ehrenpreis (*Scrophulariaceae*)**
HA-Haspe (4610/32): ein kleiner Bestand als Gartenunkraut seit 2008, 16.09.2012, ML.

***Viburnum rhytidophyllum* – Runzelblättriger Schneeball (*Caprifoliaceae*)**
HER-Sodingen (4409/32): 1 Ex. verwildert auf dem Südfriedhof, 25.02.2012, IH.

***Vicia lathyroides* – Platterbsen-Wicke (*Fabaceae*, Abb. auf S. 108)**
HER-Holsterhausen (4409/31): 2 Ex. auf dem Gelände des Gewerbeparks Hibernia (Abb. auf S. 108), 05.05.2012, BOBO. – BO-Gerthe (4409/43): mehrere Ex. auf einer offenen Wiese im Gewerbepark Lothringen. Erstfund für Bochum!, 12.05.2012, CB & AJ.

***Viola palustris* – Sumpf-Veilchen (*Violaceae*)**
EN, Wetter-Albringhausen (4609/22): Feuchtwiese im Elbschetal, 24.05.2012, DB & HN.

***Viola tricolor* – Wildes Stiefmütterchen (*Violaceae*)**
EN, Ennepetal (4710/12): Feldrand "Am Hoppe" zw. Altenvoerde und Bülbringen, 11.08.2012, ML.

***Viscum album* – Mistel (*Santalaceae*)**
HA-Haspe (4610/23): 4 Ex. auf 3 jungen Robinien in Kückelhausen am Konrad-Adenauer-Ring, 12.04.2012, ML.

Literatur

BUCH, C. ENGELS, S. & JAGEL, A. 2010: Neu für Westfalen: Eine lokale Einbürgerung des Blauen Bubikopfes (*Pratia pedunculata* [R. BR.] BENTH, *Lobeliaceae*) in Bochum. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 1: 60-63.

BUTTLER, K. P. & HAND, R. 2008: Liste der Gefäßpflanzen Deutschlands. – Kochia, Beih. 1.

JAGEL, A., HETZEL, I. & LOOS, G. H. 2012: Die Falsche Alraunenwurzel (*Tellima grandiflora* [PURSH] DOUGL. ex LINDL., *Saxifragaceae*), eingebürgert im Ruhrgebiet. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 21-30.

KERSBERG, H., HORSTMANN, H. & HESTERMANN, H. 2004: Flora und Vegetation von Hagen und Umgebung. – Hagen.

SCHEMMANN, W. 1884: Beiträge zur Flora der Kreise Bochum, Dortmund und Hagen. – Verh. Naturhist. Vereins preuss. Rheinl. u. Westf. 46: 17-50.

SUMSER, H., SPORBERT, M. SONNEBORN, I. & JAGEL, A. 2013: Aktuelle Vorkommen der Pracht-Königskerze (*Verbascum speciosum* SCHRAD.) in Nordrhein-Westfalen. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 4: 37-43.

ZANDER 2008: Handwörterbuch der Pflanzennamen, 18. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	156-162	2013

Castanea sativa – Esskastanie, Edelkastanie (*Fagaceae*)

INGO HETZEL & ARMIN JAGEL

1 Einleitung

Die Ess- oder Edelkastanie (*Castanea sativa*) ist in Deutschland ein beliebter und weit verbreiteter Parkbaum. Am Ätna auf Sizilien sind Stammdurchmesser von über 6 m gemessen worden, womit die Esskastanie zu den dicksten Bäumen der Alten Welt gehört (DÜLL & KUTZELNIGG 2011). Unter natürlichen Bedingungen werden die Bäume normalerweise 500 bis 600 Jahre alt. Am Nordhang des Ätna aber wurde ein fünfstämmiger Baum sogar auf 2000 Jahre geschätzt, der einen Kronenumfang von 56 m aufweist. Man nennt ihn die "Kastanie der 100 Pferde" und sagt, dass so viele Pferde unter seine Krone passen (BOTTACCI 2006, Abb. 1). In Nordrhein-Westfalen gibt es am Niederrhein eine eindrucksvolle Esskastanien-Allee bei Schloss Dyck, die wahrscheinlich 1811 gepflanzt wurde. Hier hat sich der Juchtenkäfer eingefunden (SORG & STEVENS 2010). Im Mittelmeergebiet wird die Esskastanie schon seit langem angebaut und auch in Deutschland ist sie besonders im Südwesten ein verbreiteter und eingebürgerter Forstbaum. In jüngerer Zeit breitet sich die Art in Deutschland nun auch in Gebieten aus, in denen solch auffällige Verwilderungen bisher nicht beobachtet wurden. Am bekanntesten ist die Esskastanie bei uns aber wohl in Form der Marone, die geröstet auf dem Weihnachtsmarkt verkauft wird (Abb. 2).

Abb. 1: Die auf 2000 Jahre geschätzte, vielstämmige "Kastanie der 100 Pferde" auf Sizilien (H. STEINECKE).

Abb. 2: Menschen auf dem Weihnachtsmarkt in Berlin an einem Stand mit gerösteten Maronen (A. JAGEL).

2 Name

Der Name Kastanie leitet sich von der lateinischen Gattungsbezeichnung *Castanea* ab. Er bezieht sich möglicherweise auf den Ort Kastanea im alten Thessalien, wo die Art häufig ist (DÜLL & KUTZELNIGG 2011). Unumstritten ist die Ableitung des Namens allerdings nicht und andere Autoren nehmen an, dass vielmehr der Ort nach dem Baum benannt wurde und der Name sich von einer älteren ägäischen Sprache ableitet (HEGI 1981). Über das althochdeutsche "chestinna" und das mittelhochdeutsche "kestene", was früher gleichbedeutend mit "Frucht" gebraucht wurde, entwickelte sich "Kastanie" (CARL 1995). Besonders in der Pfalz werden Esskastanien auch Keschde genannt. Das lateinische Artepitheton "*sativa*" bedeutet "angepflanzt". Der Begriff "Marone" wird insbesondere für die zum Verkauf angebotenen, besonders großen Früchte verwendet. Er hat seinen Ursprung im Französischen bzw. Italienischen und bedeutet übersetzt braun (ital. marrone, franz. marron). Da *Castanea sativa* die einzige Art ihrer Gattung in Europa ist, hat sich "Esskastanie" statt der eigentlich korrekten Schreibweise "Ess-Kastanie" durchgesetzt.

3 Stamm, Zweige und Blätter

Die Bäume der Esskastanie werden bis 25 m hoch, in Einzelfällen auch bis zu 35 m. Ihr Stammdurchmesser erreicht im Normalfall 1 bis 2 m (BOTTACCI 2006). Ältere Bäume sind häufig besonders eindrucksvoll, da sie einen typischen, im Verhältnis zu ihrer Größe auffällig dicken Stamm aufweisen (Abb. 3), der durch Pilzbefall oft hohl ist (Abb. 4). Die Borke der Esskastanie ist zunächst glatt, reißt aber später auf und weist dann tiefe Längsfurchen auf. Als typisch gilt der sogenannte Drehwuchs, bei dem die Streifen um den Stamm verlaufen – bei der Esskastanie fast immer links herum (Abb. 5). Im Winterzustand ist die Art nicht nur aufgrund ihres typischen Stammes und ihrer schwachen Verzweigung, sondern auch anhand ihrer Winterknospen gut bestimmbar. Sie sind rötlich, haben zwei bis drei Knospenschuppen und sind an der Spitze abgerundet. Die Zweige sind rotbraun und haben auffällig weißliche Lentizellen (Abb. 6).

Abb. 3: Alter Baum im Weitmarer Schlosspark in Bochum, der zum Naturdenkmal erklärt wurde (A. JAGEL).

Abb. 4: Unterer hohler Teil des Baumes im Weitmarer Schlosspark, der durch Stahlstreben gesichert wurde (A. JAGEL).

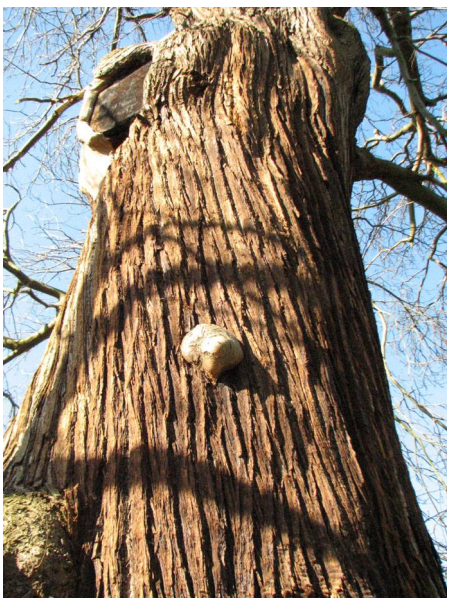


Abb. 5: Stamm mit linksdrehender Borke (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: Zweig mit Knospen und auffälligen Lentizellen (A. JAGEL).

Die relativ großen, länglich-lanzettlichen Blätter sind durch ihren charakteristischen, deutlich gezähnten Blattrand gekennzeichnet (Abb. 7 & 8). An der Basis haben sie lineare Nebenblätter, die sehr früh abfallen. Der Austrieb der Blätter beginnt Ende April bis Anfang Mai.

Abb. 7: Blattrand mit auffälligen lang ausgezogenen Blattzähnen (A. JAGEL).

Abb. 8: Blätter (A. JAGEL).

4 Blüten

Verglichen mit der nahe verwandten Rot-Buche (*Fagus sylvatica*) und der Stiel-Eiche (*Quercus robur*) liegt die Blütezeit der Esskastanie spät im Frühjahr oder sogar erst im Vorsommer. Nach HEGI (1981) blühen frei stehende Bäume erst im Alter von 20-30 Jahren und Bäume im Bestand sogar erst mit 40-60 Jahren. Ihre Blüten sind einhäusig verteilt und weisen keinen auffälligen Schauapparat auf. Von den weiblichen Blüten sind nur die Narben zu sehen, die zwischen grünen Hochblättern hervorschauen (Abb. 10). Solch unauffällige Blüten weisen in der Regel auf Windbestäubung hin. Bei der Esskastanie sind die Bestäubungsverhältnisse aber komplexer, denn die Narben bilden einen Nektartropfen (HEGI 1981), der einerseits als Pollenfänger dienen kann, andererseits aber auch für Insekten attraktiv ist. Die männlichen, gelblichen Blüten (Abb. 9) stehen in langen Kätzchen und fallen besonders durch ihren eigentümlichen, oft als unangenehm empfundenen Geruch auf, der auf Trimethylamin zurückzuführen ist. Sie werden häufig von Käfern besucht, die diesen Geruch ganz offensichtlich mögen, aber z. B. auch von Honigbienen. Hinsichtlich ihrer Bestäubung ist die Esskastanie damit eine Besonderheit unter den Buchengewächsen, bei denen ansonsten Windbestäubung vorherrscht.

Abb. 9: Männliche Blütenstände (A. JAGEL).

Abb. 10: Weiblicher Blütenstand mit grünen Narben der Blüten (A. JAGEL).

5 Früchte

Anders als bei Rosskastanien (*Aesculus*) sind die braun glänzenden "Kastanien" von *Castanea* keine Samen, sondern Nüsse. Zwar sind sie wie die Rosskastanien von einer Hülle umgeben, jedoch wird diese (Fruchtbecher, Cupula) bei *Castanea* nicht von der Fruchtwand, sondern von Teilen der Sprossachse und von Tragblättern gebildet. Eine solche Cupula ist auch um Bucheckern und an der Basis von Eicheln ausgebildet. Anders als bei den Eicheln umschließt aber die Cupula der Esskastanie die Frucht bzw. die Früchte vollkommen und sie ist schmerzhaft stachelig (Abb. 11, 12). Bei der Reife im Herbst öffnen sie sich vierklappig und entlassen die 1-3 reifen Esskastanien (Abb. 11). Jede Nussfrucht enthält einen einzelnen großen Samen, der von einer häutigen Samenschale umgeben ist. Ausgebreitet werden die Früchte überwiegend durch Nagetiere und Vögel (z. B. Eichelhäher), indem sie zum Verzehr an einen sicheren Ort gebracht oder zu Vorratszwecken gesammelt, versteckt und dann nicht wieder eingesammelt werden (Dysochorie). Sie keimen aber häufig auch dort, wo sie nach dem Abfallen in einer schützenden Laubdecke zum Liegen kommen (Barochorie).

Abb. 11: Die Früchte am Baum sind von einer stacheligen Hülle (Cupula) umgeben (V. M. DÖRKEN).

Abb. 12: Aufgeplatzte Fruchthülle am Boden. Sie enthält meist drei Kastanien, hier ist die mittlere taub (V. M. DÖRKEN).

Kulinarisch begegnen uns Esskastanien als Maronen am häufigsten auf Weihnachtsmärkten (Abb. 2, 13). Während das Entfernen der dünnen, aber meist widerspenstigen Nussschale und der darunter liegenden pelzigen Schicht bei frischen Früchten eine mühsame Angelegenheit ist, bereitet das Verzehren von angeritzten, gerösteten Maronen keine Probleme. Maronen haben einen sehr hohen Gehalt an Kohlenhydraten (ca. 40 %) und einen geringen Fettanteil (ca. 2 %, FRANKE 1997), was sie von den meisten anderen Nüssen unterscheidet. Der hohe Zuckergehalt macht sie daher außerdem zur beliebten Alternative der üblichen Weihnachtsmarktspezialitäten.

Besonders kundenfreundlich sind die im Handel erhältlichen, bereits geschälten, vorbehandelten und in Folie eingeschweißten Maronen (Abb. 14), die nach kurzem Kochen gegessen oder als Beilage zu Wild- und Geflügelgerichten verwendet werden können. Neben dem Essen der ganzen Früchte werden Esskastanien besonders im Mittelmeergebiet auch zu Mehl zermahlen (Kastanienpolenta), das Suppen oder Brot beigefügt wird. Da Esskastanien kein Gluten enthalten, können sie auch von Menschen gegessen werden, die unter Gluten-Unverträglichkeit (Zöliakie) leiden.

Abb. 13: Maronen mit und ohne Schale (A. JAGEL).

Abb. 14: Geschälte und vorbereitete Maronen in Folie eingeschweißt (A. JAGEL).

Die große wirtschaftliche Rolle, die die Esskastanie im Mittelmeergebiet und in Kleinasien spielt, übernehmen in anderen Regionen andere *Castanea*-Arten: In China die Chinesische Kastanie (*Castanea mollissima*), in Japan die Japanische Kastanie (*Castanea crenata*) und in den USA die Amerikanische Kastanie (*Castanea dentata*).

6 Verwendungen

Neben der Nutzung als Fruchtbaum hat die Esskastanie auch eine Bedeutung als Heilpflanze. Von August bis Oktober werden Blätter gesammelt und getrocknet. Als Tee zubereitet werden sie zur Linderung von Atemwegsbeschwerden (z. B. bei Bronchitis, Asthma, Keuchhusten) eingesetzt. Hierzu werden zwei gehäufte Teelöffel geschnittener Blätter mit kaltem Wasser übergossen, kurz aufgekocht, abgeseiht und zwei bis drei Tassen täglich getrunken (PAHLOW 2006). Dünnere Stämme der Esskastanie werden im Garten- und Weinbau genutzt. Das Holz dient außerdem als Bau- und Möbelholz sowie zur Papierherstellung. Als Brennholz hat es einen schlechteren Brennwert als Buche oder Eiche. Auch für die Gerbstoffgewinnung spielt die Esskastanie eine Rolle.

7 Symbolik

Aufgrund der bewehrten Schale um einen süßen Kern wurde die Esskastanie im Christentum zum Symbol für Keuschheit und unbefleckte Empfängnis. Die harte stachelige Schale schützt die Frucht vor Gefahren, wie der Glaube an Christus. Da selbst radikal zurück geschnittene Bäume immer wieder austreiben, stehen Kastanienbäume außerdem für Wiederauferstehung (BEUCHERT 2004).

In der Schweiz ist der Baum Gegenstand alter Rechtsbräuche. Neben der Bezahlung von Abgaben mit Kastanien erlaubte das "Jus Plantandi" zur Sicherung der Nahrungsmittelversorgung die Pflanzung von Kastanienbäumen auf öffentlichem Grund (SCHÄFER 2005). In China betrachtet man Kastanien als Symbol für weise Voraussicht, da man die Früchte im Herbst sammeln konnte, um sich dann im Winter davon zu ernähren. In Japan bilden sie die klassische Neujahrsspeise "Kachiguri", was soviel wie "Sieg im Kampf" bedeutet (BEUCHERT 2004).

8 Verbreitung

Die wärmeliebende, spätfrostempfindliche Esskastanie gedeiht bevorzugt auf saurem Substrat. Nach MEUSEL & al. (1965) ist das ursprünglich natürliche Areal nur schwer nachzuvollziehen und auch bei HEGI (1981) wird darauf hingewiesen, dass in Fachkreisen eine kontroverse Diskussion über das natürliche Areal der Art stattfindet. So stammt die

Esskastanie nach BOTTACCI (2006) und OFFENBERG (1989) ursprünglich aus dem nördlichen Teil des Mittelmeerraumes, wo sie von Portugal bis in die Türkei verbreitet ist. KRÜSSMANN (1976) bezieht auch Nordafrika mit ein. SCHROEDER (1998) und KOWARIK (2010) vermuten den Ursprung dagegen nicht am Mittelmeer, sondern in Kleinasien und im Kaukasus. Nach NAKHUTSRISHVILI (1999) wächst die Esskastanie in der Kolchis (Region zwischen Kaukasus und dem Schwarzem Meer in der Türkei und Georgien) bestandsbildend zusammen mit immergrünem Unterwuchs z. B. aus *Rhododendron ponticum* (Pontischer Rhododendron), *Rhododendron ungernii* (Ungerns Rhododendron) und *Prunus laurocerasus* (Lorbeerkirsche) an Nordhängen in Höhen zwischen 200 und 1400 m ü. NN.

Erwiesenermaßen wurde die Esskastanie bereits in römischer Zeit wegen ihrer Früchte, aber auch wegen der Verwendung der Stangenhölzer für Rebstöcke in Weinbaugebieten in Mitteleuropa in Kultur genommen und somit auch in die besetzten Gebiete Germaniens und Großbritanniens eingeführt. Aufgrund von Pollennachweisen und Holzresten aus vorrömischer Zeit in Deutschland sind auch noch frühere Vorkommen denkbar (LANG 1970, LANSER & al. 1999). Zumindest in Teilen Deutschlands (inklusive Nordrhein-Westfalens) ist die Art daher nicht als Neophyt, sondern als Archäophyt einzustufen.

Aus dem Mittelmeergebiet stammt der Großteil der Weltproduktion der Früchte (FRANKE 1997). Besonders eindrucksvoll sind z. B. Kastanienwälder am Ätna auf Sizilien (Abb. 15 & 16). Hier gedeihen sie auf pechschwarzem, sehr nährstoffreichem Lavaboden, wodurch es auch zur Ausbildung besonders mächtiger und alter Bäume kommt (Abb. 1).

Abb. 15: Kastanie auf Lavaboden auf Sizilien (A. JAGEL).

Abb. 16: Kastanienforst am Nordhang des Ätna auf Sizilien (A. JAGEL).

Die Hauptvorkommen eingebürgerter Esskastanien in Deutschland befinden sich in Gebieten mit Weinbauklima, insbesondere entlang des Rheins mit seinen wärmebegünstigten Nebentälern und den angrenzenden Mittelgebirgen (z. B. westlicher Schwarzwald, Odenwald, östlicher Pfälzer Wald). In Nordrhein-Westfalen findet man Einbürgerungen in der Kölner Bucht und in der Westfälischen Bucht. In diesen Gebieten hat die Art auch forstwirtschaftliche Bedeutung (LANG 1970). In der Florenliste für Nordrhein-Westfalen (RAABE & al. 2011) wird die Esskastanie mit Ausnahme der Naturräume Süderbergland und Weserbergland als dauerhaft ansässig angesehen.

In den letzten Jahren beginnt sich die Esskastanie verstärkt auch in Gebieten zu verjüngen, in denen dies bisher nicht beobachtet wurde, wie z. B. im Ruhrgebiet (Abb. 17 & 18). Die vermehrte Ausbreitung steht hauptsächlich mit höheren Frühlingstemperaturen und

ausbleibenden Spätfrösten sowie mit milderen Herbsttemperaturen und einer insgesamt geringen Anzahl von jährlichen Frosttagen in Zusammenhang. Dies trifft vor allem auf den Zeitraum 2007-2010 zu, in dem im Ruhrgebiet 3/4 aller *Castanea*-Jungbäume zur Keimung gekommen sind. Darüber hinaus und möglicherweise bedingt durch günstigere klimatische Verhältnisse ist auch eine zunehmende Anzahl von Eichhörnchen in Gärten und Parks als ausschlaggebend für den Ausbreitungserfolg anzusehen (HETZEL 2009 & 2012).

Abb. 17: Gekeimte Esskastanie auf einer Wiese (A. JAGEL).

Abb. 18: Sämling in der Nähe eines angepflanzten Baumes im Schlosspark Herten (I. HETZEL).

Literatur

BEUCHERT, M. 2004: Symbolik der Pflanzen. – Frankfurt am Main, Leipzig: insel.

BOTTACI, A. 2006: *Castanea sativa*. – In: SCHÜTT, P., WEISGERBER, H., SCHUCK, H. J., LANG, U. M., STIMM, B. & ROLOFF, A. (Hrsg.): Enzyklopädie der Laubbäume. – Hamburg: Nikol.

CARL, H. 1995: Die deutschen Pflanzen- und Tiernamen. Deutung und sprachliche Ordnung. Repr. der 1. Aufl. 1957. – Wiesbaden: Quelle & Meyer.

DÜLL, R. & KUTZELNIGG, H. 2011: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands, 7. Aufl. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

FRANKE, W. 1997: Nutzpflanzenkunde, 6. Aufl. – Stuttgart, New York: Thieme.

HEGI, G. 1981: Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Bd. III/1 3(1), 3. Aufl. – Berlin & Hamburg.

HETZEL, I. 2009: Zur spontanen Ausbreitung von Walnuss (*Juglans regia*) und Ess-Kastanie (*Castanea sativa*) in Wäldern und Forsten im mittleren Ruhrgebiet. – Florist. Rundbr. 43: 24-43.

HETZEL, I. 2012: Ausbreitung klimasensitiver ergasiophygophytischer Gehölzsippen in urbanen Wäldern im Ruhrgebiet. – Diss. Bot. 411.

KOWARIK, I. 2010: Biologische Invasionen: Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa. – Stuttgart: Ulmer.

KRÜSSMANN, G. 1976: Handbuch der Laubgehölze, Bd. 1, 2. Aufl. – Berlin & Hamburg.

LANG, W. 1970: Die Edelkastanien, ihre Verbreitung und ihre Beziehung zu den natürlichen Grundlagen. – Mitt. Pollichia 17 (3): 8-124.

LANSER, K. P., SELMEIER, A. & SKUPIN, K. 1999: Ein Auenterrassenprofil der Lippe mit Vorkommen *von Castanea sativa* MILL. (Edelkastanie, Ess-Kastanie) westlich von Lippstadt. – Geol. Paläont. Westf. 52: 59-79.

MEUSEL, H., JÄGER, E. & WEINERT, E. 1965: Vergleichende Chorologie der zentral-europäischen Flora. – Jena.

OFFENBERG, K. 1989: Die Eßkastanie (*Castanea sativa*), Relikt der römischen Besetzung an der Lippe? – Vestischer Kalender 60: 165-169.

PAHLOW, M. 2006: Das große Buch der Heilpflanzen, 2. Aufl. – Augsburg: Gräfe & Unzer.

RAABE, U. & al. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen – *Spermatophyta* et *Pteridophyta* – in Nordrhein-Westfalen. – LANUV-Fachbericht 36(1): 49-184.

SCHÄFER, B. 2005: Tessin: Lago Maggiore – Lago Di Lugano. – Ostfildern: DuMont.

SCHROEDER, F.-G. 1998: Lehrbuch der Pflanzengeographie. – Wiesbaden.

SORG, M. & STEVENS, M. 2010: Erstnachweise des Eremiten *Osmoderma eremita* (SCOPOLI, 1763) [*Coleoptera: Scarabaeidae*] in Edelkastanien bei Schloss Dyck, Rhein-Kreis Neuss. – Mitt. Entomolog. Ver. Krefeld 1: 1-6.

ZANDER, R. 2008: Handwörterbuch der Pflanzennamen, 18. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

ZAZANASHVILI, N. 1999: On the Colkhic vegetation. In: KLÖTZLI, F. & WALTHER, G.-R. (Hrsg.): Recent shifts in vegetation boundaries of deciduous forests, especially due to general global warming. – Basel: 181-197.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	163-168	2013

Coffea arabica und *C. canephora* – Kaffeestrauch (*Rubiaceae*)*

CORINNE BUCH & ANNETTE HÖGGEMEIER

1 Einleitung

Kopfschmerzen. Im Mund eine tote Ratte. Draußen ist es hell. Eigenes Bett – soweit alles klar. Im Flur Schuhe, Hose, leere Sektflaschen, zerknüllte Luftschlangen, Erinnerungsfetzen. Im Wohnzimmer schnarcht etwas. Küche. Vorbei an schmutzigem Geschirr, noch mehr leeren Flaschen, Undefinierbarem. Ein Plan muss her. Aber erst mal ein Kaffee!

Abb. 1: *Coffea arabica,* Zweig (V. M. DÖRKEN).

Abb. 2: Ne Tass Kaff (C. BUCH).

2 Taxonomie und Herkunft

Was uns an diesem Neujahrsmorgen ganz weit nach vorne bringt, gehört zur wirtschaftlich wichtigsten Gattung aus der großen, weltweit verbreiteten Pflanzenfamilie der *Rubiaceae* und zur Gattung *Coffea*. Die am häufigsten kultivierten Arten sind *C. arabica* (Arabica-Kaffee), ursprünglich aus Äthiopien und Sudan, und *C. canephora* (Robusta-Kaffee), der ursprünglich aus West- und Zentral-Afrika, Sudan, Uganda und Angola stammt (JENNY & STEINECKE 1999).

Abb. 3: *Coffea arabica*, Kaffee-Keimlinge (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 4: *Coffea arabica*, Kaffee-Sämlinge (A. HÖGGEMEIER).

* Dieses Pflanzenporträt erschien am Neujahrstag 2012.

3 Kultur

Auch wenn Kaffeesträucher aus tropischen Regionen, aber aus Höhenlagen um die 600-1200 m ü. NN stammen, kann man die Pflanzen auch in unserem Klima kultivieren, sommertags an einem halbschattigen Platz im Freien und während der kühlen Monate im Haus bei 14 bis 18 °C. *Coffea arabica* kommt hier im Gewächshaus oder auf der Terrasse zur Blüte und setzt bereitwillig Früchte an, die man genauer untersuchen – oder auch wieder aussäen kann (Abb. 3 & 4). Ungestört wachsen Kaffeesträucher drei bis acht Meter hoch, werden aber in den Plantagen als maximal mannshohe Sträucher gezogen, um die Ernte, die von Hand geschieht, zu vereinfachen. In den Plantagen werden Jungpflanzen eingebracht, die meist aus Samen angezogen wurden. Ab dem 3. Jahr etwa sind die Sträucher blühfähig.

4 Morphologie

In den Achseln der gegenständigen, ledrig-glänzenden Blätter (Abb. 1) entwickeln sich vielblütige Trugdolden mit weißen, sternförmigen Blüten. Sie haben eine fünfzipfelige Kronröhre und fünf damit verwachsene Staubblätter (Abb. 5 & 6), einen unterständigen Fruchtknoten (Abb. 7) mit zwei Samenanlagen und einem Griffel mit zwei Narben (Abb. 6).

Abb. 5: *Coffea arabica*, blühender Kaffeestrauch (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: *Coffea arabica*, Nahaufnahme einer Kaffee-Blüte mit 5 Staubblättern und zwei Narben (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 7: *Coffea arabica*, junge Kaffee-Frucht (unterständiger Fruchtknoten) mit eingetrockneten Resten der Blütenhülle (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 8: *Coffea arabica*, reife Kaffee-Früchte, sog. "Kaffeekirschen" (A. HÖGGEMEIER).

Nach der Befruchtung dauert es sieben bis neun Monate, je nach Art und Sorte, bis die zunächst grünen Früchte zu roten Steinfrüchten, den sog. Kaffeekirschen, heranreifen. Die Kaffeekirschen haben außen eine saftige Fruchtwand, das Exo- und Mesokarp, und nach innen (meist) zwei feste Steinkerne, die von der harten inneren Fruchtwand, dem Endokarp,

umgeben sind. Die beiden Steinkerne liegen sich mit ihren abgeflachten Seiten gegenüber (Abb. 9). Gelegentlich entwickelt sich nur eine Samenanlage zu einem ovalen Kern, der als Perlkaffee bezeichnet wird. Unter dem Endokarp liegt die Samenschale, das sog. Silberhäutchen. Es umgibt das Nährgewebe (= Endosperm) mit dem darin liegenden S-förmigen Embryo (Abb. 10). Reste dieses Silberhäutchens sind in der Furche der gerösteten Kaffeebohnen manchmal zu finden.

Abb. 9: *Coffea arabica*, geöffnete Kaffeekirsche mit rotem fleischigem Mesokarp und den von festem, hornartigem Endokarp umgebenen Samen (Steinkerne) (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 10: *Coffea arabica*, Querschnitt durch den Steinkern einer Kaffeekirsche mit Endosperm und S-förmigem Embryo (A. HÖGGEMEIER).

5 Verarbeitung

Bei der Verarbeitung und Aufbereitung der Kaffeekirschen zur Handelsware werden zuerst die gesamte Fruchtwand und das Silberhäutchen entfernt. In dieser Form spricht man von Rohkaffee, der das Endosperm samt Embryo umfasst. Graugrüner Rohkaffee kommt in die Großröstereien der Verbraucherländer, in denen das Rösten sowie die Zusammenstellung der Sorten nach Geschmacksvorlieben stattfindet. Die Zubereitung erfolgt zum Teil regional unterschiedlich als Aufguss direkt in der Tasse oder durch einen Filter (Abb. 12), durch Extraktion unter hohem Druck wie beim Espresso oder als löslicher Kaffeeextrakt. Daneben gibt es die verschiedensten Kombinationen z. B. mit Milch als Milchkaffee, Cappuccino oder Latte macchiato. So werden in großen Kaffeehausketten bis zu 40 verschiedene Kaffeegetränke angeboten – von "Strawberries & Cream Frappuccino® blended beverage" bis zum weihnachtlichen "Lebkuchen Latte" (www.starbucks.de). Die modernste Entwicklung in der Kaffeeindustrie sind zahlreiche Varianten von Kaffeemaschinen, die mit Pads oder Kapseln funktionieren (Abb. 13).

Abb. 11: Geröstete Kaffeebohnen (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 12: Filterkaffee (C. BUCH).

Abb. 13: Kaffeepads (I. HETZEL).

Abb. 14: Zutaten zum Kaffee: Zucker, Süßstoff, Kakao (C. BUCH).

Skurril ist die Verwendung von Kaffeebohnen, die vor ihrer Weiterverarbeitung von auf den Inseln Sumatra und Java lebenden Schleichkatzen gefressen, ausgeschieden und dadurch fermentiert wurden. Dieses Kaffeeprodukt ist durch diesen aufwändigen "Umweg" extrem teuer.

6 Geschichte und Handel

Der Anbau, Konsum und Handel mit Kaffee begann bereits im 9. Jh. n. Chr. in Äthiopien, der Heimat der *Coffea*-Arten und wurde durch die Araber im ganzen muslimischen Raum verbreitet. Der Name "Kaffee" leitet sich entweder von "Qahwa", dem damals in Äthiopien gebrauten Sud aus grünen Kaffeebohnen, ab oder aber stammt vom arabischen Wort "kaweh" für Stärke und Lebenskraft. Eine dritte Erklärung führt auf die äthiopische Provinz Kaffa zurück (JENNY & STEINECKE 1999). Im 16. oder 17. Jh. gelangte der Kaffee durch die Türken über Wien, wo die ersten Kaffeehäuser errichtet wurden, nach Europa. Die Holländer exportierten die Pflanzen in ihre Kolonien und initiierten so den globalen Anbau (JENNY & STEINECKE 1999). Neben der steigenden Beliebtheit des Getränkes innerhalb der – zunächst wohlhabenden – Bevölkerung, war Kaffee immer wieder zeitweilig teils aus wirtschaftlichen Interessen, teils aus medizinischen Gründen verpönt, sogar verboten (FRANKE 1997, SCHMIDBAUER & VOM SCHEIDT 1999).

Spricht man heute von Kaffee, ist damit immer Bohnenkaffee gemeint. Dieser Namenszusatz stammt aus der Zeit, in der das Getränk noch ein teures und wertvolles Genussmittel war und im Alltag gerne durch Ersatzkaffee aus Zichorien oder Malz ersetzt wurde. Kaffee kommt als "Kaffeebohnen" in den Handel. Mit dem Aufkommen des Filterkaffees und anderer moderner Zubereitungsmethoden, für die bereits gemahlener Kaffee in die Geschäfte kommt, sind vielen Kaffeetrinkern die Ursprünge nicht mehr bewusst.

Kaffee steht bei den weltweit wirtschaftlich bedeutsamsten Exportstoffen hinter Erdöl an zweiter Stelle. Hauptanbauländer sind dabei Brasilien, Vietnam, Kolumbien, Indonesien und Äthiopien (FRANKE 1997). Aufgrund der aufwändigen Verarbeitung, des Transportes, aber auch durch monopolähnliche Verhältnisse einiger weniger großer Kaffeevertriebe kommt nur ein verschwindend geringer Anteil des Kaufpreises tatsächlich bei den Bauern an (vgl. www.fairtrade.de). Der Anteil an "fair" gehandeltem Kaffee in Deutschland ist allerdings noch verhältnismäßig gering, obwohl faire und "biologisch" produzierte Waren mittlerweile nicht nur in Bio- und Weltläden, sondern auch in großen Supermärkten verkauft werden. Das aktuell zunehmende Angebot von fair-trade-Produkten bei den großen Marktführern wird allerdings zum Teil wegen unklarer Zertifizierungen kritisch betrachtet (www.taz.de).

7 Inhaltsstoffe und Wirkung

Neben dem Koffein, welches wohl den Hauptgrund für den umfänglichen Kaffeegenuss in den westlichen Ländern darstellt, enthält Kaffee verschiedene sekundäre Pflanzenstoffe wie Vitamine – vor allem Niacin – und Antioxidantien. So soll Kaffee sogar eine der wichtigsten Quellen von Antioxidantien in unserer Ernährung sein (ENGELHARDT & KAISER 2011) und Diabetes vorbeugen (RUSTENBECK & al. 2011). Das Koffein wirkt stimmungsaufhellend, konzentrationsfördernd und anregend. Andererseits soll Kaffee den Blutdruck erhöhen, Magengeschwüre und Schlafstörungen hervorrufen und den Körper dehydrieren (SCHMIDBAUER & VOM SCHEIDT 1999). Die Aussagen, ob täglicher Kaffeekonsum nun schädlich oder gesundheitsfördernd ist, sind also höchst widersprüchlich (vgl. SCHMIDBAUER & VOM SCHEIDT 1999), aber auch abhängig von der Dosis und der körperlichen und geistigen Konstitution des Kaffeetrinkers. Auch ist nicht final geklärt, ob Kaffee zur Deckung des täglichen Flüssigkeitsbedarfs mit einberechnet werden kann. Offensichtlich aber scheint sich der Kaffeegenuss, nachdem er in seiner Geschichte immer wieder als Laster betrachtet wurde, langsam hinsichtlich medizinischer Fakten zu rehabilitieren. Tatsache ist, dass eine Tasse gewöhnlicher Filterkaffee bis zu 200 mg Koffein enthalten kann, viel mehr als Tee, Cola oder sogar einige Energydrinks. Dass Koffein aus Kaffee viel schneller, aber kurzfristiger wirkt als solches aus Tee (gelegentlich auch als Thein bezeichnet), beruht darauf, dass es nicht wie beim Tee an Gerbstoffe, sondern an Kalium gebunden ist, welches bereits im Magen durch die Salzsäure vom Koffeinmolekül dissoziiert und aufgenommen werden kann (FRANKE 1997). In hohen Dosen führt Koffein zu Wahrnehmungsstörungen, Zittern und Nervosität (ALBERTS & MULLEN 2003). Mehr als 1 g wirkt als Gift, mehr als 10 g sollen tödlich sein, wobei noch kein Fall von Koffein-Vergiftung bekannt geworden ist (SCHMIDBAUER & VOM SCHEIDT 1999).

Koffein wurde durch den Apotheker und Chemiker FRIEDLIEB FERDINAND RUNGE entdeckt, benannt und im Jahre 1820 erstmals isoliert, nachdem JOHANN WOLFGANG VON GOETHE ihn aufgefordert hatte, Kaffee auf seinen wirksamen Stoff hin zu untersuchen. Der Stoff gehört zu den Alkaloiden und dient der Pflanze ursprünglich einerseits als Fraßschutz, andererseits durch den hohen Stickstoffgehalt im Molekül (Abb. 15) dem Samen auch als Nährstoffspeicher (JENNY & STEINECKE 1999, RAUH 1950).
Will man auf Koffein, nicht aber auf den Kaffeegenuss, verzichten, bietet der Handel ein breites Spektrum an entkoffeinierten Produkten an.

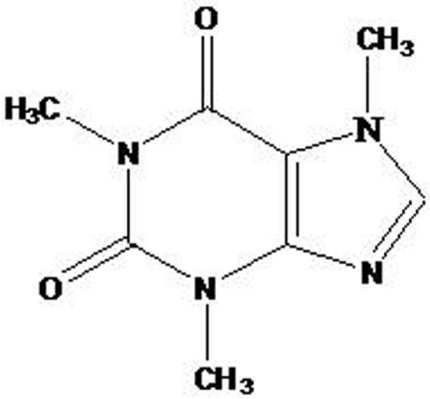


Abb. 15: Strukturformel von Koffein (S. ENGELS).

Abb. 16: Dieser Kaffeesatz sagt viele bemerkenswerte Pflanzenfunde in Bochum für das Jahr 2012 voraus (C. BUCH).

8 Weitere Verwendung

Längst hat auch die Kosmetikindustrie Kaffee als Produktzusatz entdeckt. Shampoos mit Kaffeeextrakten bzw. Koffein sollen beispielsweise Haarausfall entgegenwirken und das Haar kräftigen. In Cremes wirkt es angeblich hautstraffend, wird gegen Falten eingesetzt oder soll gegen Cellulite wirken, indem es Unterhautfett gezielt abbaut. In der Volksheilkunde wurde Kaffee auch äußerlich gegen Entzündungen eingesetzt (HILLER & MELZIG 2003). Mit Kardamom und Honig versetzt wurde Kaffee außerdem als Aphrodisiakum eingesetzt (ALBERTS & MULLEN 2003). In Afrika werden die unbehandelten Kaffeebeeren zur Anregung, aber auch zur Bekämpfung von Malaria gekaut. Eine weitere Verwendung ist das rituelle Lesen im Kaffeesatz nach Aufguss in einer Tasse zur Voraussage der Zukunft (Abb. 16).

Literatur

ALBERTS, A. & MULLEN, P. 2003: Aphrodisiaka aus der Natur. – Stuttgart: Kosmos.

BÄRTELS, A. 1996: Farbatlas Tropenpflanzen, 4. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

ENGELHARDT, U. H. & KAISER, N. 2011: Antioxidantien in Kaffee. – Labor & More 6/2011: 36-39.

FRANKE, W. 1997: Nutzpflanzenkunde, 6. Aufl. – Stuttgart: Thieme.

HILLER, K. & MELZIG, M. F. 2003: Lexikon der Arzneipflanzen und Drogen. – Heidelberg & Berlin: Spektrum.

JENNY, M. & STEINECKE, H. 1999: Tropische Nutzpflanzen. – Palmengarten, Sonderh. 30: 66-70.

PELZER-REITH, B. 2011: Tiger an Deck. Die unglaublichen Fahrten von Tieren und Pflanzen quer über's Meer. – Hamburg: Mare.

RAUH, W. 1950: Morphologie der Nutzpflanzen, 2. Aufl. – Heidelberg: Quelle & Meyer (Reprint 1994).

RUSTENBECK, I., LIER-GLAUBITZ, V., PAUFLER, A., BELZ, M. & WILLENBORG, M. 2011: Genuss und Prävention. – Labor & More 6/2011: 28-35.

SCHMIDBAUER, W. & VOM SCHEIDT, J. 1999: Handbuch der Rauschdrogen. – Frankfurt/ Main: Fischer.

Internetlinks

http://www.fairtrade-deutschland.de/produzenten/kaffee/ (17.12.2011).

http://www.taz.de/!49497/: Tchibo nur ein bisschen fair (10.03.2010).

http://www.starbucks.de/menu-list/beverage-list (17.12.2011).

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	169-173	2013

Dianthus deltoides – Heide-Nelke (*Caryophyllaceae*), Blume des Jahres 2012

ARMIN JAGEL

1 Einleitung

Zur Blume des Jahres 2012 wurde die Heide-Nelke (*Dianthus deltoides*, Abb. 1 & 2) ernannt. Die LOKI-SCHMIDT-Stiftung möchte damit auf die schutzwürdige und in Deutschland gefährdete Art sowie ihre bedrohten Lebensräume aufmerksam machen. Eine Beschreibung der Art, ihres Lebensraums und die Gründe für Ihren Rückgang sind unter www.stiftung-naturschutz-hh.de/blume/2012.htm nachzulesen. Die Art ist auch in Nordrhein-Westfalen heimisch, hier selten geworden und steht mittlerweile als gefährdet (RL 3) auf der Roten Liste (RAABE & al. 2011). In diesem Pflanzenporträt sollen einige ergänzende Infos gegeben werden, die sich im Wesentlichen mit der Verbreitung in Nordrhein-Westfalen und der Unterscheidung zu ähnlichen bei uns auftretenden *Dianthus*-Arten befassen.

Abb. 1: *Dianthus deltoides* (Heide-Nelke) in der Hohen Mark bei Dorsten/Westfalen (2003, A. JAGEL).

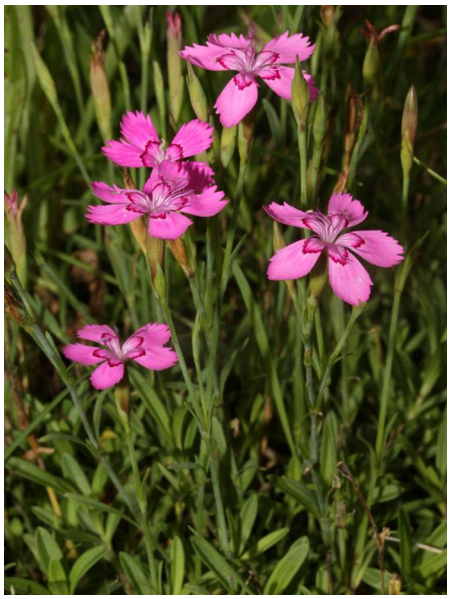


Abb. 2: *Dianthus deltoides* (Heide-Nelke) bei Gießen/Hessen (2011, T. SCHMITT).

2 Namen und Verwandtschaften

Der Ursprung des deutschen Namens "Nelke" liegt in der Bezeichnung der Gewürznelke (*Syzygium aromaticum*, *Myrtaceae*) als "Nägelein". Die getrocknet als Weihnachtsgewürz verwendeten Blütenknospen der südostasiatischen Gehölzart erinnern an kleine Nägel (vgl. HÖGGEMEIER 2013). Dies hat sich sprachlich mit der Zeit zu der Bezeichnung "Nelken" entwickelt. Als die ersten Garten-Nelken im 16. Jhd. nach Deutschland kamen und ihr Geruch an die der Gewürznelken erinnerte, nannte man sie "Nägelein-Blumen" und übertrug damit den Namen auf die Nelken (KRAUSCH 2007). Außerdem sind auch Nelkenknospen Nägeln ähnlich. In der Blütenökologie bezeichnet man solch eine Blütenform als "Stielteller": Die Blütenblätter sind in einen langgezogenen Stiel und eine dazu im rechten Winkel abstehende Platte gegliedert. In der Gesamtheit bilden diese Platten eine Landefläche für die Bestäuber. Die Stiele der Blütenblätter formen eine enge Blütenröhre, an dessen Basis der Nektar angeboten wird. Aufgrund des tief verborgenen Nektars kommen als Bestäuber nur langrüsslige Insekten in Frage, bei *Dianthus* sind es Schmetterlinge (DÜLL & KUTZELNIGG 2011).

Im 16 Jhd. bezeichnete man die Nelke mit dem lateinischen Namen "Caryophyllus". Der "Vater der Systematik" LINNÉ übernahm diesen Namen aber nicht, sondern begründete für die echten Nelken den Namen "*Dianthus*", was soviel wie "Götterblume" bedeutet. LINNÉ

wollte mit seiner Namenswahl den angenehmen Geruch und die Vielfalt der Farben hervorheben und außerdem dem Umstand Rechnung tragen, dass die Arten früher zur Zeit des außerordentlichen Booms der Nelkenzucht von den Gärtnern als göttlich bezeichnet wurden (KRAUSCH 2007). Der ursprüngliche Name "Caryophyllus" lebt dennoch im wissenschaftlichen Namen der Pflanzenfamilien *Caryophyllaceae* bis heute weiter.

Das Artepitethon der Heide-Nelke "*deltoides*" bezieht sich auf eine oft dreieckige (deltoide) Zeichnung an der Basis der Blütenblätter (vgl. Abb. 2, 11). Daher wurde die Heide-Nelke in Westfalen früher auch Delta-Nelke genannt (RUNGE 1990).

Die Gattung *Dianthus* umfasst die "Echten Nelken", von denen es etwa 320 Arten gibt. Hierzu gehören neben der Heide-Nelke eine Reihe weitere in Deutschland heimische Arten, wie z. B. die auch selten in der nordrhein-westfälischen Eifel in Feuchtwiesen auftretende Pracht-Nelke (*Dianthus superbus*, Abb. 3). Als Zierpflanzen bekannt sind vor allem die Garten- oder Edel-Nelken, die man auch im Blumengeschäft als Schnittblume kaufen kann (*Dianthus caryophyllus*), die Bart-Nelken (*Dianthus barbatus*, Abb. 4) aus dem Garten und Chinesische Nelken (*Dianthus chinensis*, Abb. 5) und Feder-Nelken (*Dianthus plumarius*) vom Balkon.

Abb. 3: *Dianthus superbus* (Pracht-Nelke), im Murnauer Moos in Bayern (A. JAGEL).

Abb. 4: *Dianthus barbatus* (Bart-Nelke) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 5: *Dianthus chinensis* (Chinesische Nelke, Kaiser-Nelke) (A. JAGEL).

Abb. 6 *Silene armeria* (Nelken-Leimkraut) mit Nebenkrone (Pfeil) und ohne Außenkelch (A. JAGEL).

Von den in Einzelfällen ähnlichen Leimkraut- (= *Silene*-) Arten (z. B. das Nelken-Leimkraut, *Silene armeria*) unterscheiden sich *Dianthus*-Arten z. B. durch das Fehlen einer Nebenkrone (s. Pfeil in Abb. 6) und das Vorhandensein von sog. Kelchschuppen (auch Außenkelch genannt, die als Hochblätter an der Basis der Blütenkelche stehen (vgl. Abb. 14 & 16).

3 Verbreitung und Standort

Im Flachland Nordrhein-Westfalens ist die Heide-Nelke besonders in der Emstalung verbreitet, hier wächst sie schwerpunktmäßig in den Sandtrockenrasen der Heidesandgebiete. Im Westlichen Münsterland und im Niederrheinischen Tiefland ist die Art zumindest heute selbst in den Sandgebieten kaum vorhanden. Weitere Schwerpunkte liegen in den Höhenlagen des Süderberglandes sowie in der Eifel (Abb. 7, HAEUPLER & al. 2003), wo die Heide-Nelke überwiegend in Silikatmagerrasen und auf anderen mageren und sauren Standorten vorkommt. Sie meidet Kalkstandorte.

Im Bereich des Ruhrgebiets ist die Heide-Nelke in den Sandgebieten der Hohen Mark im Norden heimisch und auch einige Vorkommen im Hagen-Iserlohner Raum gelten als indigen. Darüber hinaus gibt und gab es schon im letzten Jahrhundert Vorkommen, die durch Verschleppung entstanden sind, weswegen die Heide-Nelke oft an Verkehrswegen wie z. B. auf Bahngeländen gefunden wurde. Da die ursprünglichen Vorkommen der Art stark zurückgegangen sind, wird sie heute weniger verschleppt. Häufiger sind dagegen nun Vorkommen, die sich aus Ansaatmischungen entwickeln. Im Ruhrgebiet findet man sie besonders häufig auf rekultivierten Industrieflächen. Die Heide-Nelke hält sich hier allerdings oft nur wenige Jahre, breitet sich von der Ansaatstelle kaum aus und bürgert sich nur selten ein. Meist verschwindet sie an den Ansaatstellen nach wenigen Jahren wieder, weil sie im Zuge der Sukzession von anderen Arten überwachsen wird. Entsprechendes trifft auch für die ebenfalls in den Ansaatmischungen vertretene Kartäuser-Nelke* (*Dianthus carthusianorum*) zu.

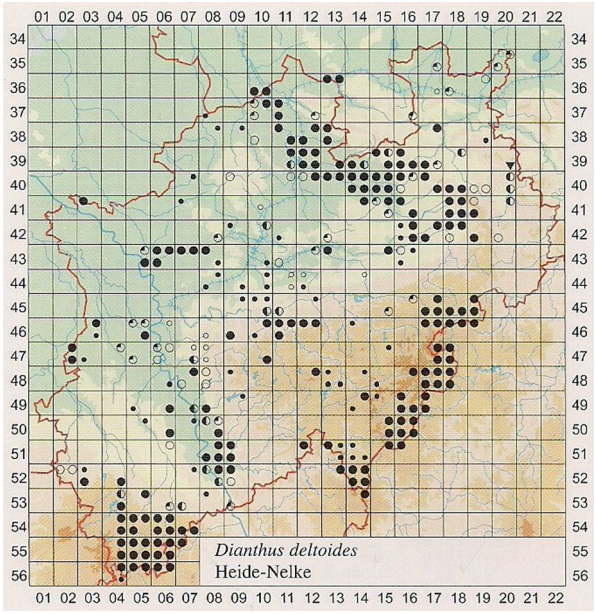


Abb. 7: Verbreitung von *Dianthus deltoides* (Heide-Nelke) in Nordrhein-Westfalen (HAEUPLER & al. 2003). Große schwarze Punkte = indigene Vorkommen nach 1980, nicht vollständig gefüllte Kreise = indigene Vorkommen vor 1990, kleine Punkte = unbeständige Vorkommen.

4 Ähnliche Arten

Von den insgesamt vier in Nordrhein-Westfalen heimischen *Dianthus*-Arten haben die Kartäuser-Nelke (*Dianthus carthusianorum*) und die Büschel- oder Raue Nelke (*Dianthus armeria*) eine gewisse Ähnlichkeit mit der Heide-Nelke, ihre charakteristischen Bestimmungsmerkmale sind in Tab. 1 zusammengestellt und in den Abb. 8-19 gegenüber gestellt. Alle drei Arten bilden miteinander Hybriden, wovon die erstgenannte wohl die häufigste ist: *Dianthus* ×*helwigii* (= *D. armeria* × *D. deltoides*), *Dianthus* ×*dufftii* (= *D. carthusianorum* × *D. deltoides*), *Dianthus* ×*aschersonii* (*D. armeria* × *D. carthusianorum*) (vgl. HEGI 1979).

* Nach REICHERT (2009) bezieht sich der Name auf die Kartäusermönche, die ohne h geschrieben werden.

Abb. 8: *Dianthus deltoides* in der Hohen Mark/Westfalen (A. JAGEL).

Abb. 9: *Dianthus armeria* im Wodantal/Hattingen (M. LUBIENSKI).

Abb. 10: *Dianthus carthusianorum* am Rhein in Duisburg (C. BUCH).

Abb. 11: *Dianthus deltoides* aus einer Ansaat in Bochum-Zentrum (H. HAEUPLER).

Abb. 12: *Dianthus armeria* auf einer Industriebrache im Westpark in Bochum (A. JAGEL).

Abb. 13: *Dianthus carthusianorum* auf einem Halbtrockenrasen in Taubergießen/BW (T. KASIELKE).

Abb. 14: *Dianthus deltoides* in der Wahner Heide (C. BUCH).

Abb. 15: *Dianthus armeria* am Hbf. Bochum (T. SCHMITT).

Abb. 16: *Dianthus carthusianorum* in Polen (A. JAGEL).

Abb. 17: *Dianthus deltoides* in der Hohen Mark/Westfalen (A. JAGEL).

Abb. 18: *Dianthus armeria* am Straßenrand in Bochum (A. JAGEL).

Abb. 19: *Dianthus carthusianorum* am Rhein in Duisburg (C. BUCH).

Tab. 1: Merkmale zur Unterscheidung von *Dianthus deltoides*, *D. armeria* und *D. carthusianorum*.

	Dianthus deltoides **Heide-Nelke**	***Dianthus armeria*** **Büschel-Nelke**	***Dianthus carthusianorum*** **Kartäuser-Nelke**
Wuchsform, Habitus	Ausdauernd, mit nicht-blühenden Trieben, ohne Rosette, Sprosse niederliegend-kriechend, an den Knoten wurzelnd, kleine Horste oder Rasen bildend, Blütentriebe aufsteigend-aufrecht	Zweijährig, mit Rosette überwinternd, aus ihr heraus oft nur ein einzelner, steif aufrechter, verzweigter Spross herauswachsend, ohne nicht-blühende Triebe	Ausdauernd, mit Rosetten und ruhenden Knospen überwinternd, mit zahlreichen aufrechten Blütentrieben
Blütenstellung	Blüten einzeln oder in 2-3-blütigen Rispen, nicht kopfig gehäuft	Blüten in kopfigen Blütenständen	Blüten in kopfigen Blütenständen
Blüten	Kelch oft rot überlaufen, Blütenblätter unterhalb der Mitte mit einem deutlichen, purpurroten, gezackten Querstreifen und mehr oder weniger vielen weißen Punkten. Die Gesamtheit der Querstreifen das Blütenzentrum kreisförmig (Abb. 8) bis fünfeckig (Abb. 2 & 11) umrahmend, Blütenteller etwa 20 mm im Durchmesser	Kelch grün, Blütenblätter schmaler als bei den anderen Arten, mit einer Fülle von weißen Punkten, besonders häufig im mittleren Teil, nicht selten mit einem undeutlichen, öfter unterbrochenen dunkleren Querstreifen ähnlich denen der Heide-Nelke, Blütenteller um 10 mm im Durchmesser deutlich kleiner als bei den beiden anderen Arten	Kelch purpurn überlaufen, Kronblätter vergleichsweise breit und oft dunkel geadert, ohne Zeichnungen und Punkte, Blütenteller bis 24 mm im Durchmesser
Vorkommen	kalkarme, saure Magerrasen, auf Sandböden, Heiden. Häufig in Ansaatmischungen, auch als Zierpflanze in Gärten. Im Angebot auch eine weißblühende Sorte 'Albus'	Waldwege, Magerrasen, Wald- und Gebüschränder, Wegränder, Brachflächen, Aufgrund der recht kleinen Blüten kaum in Ansaaten enthalten und auch kaum als Zierpflanze in Gärten	Halbtrockenrasen, auf basen- und oft kalkhaltigen Böden. In Nordrhein-Westfalen heimisch nur in Halbtrockenrasen der Eifel. In Westfalen nicht heimisch. Häufig in Ansaatmischungen, auch als Zierpflanze in Gärten

Literatur

DÜLL R. & KUTZELNIGG, H. 2011: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands und angrenzender Länder, 7. Aufl. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. Landesanstalt für Ökologie, Bodenordnung und Forsten Nordrhein-Westfalen (LÖBF). – Recklinghausen.

HEGI, G. (Begr.) 1979: Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Bd. 3(2). – Berlin, Hamburg: Paul Parey.

HÖGGEMEIER, A. 2013: Weihnachtsgewürze – Gewürznelke, Sternanis und Zimt. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 4: 275-279.

KRAUSCH, H.-D. 2007: Kaiserkron' und Päonien rot. – München: dtv.

RAABE, U., BÜSCHER, D., FASEL, P., FOERSTER, E., GÖTTE, R., HAEUPLER, H., JAGEL, A., KAPLAN, K., KEIL, P., KULBROCK, P., LOOS, G. H., NEIKES, N., SCHUMACHER, W., SUMSER, H. & VANBERG, C. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen, *Spermatophyta* et *Pteridophyta*, in Nordrhein-Westfalen, 4. Fassg. – LANUV-Fachbericht 36(1): 51-183.

REICHERT, H. 2009: Kartäuser- oder Karthäuser-Nelke? Zur Rechtschreibung eines deutschen Pflanzennamens. – Kochia 4: 147-154.

RUNGE, F. 1990: Die Flora Westfalens. – Münster: Aschendorff.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	174-180	2013

Einige häufige Moose auf Betonmauern

F. WOLFGANG BOMBLE

1 Einleitung

Auf Betonmauern siedeln sich mit der Zeit kleine Moospolster an. Sechs häufige Arten werden in diesem Pflanzenportrait näher vorgestellt. Unter diesen ist *Grimmia pulvinata*, Polster-Kissenmoos, das Moos des Jahres 2007. Dieser Text richtet sich an Leser, die einen allerersten Einstieg wünschen oder nur ein paar häufige Arten kennen lernen wollen. Wenn man sich eingehender mit Moosen beschäftigen möchte, wird man um das Mikroskopieren nicht herum kommen. Jedoch lassen sich viele Arten auch habituell und mit einer Lupe im Gelände sicher erkennen. Hierzu ist jedoch die Unterstützung eines Mooskenners von Vorteil.

Die besprochenen Moose haben verwandte, ähnliche Arten. Sie sind meist weniger häufig, aber nicht unbedingt so selten, dass man ihnen nicht begegnet. Zur Bestimmung ist Spezialliteratur nötig. Dies gilt umso mehr für meist als Unterarten oder Varietäten aufgefasste, abweichende Sippen (manche der besprochenen Arten sind polymorph), die hier nicht betrachtet werden.

Deutsche Artnamen sind bei den meisten Moosarten nicht geläufig. Neuerdings werden Übersetzungen der wissenschaftlichen Namen verwandt. Sie wurden SCHMIDT & al. (2010) und NEBEL & PHILIPPI (2000 & 2001) entnommen, wobei der nach Ansicht des Autors passendere Name gewählt wurde. Für diejenigen, die sich näher mit Moosen beschäftigen möchten, werden im Literaturverzeichnis Standardwerke und wichtige Internetquellen genannt.

2 Zum Aufbau eines typischen Laubmooses

Moose weisen wesentliche Unterschiede zu den Blütenpflanzen auf, sodass es notwendig ist, kurz die Entwicklung einer Laubmoospflanze und ihren Aufbau zu umreißen (vgl. biologische Standardwerke und Moos-Bestimmungsbücher wie FRAHM & FREY 2004).

Moose vermehren sich (unter anderem) über **Sporen**. Aus einer Spore entwickelt sich zuerst ein meist algenähnlicher **Vorkeim**. Aus diesem entwickeln sich die typischen Moospflanzen, die die Fortpflanzungsorgane tragen (**Gametophyt**). Aus der befruchteten Eizelle entwickelt sich der **Sporophyt**. In seinem wesentlichen Teil, der Sporenkapsel, entwickeln sich die Sporen. Spore, Vorkeim, Moospflanze und Geschlechtszellen haben einen einfachen (haploiden) Chromosomensatz, während der Chromosomensatz der befruchteten Eizelle und des Sporophyten doppelt (diploid) ist.

Die Moospflanze ist mit wurzelähnlich aussehenden Strukturen, den **Rhizoiden**, mit der Unterlage verbunden. An dem Stängel (= Stämmchen) der Moospflanze befinden sich mehr oder weniger dicht angeordnete blattartige Gebilde. Anders als bei den Blütenpflanzen sind es dem Aufbau nach keine echte Blätter. Deshalb werden sie oft richtiger auch "Blättchen" genannt. In dieser Arbeit wird wie in gängigen Bestimmungsbüchern von Blättern gesprochen. Der Aufbau der Blätter ist je nach Art variabel, aber meist sehr wichtig für das Erkennen der Moose. Hier soll nur auf zwei besondere Ausprägungen der Blattspitze aufmerksam gemacht werden. Während bei manchen Arten die Blattspitze stumpf ist, ist sie bei anderen Arten zugespitzt oder sogar haarförmig. Ist die Blattspitze heller als das übrige Blatt gefärbt, spricht man von einer Glasspitze (Abb. 16). Eine haarförmig und farblos verlängerte Blattspitze heißt Glashaar (Abb. 6. 13. 17).

Der Sporophyt besteht aus zwei Teilen, der **Seta** (dem Kapselstiel) und der **Kapsel**. Die Seta kann sehr kurz sein – dann kommt die Kapsel zwischen den Blätter zu liegen und ist in das Moospolster eingesenkt – oder lang sein, was zu einer über die Blätter emporgehobenen Kapsel führt. Die junge Kapsel wird im oberen Teil von einer Haube, der **Kalyptra** bedeckt. Gestalt und Behaarung der Kalyptra können wichtige Bestimmungsmerkmale sein. Wenn die Kalyptra abfällt, sieht man, dass die unreife Sporenkapsel von einem **Deckel** verschlossen ist. Der Kapseldeckel ist stumpf oder weist einen Schnabel auf. Wenn der Kapseldeckel abfällt, ist am Rand der Kapsel bei vielen Laubmoosen das **Peristom** zu erkennen: eine oder zwei Reihen von "Zähnen". Das Peristom öffnet sich bei Trockenheit, um die Sporen zu entlassen und schließt sich bei Feuchtigkeit wieder. Vorhandensein, Ausrichtung, Farbe und Aufbau des Peristoms sind entscheidende Bestimmungsmerkmale.

3 Lebensraum Mauer

In vielen Gegenden Nordrhein-Westfalens fehlen ursprüngliche Felsformationen. Gesteinsbewohnende Moose sind hier auf Mauern beschränkt. Oft handelt es sich um die naturferne Form des Felsersatzstandorts – die Betonmauer. Auf älteren Betonmauern findet man bis in die Stadtzentren hinein verschiedene Moos- und Flechtenarten.

Die Mauer wird oft erst nach einigen Jahren von Moosen besiedelt. Dabei handelt es sich meist um kleine Polster, wobei häufig die hier besprochenen Arten vertreten sind. Viele Jahre lang können polsterbildende Moose gut gedeihen und oft reiche Bestände bilden (Abb. 1). Ab und zu findet man dabei auch seltene Arten. An schattigeren Stellen oder wenn der Bewuchs dichter wird, siedeln sich kräftige, kriechende Moose wie z. B. *Hypnum cupressiforme* an. Mit der Zeit überwachsen sie die Mauer und die darauf siedelnden polsterbildenden Moosen (Abb. 2). Wenn die Mauer nicht von diesen Moosen befreit wird oder die Moose von selbst abfallen, ist dies oft das Ende der Sukzession des Moosbewuchses von Mauerstandorten.

Orthotrichum diaphanum besiedelt grundsätzlich Gestein und Rinde. Recht selten, aber regelmäßig besiedeln auch andere felsbewohnende Arten Baumrinde, besonders am Stammfuß (vgl. *Grimmia pulvinata* auf Rinde: Abb. 9). Manchmal kann man hier typische Mauer-Gesellschaften finden, z. B. mehrere der besprochenen Arten nebeneinander.

Abb. 1: Besonders auf älteren Betonmauern wachsen viele Moose und Flechten (Aachen, Bleiberger Str., 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 2: Im Laufe der Zeit überwachsen kräftige, kriechende Moose wie *Hypnum cupressiforme* die Mauer und die darauf wachsenden polsterbildenden Moose (Aachen, Bleiberger Str, 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

4 *Bryum capillare* – Haarblättriges Birnmoos

Die feuchten Blätter von *Bryum capillare* (Abb. 3-5) wirken dünner als die der anderen besprochenen Arten. Sie sind breit und recht plötzlich in ein farblich nicht sehr auffälliges Haar verschmälert (Abb. 3). Bei Trockenheit sind die Blätter um den Stängel gedreht (Abb. 4, FRAHM & FREY 2004). Die Kapseln sind lang gestielt und wirken jung wie hängende, langgezogene Birnen. Ältere Kapseln hängen weniger und nicken oft nur noch (Abb. 5). *Bryum capillare* wächst meist auf weniger exponierten Mauern als die anderen Arten, gerne etwas beschattet. Unter Übergangsbedingungen wächst es auch mit den anderen Arten gemeinsam.

Abb. 3: *Bryum capillare* (Haarblättriges Birnmoos), (Bochum, Wielandstr., 18.11.2007, A. JAGEL).

Abb. 4: *Bryum capillare* (Haarblättriges Birnmoos) (Aachen, Welkenrather Str., 19.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 5: *Bryum capillare* (Haarblättriges Birnmoos) (Aachen, Gartenstr., 19.08.2012, F. W. BOMBLE).

5 *Grimmia pulvinata* – Polster-Kissenmoos

Das Polster-Kissenmoos (*Grimmia pulvinata*, Abb. 6-9) fällt an Mauern als dichtes, graues Moospolster auf. Die graue Farbe entsteht durch lange Glashaare an der Blattspitze. Von den anderen häufigen Mauermoosen mit langem Glashaar unterscheidet sich *G. pulvinata* besonders deutlich im Spätwinter/Frühjahr durch in das Polster hinein gekrümmte, junge Kapseln (Abb. 6). Dies wird durch die gebogene Seta bewirkt. Die Kapseln von *Tortula muralis* sind mit einer langen, geraden Seta weit über das Polster emporgehoben. *Orthotrichum diaphanum* lässt sich auf den ersten Blick gar keine Seta erkennen: Sie ist sehr kurz, wodurch die Kapsel in die Blätter eingesenkt ist.

Die entleerten Kapseln von *Grimmia pulvinata* sind aufrecht (Abb. 7 & 9). *G. pulvinata* unterscheidet sich dann von *Tortula muralis* durch eine kürzere Seta und dickere Kapseln.

Vegetativ sind die Glashaar-tragenden Arten schwieriger zu unterscheiden. *Tortula muralis* hat flachere, weniger kompakte Polster. Die Blätter sind zudem an der Spitze gerundet, während sie bei *Grimmia pulvinata* spitz in das Glashaar übergehen. *Orthotrichum diaphanum* bildet keine typischen Polster aus, eher einzelne Büschel und ungeordnete Flächen und ist damit habituell deutlich abweichend.

Abb. 6: *Grimmia pulvinata* (Polster-Kissenmoos) (Aachen, Robert-Schuman-Str., 12.02.2006, F. W. BOMBLE).

Abb. 7: *Grimmia pulvinata* (Polster-Kissenmoos) (Aachen, Westfriedhof, 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 8: *Grimmia pulvinata* (Polster-Kissenmoos) (Aachen, Westfriedhof, 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 9: *Grimmia pulvinata* (Polster-Kissenmoos) auf Rinde (Aachen, Westfriedhof, 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

6 *Orthotrichum anomalum* – Stein-Goldhaarmoos

Von den vorgestellten Arten ist *Orthotrichum anomalum* (Abb. 10-12) die einzige ohne Glashaar bzw. Glasspitze. Die dunkelgrünen Blätter sind gleichmäßig in eine gleichfarbige Spitze verschmälert. Die Kapseln sind durch eine lange, oft rötliche Seta über die Blätter emporgehoben (Abb. 10-11). Die Kalyptra (Haube) ist meist schwach behaart. Die geöffnete Kapsel hat ein aufgerichtetes Peristom (Abb. 11-12).

Abb. 10: *Orthotrichum anomalum* (Stein-Goldhaarmoos) (Aachen, Robert-Schuman-Str., 12.02.2006, F. W. BOMBLE).

Abb. 11: *Orthotrichum anomalum* (Stein-Goldhaarmoos) (Aachen, Robert-Schuman-Str., 22.04.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 12: *Orthotrichum anomalum* (Stein-Goldhaarmoos) (Aachen, Bleiberger Str., 19.08.2012, F. W. BOMBLE).

7 *Orthotrichum diaphanum* – Glashaar-Goldhaarmoos

Orthotrichum diaphanum (Abb. 13-14) bildet kleine, lockere Polster mit eingesenkten Kapseln, die durch eine goldbraune, meist (fast) kahle Kalyptra (Haube) und später 16 weißliche, fädige äußere Peristomzähne auffallen. Namensgebend und das ganze Jahr über charakteristisch ist das lange Glashaar – einzigartig unter den heimischen *Orthotrichum*-Arten.

Abb. 13: *Orthotrichum diaphanum* (Glashaar-Goldhaarmoos) auf einer Betonmauer (Aachen, Halifaxstraße, 11.02.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 14: *Orthotrichum diaphanum* (Glashaar-Goldhaarmoos) auf Rinde (Friedhof Aachen-Laurensberg, 28.03.2012, F. W. BOMBLE).

Die anderen besprochenen Arten mit Glashaar bilden dichtere, kompaktere oder flächigere Polster, die im trockenen Zustand oft grau gefärbt sind. Die Blätter und deren Glashaare sind bei *O. diaphanum* meist stärker aufrecht orientiert als bei den anderen Arten. Größere Bestände weisen zumeist alte Kapseln auf, nach denen man im Zweifelsfall suchen kann.

Orthotrichum diaphanum ist eine nährstoffliebende Art, die heutzutage dank der stark mit Nährstoffen angereicherten Landschaft flächig verbreitet und häufig ist (FREY & al. 1995). Dabei werden Mauern und Rinden etwa gleich häufig besiedelt.

8 *Schistidium crassipilum* – Dickhaariges Spalthütchen

Schistidium crassipilum (Abb. 15-16) bildet flache, dunkelgrüne Polster, die nach Jahren größere Flächen bedecken können. Die Blätter sind schlank und gleichmäßig zugespitzt, wobei die Spitze weißlich ist (Glasspitze). Die Kapseln sind in die Blätter eingesenkt und recht schlank (Abb. 16). Die geöffneten Kapseln werden von einem orange-rötlichen Peristom gekrönt, wobei die Peristomzähne nach außen gerichtet sind.

Früher wurden in Mitteleuropa nur wenige *Schistidium*-Arten unterschieden. Die meisten aktuellen Bearbeitungen folgen einer modernen Auffassung, die viele Arten unterscheidet. Neben *S. crassipilum* gibt es auch in Nordrhein-Westfalen einige weitere *Schistidium*-Arten (MEINUNGER & SCHRÖDER 2007, SCHMIDT & al. 2010). Vielfach sind sie einander sehr ähnlich und von Anfängern kaum zu unterscheiden (siehe z. B. die Artbeschreibungen in HOLZ 2000). *S. crassipilum* ist jedoch in Deutschland bei weitem die häufigste Art. *S. apocarpum* s. str. ist öfter zu finden, scheint aber feuchte bis humide Wuchsorte zu bevorzugen (MEINUNGER & SCHRÖDER 2007).

Abb. 15: *Schistidium crassipilum* (Dickhaariges Spalthütchen) kann ausgedehnte flächige Polster bilden, die durch ihre dunkelgrüne Farbe auffallen (Aachen, Bleiberger Str., 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 16: *Schistidium crassipilum* (Dickhaariges Spalthütchen) (Aachen, Schneebergweg, 04.03.2006, F. W. BOMBLE).

9 *Tortula muralis* – Mauer-Drehzahnmoos

Tortula muralis (Abb. 17-20) hat zungenförmige Blätter mit umgerolltem Blattrand und einem langen, glatten Glashaar. Feucht sind die Blätter hell bis mittelgrün und trocken durch die Glashaare graugrün gefärbt. Die Kapseln sind lang gestielt und schlank. Das Peristom weist lange und mehrfach gedrehte Zähne auf.

Abb. 17: *Tortula muralis* (Mauer-Drehzahnmoos), (Robert-Schuman-Str., Aachen, 12.02.2006, F. W. BOMBLE).

Abb. 18: *Tortula muralis* (Mauer-Drehzahnmoos), (Bochum, Bot. Garten (15.02.2009, A. JAGEL).

Abb. 19: *Tortula muralis* (Mauer-Drehzahnmoos), (Bleiberger Str., Aachen, 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 20: *Tortula muralis* (Mauer-Drehzahnmoos), (Bleiberger Str., Aachen, 12.08.2012, F. W. BOMBLE).

Danksagung

Für zur Verfügung gestellte Fotos danke ich Herrn Dr. ARMIN JAGEL (Bochum).

Literatur

BLWG 2012: BLWG Verspreidingsatlas Mossen online. – http://www.verspreidingsatlas.nl/mossen (20.08.2012).

FRAHM, J.-P. & FREY, W. 2004: Moosflora, 4. Aufl. – Stuttgart.

FREY, W., FRAHM, J.-P., FISCHER, E. & LOBIN, W. 1995: Kleine Kryptogamenflora IV: Die Moos- und Farnpflanzen Europas, 6. Aufl. – Stuttgart, Jena, New York.

HOLZ, I. 2000: *Schistidium* BRUCH & SCHIMP. Spalthütchen. – In: NEBEL, M. & PHILIPPI, G. (Hrsg.): Die Moose Baden-Württembergs 1. – Stuttgart.

INSTITUT FÜR SYSTEMATISCHE BOTANIK, TEAM SWISSBRYOPHYTES 2012: Moosflora der Schweiz. – http://www.swissbryophytes.ch/ (22.08.2012).

LÜTH, M. 2012: Bildatlas der Moose Deutschlands. Laubmoose. – http://www.bildatlas-moose.de [20.08.2012].

MEINUNGER, L. & SCHRÖDER, W. 2007: Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands 1-3. – Regensburg.

NEBEL, M. & PHILIPPI, G. (2000, 2001, 2005): Die Moose Baden-Württembergs 1-3. – Stuttgart.

SCHMIDT, C., ABTS, U. W., GEYER, H. J. & PREUSSING, M. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Moose - *Anthocerotophyta*, *Bryophyta* et *Hepaticophyta* - in Nordrhein-Westfalen, 3. Fassung. – In: LANDESAMT FÜR NATUR, UMWELT UND VERBRAUCHERSCHUTZ NRW (Hrsg.): Rote Liste der gefährdeten Pflanzen, Pilze und Tiere in Nordrhein-Westfalen, 4. Fassung, Bd. 1. – Recklinghausen.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	181-186	2013

Ginkgo biloba – Ginkgo, Fächerblattbaum (*Ginkgoaceae*), ein lebendes Fossil aus China

VEIT MARTIN DÖRKEN

1 Einleitung

Zweifelsohne gehört der Ginkgo auch in Mitteleuropa zu den bekanntesten fremdländischen Baumarten und erst Recht zu den berühmtesten sog. "lebenden Fossilien". Wer kennt nicht seine ungewöhnlichen, an der Spitze meist zweigeteilten Blätter (Abb. 1), die regelmäßig in der Werbung für Medikamente gegen das Altern oder auch in Form von Broschen zu sehen sind? Besonders im Herbst zum Zeitpunkt der intensiven gelben Herbstfärbung als auch nach dem Blattabwurf, wenn die leuchtend silbrig-gelben Samen noch am Baum hängen, fallen die Bäume besonders auf (Abb. 2). Nachfolgend wird die Paläobotanik, Systematik und Morphologie dieser einzigartigen Gattung vorgestellt.

Abb. 1: Ginkgo-Blätter am Zweig (A. JAGEL).

Abb. 2: Ginkgo in Herbstfärbung (V. M. DÖRKEN).

2 Systematik

Die Gattung *Ginkgo* gehört zur Familie der *Ginkgoaceae*, den Ginkgogewächsen. Sie ist näher mit den Koniferen (den Nadelbäumen) verwandt als mit den Laubbäumen. Ginkgo selbst ist aber keine Konifere. Man zählt ihn zu den sog. Nacktsamern (Gymnospermen), die neben den Ginkgoartigen (*Ginkgoales*) die Koniferen (*Coniferales*), die Palmfarne (*Cycadales*) und die Gnetaten (*Gnetales*) umfassen. Die Gymnospermen stehen den Blütenpflanzen (Angiospermen) gegenüber.

3 Paläobotanik

Zum ersten Mal traten die Ginkgogewächse im Perm (vor rund 290 Mio. Jahren) auf und hatten ihre Blütezeit in der Trias und im Jura (vor etwa 200 Mio. Jahren) zusammen mit zahlreichen Vertretern der Cycadeen und diversen Koniferen. Seit dieser Zeit existiert auch die Gattung *Ginkgo* selbst. Bislang sind rund 35 verschiedene fossile *Ginkgoaceae* bekannt. Während der Kreidezeit starben alle Arten bis auf *Ginkgo biloba* aus. Da diese Art sich von den fossilen Vorläufern aus der Kreidezeit nicht unterscheiden lässt, wird sie auch als "lebendes Fossil" bezeichnet.

4 Verbreitung

Ginkgo-Verwandte waren früher beinahe auf der gesamten Nordhemisphäre und in kleineren Arealen auch auf der Südhemisphäre verbreitet. Heute kommt die Art wild nur noch in Ostasien vor. Das vermutete Wildvorkommen kann aufgrund der massenhaften Verwendung in Garten- und Tempelanlagen nicht mehr nachvollzogen werden, liegt aber wahrscheinlich in China im Grenzgebiet Anhui/Zhejiang sowie in Guizhou.

Nachdem Ginkgo in Europa bereits vor Millionen von Jahren ausstarb, kehrte die Art seit dem letzten Jahrhundert immer mehr als beliebtes Ziergehölz zurück. In Deutschland ist *Ginkgo biloba* sowohl aufgrund seiner Industrie- und Rauchgashärte als auch seiner Verträglichkeit gegenüber Trockenheit zu einem beliebten Straßenbaum geworden. Die Art wird auch in großen Parkanlagen als Habitus- und Blattschmuckgehölz gepflanzt.

5 Morphologie

Habitus

Ginkgo biloba ist ein sparrig verzweigter Baum, der bis 35 m hoch werden kann. Das Sprosssystem weist eine deutliche Differenzierung in Lang- und Kurztriebe auf (Abb. 3). Bei sehr alten Individuen kommt es im Bereich von besonders kräftigen Seitenästen zu stalaktitenartigen Auswüchsen, die als "Tschitschis" bezeichnet werden (Abb. 4). Da die "Tschitschis" zumindest im jungen Zustand einer weiblichen Brust ähnlich sehen, soll *Ginkgo* besonders im alten Japan als ein Fruchtbarkeitssymbol angesehen worden sein. Wozu diese Auswüchse dienen, bzw. ob sie überhaupt eine Funktion haben, ist bislang nicht bekannt.

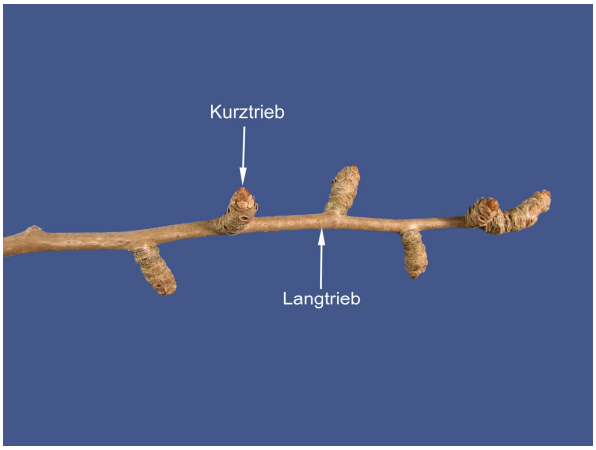


Abb. 3: Lang- und Kurztriebe (V. M. DÖRKEN).

Abb. 4: Stamm mit "Tschitschis" (V. M. DÖRKEN).

Abb. 5: Ungeteiltes Ginkgo-Blatt (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: Durch Spätfrost geschädigte Blätter (A. JAGEL).

Blatt

Innerhalb der rezenten Gymnospermen gehört *Ginkgo biloba* zu den wenigen winterkahlen Arten. Am Ende der Vegetationsperiode werden nach einer goldgelben Herbstfärbung alle Blätter abgeworfen. Die jungen Blätter sind in der Knospe stark eingerollt (Abb. 7). Die schraubig angeordneten Fächerblätter haben eine offen-dichotome Gabelnervatur (Abb. 8). Die einzelnen Leitbahnen enden am Rand des Blattes blind. Die Blattspreite ist am oberen Ende mehr oder weniger tief eingeschnitten, endet aber nie wie ein gewöhnliches Blatt in einer Blattspitze (Abb. 5). Die Blattflächen der Langtriebblätter sind gegenüber denen der Kurztriebblätter deutlich größer. Obwohl die Art in Deutschland als absolut winter- und frosthart zu bezeichnen ist, wird der junge Austrieb, besonders die jungen, sich gerade entfaltenden Blätter, durch tiefe Spätfröste geschädigt (Abb. 6).

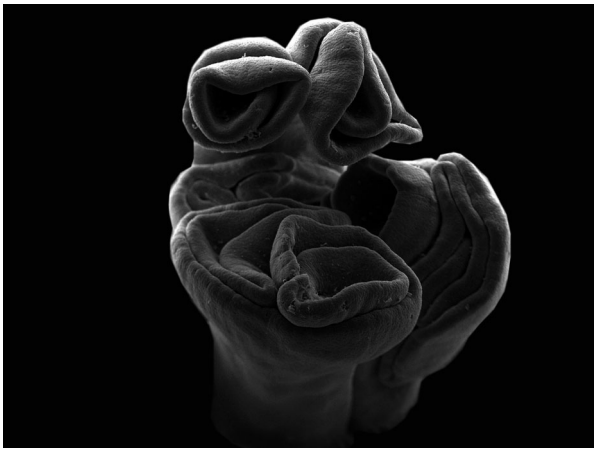


Abb. 7: Ginkgo-Blätter sind in der Knospenlage stark eingerollt (REM-Aufnahme, V. M. DÖRKEN).

Abb. 8: Gabelnervatur eines Ginkgo-Blattes (Pfeile) (V. M. DÖRKEN).

Fortpflanzung

Ginkgo biloba ist zweihäusig (diözisch), das heißt es gibt rein weibliche und rein männliche Pflanzen. Ginkgo weist sogar Geschlechtschromosomen auf. In Botanischen Gärten werden gelegentlich zweigeschlechtliche Bäume künstlich hergestellt, indem Äste von weiblichen Bäumen auf männliche Bäume gepfropft werden und umgekehrt.

Abb. 9: Kurztrieb mit zahlreichen männlichen, kätzchenartigen Blüten (V. M. DÖRKEN).

Abb. 10: Staubblätter mit Pollensäcken (V. M. DÖRKEN).

Die männlichen, bis 4 cm langen kätzchenartigen "Blüten" setzen sich aus zahlreichen, spiralig aufeinanderfolgenden "Staubblättern" zusammen (wissenschaftlich korrekter nennt man sie Mikrosporangiophore, Abb. 9). Da diese nicht in der Achsel eines Blattes stehen und die Achse des Kätzchens nicht verzweigt ist, genügen sie tatsächlich der Definition einer

Blüte. Die Staubblätter bauen sich aus einem kleinen Stielchen, zwei Pollensäcken (Mikrosporangien) und einer kleinen terminalen, blattartigen Struktur (sog. phylloider Rest, Abb. 10) auf. Die Ausbreitung der Pollen erfolgt durch Wind.

Die weiblichen Samenträger (Makrosporangiophore) sind lang gestielt und tragen am Ende eine oder mehrere Samenanlagen. Manchmal ist dieses Sporangiophor auch gabelig verzweigt. Die Samenanlagen sind, wie es für alle Gymnospermen typisch ist, nur von einer sterilen Hülle umgeben, dem Integument. Es umwächst die Samenanlage vollständig und lässt nur eine Öffnung an der Spitze frei, die Mikropyle (Abb. 12 & 13). Hier wird der Bestäubungstropfen exponiert, der den Pollen aus der Luft fängt. Aus dem Integument wird später die Samenschale.

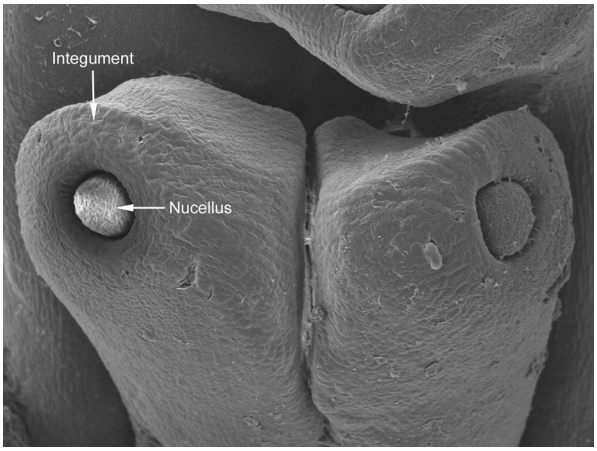


Abb. 11: Junger Samenträger in der Knospe mit zwei Samenanlagen. Das Integument beginnt den Nucellus zu umwachsen (REM-Aufnahme, V. M. DÖRKEN).

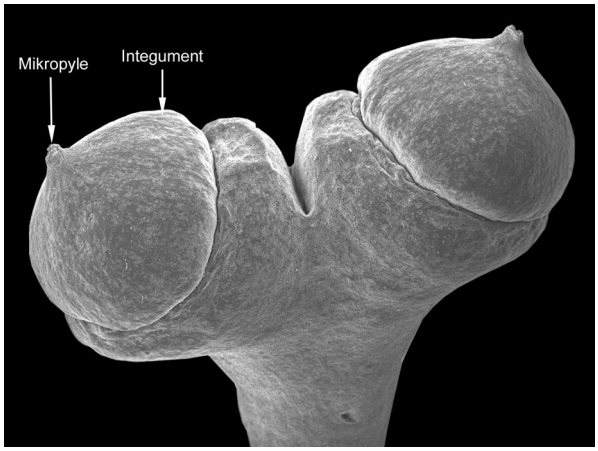


Abb. 12: Älterer Samenträger mit zwei Samenanlagen, das Integument hat den Nucellus bis auf den Bereich der Mikropyle umschlossen (REM-Aufnahme, V. M. DÖRKEN).

Da *Gingko* nicht zu den Blütenpflanzen (Angiospermen), sondern zu den Nacktsamern (Gymnospermen) gehört und dementsprechend keine Fruchtblätter besitzt, kann er definitionsgemäß auch keine Früchte ausbilden. Bei dem, was aussieht wie kleine Aprikosen, handelt es sich morphologisch um Samen. Das Integument ist zum Zeitpunkt der Samenreife in eine innere sehr harte Schicht (Sklerotesta) und eine äußere fleischige Schicht (Sarkotesta) differenziert. Berücksichtigt man nicht die Anatomie, sieht diese Struktur einer kleinen Aprikose ähnlich, weswegen die Art gelegentlich auch als "Silberaprikose" bezeichnet wird.

Abb. 13: Samenstand mit zwei Samenanlagen zum Zeitpunkt der Bestäubung (V. M. DÖRKEN).

Abb. 14: Zweige mit zahlreichen reifen Samen im Dezember (V. M. DÖRKEN).

Abb. 15: Samenträger mit zwei reifen Samen. Die äußere Samenschale ist fleischig geworden (A. JAGEL).

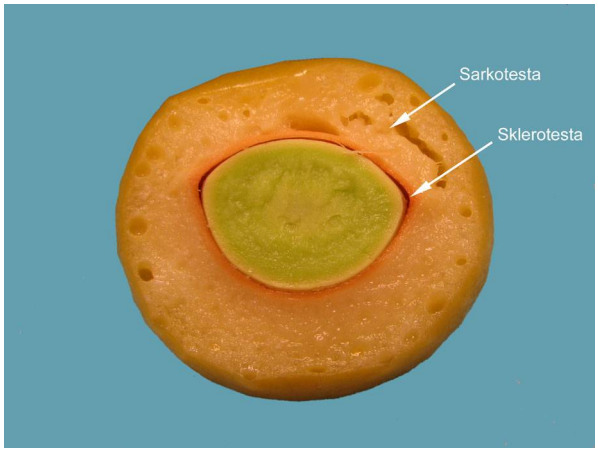


Abb. 16: Querschnitt durch einen reifen Samen mit fleischiger Sarkotesta und verholzter Sklerotesta (V. M. DÖRKEN).

Die Sarkotesta enthält hohe Gehalte an Butter- und Valeriansäure, welche einen unangenehmen Geruch verströmen. Daher werden in Europa als Straßenbaum in der Regel nur vegetativ vermehrte männliche Bäume gepflanzt, die keine Samen ausbilden können. Gelegentlich findet man aber auch im Ruhrgebiet weibliche Bäume, wie z. B. am Schauspielhaus in Bochum-Ehrenfeld und in Herdecke. Unter dem Bochumer Baum wurden im Jahr 2010 sogar Keimlinge gefunden (Abb. 18, vgl. BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2011, JAGEL & BUCH 2011).

Abb. 17: Am Boden liegende Samen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 18: Verwilderte Jungpflanze unter Ginkgo-Bäumen in Bochum-Ehrenfeld (C. BUCH).

Eine weitere Besonderheit bei *Ginkgo* ist das Vorhandensein von frei beweglichen männlichen, begeißelten Keimzellen (Spermatozoiden), wie sie unter den heute lebenden Nacktsamern sonst nur noch bei den Palmfarnen (*Cycadales*) auftreten. Die Keimzellen schwimmen nach der Bestäubung aktiv zur großen Eizelle. Die Spermatozoidbefruchtung stellt bei Samenpflanzen ein ursprüngliches Merkmal dar. Bei *Ginkgo* erfolgt die Befruchtung der Eizelle meist erst lange Zeit nach der Bestäubung, oft erst in den bereits abgefallenen, auf dem Boden liegenden Samen. Die Keimung ist hypogäisch, die Keimblätter bleiben meist vom Samen umschlossen (Abb. 19 & 20).

Abb. 19: Keimender Samen (A. JAGEL).

Abb. 20: Keimungsreihe (A. JAGEL).

6 Verwendung

Ginkgo biloba findet neben der Verwendung als Tempel- oder Straßenbaum auch als Nutz- und Heilpflanze Verwendung. In China werden die gerösteten Samen ähnlich wie Pistazien gegessen. In Europa wird insbesondere ein Ginkgo-Extrakt der Blätter gegen Durchblutungsstörungen verwendet. Dieser gilt als Mittel zur Förderung der Leistungsfähigkeit und führt zu höheren Konzentrations- und Gedächtnisleistungen.

Danksagung

Ich bedanke mich recht herzlich bei Herrn Dr. JOACHIM HENTSCHEL (REM-Zentrum, Fachbereich Biologie, Universität Konstanz) für die technische Unterstützung bei der Anfertigung der rasterelektronischen Aufnahmen (Zeiss Auriga TM).

Literatur

BOCHUMER BOTANISCHER VEREIN 2011: Bemerkenswerte Vorkommen in Bochum (Nordrhein-Westfalen) und Umgebung im Jahr 2010. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 2: 144-182.

JAGEL, A. & BUCH, C. 2011: Beobachtungen an einigen Neophyten im Bochumer Raum (Ruhrgebiet/Nordrhein-Westfalen). – Florist. Rundbr. 44: 44-59.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	187-190	2013

Glycyrrhiza glabra – Süßholz (*Fabaceae*), Arzneipflanze des Jahres 2012

CORINNE BUCH & ARMIN JAGEL

1 Einleitung

Süßholz ist bekannt vom Raspeln und als Lakritz, vielleicht sogar als Hustenmittel. Aber wer hat schon einmal die lebende Pflanze gesehen? Im Jahr 2012 wurde die Art vom Studienkreis Entwicklungsgeschichte der Arzneipflanzen vom Institut für Geschichte der Medizin der Universität Würzburg zur Arzneipflanze des Jahres gewählt. Wie schon im letzten Jahr mit der Fleischfarbenen Passionsblume (*Passiflora incarnata*) handelt es sich um eine fremdländische Art, die man in Deutschland, wenn überhaupt, nur noch in Botanischen Sammlungen finden kann. Die lebende Pflanze ist heute weitaus unbekannter als ihre Heilwirkung. In noch größerem Maße trifft dies übrigens auch auf die Heilpflanze des Jahres 2012 zu, die Koloquinte (*Citrullus colocynthis*). Der Sinn solcher Auswahlen bleibt im Unklaren. Es scheint uns geeigneter, den Botanischen Gärten die Aufgabe zu überlassen, sich solchen interessanten, aber weitgehend unbekannten oder in Vergessenheit geratenen Pflanzen zu widmen. Bei der Wahl einer deutschen "Pflanze des Jahres" sollte man sich unserer Ansicht nach auf Arten der heimischen Pflanzenwelt konzentrieren, die man auch in der Natur zu Gesicht bekommen kann. Die Auswahl an geeigneten Kandidaten mit Heilwirkung jedenfalls dürfte für einige hundert Jahre ausreichen – oder aber man kürt gleich ein "Medikament des Jahres".

Abb. 1: *Glycyrrhiza glabra* (Süßholz), blühend (BG Bochum, T. SCHMITT).

Abb. 2: *Glycyrrhiza glabra* (Süßholz), blühend (BG Ulm, V. M. DÖRKEN).

2 Verbreitung

Die ursprüngliche Heimat von *Glycyrrhiza glabra* reicht vom nördlichen Mittelmeerraum bis ins westliche Asien. Die Art besiedelt dort meist feucht-warme Gebiete mit tiefgründigen, lockeren Böden und bevorzugt feuchte Standorte wie Gebüsche oder Ufer.

3 Morphologie

Süßholz ist eine krautige Art aus der Familie der Schmetterlingsblütler (*Fabaceae*) und verholzt höchstens an der Basis der Triebe. Die dunkelgrünen Blätter sind unpaarig gefiedert (Abb. 3) und unterseits durch Harzdrüsen klebrig. Die lang gestielten, blauvioletten bis gelblich-weißen Blüten stehen in länglichen Köpfchen (Abb. 1 & 2). Aus der Blüte entstehen 3-4-samige kahle oder stachelige Hülsenfrüchte (Abb. 4).

Abb. 3: *Glycyrrhiza glabra* (Süßholz), Blätter (BG Ulm, V. M. DÖRKEN).

Abb. 4: *Glycyrrhiza glabra* (Süßholz), fruchtend (BG Ulm, V. M. DÖRKEN).

Abb. 5 & 6: *Glycyrrhiza glabra*, Wurzeln des Süßholzes aus der Apotheke (C. BUCH).

Arzneilich genutzt wird ausschließlich die Wurzel. Der lange, spindelförmige Wurzelstock besitzt eine korkartige, bräunliche Schale und ein schwefelgelbes Inneres. Wenn man Wurzelstückchen kaut, entfaltet sich ein süßer, lakritzartiger Geschmack.

4 Anbau und Zubereitung

Süßholz wird seit dem Mittelalter als Heilmittel genutzt. In Deutschland wurde die Süßholzkultur im 15. Jahrhundert im Bamberger Raum eingeführt. Die Art wurde hier wie auch in Thüringen noch bis ins 17. Jahrhundert in größerem Umfang angebaut (HILLER & MELZIG 2003, KOKEMOOR 2011). Heute hat der Anbau in Deutschland nur noch musealen Charakter (z. B. in Bamberg). Ursprünglich gelangte Süßholz über den Seeweg aus dem Orient nach Europa. Heute sind die Hauptanbaugebiete Spanien, Italien, Türkei, Syrien und Russland.

Nach der Ernte im Herbst werden die Wurzeln zu einem Brei gekocht und dieser filtriert. Der entstandene Sirup erstarrt zu einer festen Masse, die zu schwarzbraunen Stücken, der Grundsubstanz von Lakritz, verarbeitet wird. Handelsüblichen Lakritzbonbons werden je nach gewünschtem Geschmack und Konsistenz noch weitere Zutaten wie Zuckersirup, Glukosesirup, Mehl, Stärke und Aromen zugesetzt, sodass der Süßholzanteil unter Umständen nur noch wenige Prozent beträgt.

5 Verwendung

Die offizinelle Verwendung von *Glycyrrhiza glabra* bezieht sich vor allem auf die Wirkung in Hustenmitteln. Außerdem wird Süßholz auch gegen Blähungen, bei Magenschleimhautentzündung und früher auch bei Magengeschwüren eingesetzt, da es entzündungshemmend wirkt. Aktuelle Forschungen beschäftigen sich mit einer wahrscheinlichen antiviralen, antiasthmatischen und antiallergischen Wirkung und auch auf seine Wirkung gegen Hepatitis wird Süßholz getestet (HILLER & MELZIG 2003, KOKEMOOR 2011).

Als Genussmittel wird Süßholz seit dem 18. Jahrhundert verwendet. Die erste Lakritzschnecke wurde im Jahr 1925 produziert. Weltmeister im Lakritzessen sind die Holländer mit 2 kg im Jahr. Lakritz zum Trinken ist in Deutschland recht unbekannt und wird eher in Nordeuropa in Form von Spirituosen genossen (KOKEMOOR 2011). Daneben wird Lakritz als Süßstoff und Gewürz verwendet, wie z. B. besonders in England als Zusatz für Bier (Porter oder Ale) oder als Zugabe von Kautabak (ALBERTS & MULLEN 2003). Kurioserweise wird Lakritz aber auch gelegentlich zur Nikotinentwöhnung empfohlen.

Im Gegensatz zu vielen anderen Heilpflanzen gilt *Glycyrrhiza glabra* selbst in größeren Mengen als "praktisch ungiftig" (ROTH & al. 2012), allerdings führt zu hoher Genuss entsprechender Tees oder Lakritze z. B. zu Bluthochdruck, der sich nach Absetzen in wenigen Tagen aber wieder normalisiert (KOKEMOOR 2011). Übermäßiger Genuss von Lakritz kann die Zähne ähnlich wie bei Kaffee- und Teegenuss dunkel färben, wodurch eine professionelle Zahnreinigung angeraten sein kann.

In die Schlagzeilen geriet Lakritz, als durch verschiedene wissenschaftliche Arbeitsgruppen nachgewiesen wurde, dass sein Genuss Impotenz hervorrufen kann. Diese Wirkung beruht tatsächlich darauf, dass Glycyrrhizin im Körper ein an der Testosteronproduktion beteiligtes Enzym hemmt. Diese Störung ist allerdings kurzfristig und reversibel und zudem nur nach dem Genuss von größeren Mengen Lakritz zu erwarten (Internetquellen, s. u.).

In seiner Geschichte wurde Süßholz als Aphrodisiakum eingesetzt, das sich besonders bei Frauen großer Beliebtheit erfreute. Es war Bestandteil von Zaubertränken zur Steigerung der Begierde, zur Festigung eines Ehebundes und zur Abwehr von Nebenbuhlerinnen (ALBERTS & MULLEN 2003, MALIZIA 2002).

Der Begriff "Süßholz raspeln" leitet sich ab von der ursprünglichen Bearbeitung der Wurzeln. Wie er sich aber auf das schmeichelnde Flirten übertragen hat, bleibt unklar. Manchmal hört man, dass es sich auf die positive Auswirkung auf den Rachen beziehe, wodurch eine weiche Stimme entsteht und man dadurch beim säuselnden Einschmeicheln punkten kann. Vielleicht kann man es ja auch in dem Sinne verstehen, dass man (in heutigem Jargon) eine zwar Süße aber Hart(näckig)e angräbt.

6 Inhaltsstoffe

Der wirksame Süßstoff ist das Glycosid Glycyrrhizin. Er besitzt zwar ungefähr die 50-fache Süßkraft von Saccharose, wird aber aufgrund seines intensiven Eigengeschmacks nicht in größerem Umfang als Zuckeraustauschstoff verwendet. Weitere in Süßholz enthaltene Stoffe sind Saponine, Flavonoide, ätherisches Öl und Spurenelemente. Glycyrrhizin kommt neben seiner namensgebenden Gattung *Glycyrrhiza* auch in der Farngattung *Polypodium* (Tüpfelfarn, Engelsüß) vor (DÜLL & DÜLL 2007).

Aus der Wurzel der verwandten Art *Glycyrrhiza inflata* wird das Flavonoid Licochalcon A gewonnen, das aufgrund seiner entzündungshemmenden und antibakteriellen Wirkung im medizinischen und kosmetischen Bereich Anwendung findet.

Literatur

ALBERTS, A. & MULLEN, P. 2003: Aphrodisiaka aus der Natur. – Stuttgart: Kosmos.

DÜLL, R. & DÜLL, I. 2007: Taschenlexikon der Mittelmeerflora. Ein botanisch-ökologischer Exkursionsbegleiter. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

FRANKE, W. 1997: Nutzpflanzenkunde, 6. Aufl. – Stuttgart: Thieme.

HILLER, K. & MELZIG, M. F. 2003: Lexikon der Arzneipflanzen und Drogen. – Berlin, Heidelberg: Spektrum.

KOKEMOOR, E. 2011: Kein Hexenhaus ohne Süßholz. – Landwirtschaftl. Wochenblatt 51/2011: 105.

MALIZIA, E. 2002: Liebestrank und Zaubersalbe. Gesammelte Rezepturen aus alten Hexenbüchern. – München: Orbis.

PAHLOW, M. 1993: Das große Buch der Heilpflanzen. – München: Gräfe & Unzer.

ROTH, L., DAUNDERER, M. &. KORMANN, K. 2012: Giftpflanzen – Pflanzengifte, 6. Aufl. – Hamburg: Nikol.

Internetquellen

www.bamberger-suessholz.de/BSG/Idee.html [29.01.2012].

www.zeit.de/2004/13/Stimmts_Lakritz [29.01.2012].

www.rp-online.de/gesundheit/news/potenzkiller-lakritz-1.2343589 [29.01.2012].

www.apotheken-umschau.de/Ernaehrung/Lakritze-Wie-gesund-ist-die-Suessholzwurzel-133771.html [29.01.2012].

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	191-194	2013

Iris sibirica – Sibirische Schwertlilie (*Iridaceae*)

VEIT MARTIN DÖRKEN

1 Einleitung

Die Sibirische Schwertlilie steht stellvertretend für eine Vielzahl von Arten, die aufgrund zunehmender Trockenlegung von Feuchtgebieten stark im Rückgang begriffen sind. Mit der Wahl zur "Blume des Jahres 2010" sollte auf das "Schicksal" solcher Arten aufmerksam gemacht werden. Während die Bestände der Sibirischen Schwertlilie in der freien Natur stark gefährdet sind, wird die Art in verschiedenen Sorten in Gärten als recht anspruchslose Staude immer beliebter, sodass sie regelmäßig im Gartenhandel angeboten wird. Der Aufbau von *Iris*-Blüten und ihre Anpassung an die Bestäuber sind eine Besonderheit in der heimischen Flora, weswegen es sich lohnt, sie genauer zu betrachten.

Abb. 1: Wiesen mit *Iris sibirica* im Aachried in Bodman-Ludwigshafen/BW (V. M. DÖRKEN).

Abb. 2: *Iris sibirica* im Aachried in Bodman-Ludwigshafen/BW, Blüten (V. M. DÖRKEN).

2 Systematik und Verbreitung

Die Sibirische Schwertlilie ist eine Pflanzenart aus der monokotylen Familie der Schwertliliengewächse (*Iridaceae*). In Deutschland ist die Gattung *Iris* mit nur vier Arten heimisch: *Iris sibirica* und *I. pseudacorus* sowie die sehr seltenen *I. spuria* und *I. aphylla*. Sie wird jedoch in vielen fremdländischen Arten und Sorten sowie deren Hybriden besonders in Wassergärten als Zierpflanze kultiviert.

Iris sibirica ist besonders im süddeutschen Raum auf feuchten bis nassen basenreichen Wiesen, entlang von Gewässern, in vernässten Senken sowie in Moorwiesen verbreitet. Sie wächst hier oft zusammen mit Mädesüß (*Filipendula ulmaria*), Großem Wiesenknopf (*Sanguisorba officinalis*), Schnittlauch (*Allium schoenoprasum*), Sumpf-Schwertlilie (*Iris pseudacorus*), Wildem Engelwurz (*Angelica sylvestris*), Bach-Nelkenwurz (*Geum rivale*) und Kuckucks-Lichtnelke (*Lychnis flos-cuculi*). Auf offenen, vollsonnigen Standorten ist sie recht ausbreitungsfreudig und kann zu einem dominierenden Element solcher Gesellschaften werden.

3 Morphologie

Die Sibirische Schwertlilie ist eine Art mit kräftigem Rhizom, das sich mit zunehmendem Alter stark verzweigt. Am Ende der Vegetationsperiode sterben alle oberirdischen Pflanzenteile ab. Im nichtblühenden Zustand erinnern die Pflanzen vom Habitus her an Narzissen. Die

schlanken, bläulich grünen Blätter sind jedoch nicht so stark gedreht, sondern deutlich zweizeilig angeordnet. Die Blätter sind ein beliebtes Kursobjekt in der botanischen Lehre, sie stellen ein typisches **unifaziales** Schwertblatt dar (Abb. 3). Solche Schwertblätter entstehen durch eine starke Förderung der Blattunterseite, die das Wachstum der Blattoberseite weit übertrifft. Die Blattoberseite ist verglichen mit der Blattunterseite verschwindend gering bis gar nicht mehr zu erkennen (Abb. 3). Was man von außen sieht, ist also morphologisch alles Blattunterseite. Die Anordnung der Blätter am Spross wird "reitend" genannt. Bei **reitenden Blättern** umschließt die Blattoberseite des darauffolgenden Blattes einen Teil der Blattunterseite des vorherigen Blattes im unteren Bereich.

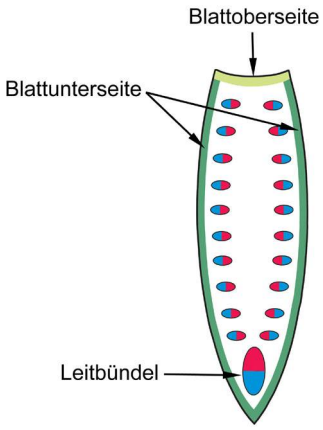


Abb. 3: *Iris sibirica*, Querschnitt durch das Blatt (Schemazeichnung). Der Großteil der Blattfläche ist Blattunterseite, die Blattoberseite ist bis auf einen kleinen Rest reduziert; das größte Leitbündel stellt die ehemalige Mittelrippe dar; hellgrün = Blattoberseite, dunkelgrün = Blattunterseite, blau= Phloem, rot = Xylem (V. M. DÖRKEN).

Abb. 4: *Iris sibirica*, typische schmale, reitende Blätter im unteren Bereich (V. M. DÖRKEN).

Zweifelsohne gehören die von Mai bis Juni erscheinenden, blauvioletten Blüten der Sibirischen Schwertlilie zu den schönsten und auffälligsten der heimischen Flora. Ihr Aufbau ist allerdings wie bei allen Schwertlilien-Arten ungewöhnlich. Die Einzelblüten stehen in 3- bis 6-blütigen Trauben. Die Einzelblüten sind kurz gestielt und stehen in der Achsel eines kleinen trockenhäutigen Tragblattes. Die Blüten sind, wie es für monokotyle Pflanzen typisch ist, aus dreizähligen Wirteln (= trimer) aufgebaut. Sie sind nicht in Kelch und Krone gegliedert (Perigon). Die Blütenblätter des äußeren Blütenblattkreises werden **Hängeblätter** genannt (Abb. 5). Sie hängen nach unten und dienen der Anlockung und als Landeplatz für Bestäuber. Die Hängeblätter sind bei *Iris sibirica* an der Spitze dunkel violettblau, an der Basis weißlich mit einer dunkelvioletten Aderung und gelben Saftmalen (Abb. 6). Die drei zu den Hängeblättern alternierenden inneren Perigonblätter heißen **Domblätter** (Abb. 5). Sie sind deutlich kleiner und domartig aufgerichtet und dunkel blauviolett. Eine Zeichnung oder Saftmale wie auf den Hängeblättern fehlt. Die Blütenblätter bilden im unteren Bereich eine verwachsene Blütenblattröhre, in der reichlich Nektar produziert wird. Oberhalb der zwei Blütenblattkreise folgt ein Kreis mit drei Staubblättern (Abb. 8). Die einzelnen, den Hängeblättern gegenüberstehenden Staubblätter sind dabei von außen nicht zu sehen, sondern liegen versteckt unterhalb der blütenblattartig gestalteten blauvioletten Griffel. Die Narbe ist unauffällig klein und schuppenartig (Abb. 7). Sie sitzt auf der Unterseite der Griffel oberhalb der Staubblätter. Nur die Oberseite der Narbe ist rezeptiv und kann mit Pollen belegt werden (BAUMANN 2010).

Aufgrund des geschilderten Aufbaus der Blüte entstehen bestäubungsbiologisch drei separate Einheiten, die als Teilblumen (= **Meranthien**) bezeichnet werden. Hier besteht also eine Blüte (Blüte = Befruchtungseinheit) aus drei Blumen (Blume = Bestäubungseinheit). Jedes Meranthium besteht demnach aus einem Hängeblatt, einem Staubblatt und dem darüber eng anliegenden blütenblattähnlichen Griffel. Bestäubungsbiologisch entspricht die Teilblume dem Prinzip einer Lippenblume.

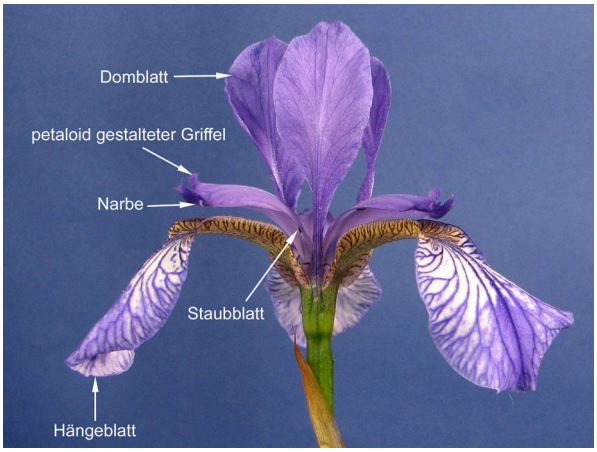


Abb. 5: *Iris sibirica*, Blüte, Aufbau einer Irisblüte, beschriftet ist eine Teilblüte (Meranthium) (V. M. DÖRKEN).

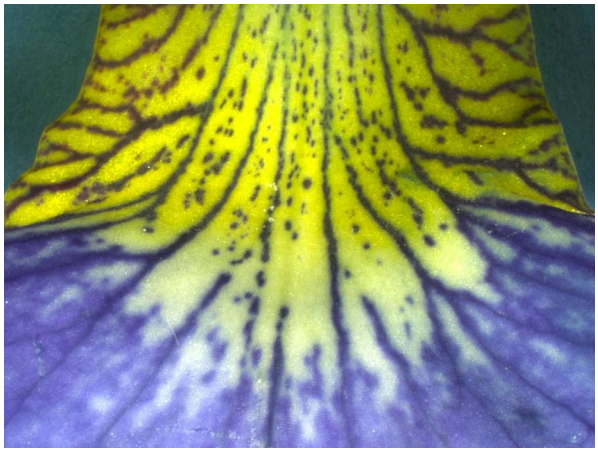


Abb. 6: *Iris sibirica*, Zeichnung auf einem Hängeblatt mit Saftmalen (V. M. DÖRKEN).

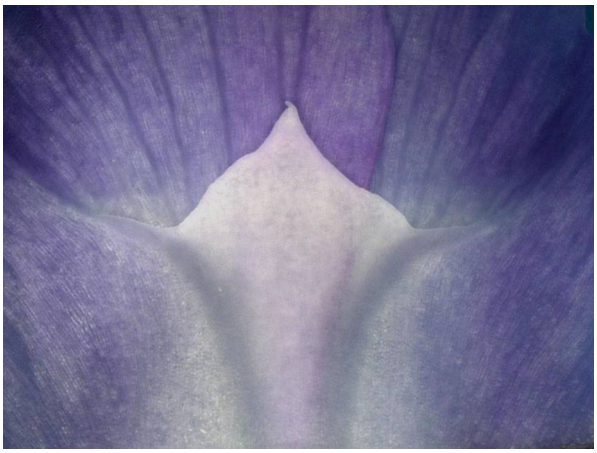


Abb. 7: *Iris sibirica*, Nahaufnahme der Narbe auf dem blütenblattartig gestalteten Griffel (V. M. DÖRKEN).

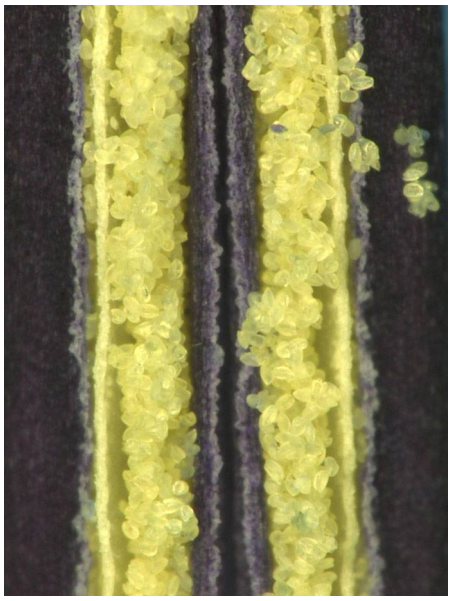


Abb. 8: *Iris sibirica*, Nahaufnahme der aufgeplatzten Staubbeutel mit Pollenkörnern (V. M. DÖRKEN).

Iris sibirica wird in der Regel von großen Hummeln bestäubt, die kräftig genug sind, zwischen Hängeblatt und Griffel zum Nektar zu kriechen ("Einkriechblume"). Beim Hineinkriechen wird der blütenblattartige Griffel nach oben gedrückt, sodass der mitgebrachte Pollen auf der Oberseite der Narbe abgestreift wird. Beim Herauskriechen wird der Griffel hinabgedrückt, sodass das Insekt vom Staubblatt den Pollen auf den Rücken aufgeladen bekommt (nototrib), ihn aber aufgrund der räumlichen Anordnung an der Narbe nicht mehr an ihr abstreifen kann. Somit kann kein eigener Pollen an die Narbe gelangen. Die räumliche Lage von Narbe und Staubblättern schließt also eine Selbstbestäubung aus.

Der unterständige Fruchtknoten baut sich aus drei verwachsenen Fruchtblättern auf. Die Plazentation ist zentralwinkelständig (Abb. 9). Je Fruchtblatt werden zahlreiche kurz gestielte Samenanlagen angelegt. Die reife Frucht öffnet sich dreiklappig entlang der Rückennähte der Fruchtblätter (lokulizide Kapsel) (Abb. 11). Die reifen, stark abgeflachten, schwarzen, glänzenden Samen (Abb. 12) werden durch Wind aus der Kapsel hinausgestreut.

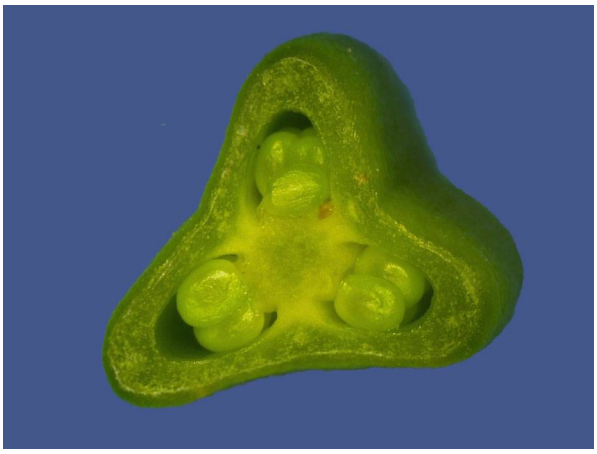


Abb. 9: Querschnitt durch einen jungen Fruchtknoten (V. M. DÖRKEN).

Abb. 10: Unreife Früchte (V. M. DÖRKEN).

Abb. 11: Reife, dreiklappige, geöffnete Frucht (V. M. DÖRKEN).

Abb. 12: Reife Samen (V. M. DÖRKEN).

Literatur

BAUMANN, K. 2010: Sibirische Schwertlilie (*Iris sibirica*), Blume des Jahres 2010. – Palmengarten 74(1): 67-70.

DÜLL R. & KUTZELNIGG, H. 2011: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands und angrenzender Länder. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	195-200	2013

Laburnum anagyroides – Gewöhnlicher Goldregen (*Fabaceae*), Giftpflanze des Jahres 2012, und andere Goldregen

VEIT MARTIN DÖRKEN & ARMIN JAGEL

1 Einleitung

Der Goldregen spielte lange Zeit eine wichtige Rolle als Blütensolitär in der mitteleuropäischen und englischen Gartenkultur. Alle Goldregen-Arten beeindrucken durch die massenhaft hervorgebrachten Blüten, die in langen hängenden Trauben stehen (Abb. 1 & 2). Darauf nimmt auch die deutsche Bezeichnung "Goldregen" Bezug. KRÜSSMANN schreibt 1977: "In voller Blüte stehende Bäume oder große Sträucher sind an Schönheit kaum zu übertreffen". In den letzten Jahren verschwanden die Goldregen mehr und mehr aus deutschen Gärten und Parkanlagen, nachdem in den Medien über Todesfälle bei Kindern berichtet wurde. Sie hatten Früchte und Samen des Goldregens gegessen. Heute hat ein blühender Goldregen in einem Hausgarten schon fast den Status einer dendrologischen Besonderheit. Die Wahl von *Laburnum anagyroides* zur Giftpflanze des Jahres 2012 gibt Anlass, die Goldregen in einem kurzen Porträt nachfolgend vorzustellen. Bei den bei uns gepflanzten Sträuchern handelt es aber gar nicht um den Gewöhnlichen Goldregen, sondern fast ausschließlich um den Hybrid-Goldregen (*Laburnum* ×*watereri* 'Vossii').

Abb. 1: *Laburnum anagyroides* (Gewöhnlicher Goldregen), Blüten (A. JAGEL).

Abb. 2: *Laburnum* ×*watereri* 'Vossii' (Hybrid-Goldregen) in Ennepetal/Westfalen (V. M. DÖRKEN).

2 Systematik und Verbreitung

Die Gattung *Laburnum* gehört zur Familie der Schmetterlingsblütler (*Fabaceae*) und umfasst lediglich zwei Arten: den Gewöhnlichen Goldregen (*L. anagyroides* = *L. vulgare*) und den Alpen-Goldregen (*L. alpinum*) (MABBERLEY 2008). Die beiden Arten können bastardieren und bilden die Hybride *Laburnum* ×*watereri* (Hybrid-Goldregen). Während die beiden Elternarten bei uns überwiegend in botanischen Sammlungen zu finden sind, ist ihre Hybride und hier vor allem ihre Sorte 'Vossii' die Goldregenart unserer Gärten und Parkanlagen. *L. anagyroides* wird im Handel gelegentlich angeboten, *L. alpinum* so gut wie nie. *L.* ×*watereri* ist nicht nur aus gärtnerischen Kreuzungen bekannt, sondern auch als natürlich entstandene

Hybride aus Regionen, in denen sich die Areale der beiden Elternarten überschneiden, z. B. in Tirol und der südlichen Schweiz (KRÜSSMANN 1977). Wie die beiden Elternarten bildet auch *L.* ×*watereri* fertile Samen und kann sich daher generativ vermehren, was für Hybriden generell nicht selbstverständlich ist.

Laburnum anagyroides stammt aus Gebirgslagen Südeuropas (Abb. 3 & 4). Er kommt dort zusammen mit Flaum-Eiche (*Quercus pubescens*), Hopfenbuche (*Ostrya carpinifolia*), Perückenstrauch (*Cotinus coggygria*), Blasenstrauch (*Colutea arborescens*) und Stein-Weichsel (*Prunus mahaleb*) vor (KRÜSSMANN 1977). *L. alpinum* ist ebenfalls in den Bergen des südlichen Mitteleuropas und Italiens heimisch, das Areal erstreckt sich aber weiter östlich bis in den Balkan hinein. Die Art kommt dort in felsigen und warmen, feuchten Hanglagen vor.

Abb. 3: *Laburnum anagyroides* (Gewöhnlicher Goldregen) im Nationalpark Majella in den Abruzzen/Italien (H. STEINECKE).

Abb. 4: *Laburnum anagyroides* (Gewöhnlicher Goldregen) am Gardasee im Flaumeichen-Hopfenbuchen-Mannaeschen-Wald (H. STEINECKE).

L. anagyroides verwildert in wärmeren und klimatisch begünstigten Lagen Deutschlands immer wieder und gilt hier wie auch in Nordrhein-Westfalen als eingebürgerter Neophyt (BUTTLER & HAND 2008, RAABE & al. 2012). In Nordrhein-Westfalen verwildert besonders in Siedlungsnähe allerdings im Wesentlichen *L.* ×*watereri*, die auch hier am häufigsten gepflanzt wird (vgl. auch LOOS in HAEUPLER & al. 2003). Bei Verwilderungen dieser Hybride können die Abkömmlinge morphologisch mal der einen, mal der anderen Elternart näher stehen, wodurch eine Bestimmung schwerfallen kann.

3 Morphologie

Bei den Goldregen-Arten handelt es sich um kleine winterkahle Bäume oder große Sträucher mit wechselständiger Belaubung. Das dreizählige Blatt ist lang gestielt. Die gelben, vormännlichen Schmetterlingsblüten verfügen über einen Klappmechanismus. Das Schiffchen (dem unteren Teil der Schmetterlingsblüte) bleibt bis zum Besuch des Bestäubers geschlossen (Abb. 5). Der Bestäuber (im Wesentlichen Bienen und Käfer) darf nicht zu leicht sein. Er landet auf dem Schiffchen und drückt es durch sein Gewicht so herab, dass die Staubblätter und die Narbe freigelegt werden (Abb. 6). So wird dem Bestäuber auf der Bauchseite der Pollen aufgeladen und der Bestäuber streift den am Bauch von einer anderen Blüte aufgelagerten Pollen an der Narbe ab. Blühende Goldregen wirken auf bestäubende Insekten wie ein Magnet. Selbst in einigen Metern Entfernung kann man das Summen der Bestäuber wahrnehmen.

Abb. 5: *Laburnum alpinum* (Alpen-Goldregen), Blüte vor dem Besuch eines Bestäubers (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: *Laburnum alpinum* (Alpen-Goldregen), Blüte nach dem Besuch eines Bestäubers (V. M. DÖRKEN).

Abb. 7: *Laburnum anagyroides* (Gewöhnlicher Goldregen), geöffnete Hülsen mit Samen (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 8: *Laburnum anagyroides* (Gewöhnlicher Goldregen), unreife Hülsen am Strauch (V. M. DÖRKEN).

Die Früchte sind zunächst grüne, später dunkelbraune, lange am Baum bleibende und sich bei Trockenheit an Bauch und Rückennaht öffnende Hülsen (Abb. 7 & 8). Jede Hülse enthält mehrere schwarze, glänzende Samen. Die Samen werden beim Herunterfallen mehrere Meter weit ausgestreut.

Während eine Unterscheidung der beiden reinen Arten leicht ist, kann die Abgrenzung zur Hybride Schwierigkeiten bereiten, besonders wenn es sich um nicht-blühende Exemplare oder verwilderte Jungpflanzen handelt, die denen der Elternarten ähneln können. Die in Bestimmungsbüchern häufig aufgeführten Merkmale der Länge der Fiederblättchenstiele und die unterschiedliche Größe der Endfieder im Vergleich zu den Seitenfiedern sind im Einzelfall nicht aussagekräftig, wohingegen Form und Behaarung der Fiedern relevanter sind. Charakteristisch für die Hybride ist die Blütentraube, die bei *L.* ×*waterei* deutlich länger ist als die der Eltern und bei der Sorte 'Vossii' besonders lang. Auffällig ist außerdem, dass die Blüten von *L. anagyroides* im Gegensatz zu *L. alpinum* und zur Hybride (zumindest) von der menschlichen Nase als nicht duftend wahrgenommen werden. Anhand der Früchte lassen sich die beiden Wildarten gut unterscheiden und aufgrund der Anzahl der Samen pro Hülse gut von der Hybride abgrenzen (vgl. Tab. 1)

Abb. 9: *Laburnum alpinum* (A. JAGEL).

Abb. 10: *Laburnum* ×*watereri* 'Vossii'(V. M. DÖRKEN).

Abb. 11: *Laburnum anagyroides* (V. M. DÖRKEN).

Abb. 12: *Laburnum alpinum* (V. M. DÖRKEN).

Abb. 13: *Laburnum* ×*watereri* 'Vossii' (A. JAGEL).

Abb. 14: *Laburnum anagyroides* (A. JAGEL).

Abb. 15: *Laburnum alpinum* (V. M. DÖRKEN).

Abb. 16: *Laburnum* ×*watereri* 'Vossii' (V. M. DÖRKEN).

Abb. 17: *Laburnum anagyroides* (V. M. DÖRKEN).

Abb. 18: *Laburnum alpinum*, Behaarung der Blattunterseite (A. JAGEL).

Abb. 19: *Laburnum* ×*watereri* 'Vossii', Behaarung der Blattunterseite (A. JAGEL).

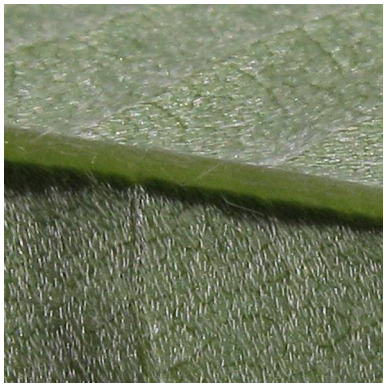


Abb. 20: *Laburnum anagyroides*, Behaarung der Blattunterseite (A. JAGEL).

Tab. 1: Unterscheidungsmerkmale zwischen den Goldregen-Sippen

	L. alpinum	***L.* ×*watereri* 'Vossii'**	***L. anagyroides***
Zweige	Zweige zunächst leicht behaart, rasch verkahlend, grün, dicktriebig (Strauch 5-6 m hoch)	diesjährige Zweige nur an der Spitze zunächst leicht behaart, rasch vergrünend, später grün (Strauch 7-10 m hoch)	Zweige zunächst dicht weiß behaart, graugrün, Zweige nicht so dick wie bei *L. alpinum,* Strauch 7-8 m hoch
Blatt	Blattstiel schwach und abstehend behaart, 4-5 cm lang, Blattränder bewimpert, Blattunterseite fast kahl, Mittelnerv mit wenigen Haaren, Einzelblättchen 5-9 cm lang, fast doppelt so groß wie bei *anagyroides*, in lang ausgezogene Spitze auslaufend, oberseits dunkelgrün und schwach glänzend, unterseits heller	Blattstiel 8-10 cm lang, Einzelblättchen 2-5 cm lang, oberseits schwach glänzend bis stumpf dunkelgrün, unterseits heller und nur auf dem Mittelnerv behaart	Blattstiel, dicht anliegend behaart, 4-5 cm lang, Blattunterseite und Mittelrippe stark behaart, Einzelblättchen 5-9 cm lang, abgerundet mit kurzer Spitze, häufig die Mittelfieder am längsten, oberseits stumpf dunkelgrün, unterseits graugrün bis bläulich grün
Blüte	Blüten hellgelb, ohne oder nur mit schwach angedeuteter, braunroter Zeichnung, duftend, Trauben 20-30 cm lang, mit 30-40 Einzelblüten, Kelch abstehend weiß behaart, Kelchblattzipfel mehr oder weniger gleich lang, Blütezeit: Juni, ca. 2-3 Wochen später als *L. anagyroides*	Blüten goldgelb, stark duftend, Trauben 40-50 cm lang, reichblütig mit 40-60 Einzelblüten je Blütenstand, Kelch unregelmäßig behaart, Fahne mit rotbrauner Zeichnung an der Basis, Blütezeit zw. *L. alpinum* und *L. anagyroides* liegend	Blüten dunkelgelb, ohne Duft, Trauben 15-20 cm lang, wenigblütig, 10-20 Einzelblüten je Traube, Kelch anliegend weiß behaart, Kelchzipfel ungleichmäßig lang, der median vordere am längsten, Fahne am Grunde mit intensiv braunroter Zeichnung, Blütezeit: Mai-Juni
Frucht	bis 5 cm lang, meist kahl, leicht glänzend, mit 3-5 Samen, Verwachsungsnaht im oberen Randbereich der Hülse mit kurzen seitlichen gekielten Flügeln, vielsamig	5 cm lang, leicht behaart und schwach glänzend, Fruchtansatz deutlich geringer als bei den Elternarten, 1-2 Samen je Frucht	bis 4 cm lang, angedrückt weißlich behaart, mit 3-10 Samen, Verwachsungsnaht im oberen Randbereich der Hülse ungeflügelt, dafür mit scharfer Kante, vielsamig

4 Giftigkeit

Wie der Großteil der Schmetterlingsblütler sind auch die Goldregen-Arten giftig. Aufgrund des Hauptalkaloids Cytisin sowie N-Methylcytisin, Laburnin, Laburnamin und Chinolizidinal-Alkaloiden muss man alle Pflanzenteile sogar als stark bis tödlich giftig einstufen (ROTH & al. 2012). In den Früchten und Samen ist die Konzentration besonders hoch und steigt mit zunehmender Samenreife stetig an. Der Cytisingehalt in den Blüten ist deutlich höher als in den Blättern. Die jungen grünen Früchte erinnern an Erbsen- oder Bohnenhülsen ("Schoten") und verführen immer wieder Kinder zum Verzehr. Die Vergiftungssymptome treten bereits kurze Zeit nach dem Konsum auf und ähneln denen einer Nikotinvergiftung: Übelkeit, Schwindel, Schweißausbrüche, Halluzinationen, Erbrechen von Blut, Lähmungen und Kollabieren. Im schlimmsten Fall führt eine Atemlähmung zum Tode (ROTH & al. 2012). Dies ist der Grund, warum Goldregen in den letzten Jahren in Hausgärten und Parks immer seltener gepflanzt bzw. immer häufiger sogar gefällt wurden.

Die Giftigkeit des Goldregens soll hier keinesfalls herabgespielt werden, jedoch darf nicht außer Acht gelassen werden, dass auch andere bei uns gepflanzten *Fabaceae,* wie der beliebte und auch im öffentlichen Grün häufig gepflanzte Blauregen (*Wisteria* spp.), den

Goldregen in ihrer Giftigkeit kaum in etwas nachstehen. Das im Blauregen enthaltene Wistarin hat eine ähnliche Wirkung wie das Cytisin der Goldregen (ROTH & al. 2012). Selbst die Samen der in vielen Nutzgärten angepflanzten Bohnen-Arten wie z. B. der Ackerbohne (*Vicia faba*), Feuerbohne (*Phaseolus coccineus*) und der Gartenbohne (*Phaseolus vulgaris* subsp. *vulgaris*) enthalten stark giftige Proteine, die beim Verzehr der rohen Samen schwere Vergiftungserscheinungen hervorrufen können. Die in vielen Parkanlagen und als Straßenbaum häufig gepflanzte Robinie (*Robinia pseudoacacia*) ist ebenfalls in allen Pflanzenteilen stark giftig. Auch von dieser Art sind nach dem Kauen von Rinde und dem Verzehr von Samen tödliche Vergiftungen bekannt (ROTH & al. 2012).

Betrachtet man nur diese kleine Auswahl an häufig in Gärten und Parkanlagen anzutreffenden Fabaceen, so stellt sich die Frage, warum sich auf den Goldregen die öffentliche Aufmerksamkeit so konzentriert. Gerade Goldregen, die meist als Hochstamm angeboten werden, sind in der Regel erst außerhalb der Reichweite von Kindern beastet. Die herabgefallenen, auf dem Boden liegenden Hülsen wecken nur wenige Begehrlichkeiten, sie aufzusammeln und zu verzehren.

Literatur

BÄRTELS, A. & ROLOFF, A. 1996: Gartenflora, Bd. 1. – Stuttgart: Ulmer.

BUTTLER, K. P. & HAND, R. 2008: Liste der Gefäßpflanzen Deutschlands. – Kochia, Beih. 1.

DÜLL R. & KUTZELNIGG, H. 2011: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands und angrenzender Länder. – Wiebelsheim, Quelle & Meyer.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. – LÖBF NRW. Recklinghausen.

KRÜSSMANN, G. 1977: Handbuch der Laubgehölze, Bd. 2, 2. Aufl. – Berlin, Hamburg: Parey.

MABBERLEY, D. J. 2008: Mabberley´s plant book, 3. Aufl. – Cambridge: Univ. Press.

RAABE, U., BÜSCHER, D., FASEL, P., FOERSTER, E., GÖTTE, R., HAEUPLER, H., JAGEL, A., KAPLAN, K., KEIL, P., KULBROCK, P., LOOS, G. H., NEIKES, N., SCHUMACHER, W., SUMSER, H., VANBERG, C. 2012: Rote Liste der gefährdeten Farn- und Blütenpflanzen (*Pteridophyta* et *Spermatophyta*) in Nordrhein-Westfalen. 4. Fassg. – LANUV NRW. Recklinghausen.

ROTH, L., DAUNDERER, M. &. KORMANN, K. 2012: Giftpflanzen – Pflanzengifte, 6. Aufl. – Hamburg: Nikol.

SCHÜTT, P. & LANG, U. M. 2006: *Laburnum anagyroides* MEDIK., 1787. In: SCHÜTT, P., WEISGERBER, H., SCHUCK, H. J., LANG, U., STIMM, B. & ROLOFF, A.: Enzyklopädie der Sträucher. – Hamburg: Nikol.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	201-209	2013

Larix decidua – Europäische Lärche (*Pinaceae*), Baum des Jahres 2012

VEIT MARTIN DÖRKEN

1 Einleitung

Die Europäische Lärche (*Larix decidua* = *L. europaea*) ist der einzige heimische Nadelbaum, der jährlich am Ende der Vegetationsperiode seine Nadeln abwirft (Abb. 1 & 2). Hierauf bezieht sich auch das Artepitethon "*decidua*", das "abfallend" bedeutet. Alle übrigen heimischen Koniferen wie Weiß-Tanne (*Abies alba*), Gewöhnliche Fichte (*Picea abies*), Wald- und Berg-Kiefer, Zirbel-Kiefer und Haken-Kiefer (*Pinus sylvestris, P. mugo, P. cembra* und *P. uncinata*) sowie Gewöhnlicher Wacholder und Sadebaum (*Juniperus communis* & *J. sabina*) sind immergrün. Durch ihre prächtige, goldgelbe Herbstfärbung stellt die Lärche ein landschaftsprägendes Element dar und ist außerdem ein wichtiger heimischer Forstbaum. 2012 wurde die Europäische Lärche zum Baum des Jahres gewählt.

Abb. 1: *Larix decidua*, Lärchen-Mischwald in Bodman-Ludwigshafen am Bodensee (V. M. DÖRKEN).

Abb. 2: *Larix decidua* im Winter (BG Bochum, V. M. DÖRKEN).

2 Systematik

Die Gattung *Larix* (der Name wurde von der römischen Bezeichnung für die Lärche übernommen) gehört innerhalb der Koniferen zu den Kieferngewächsen (*Pinaceae*). Weltweit gibt es etwa 12 Lärchen-Arten, in Europa natürlicherweise nur die eine, *L. decidua* (MABBERLEY 2008). Die Angaben über die tatsächliche Artenanzahl schwanken jedoch nach systematischer Auffassung erheblich, da besonders die ostasiatischen Arten morphologisch recht variabel sind. Die Gattung *Larix* wird in zwei Sektionen unterteilt: 1. sect. *Larix* (Deckschuppen kurz) und 2. sect. *Multiseralis* (Deckschuppen lang). Die Europäische Lärche gehört zur sect. *Larix*. In der klassischen Pinaceen-Systematik wurden die Lärchen allein aufgrund der ähnlichen Langtrieb-/Kurztrieb-Differenzierung zusammen mit den immergrünen Zedern (*Cedrus* spp.) und der winterkahlen Goldlärche (*Pseudolarix amabilis*) zur Unterfamilie der *Laricoideae* (den "Lärchenartigen") zusammengefasst. Neuere morphologische und molekularphylogenetische Untersuchungen belegen jedoch eine engere Verwandtschaft der Lärchen mit den Douglasien (*Pseudotsuga* spp.) (WANG & al. 2000).

Larix decidua kann in drei Varietäten unterteilt werden. Diese unterscheiden sich hauptsächlich durch die Größe der Zapfen und die Färbung der Triebe (FARJON 2010).

- ***Larix decidua* var. *decidua* – Alpen-Lärche**, Zapfen geöffnet etwa 2-4 cm lang und 2-3 cm breit, oberer Rand der Schuppen ganzrandig oder etwas eingebuchtet bis gewellt.
- ***Larix decidua* var. *carpatica* – Karpaten-Lärche**, Zapfen geöffnet 3,5-6 cm lang und 2-4 cm breit, oberer Rand der Schuppen ganzrandig und deutlich abgerundet.
- ***Larix decidua* var. *polonica* – Polnische Lärche**, Zapfen geöffnet 1-1,5 cm lang und 1-1,5 cm breit, Schuppen konvex und fast kreisrund, oberer Rand ganzrandig und abgerundet.

3 Verbreitung und Vorkommen

Die Europäische Lärche (*Larix decidua*) ist ein eurasischer Gebirgsbaum, der in den Alpen, Karpaten und in Slowenien heimisch ist. Sie kommt in hochmontanen bis subalpinen Nadelwaldstufen von 1600-2000 m ü. NN und teilweise auch darüber in Bergnadelwäldern, an Rutschhängen und Bachalluvionen vor. Als Pioniergehölz gedeiht die Art auch auf ärmsten Substraten wie z. B. Moränenschutt. Die Art bildet meist keine Reinbestände, sondern tritt in Mischbeständen auf. In Höhen unterhalb von 1800 m ü. NN ist sie mit *Picea abies* (Gewöhnliche Fichte), oberhalb oft mit *Pinus cembra* (Zirbel-Kiefer) vergesellschaftet (Abb. 3 & 4).

Abb. 3: Lärchenmischwald in Mabun in Liechtenstein, *Larix decidua* mit *Picea abies, Pinus mugo, Juniperus communis* und *Alnus viridis* (V. M. DÖRKEN).

Abb. 4: Lärchenmischwald mit Gewöhnlicher Fichte (*Picea abies*) im Martelltal in Südtirol (H. STEINECKE).

In Deutschland tritt wild nur die Varietät *decidua* auf, sie ist ausschließlich im südlichen Bayern heimisch. In den übrigen Teilen Deutschlands ist sie allerdings heute bis ins Flachland zu einem bedeutenden Forstgehölz geworden. Auch in Nordrhein-Westfalen wird *Larix decidua* im ganzen Land angepflanzt, verwildert regelmäßig und ist nach Ansicht verschiedener Botaniker besonders im Bergischen Land und im Sauerland bereits eingebürgert. Hier findet man Naturverjüngungen besonders an bodensauren Standorten.

Zum optimalen Gedeihen benötigt die Europäische Lärche offene, voll besonnte Standorte und verträgt schattige Lagen nur schlecht. Mit zunehmendem Schattendruck wächst die Art schief zum Licht hin, wie dies auch bei anderen heimischen, lichthungrigen Gehölzen zu beobachten ist (z. B. bei der Kornelkirsche, *Cornus mas*). Die Europäische Lärche ist sehr frosthart und reagiert empfindlich auf Hitze sowie Boden- und Luftverschmutzungen. Auch schwere, undurchlässige Tonböden sind ungeeignet. Besonders wüchsig ist die Art auf locker-steinigen und tiefgründigen Lehmböden mit einer schwach sauren bis alkalischen Bodenreaktion. Empfindlich reagiert die windbedürftige Art auch gegenüber warmer Stauluft (KIERMEIER 1993).

4 Morphologie

Wuchs, Stamm und Zweige

Die Europäische Lärche wird unter geeigneten Bedingungen bis 40 m hoch. Sie ist ein intensiver Herzwurzler mit einem hohen Anteil an Faserwurzeln im oberen Bodenhorizont. Die Krone ist schlank kegelförmig (Abb. 2). Das Sprosssystem ist wie bei allen Lärchen in Lang- und Kurztriebe differenziert (Abb. 5). Junge Triebe sind zunächst gelblich bis beigefarben oder weißlich und stets kahl (Abb. 5). Die Borke der Stämme ist graubraun, im Alter stark längsrissig und blättert in kleinen Platten ab (Abb. 6).

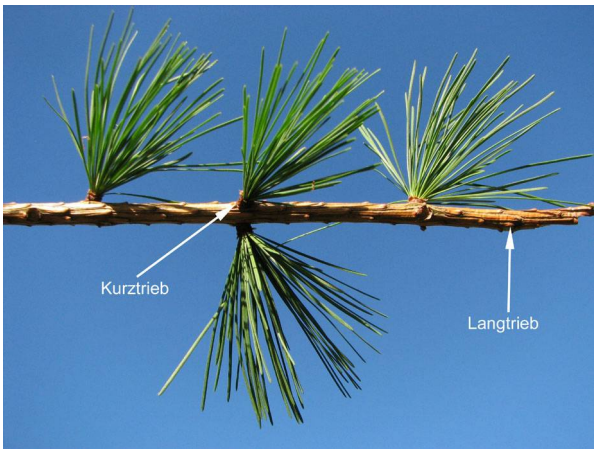


Abb. 5: *Larix decidua*, Langtriebabschnitt mit drei Kurztrieben (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: *Larix decidua*, Stamm (V. M. DÖRKEN).

Bei allen Lärchen-Arten ist ein regelmäßiges Absterben der Seitenäste von der Stammbasis in Richtung Gipfel zu beobachten, was durch Lichtmangel begründet sein dürfte. Unter Lärchen findet man daher zahlreiche abgeworfene Triebe. Der Abwurf der Triebe erfolgt dabei ohne ein spezielles Trennungsgewebe. Da bei *Larix* der Zapfen immer aus der einzigen Endknospe eines Kurztriebes hervorgeht und dabei der Vegetationspunkt aufgebraucht wird, ist ein zapfenbesetzter Kurztrieb nicht mehr in der Lage weiterzuwachsen. Im Gegensatz zu den übrigen Kieferngewächsen fallen bei Lärchen die Zapfen aber weder als Ganzes ab, noch zerfallen sie, sondern sie bleiben über viele Jahre am Baum. Deshalb muss für eine ausreichende mechanische Stabilisierung zapfenbesetzter Triebe und kommender Sprossgenerationen viel Biomasse in diese Triebe investiert werden. Um dies zu vermeiden, gehen bei *Larix* solche Triebe nach einiger Zeit verloren. Daher ist der Verlust zapfenbesetzter Triebe ein wichtiger Prozess im Zuge der "Selbstreinigung" zum Erhalt einer transparenten Krone (DÖRKEN 2012).

Nadeln

Eine Besonderheit der Lärchennadeln ist, dass sie im Herbst abgeworfen werden. Weltweit sind winterkahle Nadelbäume sehr selten. Neben den *Larix*-Arten kommt der Laubabwurf noch innerhalb der *Pinaceae* bei der *Goldlärche* (*Pseudolarix amabilis*) und innerhalb der *Cupressaceae* beim Urweltmammutbaum *(Metasequoia glyptostroboides*), den Sumpfzypressen (*Taxodium* spp.), der Wasserfichte (*Glyptostrobus pensilis*) und beim Ginkgo (*Ginkgo biloba*, *Ginkgoaceae*) vor.

Da die Nadeln nur eine Vegetationsperiode ausdauern müssen, sind sie vergleichsweise weich. Sie sind an Kurz- und Langtrieben gleich groß und weisen auf der Unterseite zwei

deutliche, weiße Spaltöffnungsreihen (Stomatastreifen) auf (Abb. 8). An den Langtrieben stehen sie gleichmäßig verteilt, in den Achseln von einigen von ihnen entwickeln sich Kurztriebe, an denen die Nadeln zu 30-40 dicht büschelig gedrängt stehen (Abb. 5 & 7).

Der Laubabwurf erfolgt erst im November. Die Lärche ist damit zusammen mit den heimischen Birken-Arten (*Betula pendula* und *B. pubescens*) die am spätesten ausfärbende, heimische Baumart. Die abgeworfenen Nadeln zersetzen sich aufgrund eines sehr ungünstigen C/N-Verhältnisses (= Kohlenstoff/Stickstoff-Verhältnisses) nur sehr schwer. Lärchen bilden daher jährlich große Mengen an Rohhumus und tragen somit zur Versauerung und damit zur Bodenverschlechterung bei. Dementsprechend stellt sich in forstlichen Lärchen-Monokulturen ein entsprechend bodensaurer Unterwuchs ein. Die Nadelblätter sind leicht giftig, sie enthalten 0,2 % ätherische Öle (DÜLL & KUTZELNIGG 2011).

Abb. 7: *Larix decidua*, Lärchennadeln an einem Kurztrieb (A. JAGEL).

Abb. 8: *Larix decidua*, Nadelunterseite mit Stomatastreifen (V. M. DÖRKEN).

Zapfen

Lärchen sind einhäusig: Männliche und weibliche Blüten werden auf der gleichen Pflanze im März gebildet. Die männlichen Blüten (auch "Pollenzapfen" genannt) sind kugelig bis eiförmig. Sie bauen sich aus zahlreichen, spiralig stehenden Staubblättern auf (Sporangiophoren), die aus einem Stiel, einer blattartigen Struktur (phylloider Rest) und den Pollensäcken (= Mikrosporangien) bestehen (Abb. 9). Die ansonsten für Pinaceen typischen Luftsäcke an den Pollenkörnern fehlen.

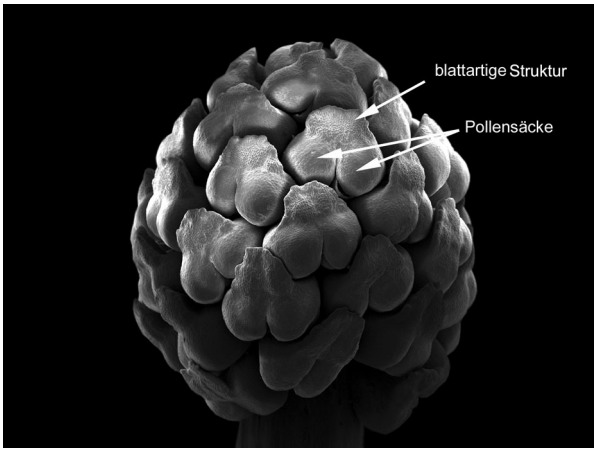


Abb. 9: *Larix decidua*, männliche Blüte in Seitenansicht (REM-Aufnahme, V. M. DÖRKEN).

Abb. 10: *Larix decidua*, männliche Blüte (V. M. DÖRKEN).

Die weiblichen, eiförmigen Zapfen (auch "Samenzapfen" genannt) werden nach der Entlassung der Samen nicht abgeworfen, sondern bleiben über Jahre hinweg am Baum. Sie bauen sich aus zahlreichen sog. Deck-/Samenschuppen-Komplexen auf. Die Samenschuppe steht dabei in der Achsel der Deckschuppe (vgl. DÖRKEN & JAGEL 2010). Der Lärchenzapfen ist morphologisch betrachtet wie alle Zapfen der Kieferngewächse ein verzweigtes System und entspricht damit einem Blütenstand bei den Blütenpflanzen.

Auf jeder Samenschuppe stehen zwei Samenanlagen (Abb. 12). Die Öffnung der Samenanlage, die Mikropyle (Abb. 12), ist tubulär und narbenartig gestaltet. Lärchen sind wie alle Koniferen windbestäubt. Einen Bestäubungstropfen, wie er bei den meisten anderen Koniferen ausgebildet wird (vgl. JAGEL 2012), gibt es bei Lärchen aber nicht.

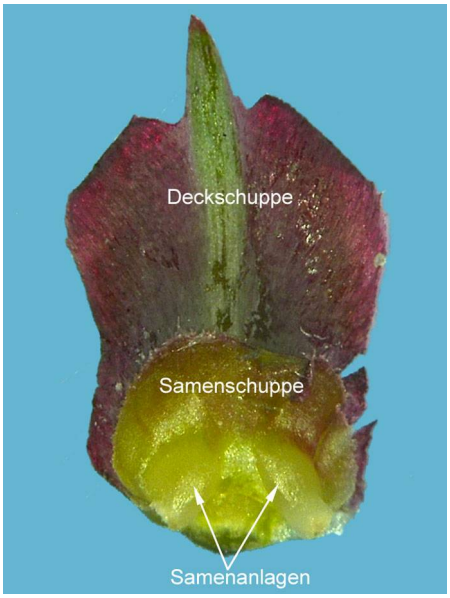


Abb. 11: *Larix decidua*, Blick auf die Oberseite eines Deck-/Samenschuppen-Komplexes (V. M. DÖRKEN).

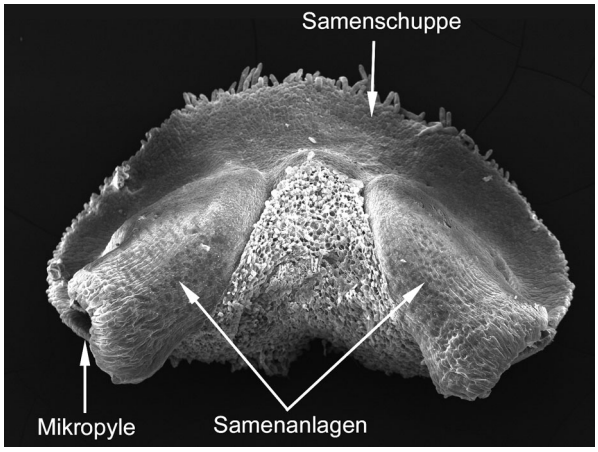


Abb. 12: *Larix decidua*, Blick auf die Oberseite einer Samenschuppe mit zwei Samenanlagen, die eine narbenartig gestaltete Mikropyle besitzen (REM-Aufnahme, V. M. DÖRKEN).

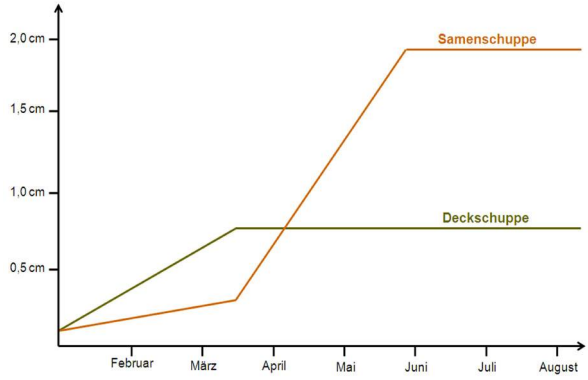


Abb. 13: *Larix decidua*, allometrische Wachsturmskurve des Deck-/Samenschuppen-Komplexes (V. M. DÖRKEN).

Die Samenschuppe ist zum Zeitpunkt der Blüte deutlich kürzer als die Deckschuppe (Abb. 11, 13 & 14). Nach der Bestäubung wächst sie stark heran und überragt zum Zeitpunkt der Samenreife die Deckschuppe um ein Vielfaches. Letztere ist im reifen Zapfen von außen nicht mehr erkennbar (Abb. 15).

Die Samenreife erfolgt im Jahr der Bestäubung im Oktober. Die reifen Lärchensamen bekommen von der Samenschuppe Gewebe aufgelagert, wodurch ein Samenflügel entsteht. Sie werden vom Wind im späten Herbst ausgebreitet.

Abb. 14: *Larix decidua*, blühender Zapfen mit rot gefärbten Deckschuppen, die Samenschuppen sind von außen nicht zu erkennen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 15: *Larix decidua* var. *decidua*, reifer Zapfen, von außen sichtbar sind nur die Samenschuppen (V. M. DÖRKEN).

5 Verwendung

Lärchenholz ist ein wichtiger Rohstoff. Das Holz der Europäischen Lärche gehört mit zu den härtesten und beständigsten Nadelhölzern der mitteleuropäischen Flora. Es ist sogar unter Wasser recht beständig. Lärchenholz wird besonders häufig für Treppen, Türen und Fenster genutzt, aber auch als Wand- und Deckenverkleidung (SCHÜTT & al. 2002). Daher wird die Lärche häufig angebaut und ist heute auch in Tieflandregionen verbreitet. Lärchenforste sind im Gegensatz zu Fichtenforsten wesentlich lichtdurchfluteter, sodass auch ein Unterwuchs und eine Entwicklung einer ausgeprägten Krautschicht möglich sind. Ingenieursbiologisch wird die Lärche z. B. auf Pionierstandorten (wie Lawinenzügen) zur Erstbegrünung eingesetzt. In Parkanlagen und großen Gärten wird sie aufgrund des auffällig hellgrünen Austriebs (Abb. 17) und der leuchtend gelben Herbstfärbung oft als Solitärbaum gepflanzt.

Abb. 16: *Larix decidua*, Baumscheibe (H. STEINECKE).

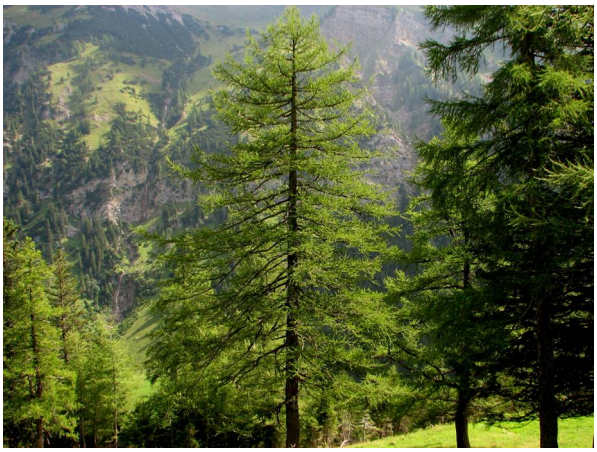


Abb. 17: *Larix decidua*, Nadelaustrieb im Frühjahr am Rappenstein (Liechtenstein) (V. M. DÖRKEN).

Lärchen sind sehr harzreiche Bäume, deren Harze bereits im Altertum kommerziell gewonnen und aufgrund des hohen Terpentingehaltes (10-25%) unter der Bezeichnung "Venezianisches Terpentin" geführt wurden (DÜLL & KUTZELNIGG 2011).

Neben der heimischen Lärche, *Larix decidua* var. *decidua* wird auch die Japanische Lärche (*Larix kaempferi*) sowie die Hybride der beiden Arten die Hybrid-Lärche (*Larix* ×*eurolepis*) als Forstbaum angepflanzt.

6 Weitere in Europa angebaute Lärchen-Arten

Larix kaempferi – Japanische Lärche

Die Japanische Lärche ist in Japan auf niederschlagsreichen vulkanischen Berghängen und in kalten Gebirgslagen zwischen 1100 bis 1900 m ü. NN heimisch. Sie wird in Nordrhein-Westfalen besonders aufgrund ihrer Anspruchslosigkeit und ihrer Resistenz gegen den gefürchteten Lärchenkrebs (*Lachnellula willkommii*) forstwirtschaftlich angebaut. Im Gegensatz zur Europäischen Lärche ist die Japanische Lärche aber etwas gefährdeter gegenüber Schneebruch und reagiert noch empfindlicher auf Trockenstress.

Zur Unterscheidung von *Larix decidua* zieht man im Wesentlichen die weniger auffällig roten Zapfen, die Farbe der jungen Zweige sowie Länge und Farbe der Nadeln und die Gestalt der Zapfenschuppen heran (vgl. Tab. 1).

Abb. 18: *Larix kaempferi*, blühender Zapfen (A. JAGEL).

Abb. 19: *Larix kaempferi*, unreifer Zapfen (A. JAGEL).

Abb. 20: *Larix kaempferi*, geöffneter Zapfen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 21: Junge gelbliche Zweige von *Larix decidua* (oben) und rötliche von *Larix kaempferi* (unten) (V. M. DÖRKEN).

Larix ×*eurolepis* (*L. decidua* × *L. kaempferi*) – Hybrid-Lärche

Die Hybrid-Lärche ist eine Kreuzung aus der Europäischen (*Larix decidua*) und der Japanischen Lärche (*Larix kaempferi*), die um 1900 im Park Dunkeld (Pirthshire, Schottland) entstand (SCHÜTT & al. 2002). In ihr sind die bessere Anpassung an Winter (geringere Schneebruchgefährdung) von *L. decidua* kombiniert mit der Lärchenkrebs-Resistenz von *L. kaempferi*, weswegen sie auch bei uns ein wertvoller Forstbaum ist. Von den Merkmalen

steht die Hybride zwischen den Eltern und sie ist oft nur sehr schwer von ihnen zu unterscheiden. Für die optimalen Wuchsergebnisse bedingt durch den Heterosiseffekt (= die Hybriden sind starkwüchsiger als die Elternarten) ist in der Forstwirtschaft die Verwendung von F_1-Hybriden (Hybriden der ersten Tochtergeneration) unerlässlich, denn nur bei diesen schlägt dieser positive Bastardierungseffekt in seiner vollen Ausprägung durch.

Abb. 22: *Larix* ×*eurolepis*, blühender Zapfen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 23: *Larix* ×*eurolepis*, reifer Zapfen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 24: *Larix* ×*eurolepis*, reifer Zapfen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 25: *Larix* ×*eurolepis*, reifer Zapfen (V. M. DÖRKEN).

Literatur

DÖRKEN, V. M. 2012: The evolutionary relevance of vegetative long-shoot/short-shoot differentiation in gymnospermous tree species. Bibliotheca Botanica 161. – Stuttgart: Schweitzerbart.

DÖRKEN, V. M. & JAGEL, A. 2010: Weihnachtliche Koniferenzapfen. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 1: 270-281.

DÜLL R. & KUTZELNIGG, H. 2011: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands und angrenzender Länder. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

FARJON, A. 2010: A handbook of the world´s conifers, Vol. I. – Leiden & Boston: Brill.

JAGEL, A. 2012: Heimlich und oft unbemerkt: Die Koniferen blühen. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 227-232.

KIERMEIER, P. 1993: BdB-Handbuch, Teil VIII, Wildgehölze des mitteleuropäischen Raumes, 5. Aufl. – Pinneberg: Fördergesellschaft "Grün ist Leben" Baumschulen mbH.

MABBERLEY, D. J. 2008: Mabberley´s plant book, 3. Aufl. – Cambridge: Univ. Press.

SCHÜTT, P., SCHUCK, H. J. & STIMM, B. 2002: Lexikon der Baum- und Straucharten, das Standardwerk der Forstbotanik. – Hamburg: Nikol.

WANG, X.-Q., TANK, D. C. & SANG, T. 2000: Phylogeny and Divergence Times in *Pinaceae*: Evidence from three genomes. – Mol. Biol. Evol. 17(5): 773-781.

Danksagung

Ich bedanke mich recht herzlich bei Herrn Dr. JOACHIM HENTSCHEL (REM-Zentrum, Fachbereich Biologie, Universität Konstanz) für die technische Unterstützung bei der Anfertigung der rasterelektronischen Aufnahmen (Zeiss Auriga TM).

Tab. 1: Merkmale zur Unterscheidung von *Larix deciua*, *L. kaempferi* und *L.* ×*eurolepis*

	Larix decidua	***Larix kaempferi***	***Larix* ×*eurolepis***
Höhe	35-40 m	30 m	35-45 m
Habitus	schlank kegelförmig, Hauptseitenäste waagerecht mit aufstrebender Triebspitze, kleinere Seitentriebe meist bogig überhängend	breit kegelförmig, Hauptseitenäste mehr oder weniger waagerecht, Seitentriebe nicht überhängend	intermediär zw. den Elternarten, breit-kegelförmig, jedoch schmaler als *L. kaempferi*, Hauptseitenäste mehr oder weniger waagerecht abstehend, Seitentriebe nicht überhängend, Triebe im Kronenwipfel aufsteigend
Triebe	junge Triebe gelb bis beigefarben oder weißlich, kahl	junge Triebe rötlich bis orange, deutlich bereift, anfänglich leicht behaart, teilweise kahl	junge Triebe gelblich bis rötlich oder hellbraun, teilweise anfänglich leicht behaart
Nadeln	3-4 cm lang, frischgrün, linealisch-schmal, keine bläuliche Wachsbereifung, Unterseite mit zwei deutlichen Streifen, Herbstfärbung leuchtend goldgelb	5 cm lang, blaugrün und wachsbereift, Unterseite deutlich gekielt mit zwei graugrünen Streifen, Blätter breiter als bei *L. decidua*, Herbstfärbung nicht so leuchtend gelb wie bei *L. decidua*	bis 6 cm lang, bläulichgrün, meist schmaler als die von *L. kaempferi*, Unterseite mit zwei blassen, graugrünen Streifen
männl. Blüten	kugelig bis eiförmig, 1-1,5 cm lang	länglich-eiförmig, bis 1 cm lang	länglich-eiförmig, bis 1 cm lang
Zapfen	eiförmig, geöffnet 2-4 cm lang und 2-3 cm breit, zum Zeitpunkt der Bestäubung leuchtend rot	kugelig, geöffnet 3 cm lang und 1,5- 2 (-2,5) cm breit, zum Zeitpunkt der Bestäubung grünlichgelb bis rosafarben	eiförmig, 5-6 cm lang und 3-3,5 cm breit, zum Zeitpunkt der Bestäubung hellrot bis weißlich-rosa
Zapfenschuppen	an der Spitze ganzrandig oder leicht eingebuchtet bis leicht gewellt, Zapfen in der Aufsicht nicht rosettenartig	weit zurückgeschlagen, an der Spitze entweder gestutzt oder ausgerandet, Zapfen daher in der Aufsicht rosettenartig	Rand der Samenschuppen etwas, jedoch nicht so stark umgebogen wie bei *L. kaempferi*, Zapfen in der Aufsicht leicht rosettenartig

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	210-213	2013

Litchi chinensis und *Nephelium lappaceum*, Litschi und Rambutan, zwei Seifenbaumgewächse mit ungewöhnlichen Früchten

VEIT MARTIN DÖRKEN

1 Einleitung

In den letzten Jahren ist bei uns eine Zunahme von exotischen Früchten zu verzeichnen, die besonders in den Wintermonaten im deutschen Lebensmittelhandel angeboten werden (vgl. HETZEL & JAGEL 2011). Viele der exotischen Früchte sind bei uns zwar als Konservenobst schon lange erhältlich, konnten aber erst nach der Verbesserung von Transport- und Lagerungsbedingungen auch als Frischobst angeboten werden. So ist es noch gar nicht allzu lange her, dass es auch die Ananas (*Ananas comosus*) nur in Dosen bei uns zu kaufen gab. Unter den jüngeren Neuigkeiten stechen aus dem Obstsortiment vor allem Litschis (*Litchi chinensis*, auch Lychee, Litschipflaume oder Chinesische Haselnuss genannt) und Rambutan (*Nephelium lappaceum*, Falsche "Litschi") heraus (Abb. 1 & 2). Aufgrund ihrer eigentümlichen, fast schon künstlich anmutenden Oberflächen sind sie wohl die auffälligsten und ungewöhnlichsten Früchte, die die Frischobsttheken in den letzten Jahren erobert haben. Sie werden vor allem ab der Adventszeit bis in den Januar hinein und mittlerweile auch in den großen Lebensmitteldiscounter-Ketten angeboten. Litschi und Rambutan zählen in Ost-Asien zum beliebtesten Obst. Hier wird die Litschi sogar zu einer der feinsten Früchte der Welt gezählt.

Abb. 1: Litschi (*Litchi chinensis*) auf einem Markt in Frankfurt/Main (H. STEINECKE).

Abb. 2: Rambutan (*Nephelium lappaceum*) auf einem Markt in Frankfurt/Main (H. STEINECKE).

2 Systematik

Die beiden nahe verwandten Gattungen Litschi (*Litchi*) und Rambutan (*Nephelium*) gehören zu den Seifenbaumgewächsen (*Sapindaceae*). Zu dieser Pflanzenfamilie im weiteren Sinne werden aufgrund neuer genetischer Untersuchungen heute auch die in Europa heimischen Gattungen *Acer* (Ahorn, bisher *Aceraceae*) und *Aesculus* (Rosskastanie, früher *Hippocastanceae*) gestellt (STEVENS 2012). Sowohl Litschi als auch Rambutan sind artenarme Gattungen. *Litchi* ist mit nur einer Art (*L. chinensis*) monotypisch, die einzige Art

kann man jedoch in drei Unterarten unterscheiden: subsp. *chinensis* (China), subsp. *philippinensis* (Philippinen) und subsp. *javensis* (Java, Indonesien). *Litchi chinensis* wurde ehemals unter *Nephelium chinensis* geführt, bevor sie in die eigenständige Gattung *Litchi* ausgegliedert wurde. Die Gattung *Nephelium* ist mit 22 Arten artenreicher (MABBERLEY 2008).

3 Verbreitung

Litschi und Rambutan waren beide ursprünglich nur im ostasiatischen Raum verbreitet, bevor sie als Obstgehölze in adäquaten Klimaten auch auf anderen Kontinenten angebaut wurden. Litschi stammt ursprünglich aus Süd-China, wo sie schon seit über 4000 Jahren kultiviert wird. Rambutan stammt aus feuchttropischen Regionen des malaysischen Archipels, der Philippinen und Indiens. Litschi gelangte im ausgehenden 17. Jh. über Burma nach Indien und von dort erst im 19 Jh. aus auch in andere Erdteile. Heutzutage befinden sich die weltgrößten Litschi-Plantagen fernab des Naturstandortes in Süd-Afrika in der Nähe des Krüger Nationalparks (KRATOCHVIL 1995). Rambutan wird heute auch in feuchttropischen Regionen Afrikas, Costa Ricas und Ecuadors sowie in Australien erwerbsmäßig angebaut.

4 Morphologie

Bei beiden Arten handelt es sich um kleine immergrüne Bäume mit wechselständig stehenden, gefiederten Blättern (Abb. 3). Die kleinen Blüten stehen in reichblütigen Blütenständen (Abb. 4). Bei Litschi gibt es auf ein und derselben Pflanze drei verschiedenen Blütentypen: männliche, weibliche und zwittrige (die letzteren sind aber funktionell ebenfalls weiblich, die Staubblätter sind hier nicht funktionstüchtig). Bei Rambutan sind sie sogar auf verschiedene Pflanzen verteilt, sodass es weibliche und männliche Pflanzen gibt (diözisch).

Abb. 3: Litschi (*Litchi chinensis*), Blätter (V. M. DÖRKEN).

Abb. 4: *Nephelium coriaceum*, Blütenstand einer dem Rambutan nah verwandten Art (V. M. DÖRKEN).

Die Fruchtschale der Litschi ist aus kleinen fünf- bis sechseckigen Feldern zusammengesetzt (Abb. 5), bei Rambutan ist jedes dieser Felder mit einem langen, spitzen, borstigen Auswuchs versehen (Abb. 6). Darauf nimmt auch die volkstümliche Bezeichnung im Ursprungsland des Rambutans Bezug (rambut = Haar).

Abb. 5: Litschi (*Litchi chinensis*), reife Frucht (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: Rambutan (*Nephelium lappaceum*) (V. M. DÖRKEN).

Der Fruchtknoten baut sich aus zwei Fruchtblättern auf, die jeweils nur eine Samenanlage enthalten. Normalerweise entwickelt sich nur ein Fruchtblatt weiter zur Frucht, selten aber auch beide Fruchtblätter. Dann entstehen sog. Zwillingspflaumen, welche bei Litschi in O-Asien als Glückssymbol betrachtet werden (LIEBEREI & REISDORFF 2007).

Die Früchte von Litschi und Rambutan sind aufgrund ihres Aufbaus für den Botaniker interessant. Es handelt sich nämlich um einsamige Nüsse, auch wenn sie oberflächlich nicht nach Nüssen aussehen. Ihre gesamte Fruchtwand ("Schale") ist aber, wie für Nüsse typisch, trocken und holzig bzw. ledrig. Das, was man als "Fruchtfleisch" isst und zwischen der Schale und dem großen braunen, länglichen Samen als weiße, fleischige, süßlich schmeckende Schicht ausgebildet ist, ist keine Bildung der Fruchtwand, wie das bei Beeren oder Steinfrüchten der Fall wäre. Es ist aber auch keine fleischig gewordene Samenschale, sondern ein Auswuchs des Samenträgers, an dem der Samen sitzt (Funiculus). Eine solche Struktur nennt man Arillus, sie entspricht dem, was man auch von unseren heimischen Eiben als roten Samenmantel her kennt.

Abb. 7: Litschi (*Litchi chinensis*), gepellte Frucht (V. M. DÖRKEN).

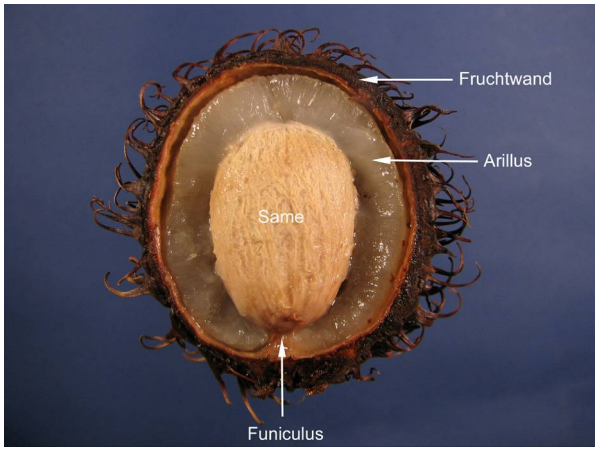


Abb. 8: Rambutan (*Nephelium lappaceum*), Aufbau der Frucht, Längsschnitt (V. M. DÖRKEN).

Das "Fleisch" der Litschi besteht zu 80 % aus Wasser, 0,9 % aus Proteinen und zu rund 21 % aus verschiedenen Zuckern. Mit 40-100 mg pro Frucht ist die Frucht auch reich an Vitamin C. Mit einem Gesamtanteil von etwa 80 % am gesamten Säuregehalt stellt Apfelsäure die Hauptsäure dar (HERRMANN 1983, LIEBEREI & REISDORFF 2007). Früchte von

Litschi und Rambutan sind nicht nur für Menschen, sondern auch für Affen eine Delikatesse. Nach dem Fressen werden die Samen ausgespuckt oder weggeworfen und so ausgebreitet.

Besonders von Litschi gibt es zahlreiche großfrüchtige Sorten wie z. B. 'Mauritius', 'Kwai Mi', 'Hak Pi' oder auch 'Brewster' (FRANKE 1994). Litschis werden unreif geerntet und reifen dann nach. Ein großes Problem ist hierbei, dass Litschis auch Rambutan nur kurzzeitig lagerungsfähig sind, weil sie rasch anfangen zu faulen. Dabei ist Rambutan noch empfindlicher als Litschi, ein Grund dafür, warum Rambutan bei uns nicht in so großen Mengen wie Litschi angeboten wird. Die Schalen nicht gekühlter Litschis verfärben sich innerhalb von nur wenigen Tagen braun, meist einhergehend mit einer beginnenden Fäulnisbildung verursacht durch Schimmelpilze wie z. B. *Aspergillus*, *Botryodiplodia*, *Colletotrichum*, *Fusarium* oder auch *Penicillium*. Hohe Luftfeuchte und Temperaturen zwischen 0° und 1° C sollen die Haltbarkeit von Litschi auf bis zu 30 Tage erhöhen (FRANKE 1994). HERRMANN (1983) empfiehlt eine Temperatur von 1-2° C, um die Früchte bis zu 5 Wochen lagern zu können. Für eine Kurzzeitlagerung reichen aber auch 7° C aus.

5 Weitere Verwendungen

Litschi und Rambutan werden überwiegend frisch als Obst gegessen, sind aber bestens auch zum Einkochen und als Konserve geeignet. Aus dem Arillus werden Marmeladen, Gelees und Desserts angefertigt. Litschi-Kompotte eignen sich hervorragend als Beigabe zu Fisch- und Fleischgerichten. Wie Weintrauben getrocknet, eignen sich die Arilli zum Verzehr als Trockenobst, wobei – wie auch beim Einkochen – viel des süßen Geschmacks eingebüßt wird. Getrocknete Litschis werden auch zum Aromatisieren von Tees, zur Herstellung von Wein und Likör oder zum Verfeinern von Cocktails genutzt. Nur kurz angekocht werden die Arilli von Litschi in China zu Reis gereicht. Die fettreichen (40 %) Samen von Rambutan sind im rohen, unbehandelten Zustand schwach giftig, können jedoch nach dem Rösten verzehrt werden. Die Litschi-Samen sind hingegen aufgrund des hohen Gehaltes an Cyclopropanfettsäuren ungenießbar, werden jedoch technisch genutzt. Ein Brei aus gemahlenen Litschi-Samen wird zur Heilung von Erkrankungen der Haut sowie zur Wundheilung eingesetzt, außerdem wirken sie sich lindernd auf Verdauungsbeschwerden aus (HERRMANN 1983, KRATOCHVIL 1995, NOVAK & SCHULZ 2009).

Literatur

BRÜCHER, H. 1977: Tropische Nutzpflanzen. – Berlin, Heidelberg, New York: Springer.

HERRMANN, K. 1983: Exotische Lebensmittel. – Berlin, Heidelberg, New York: Springer.

HETZEL, I. & JAGEL, A. 2011: *Diospyros kaki* – Kaki, Kakipflaume (*Ebenaceae*). – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 2: 194-198.

FRANKE, G. 1994: Nutzpflanzen der Tropen und Subtropen, Bd. 2: spezieller Pflanzenbau. – Stuttgart: Ulmer.

KRATOCHVIL, H. 1995: Lexikon exotischer Früchte. – Wien: Hollinek.

KRUSE, J. 2000: *Sapindales*. In Urania Pflanzenreich, Blütenpflanzen 1. – Berlin: Urania.

LEINS, P. & ERBAR, C. 2008: Blüte und Frucht. – Stuttgart: Schweitzerbart.

LIEBEREI, R. & REISDORFF, C. 2007: Nutzpflanzenkunde, 7. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

MABBERLEY, D. J. 2008: Mabberley's plant book, 3. Aufl. – Cambridge: Univ. Press.

NOVAK, B. & SCHULZ, B. 2009: Taschenlexikon tropischer Nutzpflanzen und ihrer Früchte. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

STEVENS, P. F. 2012: Angiosperm Phylogeny Website. Version 12, November 2012. – www.mobot.org/MOBOT/-Research/APweb/ [10.11.2012].

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	214-220	2013

Ophioglossaceae – Natternzungengewächse, ungewöhnliche Farne der heimischen Flora

VEIT MARTIN DÖRKEN, ARMIN JAGEL & MARCUS LUBIENSKI

1 Einleitung

In unserer heimischen Flora gehören die Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*) und die Mondrauten (*Botrychium* spp.) zweifelsohne zu den ungewöhnlichsten Arten, da sie so gar nicht der landläufigen Vorstellung eines Farns entsprechen. Entwicklungsgeschichtlich kann man sie als primitiv bezeichnen, sie weisen viele ursprüngliche Merkmale auf. Alle Arten wachsen heute in gefährdeten Lebensräumen und sind daher im Bestand sehr stark rückläufig. Sie werden sowohl in der Roten Liste Nordrhein-Westfalens (RAABE & al. 2011) als auch in der Roten Liste Deutschlands (KORNECK & al. 1996) geführt. Nachfolgend wird hier die Morphologie, Verbreitung und Gefährdung der Arten vorgestellt, die in Nordrhein-Westfalen vorkommen.

Abb. 1: Echte Mondraute (*Botrychium lunaria*) am Rappenstein/Liechtenstein (V. M. DÖRKEN).

Abb. 2: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*) im Bergischen Land (A. JAGEL).

2 Systematik

Früher führte man die Natternzungengewächse (*Ophioglossaceae*) zusammen mit den nur tropisch und subtropisch verbreiteten *Marattiaceae* unter der Bezeichnung "eusporangiate Farne" (s. u.) und grenzte sie von den sog. leptosporangiaten, "klassischen" Farnen ab. Davon ist man in modernen systematischen Arbeiten auch aufgrund molekularphylogenetischer Daten mittlerweile abgerückt. Eine engere Verwandtschaft zwischen *Ophioglossaceae* und *Marattiaceae* wird heute nicht mehr angenommen. Vielmehr werden heute die Natternzungen (*Ophioglossaceae*) zusammen mit den Gabelblattfarnen (*Psilotaceae*) und weiteren Gruppen den Farnen im engeren Sinne gegenüber gestellt (SMITH & al. 2006, 2008). Von den weltweit etwa 80-90 Arten (aus drei Gattungen) der *Ophioglossaceae* kommen lediglich sechs Arten (aus zwei Gattungen) in Deutschland vor, vier davon in Nordrhein-Westfalen.

3 Morphologie

Die einheimischen Natternzungengewächse sind krautige Pflanzen mit kurzem unterirdischem Rhizom. Die oberirdischen Organe sterben im Juni ab. Während die Mondrauten (*Botrychium* spp.) nur kurze unverzweigte Wurzeln aufweisen (Abb. 4), bringt *Ophioglossum*

vulgatum zahlreiche, reich verzweigte, unterirdische Ausläufer hervor, aus denen neue oberirdische Sprosse entstehen können (Abb. 3). So stellen scheinbare Natternzungen-Populationen in Wirklichkeit oft Klone mit identischer Erbinformation dar, die aus einer einzigen Pflanze hervorgegangen sind. *Botrychium*-Rhizome können ebenfalls kurz verzweigt sein. Auch hier kann es passieren, dass Triebe, die oberirdisch betrachtet scheinbar wie mehrere Einzelindividuen aussehen, nur zu einer einzigen Pflanze gehören.

Abb. 3: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*), reich verzweigtes Rhizom (V. M. DÖRKEN, nach Beleg von V. HELLMANN).

Abb. 4: Echte Mondraute (*Botrychium lunaria*), mit nur schwach verzweigtem Rhizom (V. M. DÖRKEN, nach Beleg von V. HELLMANN).

Im Gegensatz zu den Wedeln der Farne im engeren Sinne sind die jungen Blätter der *Ophioglossaceae* nicht eingerollt. Bei den Blättern handelt es sich um sog. Raumwedel. Sie bestehen aus einem sterilen, blattartig gestalteten Abschnitt (Trophophor) und einem oft beinahe senkrecht dazu stehenden fertilen Abschnitt (Sporophor) (Abb. 1 & 2). So entsteht ein dreidimensionaler Raumwedel. Hierbei handelt es sich also, anders als z. B. beim Straußenfarn (*Matteuccia struthiopteris*), nicht um zwei unterschiedlich gestaltete Blätter, die unterschiedliche Aufgaben erfüllen (Trophophyll: Ernährung durch Photosynthese, Sporophyll: generative Vermehrung durch Sporenproduktion). Im fertilen Abschnitt des Raumwedels ist das Flächenwachstum des Blattes so stark gehemmt, dass schmale, sporentragende Abschnitte entstehen. Bei *Ophioglossum* sind der sterile und fertile Abschnitt oft ungeteilt, bei *Botrychium* dagegen oft geteilt. Die Blattspreite des fertilen Abschnittes ist hier beinahe bis auf die Adern reduziert.

Die Produktion der Sporen erfolgt in den Sporangien. Deren Wand ist aus mehreren Zellreihen (= eusporangiat) aufgebaut (Abb. 5). Bei *Botrychium* sind die Sporangien völlig frei und als einzelne, wenn auch dicht gedrängte Strukturen erkennbar. Bei *Ophioglossum* sind sie in die verdickte Mittelrippe des Blattes eingesenkt und durch das Achsengewebe verbunden (Abb. 6). Ein das Sporangium umhüllendes Indusium, wie man es z. B. vom Wurmfarn (*Dryopteris*) kennt, fehlt. Das Aufreißen der Sporangien erfolgt an einer vordefinierten Stelle, dem sog. Stomium. Dieses liegt auf dem Rücken des Sporangiums in einem Bereich, in dem die Sporangienwand nur dünn ausgebildet ist. Je Sporangium werden bei *Ophioglossum* ca. 1500 bis 2000 haploide Sporen ausgebildet, die in Form und Funktion alle gleich gestaltet (= isospor, Abb. 7) sind. Die trileten, kugel-tetraedrischen Sporen haben eine unregelmäßig warzige bis höckerige (= tuberkulate), klein faltige (= rugulate) und manchmal auch feingrubig-löchrige (= foveolate) Oberfläche (Abb. 8). Die Sporenreife erfolgt in Mitteleuropa bei *Ophioglossum* von Juli bis August, bei *Botrychium* bereits ab Ende Mai.

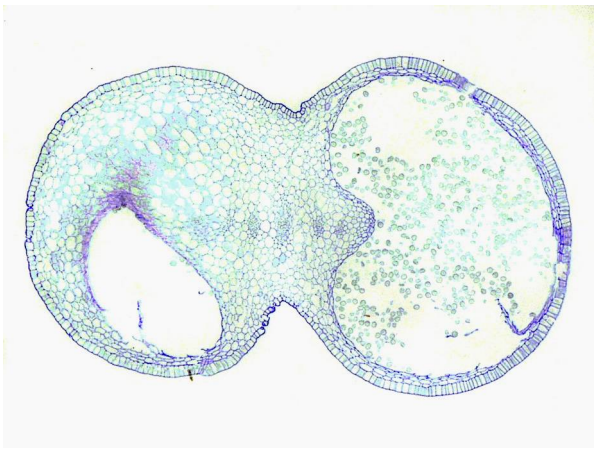


Abb. 5: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*), Querschnitt durch einen Sporangiophor mit mehrschichtiger Sporangienwand (eusporangiat) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*), Detail des Sporangienträgers mit den Öffnungsschlitzen der Sporangien (Stomien) (V. M. DÖRKEN).

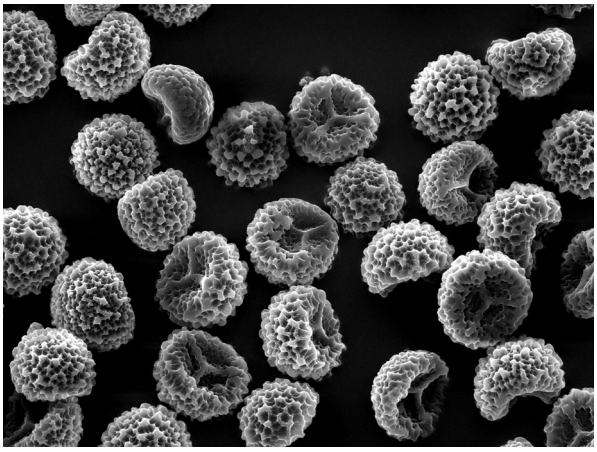


Abb. 7: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*), isospore Sporen (REM-Foto, V. M. DÖRKEN).

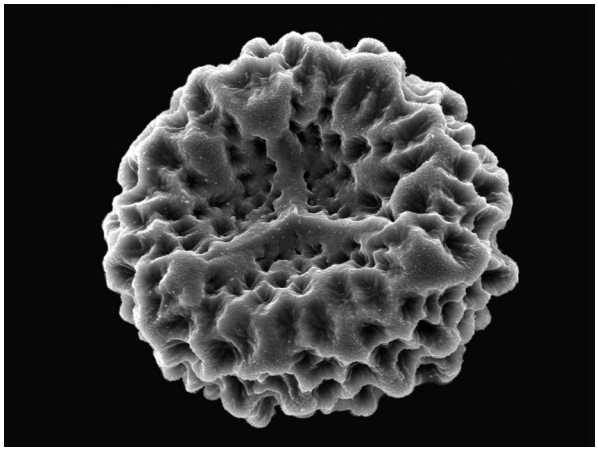


Abb. 8: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*), einzelne Spore (REM-Foto, V. M. DÖRKEN).

Die sich aus den Sporen entwickelnden haploiden, bis 6 cm langen Prothallien (= Vorkeime) sind walzenförmig gestaltet und chlorophyllfrei (FUKAREK & al. 2000). Sie können nur durch die Symbiose mit einem Mykorrhizapilz überleben und teilweise bis zu 20 Jahre alt werden (ESSER 1992). Die männlichen (Antheridien) und weiblichen (Archegonien) Strukturen sind auf der Unterseite des Prothalliums eingesenkt. Der sich aus der befruchteten Eizelle entwickelnde junge, diploide Embryo kann mehrere Jahre im Boden verbleiben, bevor die oberirdischen Organe ausgebildet werden (BRESINSKY & al. 2008).

Ophioglossum ist die Gattung mit den höchsten Chromosomenzahlen im gesamten Pflanzenreich, einige Arten besitzen über 1300 Chromosomen, bei *Ophioglossum vulgatum* sind es etwa 480 (BENNERT 1999).

4 *Ophioglossum vulgatum* – Gewöhnliche Natternzunge

Die Gewöhnliche Natternzunge verdankt ihren deutschen Namen der Tatsache, dass sie in früheren Zeiten als Therapeutikum bei Schlangenbissen eingesetzt wurde (ESSER 1992). Sie ist ein Geophyt, aus dessen Rhizom jedes Jahr nur ein einziger, gestielter, etwas ledriger Wedel entspringt, der eine auffällige Netznervatur aufweist. Nicht selten bleibt es bei der Ausbildung des blattartigen Teiles (Trophophor) und das sporangientragende Sporophor wird nicht ausgebildet (Abb. 9 & 10). Die Ausbildung der oberirdischen Teile kann außerdem von Jahr zu Jahr schwanken und in einigen Jahren auch ganz ausbleiben. Aufgrund der Bildung von Wurzelausläufern, die Längen von 1-15 m erreichen können (BENNERT 1999), ist es

möglich, dass viele der innerhalb einer Population beobachteten Blätter tatsächlich zu ein und demselben Individuum gehören. Daher sind Aussagen über die tatsächliche Bestandsgröße und der Individuendichte bei *Ophioglossum vulgatum* problematisch.

Abb. 9: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*) im Bergischen Land auf einem Halbtrockenrasen (2009, A. JAGEL).

Abb. 10: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*) in einem Feuchtgebiet in Herne im Ruhrgebiet, von den Blättern sind nur die Trophophore ausgebildet (2004, A. JAGEL).

Abb. 11: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*) (2004, Herne, A. JAGEL).

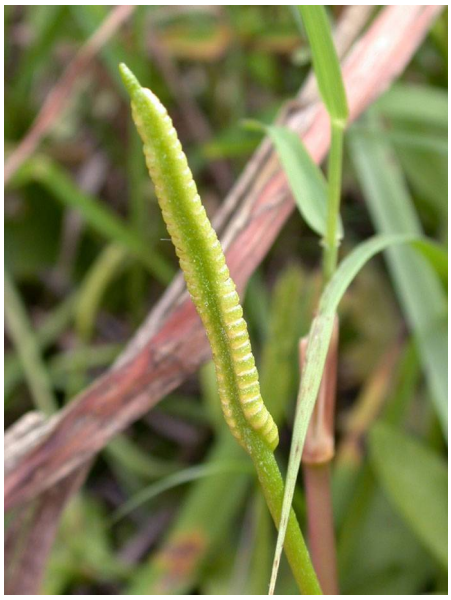


Abb. 12: Gewöhnliche Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum*), Nahaufnahme des Sporophors) (2004, Herne, A. JAGEL).

Ophioglossum vulgatum ist in Europa und Asien weit verbreitet und verglichen mit den *Botrychium*-Arten recht häufig anzutreffen. Es kommt überwiegend auf feuchten bis nassen Standorten wie Feuchtwiesen, entlang von Bachufern sowie auf basenreichen Tonböden vom Flachland bis in Höhenlagen um 1400 m ü. NN vor. Außerdem ist die Art auch in leicht salzigen Küstenröhrichten anzutreffen. Auf silikatreichen Substraten ist die Natternzunge dagegen eher selten zu finden (ESSER 1986, AICHELE & SCHWEGLER 1999, FUKAREK 2000). Außer auf feuchten Standorten wächst die Art seltener auch auf Halbtrockenrasen (Abb. 9) und in lückigen Glatthaferwiesen.

Die Bestände werden durch Überdüngung und vor allem durch Entwässerung der Standorte massiv geschädigt. Daher ist *Ophioglossum vulgatum* in Deutschland seit Jahrzehnten fortwährend seltener geworden und gesetzlich geschützt. In Nordrhein-Westfalen steht es als gefährdet auf der Roten Liste (Kategorie 3S, RAABE & al. 2011).

In Nordrhein-Westfalen liegen die Verbreitungsschwerpunkte in der Eifel sowie im Gebiet der Beckumer Berge und des Teutoburger Waldes. Große Verluste hat es in den Naturräumen Niederrhein und Kölner Bucht gegeben (HAEUPLER & al. 2003). In Ostwestfalen wurde die Art in jüngerer Zeit an mehreren Orten in Zierrasen gefunden (LIENENBECKER 1999), spontan auftretende Populationen in Zierrasen sind auch aus dem süddeutschen Raum bekannt (z. B. im Botanischen Garten Freiburg). Im Ruhrgebiet, wo die Art als "vom Aussterben bedroht" eingestuft ist (RAABE & al. 2011) wurde die Natternzunge zuletzt 2004 in Herne in einem Regenrückhaltebecken gefunden (A. JAGEL & D. BÜSCHER), wo sie möglicherweise auch heute noch wächst.

5 *Botrychium lunaria, B. matricariifolium* und *B. simplex* – die nordrhein-westfälischen Mondrauten

Die *Botrychium*-Arten werden als Mondrauten bezeichnet, was auf die oft halbmondartige Form der Fiederblätter zurückzuführen ist (lat. lunaria = mondförmig). Von den fünf in Deutschland heimischen Mondrauten sind drei in Nordrhein-Westfalen heimisch, *B. lunaria* (Abb. 13 & 14) ist dabei mit Abstand die häufigste Art und steht trotzdem als stark gefährdet auf der Roten Liste NRW (RL 2, RAABE & al. 2011). Sie besiedelt bevorzugt lückige, niedrigwüchsige Trocken- und Magerrasen und hat ihre Verbreitungsschwerpunkte in der Eifel, im Siegerland, im östlichen Sauerland und im Bereich der Senne (HAEUPLER & al. 2003).

Abb. 13: Echte Mondraute (*Botrychium lunaria*) auf Steinbruchgelände am Arnstein/Hochsauerlandkreis (1996, M. LUBIENSKI).

Abb. 14: Echte Mondraute (*Botrychium lunaria*) in einem Steinbruch in Geseke/Krs. Soest (2009, A. JAGEL).

Botrychium matricariifolium (Abb. 15 & 16) war in Nordrhein-Westfalen schon immer eine große Seltenheit und fand sich, neben einem Vorkommen im Siegerland, ausschließlich im Gebiet der Senne. Seine sehr kurze Halblebenszeit (s. u.) macht sie zu einer sehr unbeständigen Art. Sie besiedelt ähnliche Lebensräume wie *B. lunaria* und ist oft mit dieser vergesellschaftet. Heute gilt sie landesweit als vom Aussterben bedroht (RL 1, RAABE & al. 2011), ist aber wahrscheinlich bereits erloschen.

Am bemerkenswertesten aber wohl ist das Vorkommen der Einfachen Mondraute (*Botrychium simplex*, Abb. 17 & 18) auf dem Truppenübungsplatz Sennelager in der Senne. Es ist das einzige aktuell bekannte in Deutschland und vom Aussterben bedroht (RL 1, RAABE & al. 2011). 1993 wurde es von IRMGARD & WILLI SONNEBORN hier erstmals für Nordrhein-Westfalen nachgewiesen (SONNEBORN & SONNEBORN 1994).

Abb. 15: Ästige Mondraute (*Botrychium matricariifolium*) (K. HORN).

Abb. 16: Ästige Mondraute (*Botrychium matricariifolium*) (K. HORN).

Abb. 17: Einfache Mondraute (*Botrychium simplex*) in der Senne (1993, I. & W. SONNEBORN).

Abb. 18: Einfache Mondraute (*Botrychium simplex*) in der Senne (1994, H. W. BENNERT).

Im Unterschied zu den beiden anderen Arten hat die Einfache Mondraute andere ökologische Ansprüche. Neben wechselfeuchten Magerrasen, Borstgrasrasen (wie in Nordrhein-Westfalen) und Heiden findet sich die Art in den Alpen und Skandinavien z. B. auch auf quelligen, anmoorigen oder moorigen Standorten (BENNERT & al. 2003). Aufgrund der Bedeutung des Vorkommens kommt dem Land Nordrhein-Westfalen bei der Pflege und Erhaltung des Bestandes, zumindest aber bei der Ermöglichung des Wiederauftauchens der Art im Gebiet der Senne durch entsprechende Schutz- und Pflegemaßnahmen eine besondere Bedeutung zu. *B. simplex* steht zudem in Anhang II und IV der FFH-Richtlinie, ist damit europaweit streng geschützt und erfordert eigentlich die Schaffung eines Schutzgebietes, was aber aufgrund der Lage des Wuchsortes auf dem Truppenübungsplatz problematisch ist.

Verschiedene *Botrychium*-Arten kommen häufig zusammen vor und bilden sog. "Gattungsgemeinschaften" (im Engl. Genus communities, Gemeinschaft aus Arten einer Gattung), so auch in der Senne in Westfalen, wo Einfache Mondraute (*B. simplex*) und Echte Mondraute

(*B. lunaria*) vergesellschaftet sind. Die Ästige Mondraute (*B. matricariifolium*) wuchs ebenfalls nicht weit davon entfernt, ist dort aber mittlerweile erloschen (H. W. BENNERT, mdl. Mitt.).

Alle drei Arten gehören zur Untergattung *Botrychium*, deren Vertreter durch Kurzlebigkeit charakterisiert sind, d. h. eine geringe Halblebenszeit (= Zeit, in der die Anzahl von Pflanzen einer Population um die Hälfte abgenommen hat) besitzen. Sie beträgt z. B. bei *B. matricariifolium* nur etwa 1½ Jahre (BENNERT 1999). Die Arten verschwinden an ihren Wuchsorten daher nach relativ kurzer Zeit, können dafür aber an anderen Stellen im Gebiet wieder unvermittelt auftreten. Diese natürliche endogene Populationsdynamik zeigt sich sehr schön am Vorkommen von *B. simplex* in der Senne, das seit der Entdeckung 1993 alljährlich Gegenstand eines populationsbiologischen Monitorings ist (BENNERT & al. 2003). Der starke Rückgang des Bestandes, der seit 18 Jahren hier festzustellen ist und dazu geführt hat, dass die Population als unmittelbar vor dem Zusammenbruch stehend betrachtet werden muss, ist sehr wahrscheinlich auch Ausdruck einer solchen artspezifischen Populationsdynamik. Daneben haben aber auch z. B. Wühlaktivitäten von Wildschweinen zum Rückgang beigetragen (H. W. BENNERT, mdl. Mitt.).

Danksagung

Wir danken Herrn Dr. VOLKER HELLMANN (Konstanz) für die Bereitstellung der Herbarbelege für die Abb. 3 & 4. Herrn KARSTEN HORN (Dormitz), Frau IRMGARD SONNEBORN (Bielefeld) und Herrn Prof. Dr. H. WILFRIED BENNERT (Ennepetal) danken wir für die Überlassung von Fotos. Herr Prof. Dr. H. W. BENNERT gab uns außerdem wertvolle Hinweise zur Bestandsituation von *Botrychium simplex* in der Senne. Zudem bedanken wir uns herzlich bei Herrn Dr. JOACHIM HENTSCHEL und Frau LAURETTA NEJEDLI (EM-Zentrum, Fb. Biologie, Universität Konstanz) für die technische Unterstützung bei der Anfertigung der REM-Aufnahmen und bei der Anfertigung der Mikrotomschnitte.

Literatur

AICHELE, D. & SCHWEGLER, H.-W. 1999: Unsere Moos- und Farnpflanzen. – Stuttgart: Franckh-Kosmos.

BENNERT, H. W. 1999: Die seltenen und gefährdeten Farnpflanzen Deutschlands. – Münster.

BENNERT, H. W., SONNEBORN, I., SONNEBORN, W. & HORN, K. 2003: Bestandsdynamik, Ökologie und Soziologie von *Botrychium simplex* in der Senne (Nordrhein-Westfalen). – Abh. Westf. Mus. Naturkde 65: 31-42.

BRESINSKY A., KÖRNER, C., KADEREIT, J. W., NEUHAUS, G. SONNEWALD, U. 2008: Strasburger, Lehrbuch der Botanik, 36. Aufl. – Heidelberg: Spektrum.

ESSER, K. 1992: Kryptogamen II, Moose, Farne. – Berlin, Heidelberg, u. a.: Springer.

FUKAREK, F. 2000: *Pteridophyta*. In: FUKAREK, F., SCHULTZE-MOTEL, J. & SIEGEL, M. 2000: Urania Pflanzenreich: Moose, Farne, Nacktsamer. – Berlin: Urania.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. Hrsg.: Landesanstalt für Ökologie, Bodenordnung und Forsten NRW. – Recklinghausen.

KORNECK, D., SCHNITTLER, M. & VOLLMER, I. 1996: Rote Liste der Farn- und Blütenpflanzen (*Pteridophyta* et *Spermatophyta*) Deutschlands. – Schriftenr. Vegetationskde. 28: 21-187.

LIENENBECKER, H. 1999: Die Natternzunge (*Ophioglossum vulgatum* L.) in ostwestfälischen Zierrasen. – Natur & Heimat (Münster) 59(1): 29-32.

RAABE, U., BÜSCHER, D., FASEL, P., FOERSTER, E., GÖTTE, R., HAEUPLER, H., JAGEL, A., KAPLAN, K., KEIL, P., KULBROCK, P., LOOS, G. H., NEIKES, N., SCHUMACHER, W., SUMSER, H. & VANBERG, C. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen, *Spermatophyta* et *Pteridophyta*, in Nordrhein-Westfalen, 4. Fassg. – LANUV-Fachbericht 36(1): 51-183.

SMITH, A. R., PRYER, K. M., SCHUETTPELZ, E., KORALL, P., SCHNEIDER, H. & WOLF, P. G. 2006: A classification for extant ferns. – Taxon 55: 705-731.

SMITH, A. R., PRYER, K. M., SCHUETTPELZ, E., KORALL, P., SCHNEIDER, H. & WOLF, P. G. 2008: Fern classification. In: RANKER, T. A. & HAUFLER, C. H. (Hrsg.): Biology and evolution of ferns and lycophytes. – Cambridge: 417-467.

SONNEBORN, I. & SONNEBORN, W. 1994: *Botrychium simplex* HITCHCOCK – Einfache Mondraute: Der Fund einer verschollenen oder ausgestorbenen Pflanzenart auf dem Truppenübungsplatz "Sennelager". – Natur & Heimat (Münster) 54(1): 25-27.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	221-224	2013

Orchis pallens – Bleiches Knabenkraut (*Orchidaceae*), Orchidee des Jahres 2012

BERND MARGENBURG

1 Einleitung

Um auf die Problematik der Veränderung von Lebensräumen und ihre Zerstörung aufmerksam zu machen, wird jährlich von den deutschen ARBEITSKREISEN HEIMISCHE ORCHIDEEN (AHO) eine heimische Orchideenart zur "Orchidee des Jahres" gewählt. Für das Jahr 2012 wurde das Bleiche Knabenkraut (*Orchis pallens*) ausgewählt (Abb. 1 & 2).

Abb. 1: *Orchis pallens* (Bleiches Knabenkraut) auf der Schwäbischen Alb/BW (11.04.2009, B. MARGENBURG).

Abb. 2: *Orchis pallens* (Bleiches Knabenkraut), Blütenstand, Schwäbische Alb/BW (13.04.2009, B. MARGENBURG).

2 Name

Orchis pallens wurde im Jahr 1771 von CARL VON LINNÉ in dem Werk "Novitiarum Florae Suecicae Mantissa" erstmals beschrieben (Mantissa Plantarum 2: 292. 1771. [Mant. Pl.]). Der Lectotypus, also ein im Nachhinein als namenstragender Typus bestimmtes Exemplar, wurde in Historia stirpium indegenarum Helvetiae inchoata von HALLER veröffentlicht (Hist. Stirp. Helv., 2: 143, t. 30, 1768, Lectotype = "Orchis radicibus subrotundis, petalis galeae lineatis, labello quadrifido integerrimo"). Der Herbarbeleg wurde am 14.06.1759 von HALLER in der Schweiz gesammelt (14.06.1759, leg. A. V. HALLER, Joux verte oberhalb Roche) und von BAUMANN & al. (1989) bestätigt.

Im Gegensatz zu vielen anderen heimischen Orchideen mit zahlreichen Volksnamen hat sich in Deutschland wie auch in England und Frankreich die Übersetzung des lateinischen Namens durchgesetzt: Bleiches bzw. Blasses Knabenkraut; engl. Pale-flowered Orchid; franz. Orchis pâle. Dabei stammt der Gattungsname "*Orchis*" vom griechischen Wort für Hoden ab und bezieht sich auf die Form der beiden Knollen. Das Wort "*pallens*" ist lateinisch und heißt blass bzw. bleich.

Anerkannt sind die Synonyme *Orchis sulphurea* (SIMS [1825], Bot. Mag. 52: t. 2569) und *Androrchis pallens* (L.) (TYTECA, D. & KLEIN, E. [2008], J. Eur. Orch. 40: 544). Nicht anerkannt wurde *Orchis pseudopallens* (K. KOCH 1846, Linnaea 19: 13, nom. illeg).

3 Verbreitung und Standort

Das Bleiche Knabenkraut ist eine in Deutschland eher südlich verbreitete Art und findet in tieferen Lagen Mitteldeutschlands seine nördliche Verbreitungsgrenze (Harzrand). Der Verbreitungsschwerpunkt liegt in Thüringen (Thüringer Becken und Randplatten) und in Baden-Württemberg (Schwäbische Alb). Zerstreute Vorkommen existieren in Bayern, Hessen, Niedersachsen östlich der NRW-Landesgrenze (hier angesalbt, W. STERN, mdl. Mitt.) und Sachsen-Anhalt. In NRW kommt das Blasse Knabenkraut nicht vor.

Die disjunkten Vorkommen in Europa reichen mit deutlichen Lücken von Nordwest-Spanien bis östlich des Schwarzen Meeres. Seine südlichsten Vorkommen finden sich punktuell in der südlichen Türkei. Ein geschlosseneres Verbreitungsgebiet findet man in Griechenland vom Nord-Peloponnes nach Norden. Die italienische Halbinsel wird etwa zur Hälfte besiedelt. Von den Mittelmeerinseln scheint die Art nur Korsika erreicht zu haben (AHO BAYERN).

Orchis pallens wächst auf basenreichen, humosen und lockeren, meist frischen Lehm- und Tonböden (pH 6,7-7,0, SUNDERMANN 1980) in Buchen-, Eichen- und lichten Schlucht-Wäldern (Abb. 3 & 4) sowie in Laub- und Tannenwäldern mittlerer Standorte (AHO 2005). Im Gebirge kommt es bis in Höhen von 2000 m vor. Hier wächst diese Orchidee auch auf Magerrasen und Bergwiesen. Einen solchen Standortwechsel kennen wir auch von der Grünlichen Waldhyazinthe (*Platanthera chlorantha*) in Nordrhein-Westfalen, die im Flachland eher im Wald und im Bergland auf Wiesen vorkommt. Das Bleiche Knabenkraut meidet zu sonnige, trockene Biotope in niederschlagsärmeren Gebieten, es bevorzugt den Halbschatten an Nord- bis Westhängen. Trotzdem scheint ein gewisses Wärmebedürfnis vorzuliegen.

Abb. 3: *Orchis pallens* (Bleiches Knabenkraut) im lichten Buchenwald auf der Schwäbischen Alb/BW (11.04.2009, B. MARGENBURG).

Abb. 4: *Orchis pallens* (Bleiches Knabenkraut) auf humosem Lehmboden auf der Schwäbischen Alb/BW (08.04.2007, B. MARGENBURG).

4 Morphologie und Biologie

Blüte

Zur Blütezeit besitzt dieser Knollengeophyt zwei unterirdische, eiförmige Knollen. Aus einer bodenständigen Rosette mit vier bis sechs breiten, lanzettförmigen, ungefleckten Blättern (Abb. 5), schiebt ein 20 bis 40 cm hoher, kräftiger Blütenstand mit bis zu 30 blassgelben Blüten (Abb. 1 & 2, 6 & 7).

Der Blütenstand ist eiförmig zylindrisch, dicht und reichblühend. An der Helmbildung sind nur die Kronblätter (= Petalen) und das mittlere Kelchblatt (= Sepalum) beteiligt. Die seitlichen Kelchblätter sind breit eiförmig, schräg oder senkrecht aufgerichtet und nach außen gedreht, später zurückgebogen.

Abb. 5: *Orchis pallens* (Bleiches Knabenkraut), bodenständige Rosette, Schwäbische Alb/BW (11.04.2009, B. MARGENBURG).

Auch die Tragblätter sind blassgelb. Die Lippe ist schwach dreigeteilt, der Mittellappen ist etwas vorgezogen, ohne jede Zeichnung. Der kräftige Sporn ist aufwärts gerichtet und etwa so lang wie der Fruchtknoten. Die Blüten riechen abends und nachts nach Holunder oder Katzenharn (KRETZSCHMAR & al. 2007). Ihre Farbe ist blassgelb, das Lippenzentrum ist etwas dunkler (Abb. 7). Damit ist *Orchis pallens* die einzige heimische gelbblühende Orchidee der Gattung *Orchis*.

Abb. 6: *Orchis pallens* (Bleiches Knabenkraut) im Knospenstadium, Schwäbische Alb/BW (06.04.2007, B. MARGENBURG).

Abb. 7: *Orchis pallens* (Bleiches Knabenkraut), Blüte, Schwäbische Alb/BW (13.04.2009, B. MARGENBURG).

Das Bleiche Knabenkraut ist die am frühesten blühende, in Deutschland heimische Orchideenart. Die Pflanze treibt schon etwa eine Woche nach der Schneeschmelze aus. In den Bergen, z. B. auf der Schwäbischen Alb, blüht es zusammen mit Buschwindröschen (*Anemone nemorosa*), März-Veilchen (*Viola odorata*), Echter Schlüsselblume (*Primula veris*) und Frühlings-Platterbse (*Lathyrus vernus*). Die Blütezeit erstreckt sich je nach Höhenlage von Mitte April bis Mitte Juni.

Bestäubung

Das Blasse Knabenkraut ist eine Nektartäuschblume und wird vorwiegend von Hummeln bestäubt. Der Fruchtansatz ist mäßig bis gut (AHO BAYERN). Vermutlich verwechseln die Bestäuber die blassgelbe Orchidee hin und wieder mit Schlüsselblumen, die oft in ihrer Nähe wachsen, oder wechseln bei der Nektarsuche an der Frühlings-Platterbse (*Lathyrus vernus*) auf die am gleichen Wuchsort vorkommende *Orchis pallens* (KRETZSCHMAR & al. 2007).

Hybriden

Beschrieben sind Hybriden mit dem Provence-Knabenkraut (*Orchis provincialis*), Spitzels Knabenkraut (*Orchis spitzelii*) und dem Männlichen Knabenkraut (*Orchis mascula*), mit dem es sich oft die Standorte teilt und gelbblühende Hybriden mit rötlichen Farbtönen auf den Lippen bildet.

Zytologie

Das Bleiche Knabenkraut hat nach HEUSSER (1938) und WISSKIRCHEN & HAEUPLER (1998) einen Karyotyp von zwei Chromosomensätzen und jeweils 20 Chromosomen (Zytologie: 2n = 40). MRKVICKA (1992) und LARA RUIZ (1995) geben 2n=40,42 an (AHO 2005).

5 Gefährdung

Durch seine Seltenheit ist das Blasse Knabenkraut in Deutschland generell gefährdet (RL 3). Für die einzelnen Bundesländer ergeben sich in den Roten Listen folgende Gefährdungskategorien: Baden-Württemberg: 3 (1999), Bayern: 2 (2003), Sachsen-Anhalt: 3 (2004), Thüringen: 2 (2001). Nach Angaben des AHO Bayern sind die wenigen Fundorte in Bayern in der Regel sehr individuenarm. Neufunde oder eine Zunahme der Bestandszahlen sind in den letzten Jahren leider nicht zu verzeichnen gewesen.

Die Vorkommen in Niederwäldern sind bei Aufgabe der traditionellen Nutzung durch Kronenschluss und Verbuschung bedroht. Mit zunehmender Beschattung nimmt die Anzahl vitaler und blühender Pflanzen ab. Vorkommen auf Magerrasen und Bergwiesen sind durch zu frühes Mähen oder zu starke Beweidung gefährdet. Nutzungsumstellung oder Nutzungsintensivierung stellen also die Hauptursachen der Gefährdung dieser Orchideenart dar.

Wildschweine und Dachse stellen besonders gern den Knollen des Blassen Knabenkrautes nach und können insbesondere kleinere Vorkommen gefährden. Rehe fressen Pflanzenknospen und Blüten. Bei Spätfrösten kann es infolge von Erfrierungen zum vollständigen Ausfall der Blüte kommen. Ebenso schädigend sind Trockenperioden im Frühjahr.

Literatur

AHO THÜRINGEN 1997: Orchideen in Thüringen. – Uhlstädt.

AHO (ARBEITSKREISE HEIMISCHER ORCHIDEEN) 2005: Die Orchideen Deutschlands. – Uhlstädt-Kirchhasel.

BAUMANN, H., KÜNKELE, S. & LORENZ, R. 1989: Die nomenklatorischen Typen der von LINNAEUS veröffentlichten Namen europäischer Orchideen. – Mitt. Bl. Arbeitskrs. Heim. Orch. Baden-Württemberg 21(3): 355-700.

HEUSSER C. 1938: Chromosomenverhältnisse bei schweizerischen basitonen Orchideen. – Ber. Schweiz. Bot. Ges. 48: 562-605.

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

KRETZSCHMAR, H., ECCARIUS, W. & DIETRICH, H. 2007: Die Orchideengattungen *Anacamptis*, *Orchis*, *Neotinea*. – Bad Hersfeld.

KREUTZ, C. A. J. 2004: Kompendium der Europäischen Orchideen. – Landgraaf: Kreutz.

LARA RUIZ, J. 1995: Rapport (559-589). In: KAMARI, G., F. FELBER & F. GARBARI (eds.): Mediterranean chromosome number reports. – Fl. Mediterrana 5: 363-373.

MRKVICKA, A. C. 1992: Liste der Chromosomenzahlen europäischer Orchideen. – Mitteilungsbl. Arbeitskreis Heimische Orchid. Baden-Württemberg 24(1): 125-140.

PRESSER, H. 1995: Die Orchideen Mitteleuropas und der Alpen: Variabilität, Biotope, Gefährdung. – Landsberg/Lech: ecomed.

REINHARD, H. R., GÖLZ, P., RUEDI, P. & WILDERMUTH, H. 1991: Die Orchideen der Schweiz und angrenzender Gebiete. – Egg.

SUNDERMANN, H. 1980: Europäische und mediterrane Orchideen, 3. Aufl. – Hildesheim.

WISSKIRCHEN, R. & HAUEPLER, H. 1998: Standardliste der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands. – Stuttgart: Ulmer.

Internetseite

AHO BAYERN: www.aho-bayern.de (15.01.2012).

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	225-228	2013

Parnassia palustris – Sumpf-Herzblatt (*Parnassiaceae*)

ARMIN JAGEL

1 Einleitung

Das Sumpf-Herzblatt (*Parnassia palustris*, Abb. 2), benannt nach dem bevorzugten Lebensraum und den oft herzförmigen Blättern (Abb. 1), ist in Nordrhein-Westfalen eine Seltenheit und es wird immer seltener. Die Blüten wirken auf den ersten Blick unspektakulär, aber sie haben einige Überraschungen zu bieten, denn schaut man genau hin, dann stellt sich heraus, dass sie einerseits trickreich ihre Bestäuber betrügen und andererseits durch eine ausgeklügelte Blührhythmik dafür sorgen, dass ihre Blüten nicht selbstbestäubt werden können. Und man kann einer Blüte sogar ansehen, wie alt sie ist und wie viele Tage sie noch blühen wird.

Abb. 1: Herzförmiges Blatt im Risstal im Karwendelgebirge/Bayern (2012, T. KASIELKE).

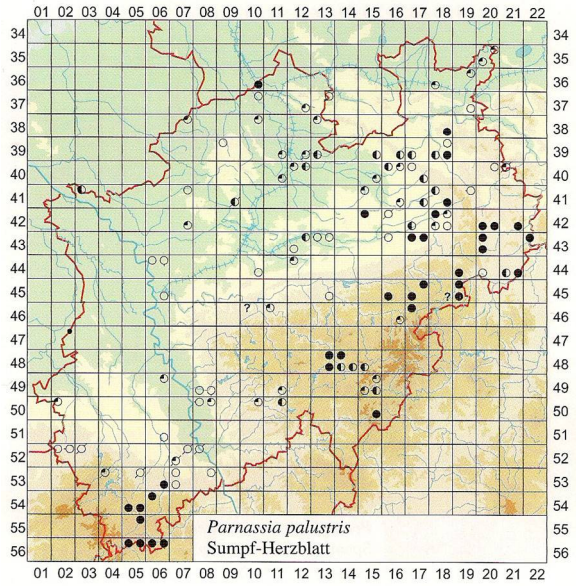
Abb. 2: Blühende Pflanze auf einer Wiese in der Hohen Tatra/Polen (2001, A. JAGEL).

2 Systematik

Die Gattung umfasst etwa 70 Arten (MABBERLEY 2008), in Europa aber kommt nur die hier behandelte *Parnassia palustris* vor. Die Systematik der Art ist unbefriedigend. Die Merkmale der Gattung sind so besonders, dass die Art oft in eine eigene Familie *Parnassiaceae* gestellt wird. Von anderen Autoren wurden sie zu den Steinbrechgewächsen (*Saxifragaceae*) oder zu den Sonnentaugewächsen (*Droseraceae*) gezählt (vgl. HEGI 1923). Die "moderne" Systematik, also die Berechnung von Stammbäumen anhand molekularer Daten, führte zum Ergebnis, dass *Parnassia* zu den *Celastraceae* (Spindelbaumgewächse) gehören "muss". Aus morphologischer Sicht ist dies schwer nachvollziehbar.

3 Verbreitung in Nordrhein-Westfalen

Die Gesamtverbreitung der Art ist riesig und zieht sich über Eurasien und Nordamerika. Ende des 19. Jh. war die Art auch in Nordrhein-Westfalen weit verbreitet und besiedelte dort ein viel breiteres Spektrum an Standorten, als man es heute glauben mag. BECKHAUS (1893: 181-182) schreibt: "Auf torfigen, besonders eisenhaltigen Sumpf- und Waldwiesen fast überall, auch […] auf trockenen Triften der Kalkberge, auch des Keupers, nicht selten". Neben all den Gefahren, die auch heute noch zum Rückgang der Art führen, droht ihnen eine offenbar nicht: "[…] wird von keinem Tier gefressen" (BECKHAUS 1893: 182).



Heute kommt das Sumpf-Herzblatt in Nordrhein-Westfalen fast nur noch auf sumpfigen Standorten oder überrieselten Felsen auf basenreichem, meist kalkreichem Untergrund vor. Dies wird auch in der Verbreitungskarte deutlich. Fast alle in den 1980er und 1990er Jahren gefundenen Vorkommen (schwarze Punkte) liegen in den Kalkgebieten (Abb. 3).

Abb. 3: Verbreitung von *Parnassia palustris* in Nordrhein-Westfalen (nach HAEUPLER & al. 2003, gefüllte Punkte: Vorkommen zwischen 1980 und 1998; alle anderen Punkte früher und erloschen).

In der Verbreitungskarte überwiegen aber die Punkte ehemaliger Vorkommen. Dies zeigt sich auch in der Einstufung in der Roten Liste NRW (RAABE & al. 2011) mit 2S (= stark gefährdet, von Naturschutzmaßnahmen abhängig). Ohne Naturschutzmaßnahmen würde die Art also vermutlich in der Kategorie "1 = vom Aussterben bedroht" stehen. Im Ballungsraum Ruhrgebiet war *Parnassia* sicherlich immer selten und ist hier genauso erloschen wie im benachbarten Iserlohner Raum, wo sie bereits vor fast 100 Jahren verschwand. Auch im Attendorner Raum sind einige Vorkommen in jüngerer Zeit verschwunden, weil sie überwachsen wurden.

4 Blüte

Die Blüten öffnen sich ungewöhnlich spät, oft erst im August und dann bis in den Oktober hinein. Ihr Aufbau ist in großen Teilen für zweikeimblättrige Arten auf den ersten Blick nicht ungewöhnlich: Auf fünf grüne Kelchblätter folgen fünf weiße Kronblätter, die mit dunklen Strichsaftmalen versehen sind. Es schließt sich ein Kreis aus fünf normal gebauten Staubbeuteln an (Abb. 4). Dann aber folgt nach innen ein weiterer Kreis, der aus ungewöhnlich gestalteten Staubblättern aufgebaut ist. Diese sind so stark abgewandelt, dass sie nicht mehr wie Staubblätter aussehen und auch ihre ursprüngliche Funktion (die Bildung von Pollen) nicht mehr erfüllen. Solche Gebilde werden Staminodien genannt (Abb. 5).

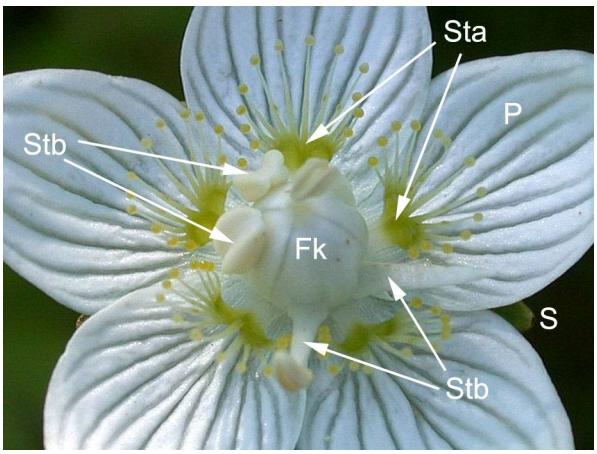


Abb. 4: Aufbau der Blüte: Fk = Fruchtknoten, P = Kronblatt (Petalum), S = Kelchblatt (Sepalum), Sta = Stami-

Abb. 5: Staminodium mit an der Spitze ausgebildeten glänzenden "Drüsenköpfchen" (V. M. DÖRKEN).

nodium, Stb = Staubbeutel (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 6: Schwebfliege untersucht die glitzernden, aber nektarfreien "Drüsenköpfchen" der Staminodien (A. JAGEL).

Abb. 7: Eine Ameise trinkt Nektar von der Basis der Staminodien (A. JAGEL).

Beim Sumpf-Herzblatt bilden die Staminodien an der Basis wenig, aber duftenden, zuckerhaltigen Nektar für die Bestäuber. Am oberen Ende der Staminodien befinden sich dagegen mehrere lang gestielte Kügelchen (Abb. 5), die zwar glänzenden Tropfen ähneln, aber trocken sind und keinen Nektar abgeben. Diese Kügelchen werden in der Literatur "Stieldrüsen" genannt, sind aber keine Drüsen, da sie nichts produzieren. Die Blüten täuschen durch sie viel mehr Nektar vor, als die Blüte in Wirklichkeit zu bieten hat. Auf die Nektarattrappen fallen besonders Fliegen herein (Abb. 6), weswegen man die Blüten auch als "Fliegentäuschblumen" bezeichnet. Die Fliegen gelangen auf der Suche nach dem Nektar mehrfach in das Zentrum der Blüte und kommen dabei in jungen Blüten mit den geöffneten Staubbeuteln und im letzten (weiblichen) Stadium mit der fertilen Narbe in Berührung, sodass sie die Blüten bestäuben. Auch Ameisen findet man häufiger an den *Parnassia*-Blüten auf der Suche nach Nektar (Abb. 7), Eine Bestäubung der Blüte erfolgt durch sie aber wohl nicht. Weiterhin ist bei den Staminodien auch eine Funktion als Staubblattattrappen nachgewiesen, also das Vortäuschen von mehr Pollen, als wirklich im Angebot ist (DÜLL & KUTZELNIGG 2010). Die Blüte trickst die Insekten aus, um bestäubt zu werden, ohne dafür überflüssig viele Nährstoffe in Form von Zucker (Nektar) und Stickstoff (Pollen) anzubieten.

Die Blüten des Sumpf-Herzblattes haben noch eine Eigentümlichkeit zu bieten: Sie zeigen, wie alt sie sind. Dabei wird deutlich, wie wichtig es für viele Pflanzen ist, eine Bestäubung durch den eigenen Pollen zu verhindern, weil dadurch eine genetische Neukombination des Erbguts eingeschränkt würde.

Die Blüten sind vormännlich (= protandrisch), d. h. der männliche Anteil in den zwittrigen Blüten (die Staubblätter) wird vor dem weiblichen Teil (dem Fruchtknoten) reif. Die fünf fertilen, zunächst noch geschlossenen Staubbeutel liegen anfangs dem zentral stehenden Fruchtknoten an. Am ersten Tag der Blüte streckt sich eines von ihnen über den Fruchtknoten ins Zentrum der Blüte. Die Staubbeutel nur dieses Staubblattes öffnen sich jetzt nach oben (Abb. 8) und präsentieren ihren Pollen, der dem Bestäuber am Bauch aufgedrückt wird. Am nächsten Tag hat sich das Stielchen (= Filament) des Staubblattes nach außen gedreht und die Staubbeutel abgeworfen. Nun streckt sich ein zweites, benachbartes Staubblatt ins Blütenzentrum und öffnet sich (Abb. 9). So geht es weiter, bis sich auch das fünfte Staubblatt geöffnet und aus dem Blütenzentrum wieder entfernt hat. Da der Vorgang jedes einzelnen Staubblattes in der Regel etwa einen Tag andauert, kann man so das Alter einer Blüte bestimmen (HESS 1990).

Abb. 8: Eine Blüte am ersten Tag: Die Staubbeutel liegen dem Fruchtknoten an, ein Staubbeutel (links oben) schiebt sich über den Fruchtknoten ins Blütenzentrum und öffnet sich (V. M. DÖRKEN).

Abb. 9: Ein andere Blüte am zweiten Tag: Das Staubgefäß des ersten Tages hat sich nach außen gebogen (rechts unten), ein zweites Staubblatt (rechts oben) schiebt sich ins Zentrum der Blüte (A. JAGEL).

Abb. 10: Eine Blüte am sechsten Tag: Die Staubblätter sind verblüht und haben sich nach außen gebogen, die Narbe liegt nun frei (A. JAGEL).

Abb. 11: Blüte am sechsten Tag von der Seite: Die Blüte ist im weiblichen Zustand, die Narbe (im Hintergrund) ist geöffnet und jetzt erst empfangsbereit (A. JAGEL).

Am sechsten Tag liegt nun der Fruchtknoten im Zentrum der Blüte frei (Abb. 10) und die bis zu diesem Zeitpunkt geschlossene Narbe öffnet sich (Abb. 11), die Blüte ist damit in den weiblichen Zustand übergegangen. Pollen der eigenen Blüte ist nicht mehr vorhanden, die Narbe kann nur noch fremdbestäubt werden. Dieser ausgeklügelte und präzise Mechanismus bei der Blüte der Sumpf-Herzblattes gewährleistet auch, dass der Pollen genau an der Position präsentiert wird, wo bei einer anderen, bereits im weiblichen Zustand befindlichen Blüte die empfängnisbereite Blütennarbe liegt.

Literatur

BECKHAUS, K. 1893: Flora von Westfalen. Die in der Provinz von Westfalen wild wachsenden Gefäßpflanzen. – Münster. Nachdruck Münster: Aschendorff, 1993.

DÜLL R. & KUTZELNIGG, H. 2011: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands und angrenzender Länder. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

HEGI, G. 1923: Illustrierte Flora von Mittel-Europa, Bd. 4(2). – München: Lehmanns.

HESS, D. 1990: Die Blüte. – Stuttgart: Ulmer.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. – Recklinghausen: LÖBF.

MABBERLEY, D. J. 2008: Mabberley´s plant book, 3. Aufl. – Cambridge: Univ. Press.

RAABE, U., & al. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen, *Spermatophyta* et *Pteridophyta*, in Nordrhein-Westfalen, 4. Fassg. – LANUV-Fachbericht 36(1): 51-183.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	229-248	2013

Pastinaca sativa – Pastinak (*Apiaceae*), Gemüse der Jahre 2011 und 2012

GÖTZ HEINRICH LOOS

1 Einleitung

Der Verein zur Erhaltung der Nutzpflanzenvielfalt (VEN) bemüht sich um die Erhaltung von Arten und Sorten, die als Kulturpflanzen in Vergessenheit geraten oder zumindest zurückgegangen sind. Dazu gehört auch der Pastinak, im Femininum auch als Pastinake bezeichnet, mit wissenschaftlichem Namen *Pastinaca sativa*. Diese Art wurde im vergangenen Jahr vom VEN zur Gemüsepflanze der Jahre 2011 und 2012 ernannt. Doch damit ergeben sich sofort zwei Probleme: Wenn auch im Anbau seit Jahrzehnten vielerorts nicht mehr anzutreffen, erlebt sie doch in der Küche schon seit einigen Jahren eine erhebliche Renaissance, wie zahlreiche einschlägige Bücher zu Anbau und Zubereitung (u. a.) von Pastinak beweisen, von denen einige den Namen der Pflanze schon im Titel tragen: "Topinambur, Pastinak, Mangold und Co." (SOMMER & MÖLLER-SCHLÖMANN 2000), "Pastinaken & Co: von fast vergessenen und längst bekannten Gemüsesorten" (TSCHIRNER & ENDRESS 2008), "Vergessene Gemüse: Feine Rezepte für Pastinake, Portulak und mehr" (REDDEN 2011) und einige weitere. Seitdem wird diese Art zumindest vereinzelt mehrfach angebaut und gehört gewiss nicht (mehr) zu den bedrohten Nutzpflanzen in vorderster Reihe, von alten hier zugehörigen Sorten einmal abgesehen. Hinzu kommt allerdings, dass der Pastinak zumindest regional gar keine alte Kulturpflanze zu sein scheint, sondern überhaupt erst in jüngerer Zeit angebaut wurde.

Abb. 1: Gemüse-Pastinak (*Pastinaca sativa*), Blütenstände (H. STEINECKE).

Abb. 2: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*) in einer Pflasterfuge auf dem Mittelstreifen der A40 in Bochum (T. KASIELKE).

Das zweite Problem betrifft die Identität des Pastinaks. Unter dem Namen *Pastinaca sativa* (im weiteren Sinne) werden traditionell alle in Mitteleuropa vorkommenden Sippen der Gattung zusammengefasst, wenn auch auf unterschiedlichem taxonomischen Niveau: So findet sich in der meisten bestimmungskritischen Literatur eine Gliederung in drei Unterarten, wobei die als Typus betrachtete Unterart nochmals in zwei Varietäten unterteilt wird. Wenn diese Gliederung akzeptiert wird, dann handelt es sich bei dem vom VEN gemeinten Taxon um die als *Pastinaca sativa* subsp. *sativa* var. *sativa* bezeichnete Sippe, jedenfalls die

Kulturpflanze der Gruppe mit ausgebildeter Wurzelrübe. In vielen regionalen und lokalen Florenwerken wird dagegen allgemein von *Pastinaca sativa* gesprochen, ohne darauf hinzuweisen, welche Sippe gemeint ist; nur aus dem Zusammenhang ist meist zu erkennen, dass damit eine (oder mehrere) Wildsippe(n) angesprochen wird (werden). Wenn dann aber darauf hingewiesen wird, dass es sich um eine ursprünglich verwilderte Sippe handelt, ist das Chaos perfekt.

Im vorliegenden Porträt wird in erster Linie die traditionell als Wurzelgemüse angebaute Sippe des Pastinaks behandelt. Allerdings ist es notwendig, zusätzlich auf die nicht als Gemüse genutzten Pastinaken zu sprechen zu kommen, insbesondere wegen der erwähnten und darüber hinausgehenden Verwechslungen und Zusammenfassungen, da der Gemüse-Pastinak Teil eines bestimmungskritischen Komplexes ist. Schließlich ist auch die wissenschaftliche Namenszuordnung bei den Pastinaken problematisch, wovon der Gemüse-Pastinak nicht ausgeschlossen ist. Aus diesen Gründen wird der gesamte Komplex von *Pastinaca sativa*, zu dem der Gemüse-Pastinak zählt, im Folgenden eingehender unter diesen Gesichtspunkten beleuchtet.

2 Name und systematische Stellung

Der zunächst merkwürdig anmutende Name "Pastinak", der auch – zurecht – an den russischen Schriftsteller und Nobelpreisträger Boris Pasternak ("Doktor Schiwago") erinnert ("Pasternak" ist in der Tat der russische Name der Pflanze), ist eine Eindeutschung des seit Antike und Mittelalter in Naturbeschreibungen und Kräuterbüchern gebräuchlichen Namens *Pastinaca*. Seine Herkunft ist nicht geklärt und wird meist auf das lateinische Wort *pastinum* für (Winzer-)Hacke, daraus Hackboden oder eventuell Hackfrucht bezogen (vgl. THELLUNG 1926, GENAUST 1996; FERNALD 1950 nennt *pastino* als Verb für das Vorbereiten des Bodens zum Wein anpflanzen). BECKHAUS (1893) setzt den Namen sogar unmittelbar als altlateinische Bezeichnung für Hackfrucht ein. THELLUNG (1926), HÖPPNER & PREUSS (1926), neuerlich auch DÜLL & KUTZELNIGG (2005) und andere Quellen nennen als weiteren möglichen Ursprung das Wort *pastus* für Weide, Futter oder Nahrung, das aber bei WITTSTEIN (1852) und BOERNER & KUNKEL (1989) explizit nicht als mögliche Quelle bezeichnet wird (ebenfalls bei GENAUST 1996 zitiert). THELLUNG (1926) schreibt, dass sich bei den antiken Schriftstellern COLUMELLA und PLINIUS der Name noch auf die (Kultur-)Möhre (*Daucus* (×)*sativus* oder *D. carota* subsp. *sativus*) bezogen haben und dann im Mittelalter auf die heute so benannte Pflanze übertragen worden sein soll. Dem gegenüber betont MARZELL (1977), dass CELSUS, PLINIUS, COLUMELLA und PALLADIUS den Namen im heutigen Sinn und daneben *auch* für die Möhre verwendet haben. Nach ANDREWS (1958), KÖRBER-GROHNE (1995) und BAUMANN (1998) sind Pastinak, Möhre und z. T. auch Zuckerwurz (*Sium sisarum*) selbst im Mittelalter und noch bis ins 17. Jahrhundert unter den gleichen Bezeichnungen geführt und angebaut worden. Offenbar hat erst LINNÉ durch seine Beschreibung der Gattung und Art (LINNAEUS 1753) für eine endgültige Festlegung gesorgt. Diese Verwechslung bzw. Zusammenfassung – nicht unüblich für generell relativ unterschiedliche Nutzpflanzen-Arten, bei denen jedoch die genutzten Teile einander sehr ähnlich sind – macht es sehr problematisch, die Einführung und Nutzungsgeschichte des Pastinaks nachzuvollziehen.

Entsprechend sind die Volksnamen der Möhre teilweise auch auf den Pastinak zu beziehen. Möhren werden in großen Teilen Nordrhein-Westfalens traditionell und mitunter noch heute als Wurzeln (Wurzelgemüse), Worteln, Wurteln oder ähnlich bezeichnet. Ebenso galten für den Pastinak diese Namen hier regional, wie eigene Erhebungen ergeben haben. Im Münsterland wurde darüber hinaus der Name Wittwortel(n) verwendet, der sonst weithin für weiße Mohrrüben galt (vgl. auch MARZELL 1977, der "Wittwuartel" für Rheine zitiert). Vermutlich weil sie als Beigabe zu bestimmten Speisen Verwendung gefunden haben, sind die

Pastinakrüben auch als "Speckmöhren" und "Hammel(s)möhren" bezeichnet worden. Aber auch die Deutung als Vieh- und Wildfutter erscheint plausibel (hierzu auch "Hirschmöhren"). Aus dem Sauerland ist der Name "Klingelmöhre" bekannt (vgl. BECKHAUS 1893). Die Übertragung der Namensübersetzung "Pastinak" ins Plattdeutsche hat zu verschiedenen Formen geführt, die relativ umfassend bei MARZELL (1977) genannt sind. Im Ruhrgebiet und seiner weiteren Umgebung sind Palsterna(c)k(en), Polsternack(el), Päst(er)nachen und Pasterna(c)k(en) in verschiedenen Regionen verwendet worden. Weiter östlich, auf der Paderborner Hochfläche, wurde der bezeichnende Name "Falscher Dill" gehört (wegen der gelben Blüten und der Familienverwandtschaft), von dem ähnliche Formen bei MARZELL nur aus Mittel- und Ostdeutschland angegeben werden (möglicherweise ist aber zumindest "Wilder Dill" weiter verbreitet, vgl. REINHARD 2012; siehe dort, bei THELLUNG 1926 und MARZELL 1977 auch zu weiteren Volksnamen). Der im englischsprachigen Raum übliche Name des Pastinaks ist "Parsnip", hervorgegangen aus "Pastnip", wiederum rückführbar auf *Pastinaca* (vgl. MARZELL 1977).

Wie Möhre, Zuckerwurz und Dill (*Anethum graveolens*) gehört der Pastinak zu den Doldenblütlern (*Apiaceae*), von denen die meisten Arten anhand ihrer charakteristischen Doppeldolden-Blütenstände unzweifelhaft als Familienangehörige erkennbar sind. Die Artenzahl in der Gattung *Pastinaca* wird stets und seit Langem unverändert mit 14 angegeben (THELLUNG 1926, EHRHARDT & al. 2008, MABBERLEY 2008). Lediglich MENEMEN & JURY (2001) sprechen von 8 Arten und 4 Unterarten. Bei Aufgliederung einer weit gefassten *Pastinaca sativa* in mehrere Arten, wie es hier postuliert wird (siehe Kap. 4), erhöht sich diese Zahl geringfügig; immerhin werden in den meisten osteuropäischen Florenwerken und Checklisten die in Mitteleuropa traditionell als Unterarten von *P. sativa* aufgefassten Sippen bereits seit längerer Zeit als Arten behandelt (vgl. SHISHKIN 1951, CZEREPANOV 1995, FEDORONCHUK 1999 und viele weitere Quellen).

Die Eigenständigkeit der Gattung *Pastinaca* wurde immer wieder auf den Prüfstand gestellt. THELLUNG (1926) diskutiert die von verschiedenen Autoren vorgenommene Vereinigung der Gattung mit *Peucedanum* (Haarstrang) sowie eine solche mit *Heracleum* (Bärenklau); er schließt sich jedoch der Ansicht an, dass *Pastinaca* näher mit *Heracleum* verwandt zu sein scheint, wenn auch eine Zusammenfassung zu weit gehe. Molekularsystematische Befunde von DOWNIE & KATZ-DOWNIE (1996) und DOWNIE & al. (1998) brachten die Forderung nach einer Vereinigung von *Pastinaca* und *Heracleum* unlängst erneut auf den Tisch. Umfassendere kladistische Studien aus DNA-Sequenzierungen zeigen aber, dass beide Gattungen als Schwestergruppen anzusehen sind und so eine Vereinigung nicht notwendig ist (vgl. LOGACHEVA & al. 2008). Selbst wenn sich die erstgenannten Befunde mehr oder weniger bestätigen sollten (vgl. AJANI & al. 2008), ist eine Teilung der Gattung *Heracleum* sinnvoller als eine Vereinigung mit den Pastinaken, zumal die mitteleuropäischen Arten davon unberührt bleiben. Schwierig scheint das Verhältnis zu den nahe stehenden, in Mitteleuropa jedoch nicht vorkommenden Gattungen *Malabaila*, *Leitotulus, Trigonosciadium* und *Dumaniana* zu sein, bei denen derzeit unklar ist, ob und in welchem Umfang sie teilweise oder sogar gänzlich zu *Pastinaca* gestellt werden sollten (Literaturübersicht und Diskussion bei HAND 2011). Die Verwandtschaft zur Gattung Möhre (*Daucus*) besteht lediglich darin, dass beide zur Familie der Doldenblütler zählen; sie ist jedoch nicht so unmittelbar wie diejenige der Pastinaken mit Bärenklau. So gehören letztere zur Tribus *Tordylieae*, die Möhre jedoch zur Tribus *Scandiceae* (vgl. z. B. AJANI & al. 2008). Die Ausbildung von Wurzelrüben ist eine konvergente Entwicklung, die nicht auf direkte Verwandtschaft hindeuten muss.

3 Merkmale

Alle Vertreter der Gattung Pastinak besitzen gelbe bis grüngelbe Kronblätter und sind deshalb blühend in Kombination mit ein- bis zweifach unpaarig gefiederten Blättern sowie länglichen (bis manchmal fast linealischen), eiförmigen oder am Grunde herzförmigen Blattzipfeln zumindest in Mitteleuropa eindeutig zu erkennen. Die ebenfalls gelb blühenden, als Nutzpflanzen verwendeten Doldenblütler Dill (*Anethum graveolens*) und Fenchel (*Foeniculum vulgare*) unterscheiden sich bereits bei flüchtiger Betrachtung durch die drei- bis vierfach gefiederten Blätter mit haarförmigen Zipfeln. In der Gestaltung der Blattspreite ähnlicher sind Liebstöckel (*Levisticum officinale*) und Petersilie (*Petroselinum crispum*), wobei beide ausgeprägte Hüllchenblätter (zipfelige Blättchen am Grunde der Döldchen, aus denen sich die Dolden zusammensetzen) aufweisen, die den Pastinaken fehlen oder nur anfangs an einzelnen Döldchen in Form einzelner Blättchen vorhanden sind (zur Vollblütezeit finden sich in der Regel keine mehr). Die Kronblätter des Liebstöckels sind zudem heller gefärbt, eher creme- bis elfenbeinfarben.

Das Vorhandensein von Hüllchen und hellere Kronblätter sind ebenfalls Abgrenzungsmerkmale für den mit regionalen Schwerpunkten in Nordrhein-Westfalen heimischen Wiesen-Rossfenchel (*Silaum silaus*). Dill, Fenchel, Liebstöckel ("Maggikraut") und Petersilie weisen beim Zerreiben der Blätter jeweils charakteristische Gewürzdüfte auf, die aus der Küche bekannt sind. Der Rossfenchel duftet dagegen schwach nach Möhre und ähnelt darin eher den Pastinaken, bei denen nach Zerreiben der Blätter und Früchte ein allerdings meist recht deutlicher, oft herber möhrenartiger oder herb-süßlicher, entfernt fenchelartiger Geruch wahrzunehmen ist – ebenso an ihren Rüben (nach Frosteinwirkung und generell nach dem Kochen wird dieser Duft – und Geschmack – intensiver, anisartiger). Auch die vor allem an Schifffahrtskanälen verbreitete Erz-Engelwurz (*Angelica archangelica* agg.) duftet aromatisch süßlich und anisartig, ist aber viel robuster, mit sehr dicken Stängeln, die bei optimalem Wuchs den Pastinak an Höhe übertreffen, und größeren Doppeldolden, außerdem hat sie zahlreiche Hüllchenblätter und dreifach gefiederte Blätter. Insgesamt ähnlicher sind Bärenklau-Arten, von denen die gelb blühenden (*Heracleum flavescens* und *H. sibiricum*) jedoch im größten Teil Deutschlands nur sehr selten eingeschleppt auftreten. Beide besitzen den gleichen Fruchttyp, wodurch die enge Verwandtschaft beider Gattungen belegt ist (vgl. THEOBALD 1971, LIU & al. 2006). Auch Bärenklaue haben Hüllchenblätter und sind stets durchgehend rauhaarig, zumindest an den Stängeln, wo an den Knoten zusätzlich ausgeprägte Borstenkränze festzustellen sind ("ist der Stängel rau, ist es Bärenklau").

Der Gemüse-Pastinak ist eine meist zweijährige Pflanze, kann jedoch auch monokarp (kurzlebig) mehrjährig sein, d. h. sie braucht mindestens zwei Jahre, um Blüten und Früchte zu bilden, stirbt dann nach der Fruchtreife ab. In der Regel wird sie zwischen einem und 1,80 Meter hoch; sehr kräftige Exemplare erreichen auch zwei Meter (THELLUNG 1926 unterscheidet hierzu eine "Form" *gigantea*). Der mehr oder weniger tief gefurchte und manchmal deutlich kantige, bis auf die Knoten stets hohle Stängel ist im unteren Teil oft zerstreut bis sehr spärlich kurz rauhaarig, verkahlt jedoch häufig im Laufe der Vegetationsperiode nahezu völlig. Selten treten stärker rauhaarige Exemplare auf, dagegen wurden Pflanzen mit einer weicheren Flaumbehaarung bei dieser Pastinak-Sippe noch nicht (sicher) beobachtet (vgl. auch FRÖBERG 2010). Charakteristisch für den Gemüse-Pastinak ist die ausgeprägte fleischige Wurzelrübe, die in ihrem Bau derjenigen der Kultur-Möhre weitgehend entspricht, nur stets weißlich-elfenbeinfarbig, cremefarben, beige oder – vor allem bei alten Sorten – gelblichbraun bis braun (aber niemals gelb bis orange) gefärbt ist. Außerdem ist sie in ihrer Konsistenz weicher, wattig-schwammiger als die knackig-feste Mohrrübe. In der Farbe ähnlicher sind die Wurzeln der Wurzel-Petersilien (*Petroselinum crispum* convar. *tuberosum* und convar. *breve*), doch dünner und ebenfalls fester, kompakter. Die Pastinakrübe ist im

einjährigen Stadium gut entwickelt und bildet sich bei voll ausgewachsenen, blühenden Pflanzen stärker zurück, wird zumindest aber dann auch fester, faseriger und verliert ihre Fleischigkeit (vgl. WARNING 1934). Im Durchschnitt erreicht sie eine Länge von 25 cm und Breite von 6 cm, wobei die genauen Werte sortenabhängig sind und bei den Sorten mit langen, schlankeren Rüben extreme Werte in der Länge nach oben hin häufiger auftreten (HORNEBURG 2009 berichtet von Maximallängen bis mindestens 1,70 m). Die Rübe ist reich an Stärke und anderen Zuckern (11-18 g auf 100 g frischer Rüben) sowie an Kalium (342-740 mg auf 100 g frischer Rüben) bei geringem Wassergehalt (79-83%). An Vitaminen ist der Vitamin C-Gehalt, der im mittleren Bereich liegt (6-32 g), erwähnenswert (Angaben nach KÖRBER-GROHNE 1995).

Abb. 3: Gemüse-Pastinak (*Pastinaca sativa*), Pastinakrüben (C. BUCH).

Abb. 4: Gemüse-Pastinak (*Pastinaca sativa*), Querschnitt einer Pastinakrübe (C. BUCH).

Die Blätter sind als grundständige Rosettenblätter und als Stängelblätter ausgebildet, weshalb der Pastinak als Halbrosettenpflanze zu bezeichnen ist. Die Blätter sind meist einfach, gelegentlich zweifach unpaarig bis ungleich gefiedert, mit drei bis acht Paaren (bei den grundständigen meist 7-8) ungleich gekerbter bis eingeschnittener, meist elliptischer bis lanzettlicher Fiedern, oberseits mehr oder minder glänzend sowie glatt und (scheinbar) unbehaart oder spärlich bis zerstreut, sehr selten stärker rauhaarig. Die Blattunterseite ist dagegen meist deutlicher (fühlbar) rauhaarig. Das Endblättchen ist häufig dreilappig ausgebildet. Die Blattstiele der Stängelblätter umfassen den Stängel mit breiter Basis. Nach oben hin am Stängel reduziert sich die Größe, Lappung und Fiederzahl der Blätter immer mehr, bis sie ganz oben zu sitzenden schmalen Brakteen reduziert sind.

Die Blütenstände sind Doppeldolden, die ihrerseits Dolden mit 6 bis 25, in Einzelfällen jedoch auch bedeutend mehr (bis über 40) Doldenstrahlen aufweisen. Der längste Doldenstrahl in der Enddolde erreicht eine Länge von 5-10 cm. Bei der großen Enddolde sind die Blüten im inneren Abschnitt vorwiegend männlich (staminat), zum Rand hin treten jedoch immer mehr zweigeschlechtliche hinzu, die schließlich am Rand überwiegen. Bei den Seitendolden nimmt bei den sekundären die Zahl der zweigeschlechtlichen Blüten ab, bei tertiären überwiegen staminate, bei quartären finden sich ausschließlich männliche Blüten (LOVETT DOUST 1980). Die Blüten sind protandrisch und temporal zweihäusig, d. h. zunächst öffnen sich die Antheren und erst nach deren Vergehen – ohne Übergang – werden die Narben etwa eine Woche später bestäubungsreif – mit zusätzlicher Verzögerung der hierarchisch jeweils nachfolgenden Dolden (BEGHTEL 1925, NITAO & ZANGERL 1987, AVERILL & DITOMMASO 2007, CAIN & al. 2010 und dort erwähnte Literatur). Pastinake werden von Insekten (vor allem Fliegen und Hautflügler) bestäubt, die durch die gefärbten Kronblätter, Duftstoffe (Monoterpene: cis- und trans-Ocimene) und das sehr ausgeprägte nektarführende Griffelpolster (Stylopodium) angelockt werden (vgl. CAIN & al. 2010 und dort zitierte Quellen).

Abb. 5: Glanzloser Pastinak (*Pastinaca umbrosa*), untere Stängelblätter (Zeichnungen: G. H. LOOS).

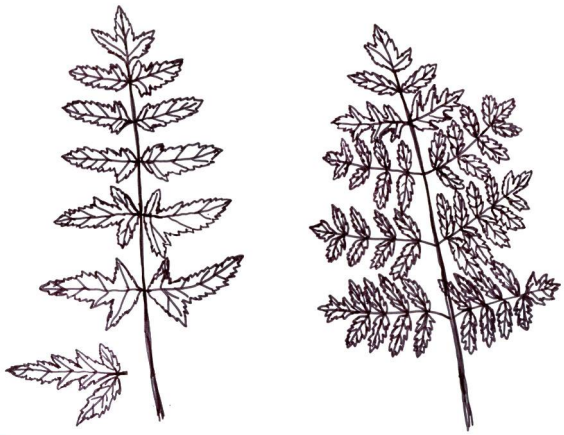


Abb. 6: links: Unteres Stängelblatt von Gemüse-Pastinak (*Pastinaca sativa*); rechts: unteres Stängelblatt von der als *P. fleischmannii* beschriebenen Sippe, wohl eine Form (Mutante) von *P. pratensis* (Zeichnungen: G. H. LOOS).

Abb. 7: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), untere Stängelblätter (Zeichnungen: G. H. LOOS)

Abb. 8: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), Grundblatt, in seiner Form ganz den Grundblättern von *P. sativa* entsprechend (T. KASIELKE).

Abb. 9: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), Grundblätter auf der A40 in Bochum (T. KASIELKE).

Abb. 10: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), Stängelblatt, A40 in Bochum (T. KASIELKE).

Abb. 11: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), Blütenstand (T. KASIELKE).

Abb. 12: Glanzloser Pastinak (*Pastinaca umbrosa*), unreife Früchte (A. JAGEL).

Von besonderem Interesse sind die immer unbehaarten, stark zusammengedrückten und abgeflachten, breit ellipsoiden, schizokarpen Früchte (Doppelachänen bzw. Spaltfrüchte, die bei der Fruchtreife in jeweils zwei einsamige Merikarpe auseinander fallen), die ein auffallend holziges Endokarp aufweisen. Darin stimmen sie mit den Früchten der Bärenklaue überein. Die Merikarpe sind rundlich bis mäßig schmal eiförmig und weisen an den Rändern einen schmalen Flügelrand auf. Die Früchte sind reif strohfarben bis hellbraun; auf ihren gerippten Oberflächen sind zentrale, dunkelbraune Ölstriemen vorhanden. Die Früchte der Enddoldenblüten sind gewöhnlich größer als die der Blüten der Seitendolden. Parthenokarpe, d. h. samenlose Früchte treten häufiger auf und werden als Ablenkung für samenfressende Parasiten von den samenführenden Merikarpen gedeutet (ZANGERL & al. 1991). Inhaltsstofflich sind in den Früchten vor allem ätherische Öle nachweisbar, mit aliphatischen Estern wie Butyl-, Hexyl-, Octyl- und Octenylbutyrat sowie geringfügiger Myristicin (ZANGERL & al. 1997, HILLER & MELZIG 2003). Ätherische Öle sind auch in Blättern und Rübe in meist hoher Konzentration vorhanden. Die Menge und Konzentration der ätherischen Öle schwankt allerdings sowohl modifikativ als auch erblich in allen Pflanzenteilen, was besonders nach der Verarbeitung der Rübe durch stärkeren, würzigeren oder schwächeren, milderen Geschmack zum Ausdruck kommt. Das Auftreten von Chemotypen mit unterschiedlicher Verteilung von Inhaltsstoffen ist für Pastinaken in Europa durch STAHL & KUBECZKA (1979) belegt.

Die Gestalt der Wurzelrübe ist nicht einheitlich. ALEFELD (1866) und ihm folgend THELLUNG (1926) unterscheiden drei "Varietäten" bzw. "Formen", die als Sammelgruppen (Konvarietäten) für die einzelnen Sorten, die vorwiegend nach der Form der Rübe unterschieden werden, gelten können: convar. *longa*, die Langen Pastinaken, mit länglichen bis lang gezogenen, typisch möhrenförmigen Rüben, die im Extremfall bis weit über einen Meter lang werden können; convar. *rotunda*, die Kurzen, Königs-, Zucker- oder Französischen Pastinaken mit kurzen, dicken Rüben; convar. *siamensis*, die Siam-Pastinaken, die in der Form zwischen den vorigen Gruppen stehen, aber kleiner und zarter sind (nach ALEFELD 1866 wurden diese am meisten geschätzt). Durch züchterische Auslese in Kombination mit Sorten-Hybridisierung über die Grenzen der Konvarietäten hinweg sind vor allem bei heutigen Sorten die Zuordnungen zu diesen idealtypischen Gruppen nicht durchgehend zu gewährleisten (so besitzt die verbreitete Sorte 'Halblange Weiße' eine spitzkegelige Rübenform).

Pastinakpflanzen enthalten ähnlich wie Bärenklaue Furanocumarine (vor allem Xanthotoxin, Bergapten und Sphondin), die beim Menschen die Haut gegen UV-Strahlung sensibilisieren und nach Kontakt mit dem Pflanzensaft unter Umständen zu verbrennungsartigen Irritationen bis Geschwüren (Phytophotodermatitis) führen können (vgl. u. a. LUTCHMAN & al. 1999, AVERILL & DITOMMASO 2007). Daneben können diese Inhaltsstoffe auch zu echten Vergiftungserscheinungen führen. Allerdings gibt es sippenspezifische Unterschiede in der Menge

der Furanocumarine, zumindest in den Früchten – mit deutlichen Unterschieden zwischen kultiviertem Gemüse-Pastinak und Wildsippen, die herbivorem Fraßdruck ausgesetzt sind und deshalb höhere Mengen aufweisen (vgl. BERENBAUM & al. 1984). In den Reproduktionsorganen (Knospen, Blüten und Samen) finden sich die höchsten Furanocumarin-Konzentrationen, die damit der Abwehr von Fressfeinden dienen (vgl. ZANGERL & al. 1997).

4 Der Komplex *Pastinaca sativa*

Die Problematik der taxonomischen Gliederung von *Pastinaca sativa* in einem weiteren Sinne wurde bereits erwähnt. Tatsächlich existieren mehrere Sippen, die noch nicht abschließend untersucht bzw. in ihrer nomenklatorischen Zuordnung nicht abgesichert sind. Damit geht eine taxonomisch-nomenklatorische Verwirrung einher, die nicht damit gelöst wird, dass drei oder vier Sippen mit den üblicherweise angewendeten Namen belegt werden, insbesondere weil in jeweils verschiedenen Ländern und Regionen Europas unterschiedliche Auffassungen über die zugehörigen Sippen bestehen. Auf diese Schwierigkeiten wurde teilweise schon an anderer Stelle hingewiesen (LOOS 1993). Inzwischen sind diesbezügliche Kenntnisse vermehrt worden, sodass zumindest eine aktualisierte Auskunft über die bekannten Sippen gegeben werden kann. Generell ist zu sagen, dass *P. sativa* sensu lato ein sehr weit gefasster Komplex ist, der sowohl deutlicher als auch undeutlicher äußerlich gegeneinander abgrenzbare Sippen umfasst. Der Gemüse-Pastinak ist durch seine besondere Wurzelausbildung meist gut erkennbar, sofern man an die unterirdischen Teile der Pflanze gelangt, doch ist der zugehörige wissenschaftliche Name durchaus nicht eindeutig geklärt.

Von den in Mitteleuropa gemeinhin unterschiedenen Sippen ist die als *P. sativa* subsp. *urens* ([REQ. ex] GODR.) ČELAK., deutsch Glanzloser oder Brennender Pastinak, bezeichnete Sippe nomenklatorisch und taxonomisch noch am besten festgeschrieben, auch in ihrer Abgrenzung gegen den "Rest" des Komplexes. Im Einklang mit osteuropäischen Florenwerken und Checklisten wie CZEREPANOV (1995), FEDORONCHUK (1999), DOMAC (2002) u. a. sowie ihrer Behandlung bei LANDOLT (2001) sollte diese Sippe als Art betrachtet werden, die dann ***Pastinaca umbrosa* STEVEN ex DC.** heißen muss (Synonyme im Artrang sind vor allem *P. opaca* BERNH. ex HORNEM. und *P. urens* REQ. ex GODR.). GERSTBERGER (1995) hat die Erkennungsmerkmale von *P. umbrosa* gegenüber anderen Sippen evaluiert und ergänzt. Diese Art ist zunächst an eher runden Stängeln zu erkennen, die gerieft oder mäßig gefurcht sein können, dabei aber ihren rundlichen Charakter nicht verlieren. Vom Wuchs her wirkt dieser Pastinak im blühenden Zustand viel schlanker, weil die Internodien länger gestreckt sind und die Doppeldolden durch eine geringere Doldenstrahlenzahl (5-9) und eine geringere Länge des längsten Doldenstrahls (2,25-5,5 cm) meist etwas kleiner erscheinen als beim Gemüse-Pastinak. Die Wuchshöhe unterscheidet sich im Durchschnitt bei diesen beiden Sippen wenig, allerdings kann *P. umbrosa* unter günstigen Bedingungen sogar drei Meter hoch werden und damit die kräftigsten Pflanzen der anderen Art überflügeln. Der Glanzlose Pastinak ist auf den oberirdischen Teilen (außer den Früchten) meist feinflaumig behaart, wodurch die Pflanzen ein "leicht graues, staubiges Aussehen" bekommen (GERSTBERGER 1995: 474). Jedoch nimmt diese Behaarung zum Herbst hin ab und außerdem scheint es zusätzlich nahezu unbehaarte Typen zu geben (ROTHMALER 2005: 510: "z. T. verkahlend"). Bei den grundständigen Blättern ist gegenüber den anderen Pastinaken eine geringere Anzahl von Fiederpaaren zu verzeichnen (4-5). Die Fiederblätter und Lappen sind breiter, weniger tief eingeschnitten und laufen an den Enden nicht so spitz zu, wirken eher etwas stumpflich. Auffällig sind die basalen Abschnitte der Rosettenblattstiele, die bei *P. umbrosa* immer dunkelrot gefärbt sind, während dies bei anderen Pastinaken kein zwingendes Merkmal ist. Das auffälligste Merkmal ist schließlich die Aufblühzeit: Während der Gemüse-Pastinak im Regelfall im Tiefland schon Anfang Juni (manchmal Ende Mai) mit der Blüte beginnt, setzt der Glanzlose Pastinak erst gegen Ende Juli zu blühen an.

Abb.13: Glanzloser Pastinak (*Pastinaca umbrosa*), Bestand im Moseltal (T. KASIELKE).

Abb.14: Glanzloser Pastinak (*Pastinaca umbrosa*), Bestand im Moseltal am Calmont (A. JAGEL).

Abb. 15: Glanzloser Pastinak (*Pastinaca umbrosa*), Stängelbehaarung (Moseltal, 2009, A. JAGEL).

Abb. 16: Glanzloser Pastinak (*Pastinaca umbrosa*), Fruchtstand (Moseltal, A. JAGEL).

Diese Merkmale charakterisieren den Glanzlosen Pastinak deutlich und grenzen ihn bei gemeinsamem Vorkommen mit anderen Sippen nach eigenen Beobachtungen stets eindeutig ab (zu Fruchtmerkmalen vgl. zudem FISCHER & al. 2008). Die Merkmalsstabilität in Kombination mit eigenständiger Aufblühphänologie ergibt eine hinreichende Berechtigung, *P. umbrosa* als Art anzuerkennen. Verwischende Merkmalsgrenzen durch Hybridisierung werden allerdings angegeben: HESS & al. (1970) erwähnen ein häufigeres Auftreten von Übergängen zum Wiesen-Pastinak in der Schweiz (LANDOLT 2001 gibt jedoch für den Züricher Raum keine Hybriden an, dafür aber THELLUNG 1926 für den Raum Genf) und MEIEROTT (2008) betont, dass bei allen drei Vorkommen von *P. umbrosa* in seinem vornehmlich unterfränkischen Untersuchungsgebiet eine zunehmende "Aufbastardierung" durch den nachfolgend behandelten Wiesen-Pastinak zu beobachten sei. Andererseits wurden bei Untersuchungen von teils sehr großen gemeinsamen Vorkommen in Westfalen, im Trierer Raum und im Moseltal keine unmittelbaren Hinweise auf Hybridisierungen gefunden (in ähnlicher Weise vgl. GERSTBERGER 1995). Gelegentlich konnten im Ruhrgebiet weitgehend un- bzw. spärlicher behaarte Populationen von *P. umbrosa* nachgewiesen werden, die sonst (einschließlich der Aufblühzeit) keinerlei Hinweise auf eine Introgression durch den Wiesen-Pastinak gegeben haben.

Abb. 17: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*) in einem Acker bei Geseke/Westfalen (A. JAGEL).

Abb. 18: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), am Ruhrufer in Bochum (A. JAGEL).

Abb. 19: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), Blütenstand, A40 in Bochum (S. WOLF).

Abb. 20: Wiesen-Pastinak (*Pastinaca pratensis*), Fruchtstände (H. STEINECKE)

Wie vom Gemüse-Pastinak, so ist der Glanzlose Pastinak also ebenfalls vom erwähnten **Wiesen-Pastinak** deutlich zu trennen, dagegen ist letzterer nach äußerlichen Merkmalen auf den ersten Blick kaum vom Gemüse-Pastinak zu unterscheiden. Der zunächst wesentliche Unterscheidungsaspekt liegt in der Ausbildung der Wurzel: Sie ist nicht fleischig und rübenförmig verdickt, sondern holzig-faserig und spindelförmig, riecht allerdings ähnlich, nur etwas schärfer und herber. Im Durchschnitt bleibt der Wiesen-Pastinak niedriger als beide anderen genannten Arten (85 cm bis 1,60 m), wenn es auch hier größere Exemplare gibt und besonders in Russland die Durchschnittshöhe anscheinend eher zum oberen Abschnitt der Spannbreite hin verschoben ist (mit häufigerem Auftreten von Extremhöhen bis 1,80 m). Bei gemeinsamen, nicht durch Mahd oder sonstige Verstümmelungen beeinflussten Vorkommen mit *P. umbrosa* sind die beiden Sippen aber in der Regel anhand der Größe und der Wuchsform (längere, schlankere Pflanzen des Glanzlosen Pastinak) schon von größerer Entfernung aus klar zu differenzieren. Die Zahl der Doldenstrahlen und der Döldchen ist beim Gemüse-Pastinak tendenziell höher als beim Wiesen-Pastinak, allerdings gibt es hier einen großen Überschneidungsbereich und die Zahl der selbst untersuchten Pflanzen des Gemüse-Pastinak ist zu gering, als dass hierzu verbindlichere Aussagen gemacht werden können. Die Aufblühzeit des Wiesen-Pastinak liegt deutlich nach der des Gemüse-Pastinak, jedoch vor derjenigen des Glanzlosen Pastinak: Die meisten Bestände beginnen im Tiefland Anfang bis Mitte Juli mit der Blüte, zwei bis drei Wochen vor *P. umbrosa*. Bei genauerer

Betrachtung ist festzustellen, dass die Aufblühzeit des Wiesen-Pastinak nicht einheitlich ist: Während die meisten europäischen Populationen tatsächlich in den Juli hinein mit der Blüte einsetzen, existiert eine zweite Sippe, die früher ist und Ende Juni bis Anfang Juli zu blühen beginnt, mindestens zwei Wochen vor der verbreiteten Sippe (hierauf hat zuerst E. Patzke, Aachen, schriftl. und mündl. Mitteilungen, hingewiesen). Damit zeigt sich, dass die taxonomische Umgrenzung des Wiesen-Pastinak schon viel problematischer ist bzw. (nach derzeitigem Kenntnisstand) von zwei Wiesen-Pastinaken gesprochen werden muss, die – als "Geschwisterarten" äußerlich scheinbar merkmalsgleich – noch viel schwieriger voneinander zu trennen sind als z. B. der Gemüse-Pastinak von den Wiesen-Pastinaken. Bemerkenswert erscheint in diesem Zusammenhang, dass keinerlei plausible Hinweise auf hybridogene Übergänge zwischen Wildsippen des Pastinaks und dem Gemüse-Pastinak existieren (vgl. AVERILL & DITOMMASO 2007).

Wie ist/sind der oder die Wiesen-Pastinake(n) zu benennen? Mit der lange Zeit gebräuchlichen 4. Auflage des "Kritischen Bandes" des ROTHMALER (1976) war diese Sippe als *P. sativa* subsp. *sativa* var. *pratensis* PERS. zu bestimmen – es ist bedauerlich, dass diese in der neuen Auflage (2005) nicht mehr enthalten ist, sodass man nur zu einer undifferenzierten *P. sativa* subsp. *sativa* kommt. In den meisten regionalen und lokalen Florenwerken findet sich ebenfalls höchstens eine undifferenzierte *P. sativa* subsp. *sativa* angegeben – und das auch meist nur, wenn zusätzlich *P. umbrosa* (bzw. dann als *P. sativa* subsp. *urens*) im Untersuchungsgebiet nachgewiesen wurde; ansonsten ist stets nur *P. sativa* aufgeführt (ohne weitere Differenzierung). Vor diesem Hintergrund ist es nicht verwunderlich, wenn man bezüglich des Status, namentlich der Art und Hinweise des Auftretens der Sippe, zu falschen Einschätzungen gelangt. So liest man oft in den Florenwerken, dass der Pastinak ursprünglich verwildert sei. Das trifft aber für den Wiesen-Pastinak nicht zu. Zwar wurden seine Wurzeln wohl in geringem Umfang verwendet (z. B. zur Suppenherstellung, vgl. THELLUNG 1926) und eine punktuelle Anpflanzung mit nachfolgender Verwilderung kann nicht völlig ausgeschlossen werden, die Mehrzahl der Vorkommen beruht jedoch auf Einwanderung und/oder Einschleppung, meist mit nachfolgender Ausbreitung. Der gewöhnlich angebaute und dann vielleicht auch lokal verwilderte Pastinak ist jedoch der Gemüse-Pastinak (im Sinne z. B. von ROTHMALER 1976 *P. sativa* subsp. *sativa* var. *sativa*), der nichts mit den Vorkommen des Wiesen-Pastinak zu tun hat. Es sei ergänzt, dass ähnliche Bewertungsprobleme aufgrund einer Verwechslung der Sippen für viele Länder und Regionen bestehen (z. B. für die Verhältnisse in Nordamerika vgl. die Literaturdiskussion bei CAIN & al. 2010).

Zusätzlich stellt sich die Frage, ob der Name "*pratensis*" die formal korrekte Bezeichnung für den Wiesen-Pastinak darstellt und der Name *Pastinaca sativa* im engeren Sinne problemlos auf den Gemüse-Pastinak übertragen werden kann. FRÖBERG (2010) weist nämlich darauf hin, dass es nicht gesichert ist, ob der Lectotypus von *P. sativa* tatsächlich der Gemüse-Pastinak ist oder er vielleicht dem Wiesen-Pastinak zugeordnet werden muss. Vor diesem Hintergrund verwenden viele Autoren seit THELLUNG (1926) für den Gemüse-Pastinak den Namen *P. sativa* var. *hortensis* (wobei dann der gültige Autor eindeutig ermittelt werden müsste: EHRH. ex HOFFM.? [EHRH. ex] ROEM. & SCHULT.? GAUDIN? Letzterer wird heute meist als Autor angesehen, z. B. bei FRÖBERG 2010, vgl. aber PISTRICK 2001). Der Varietätsname *pratensis* wurde von PERSOON (1805) eingeführt. Als gültige Benennung auf der Artebene gilt seine Verwendung bei MARTIUS (1817). Ist das jedoch der Wiesen-Pastinak in dem Sinne, wie er bei THELLUNG (1926), ROTHMALER (1976), LOOS (1988, 1993) u. a. verwendet wurde? Und wenn man die beiden erwähnten Wiesen-Pastinake im Artrang akzeptiert, welche der Sippen ist dann *Pastinaca pratensis*? In jedem Fall erscheint es sinnvoll, dem Typus des Namens "*pratensis*" intensiver nachzugehen; bisherige Nachforschungen waren wenig erfolgreich. Da es unwahrscheinlich erscheint, dass diese Proble-

matik schnell geklärt werden kann, aber Namen für die praktische Arbeit gebraucht werden, empfiehlt es sich, für den Gemüse-Pastinak im Artrang vorbehaltlich der Ergebnisse weiterer Typus-Nachforschungen und gegebenenfalls eines Antrages zur Festlegung an die Nomenklaturkommission den Namen ***Pastinaca sativa* L.** zu verwenden, nicht zuletzt, weil er für die Kulturpflanze universell gebräuchlich ist. Der Wiesen-Pastinak als Komplex sollte entsprechend bis auf Weiteres ***Pastinaca pratensis* (PERS.) H. MARTIUS** heißen (in der Autorenzitierung PISTRICK 2001 folgend), wobei dieser Name als Aggregatsname für die beiden "Geschwisterarten" verstanden werden kann. Sollte eine eigenständige provisorische Benennung beider Sippen erfolgen, erscheint es ratsam, *P. pratensis* im engeren Sinne für die weithin dominierende, später aufblühende Sippe zu verwenden. Generell kann der Komplex *P. pratensis* als noch zu wenig geklärt gelten, weil die Merkmalsausprägungen im Gesamtareal ausführlicher studiert werden müssen; dazu zählt u. a. die Bewertung der kräftigeren, in Osteuropa (vor allem Russland) vermehrt auftretenden Morphotypen, die aufblühphänologisch allerdings der späteren Sippe entsprechen.

Ein weiteres Problem ist die Verwendung des Namens ***Pastinaca sylvestris* MILL.** bzw. *P. sativa* subsp. *sylvestris* (MILL.) DC. oder (MILL.) ROUY & E. G. CAMUS. In der mitteleuropäischen floristischen Literatur wird er spätestens seit THELLUNG (1926) für eine weitere Sippe verwendet, die THELLUNG und später ebenso u. a. GERSTBERGER (1995) als intermediär zwischen *P. umbrosa* und *P. pratensis* verorten, aber keine primäre Hybride darstellt. TUTIN (1968) unterscheidet sie von *P. sativa* in engerer Fassung (inklusive *P. pratensis*) durch eine mehr oder weniger ausgeprägte graue Behaarung mit langen, gebogenen (relativ weichen) Haaren am Stängel sowie breitere, stumpfliche Blattabschnitte, die an der Basis etwas herzförmig sind, kerbig-gesägt bis im unteren Teil gelappt, aber nicht fiederschnittig (so auch bei ROTHMALER 1976, 2005 fast wörtlich übernommen). Diese Sippe wird von TUTIN (1968) für Mittel- und Westeuropa angegeben; THELLUNG (1926: 1411) nennt "typische" Ausbildungen aus Spanien, Frankreich und adventiv aus der Schweiz, "angenäherte" Typen ebenfalls aus Frankreich (Lothringen) und England sowie adventiv aus der Schweiz. Aus Deutschland sind nur drei Fundorte in Bayern bekannt, zu denen seit ihrer Erstmeldung bei VOLLRATH (1960) keine neuen dazugekommen sind. Die Erwähnung, dass in England "Annäherungstypen" auftreten sollen, ist insofern brisant als die floristische Literatur Großbritanniens und Irlands *P. sylvestris* als die dort verbreitete wildwachsende, heimische Sippe ansieht (z. B. TUTIN 1980, STACE 1997, SELL & MURRELL 2009). STACE (1997) und vereinzelt ebenso Autoren aus anderen Ländern (z. B. LID & LID 2005) setzen *P. sylvestris* sogar mit *P. sativa* im engeren Sinne gleich, während sie den Gemüse-Pastinak als *P. sativa* var. *hortensis* unterscheiden. Diese Vorgehensweise wurde jedoch von FRÖBERG (2010) als falsch herausgestellt, da der Typus von *P. sativa* – unabhängig von seiner exakten Zugehörigkeit – jedenfalls eine unbehaarte Pflanze darstellt und deshalb mit den Beschreibungen von *P. sylvestris* nicht übereinstimmt. Die Wertigkeit dieser scheinbar nicht klar abgegrenzten Sippe ist bis heute nicht geklärt. FRÖBERG (2010) streicht die Sippe und stellt sie als stärker behaarte Morphotypen zu *P. sativa* inklusive *P. pratensis*; ANZALONE (1987) und REDURON (2008) stufen sie auf Varietätsrang innerhalb von *P. sativa* inklusive *P. pratensis* herab (*P. sativa* var. *arvensis* PERS.). ANZALONE (1987) betont kontinuierliche Übergänge in der Blattmorphologie zwischen *P. sativa* inklusive *P. pratensis* und *P. sylvestris*, die höchstens einen Varietätsrang rechtfertigten. Detaillierte Untersuchungen in den westeuropäischen Teilarealen und die Beziehungen zu den "Annäherungstypen" bleiben weiterhin erforderlich.

Das Problem nimmt noch umfassendere Formen an, wenn man drei weitere Aspekte hinzuzieht: Für Großbritannien und Irland wird in den diesbezüglichen Floren explizit nur das Vorkommen von *P. sylvestris* und des Gemüse-Pastinak hervorgehoben; zumindest scheint dies so, denn beispielsweise STACE (1997) erwähnt nur diese beiden Sippen mit klaren

Merkmalsbeschreibungen. Allerdings fügt er beim Gemüse-Pastinak hinzu, dass nach der Verwilderung und Einbürgerung oft das Merkmal der fleischigen Rüben verloren gehe – dies kann aber nach eigenen, zugegebenermaßen wenigen Beobachtungen nicht bestätigt werden. TUTIN (1980) führt aus, dass *P. sylvestris* "normalerweise" lange, gebogene Haare aufweise, demnach scheint es aber auch kurzhaarige Exemplare zu geben, wie sie gleichermaßen beim Gemüse- und Wiesen-Pastinak auftreten und nach bisherigen Einschätzungen dort eine Relevanz auf der Rangstufe Form haben dürften (z. B. die den Wiesen-Pastinaken zuzuordnende f. *jordanii* bei THELLUNG 1926), wenn es nicht teilweise sogar nur Modifikationen sind. Diese Hinweise geben Anlass, die Pastinaken auf den Britischen Inseln näher zu betrachten – möglicherweise ist *P. pratensis* dort übersehen bzw. verkannt worden. Als zweites Problem tritt hinzu, dass viele, auch aktuelle osteuropäische Floren, Datenbanken, Checklisten und floristische Aufsätze (u. a. CZEREPANOV 1994, FEDORONCHUK 1999, SMEKALOVA 2003-2009), basierend auf dem Konzept bei SHISHKIN (1951), ebenfalls *P. sylvestris* erwähnen, obwohl sie bei TUTIN (1968) von dort nicht angegeben wird. Da *P. sativa* ausschließlich als Kulturpflanze in diesen Ausarbeitungen aufscheint, liegt es nahe, dass Wiesen-Pastinak dort fälschlicherweise mit dem Namen *P. sylvestris* belegt wird. Drittens ist schließlich der Name *P. sylvestris* selbst möglicherweise nicht auf die betreffende Sippe anwendbar. FRÖBERG (2008) erläutert, dass MILLER (1768) bei seiner Beschreibung von *P. sylvestris* Bezug auf den in LINNÉs Beschreibung (LINNAEUS 1753) von *P. sativa* zitierten vorlinnéschen (von BAUHIN eingeführten) Namen "*Pastinaca sylvestris latifolia*" nimmt. Dieser Name taucht bei LINNÉ jedoch zweimal völlig gleich und mit der gleichen Quelle direkt untereinander auf: Bei der Beschreibung der Art *P. sativa*, was als Synonymisierung mit *P. sativa* zu deuten ist und dann mit dem Vorzeichen "ß", wodurch eine abweichende infraspezifische Sippe bezeichnet wird. Dies veranlasste Autoren wie MENEMEN & JURY (2001), die *sylvestris*-Sippe im Unterartrang nicht *P. sativa* subsp. *sylvestris* zu nennen, sondern subsp. *latifolia* (L.) DC. (nicht zu verwechseln mit der völlig eigenständigen, in Mitteleuropa nicht vorkommenden Art *P. latifolia* (DUBY) DC.). MILLER (1768) nimmt bei seiner Zitierung von "*Pastinaca sylvestris latifolia*" jedoch nicht Bezug auf LINNÉ (LINNAEUS 1753), sondern auf die Originalquelle und entsprechend auch keinen Bezug auf LINNÉs "ß". FRÖBERG (2008) deutet *P. sylvestris* deshalb mittelbar über die Priorität der Synonymisierung bei LINNÉ als nomenklatorisches Synonym von *P. sativa*.

Der Komplex von *Pastinaca sativa* umfasst in Europa eine weitere Sippe, die *P. umbrosa* ähnlich ist, aber als Endemit auf Korsika und Sardinien vorkommt (siehe u. a. TUTIN 1968, MENEMEN & JURY 2001): ***Pastinaca divaricata* DESF.** Trotz ihrer Ähnlichkeit mit dem Glanzlosen Pastinak sind entsprechende Pflanzen nirgendwo anders gefunden worden. Übrig bleiben schließlich einige kritische Taxa (vgl. z. B. bei THELLUNG 1926), deren taxonomische Wertigkeit überwiegend als gering angesehen wird, insgesamt aber eher nach wie vor unklar ist (beispielsweise zum Artwert von *Pastinaca fleischmannii* mit mehrfach gefiederten Grundblättern vgl. auf der einen Seite MENEMEN & JURY 2001 und gegensätzlich dazu FRÖBERG 2010).

5 Herkunft, Einführung, Verbreitung und Nutzung

Die genaue Herkunft der Pastinaken bleibt unklar, was auch mit den im vorigen Kapitel besprochenen taxonomischen und nomenklatorischen Problemen zu tun hat. Die Gruppe ist heute jedenfalls über den größten Teil Europas verbreitet (vgl. THELLUNG 1926, TUTIN 1968, FRÖBERG 2010) und kommt als Neophyt in zahlreichen Ländern vor, auch in Neuseeland und auf beiden amerikanischen Kontinenten, wo sie vor allem in Kanada und Argentinien als verbreitet eingestuft ist (vgl. AVERILL & DITOMMASO 2007, CAIN & al. 2010 und dort genannte Quellen). Insbesondere in Teilen der USA gilt sie als invasive Art bzw. Gruppe (vgl. z. B.

WISCONSIN DEPARTMENT OF NATURAL RESOURCES 2008). In Deutschland ist der Komplex insgesamt mindestens archäophytisch, da Fruchtfunde aus der Jungsteinzeit aus Südwestdeutschland und dem unweit außerhalb gelegenen schweizerischen Alpenvorland vorliegen (vgl. KÖRBER-GROHNE 1995). Um welche Sippe es sich dabei handelt und ob die Pflanze schon vor der menschlichen Siedlungstätigkeit vorhanden war, bleibt ungewiss. Der Beginn der Kultur des Gemüse-Pastinak ist ebenso unklar. Im klassischen Altertum sowie im frühen Mittelalter wurden zwar Pastinaken offensichtlich angebaut, der eindeutige Nachweis ist jedoch wegen der oben beschriebenen Zusammenfassungen und Verwechslungen mit Möhren und Zuckerwurz problematisch. KÖRBER-GROHNE (1995) hat die diesbezüglichen Fakten in Grundzügen zusammengetragen, weiteres ist vor allem bei BECKER-DILLINGEN (1928) und ANDREWS (1958) ausführlicher dargelegt. Angeblich wurde der Pastinakanbau im Rheingebiet durch den römischen Kaiser Tiberius (42 v. Chr. – 37) eingeführt oder zumindest forciert, da er als ausgesprochener Pastinak-Liebhaber galt. Zumindest ist durch PLINIUS bekannt, dass er sich eine Pflanze unter dem Namen *siser* jedes Jahr aus Gelduba (heute Krefeld-Gellep) nach Rom bringen ließ. Dies haben einige Autoren wie ROSENTHAL (1862) und VÖSSING (2004) als Pastinak gedeutet. Aber auch hier bleibt angesichts des Namens großer Zweifel, ob nicht vielleicht die Zuckerwurz gemeint ist (vgl. z. B. BARTH 1843, FISCHER-BENZON 1894 und vor allem NIESSEN 1910, der vier verschiedene Deutungen – ohne Pastinak – zitiert). Breitenwirkung erzielte der Gemüse-Pastinak möglicherweise durch die Anbauweisung in der 812 verfassten Landgüterverordnung Karls des Großen (*Capitulare de villis vel curtis imperii*), da hier ausdrücklich zwischen *pastinacas* (eventuell Pastinak) und *carvitas* (Möhren) unterschieden wird – spätere Quellen belegen aber, dass eine solche Unterscheidung trotzdem nicht der heutigen systematisch-taxonomischen Zugehörigkeit entsprechen muss.

Festzuhalten bleibt, dass das ursprüngliche Areal der Pastinaken kaum noch zu ermitteln ist. Indizien deuten auf eine südmitteleuropäische bis südeuropäische Herkunft hin. RUBATZKY & al. (1999) halten das gesamte Mittelmeergebiet über den Balkan bis zum Kaukasus für die Herkunftsregion der Wildsippen. ZIMMERMANN (2010) gibt das westliche Asien als Ursprungsraum an (ebenso u. a. HECKENBERGER 2009, RÜCKSCHLOSS o. J., es ist aber davon auszugehen, dass derartige Informationen häufig ohne Plausibilitätsprüfung voneinander abgeschrieben werden). Gleichsam unklar ist, ob der Gemüse-Pastinak auf wilde Populationen zurückgeht oder durch Auslese von bereits kultivierten Exemplaren manifestiert wurde. Sollte letzteres der Fall sein, bleibt jedoch die frühblühende, wilde Stammsippe noch aufzuspüren – sofern es sich nicht um Mutationsergebnisse innerhalb von Kulturen über viele Generationen hinweg handelt. Inzwischen existieren erste Hinweise, dass selbst der Gemüse-Pastinak nicht einheitlich ist, zumindest eine Sorte scheint später mit der Blüte zu beginnen. Sollten sich diese Befunde bestätigen, kann nicht ausgeschlossen werden, dass Pastinak mindestens zweimal in Kultur genommen wurde und sich dann geringfügig abweichende Sippen entwickelt haben. In diesem Zusammenhang erscheint interessant, dass die neophytischen Pastinakpflanzen in Kentucky entgegen Angaben aus anderen Staaten und Regionen der USA (die darin der verbreiteten Sippe von *P. pratensis* gut entsprechen) Mitte Mai bis Mitte Juni zu blühen beginnen (BASKIN & BASKIN 1979). Ähnliche Angaben liegen aus Iowa (HENDRIX 1984) und Kanada (FRANKTON & MULLIGAN 1987, ALEX 1992) vor. Unter Einbeziehung klimatischer Abweichungen mit entsprechender phänologischer Modifikation sowie neuerer Selektionsprozesse bleibt dennoch die Möglichkeit, dass diese Populationen vielleicht dem Gemüse-Pastinak oder einer wilden Vorgängersippe entsprechen könnten. Immerhin wurde Gemüse-Pastinak bereits relativ kurze Zeit nach der neuzeitlichen Entdeckung Amerikas von eingewanderten Siedlern in Venezuela, Peru und den neuenglischen Kolonien kultiviert; im Gebiet der heutigen USA bereits 1610 in Virginia

und 1629 in Massachusetts (HEDRICK 1919). Inwiefern die eingebürgerten wild wachsenden Pastinaken in der Neuen Welt einheitlich sind und welchen konkreten Ursprung die Vorkommen jeweils haben, ist gänzlich ungewiss.

In Frankreich ist die Kultur des Gemüse-Pastinak etwa ab 1400 sicher nachweisbar. Frankreich und England waren vom 16. bis zum 19. Jahrhundert die Schwerpunkträume des Anbaus und in Großbritannien hat sich die Pastinakkultur bis heute in erheblichem Umfang, d. h. ohne extremen Rückgang, erhalten. Die ersten sicheren Nachweise in Deutschland sind auf das 16. Jahrhundert zurückzuführen, da in den seitdem verfassten Kräuterbüchern Abbildungen zu sehen sind, anhand derer erstmals klar die beschriebenen Pflanzen zugeordnet werden können. In mehreren Kräuterbüchern erscheint damals der Pastinak unter dem Namen "Pestnachen" (vgl. BAUMANN 1998). Im Kräuterbuch von HIERONYMUS BOCK (1546) werden "Pestnachen" als "Bauernkost" bezeichnet. Anpflanzungen aus Rostock sind seit 1627 bekannt (KRAUSE 1896). Wie selbstverständlich tauchen Pastinaken in der Folgezeit in den Handbüchern zum Garten- und Gemüsebau auf (z. B. seit 1666 in den Auflagen des preußischen Gartenbau-Handbuches von JOHANN SIGISMUND ELSHOLTZ, "Botanicus, Praefectus Hortorum und Hoff-Medicus" des Großen Kurfürsten, vgl. KLAUSMEIER 2004). Der Pastinak-Anbau ist allerdings dann folgend auf die Einführung der Kartoffel im 18. Jahrhundert beständig zurückgegangen (vgl. KÖRBER-GROHNE 1995, auch PHILIPPI 1994). Auch die Bevorzugung von Möhren als Wurzelgemüse dürfte zum Rückgang beigetragen haben. Wie genau der Anbau in Deutschland verteilt war und zu welchem Zweck der Anbau im Einzelnen erfolgte, ist schwer zu sagen. Neben der Nutzung als Wurzelgemüse wurde Pastinak vor allem als Viehfutter sowie als Blattgemüse angebaut.

Gemüse-Pastinak, genauer gesagt die Wurzeln (*Radix Pastinacae*), Früchte (*Pastinacae fructus*) und die getrockneten Blätter (*Pastinacae herba*) wurden (und werden) ferner als Heilpflanze verwendet (Inhaltsstoffe bei FRENCH 1971, Anwendung u. a. bei RUMNISKA & al. 1983, HILLER & MELZIG 2003). Anwendungsbereiche waren und sind teilweise noch der Verdauungstrakt (Magenbeschwerden), Fieber, "Leber- und Lungenleiden", Blasen- und Nierenerkrankungen. Im letzteren Fall finden hauptsächlich die Blätter (das "Kraut") Verwendung, während die Früchte wegen des Gehaltes an Calciumoxalat zumindest in höherer Dosierung problematisch erscheinen. Allerdings sollen sie, ebenso wie die Wurzeln, harntreibend wirken. Inulin in den Wurzeln lässt sie als Speise für Diabetiker empfehlenswert erscheinen. Schließlich wurden die Rüben ebenfalls als Aphrodisiakum bzw. als Mittel gegen Impotenz eingesetzt. Die heutige Verwendung erstreckt sich zunächst überwiegend auf die Furanocumarine, die in Mitteln gegen Hautkrankheiten Einsatz finden. In jüngster Zeit wurden zudem bioaktive Polyacetylene in relativ hohen Mengen gefunden, die nicht nur vorbeugend gegen Tumore, Allergien und Entzündungen wirken, sondern von denen auch einige eine desinfizierende Wirkung gegen mikrobielle Infektionen und Parasitenbefall aufweisen (vgl. ZIDORN & al. 2005).

Ein Anbauschwerpunkt des Gemüse-Pastinak war in jedem Fall Süddeutschland, wo seine Kultur zwar ebenfalls nach dem Anbaubeginn der Kartoffel stark zurückging, aber lokal ohne Unterbrechung bis heute überdauerte (vgl. THELLUNG 1926). Auch hat es offensichtlich zwischenzeitlich bereits Initiativen für einen erneut verstärkten Anbau gegeben. In anderen Regionen ist gänzlich unklar, ob dort früher überhaupt Pastinaken angebaut wurden und nicht erst mit ihrer Propagierung durch Ökolandbau, Wiederentdeckung alter Nutzpflanzen sowie "Slowfood"-Bewegung und als Entdeckung von Spitzenköchen und Gourmets in den letzten Jahren erstmals Einzug gehalten haben. Die Behauptung, dass der Pastinak in Europa eine der Hauptnahrungspflanzen war und erst später durch die Möhre abgelöst wurde (ZIMMERMANN 2010), ist zumindest pauschal unrichtig, zumal die Möhre zwar beliebter

wurde, aber zuvor zeitgleich mit ihm und in kaum geringerem Umfang kultiviert wurde, was die in Kap. 2 skizzierte Namensverwechslung und -zusammenfassung belegt. Da Pastinak eine anspruchslose Pflanze ist, die auf nährstoffarmen, tiefgründigen Moorböden gut gedeiht, waren die potenziellen Anbaugebiete zumindest in Norddeutschland groß (angeblich stammen daher Volksnamen wie "Morwortel" und daraus hochdeutsch "Moorwurzel" – dabei kann es sich aber um Namensvertauschungen mit der Möhre/Mohrrübe handeln). Andererseits zeigt zumindest der Wiesen-Pastinak eine ausgesprochene Präferenz für nährstoff- und basenreiche, meist kalkhaltige Böden, sodass Pastinaken in jedem Fall eine größere Anbaupotenz aufweisen als manches andere Wurzelgemüse und Viehfutter.

Abb. 21: Pfannenmahlzeit mit Pastinak und Paprika (C. BUCH).

Neben dem Kochen als Wurzelgemüse, meist als Bestandteil von Eintöpfen und Suppen, fand der Gemüse-Pastinak Eingang in die Küche, um daraus Kaffeeersatz, Zucker, Sirup (z. B. als Brotaufstrich), Mehl, Wein und Schnaps (auch Wurzelextrakte als Schnapszusätze) herzustellen, in Irland wurde (und wird teilweise noch immer) zusammen mit Hopfen daraus Bier gebraut; Früchte dienten vor allem in Österreich als Gewürz (THELLUNG 1926, REINHARD 2012). Der hohe Zuckergehalt, der der Rübe besonders nach Frosteinwirkung sowie den aus ihr hergestellten Produkten eine besondere Süße verleiht, ist ein Grund für ihre Beliebtheit (in den USA werden regional sogar kandierte Pastinaken sehr geschätzt). Andererseits ist der Nitratwert der Pflanze sehr gering, sodass sie einen besonderen Vorzug in der Herstellung von Babynahrung erfahren hat. Insgesamt fügt sich der Gemüse-Pastinak damit in die Reihe der zahlreichen Gemüse- und Gewürzpflanzen, die aus der Familie der Doldenblütler bekannt ist. Heute wird Gemüse-Pastinak in weiten Teilen der Welt angebaut, vom Schwerpunkt her in den Gemäßigten Breiten, ferner gelegentlich in den Tropen und Subtropen. Hauptanbauländer sind Großbritannien, Frankreich, Kanada, die USA, Russland, die skandinavischen Staaten, die Niederlande und Ungarn (PISTRICK 2001).

In Nordrhein-Westfalen wurden Pastinakfrüchte an römerzeitlichen Siedlungsstellen gefunden; KÖRBER-GROHNE (1995) erwähnt Funde aus Xanten. Hier wie an anderen Stellen bleibt die Sippenzugehörigkeit unklar. Ist es möglicherweise keine Kultur gewesen, sondern eine Einschleppung einer Wildsippe? Oder ist Pastinak am Rhein eine indigene Pflanze? All dies ist Spekulation, aber deshalb kann der genaue floristische Status für NRW nicht eindeutig festgelegt werden. Im 19. Jahrhundert gab es noch Pastinakanbau im Sauerland bei generell starkem Anbaurückgang (vgl. BECKHAUS 1893). In manchen Regionen Westfalens ist überhaupt nichts über den Pastinakanbau bekannt, daher lässt sich vermuten, dass die Pflanze nicht flächendeckend genutzt wurde. Während die Kulturpflanze erheblich zurückgegangen ist, hat sich der Wiesen-Pastinak ausgebreitet. Im mittleren Westfalen dürfte die Eisenbahn ein entscheidender Ausbreitungsfaktor gewesen sein. Nach BECKHAUS (1893) und HÖPPNER & PREUSS (1926) war der Wiesen-Pastinak am Rhein häufig, trat dann

auch an Ruhr und Lippe auf, aber ebenso schon recht früh an Ems und Diemel als Weserzufluss. Wenn BECKHAUS (1893: 471) allerdings schreibt: "Hamm an der Lippe vereinzelt und meist ersichtlich verw." (= verwildert), dann ergeben sich wiederum Zweifel – wohl weniger an der Sippenzugehörigkeit als an der Bestimmung der Sippe. Eine Ausbreitung der spätblühenden *P. pratensis* an den Bahnstrecken und Straßenrändern erfolgte erst im Anschluss vermehrt und hält zumindest bezüglich der Straßenränder bis heute an. Der Glanzlose Pastinak wurde früher zunächst nur aus Düsseldorf sowie adventiv aus dem Ruhrgebiet angegeben, trat dann außerdem im Kreis Soest auf (Details bei GERSTBERGER 1995) und ist heute sehr zerstreut in NRW zu finden, mit Schwerpunkt im Ruhrgebiet und von den Standorten her vorwiegend auf Bahn- und Industriegelände. Diese Art ist daher ziemlich eindeutig als Neophyt in NRW zu bewerten. Die ewige Zusammenfassung von Gemüse- und Wiesen-Pastinak macht es schwierig, Verwilderungen des erstgenannten eindeutig zu ermitteln. In neuerer Zeit wurden einzelne Verwilderungen an Grabeland und Kleingärten im Ruhrgebiet, wo Pastinaken hauptsächlich angebaut werden, festgestellt. Kulturen in Hausgärten sind ausgesprochen selten und der feldmäßige Anbau ist zumindest in Deutschland extrem beschränkt. Verwilderte Vorkommen sind sehr selten, weil die Pflanzen im ersten Jahr geerntet werden, wenn noch keine Blüten entwickelt sind, wobei jedoch vereinzelt Pflanzen zur Saatgutgewinnung bis zur Fruchtreife stehen bleiben. Zwischenzeitlich war die Sippe Bestandteil von Begrünungs-Einsaaten (z. B. mehrfach in Dortmund), wobei sie sich einige Jahre gehalten hat und dann meist verschwunden ist, was jedoch nicht als Unbeständigkeit auszulegen ist, sondern mit der Veränderung der Nutzung der Wuchsorte zu tun hat. Ob die Art sich an diesen Stellen mit einer Diasporenbank erhalten hat, bleibt zu prüfen. Auch der Wiesen-Pastinak ist noch heute gelegentlich Einsaat-Bestandteil (nach BERTRAM & al. 2010 ist Pastinak im weiteren Sinne in Regel-Saatgutmischungen vorhanden).

Die heutige kulinarische Nutzung des Pastinaks geht weit über die Verwendung als gekochtes Wurzelgemüse hinaus. Inzwischen werden Pastinakrüben in einer ähnlichen Bandbreite an Zubereitungen verwendet wie Mohrrüben – und darüber hinaus. Besonders spektakulär erscheinen Kuchen wie – als ein Beispiel unter unzähligen – "Catherine Berwick's Parsnip & maple syrup cake" (www.bbcgoodfood.com/recipes/12983/catherine-berwicks-parsnip-and-maple-syrup-cake), aber die Verwendung als Süßstoff für Backwaren ist tatsächlich nichts Neues. Durch die ununterbrochene Nutzungstradition ist die Zahl bemerkenswerter Verwendungsmöglichkeiten und Rezepte in Großbritannien ausgeprägter als hierzulande. In England, aber auch in Frankreich und Österreich soll Pastinak als eines der beliebtesten Wintergemüse gelten, in den USA sogar als typisches Weihnachtsgemüse; dagegen kam die Renaissance in Deutschland über die Vollwertküche und die Verwendung als Grundlage für Babynahrung (vgl. u. a. RÜCKSCHLOSS o. J.). Aber gerade in jüngster Zeit wird nachgeholt: In einer schier unübersehbaren Menge an Zubereitungsempfehlungen in einschlägigen Kochbüchern (siehe Beispiele in der Einleitung) und Internetforen erscheinen immer neue Verwendungsmöglichkeiten, wobei das klassische Wurzelgemüse keineswegs ausgedient hat – es wird nur in stärkerem Umfang veredelt, z. B. bei den Speisekreationen der Spitzenköche.

Auf den Märkten und in gut sortierten Supermärkten sind Pastinakrüben seit einiger Zeit keine Ausnahmeerscheinung mehr. Die Pastinaksaison beginnt im September, nachdem die Aussaat im gleichen Jahr zwischen März und Mai erfolgt war, sodass ab September die Rüben hinreichend zum Gebrauch herangewachsen sind. Sie zieht sich durch den Winter und endet meist im Januar oder Februar. Die Einwirkung des Frostes macht die Rüben süßer und aromatischer – zu dem möhren-, fenchel- oder anisartigen Aroma tritt noch ein feiner nussiger Geschmack hinzu. Wie und wozu dann der Pastinak verarbeitet wird, ist stark geschmacksabhängig: Ob in Scheiben, Würfel, Streifen oder Chipsform geschnitten, ob

gekocht, gedünstet, gebraten oder frittiert, ob als Hauptspeise, Komponente, Beilage, Gewürz etc. – die Vielgestaltigkeit der Rezepte lässt alle Spielräume. In Großbritannien und den USA werden Pastinakrüben häufig püriert und daraus für die Beilage zu Hauptgerichten ein Brei ähnlich Kartoffelpüree hergestellt ("Mashed Parsnips" auf den Britischen Inseln). Pastinakpudding, scherzhaft als "ungenießbare Speise" tituliert, wird von den "Donaldisten", der Vereinigung der Anhänger von Donald Duck, ihrem jeweils scheidenden Präsidenten serviert (KADEL 2011). Als Viehfutter spielt Pastinak heute keine Rolle mehr. Allerdings sind Pastinakfrüchte Bestandteil von Saatmischungen für Stuben- und Volierenvögel. BUSCH (2009) erwähnt aber, dass die Pflanze schwach giftig für Vögel sein kann (deshalb in der Futterdatenbank für Nymphensittiche von RÜCKSCHLOSS o. J. mit Vorbehalt aufgeführt).

Literatur:

AJANI, Y., AJANI, A., CORDES, J. M., WATSON, M. F. & DOWNIE, S. R. 2008: Phylogenetic analysis of nrDNA ITS sequences reveals relationships within five groups of Iranian *Apiaceae* subfamily *Apioideae*. – Taxon 57(2): 383-401.

ALEFELD, F. 1866: Landwirtschaftliche Flora. – Berlin: Wiegand & Hempel.

ALEX, J. F. 1992: Ontario Weeds. – Toronto: Ontario Ministry of Agriculture and Food.

ANDREWS, A. C. 1958: The parsnip as a food in the classical era. – Class. Philol. 53 (3): 145-152.

ANZALONE, B. 1987: Sistematica e corologia di *Pastinaca sativa* L. in Italia. – Arch. Bot. Biogeogr. Ital. 63(1/2): 1-21.

AVERILL, K. M. & DITOMMASO, A. 2007: Wild Parsnip (*Pastinaca sativa*): A Troublesome Species of Increasing Concern. – Weed Technol. 21: 279-287.

BARTH, K. 1843: Teutschlands Urgeschichte, 4. Teil, 2. Aufl. – Erlangen: Palm & Enke.

BASKIN, J. M. & BASKIN, C. M. 1979: Studies on the autoecology and population biology of the weedy monocarpic perennial *Pastinaca sativa*. – J. Ecol. 67: 601-610.

BAUMANN, S. 1998: Pflanzenabbildungen in alten Kräuterbüchern. Die Umbelliferen in der Herbarien- und Kräuterbuchliteratur der frühen Neuzeit. – Stuttgart: Wiss. Verlagsgesellschaft.

BECKER-DILLINGEN, J. 1928: Handbuch des Hackfruchtbaues und Handelspflanzenbaues (= Handbuch des gesamten Pflanzenbaues einschließlich der Pflanzenzüchtung, Bd. 2). – Berlin: Parey.

BECKHAUS, K. 1893: Flora von Westfalen. Hrsg.: L. A. W. HASSE. – Münster: Aschendorff.

BEGHTEL, F. E. 1925: The embryogeny of *Pastinaca sativa*. – Amer. J. Bot. 12: 327-337.

BERENBAUM, M. R., ZANGERL, A. R. & NITAO, J. K. 1984: Furanocoumarins in seeds of wild and cultivated parsnip. – Phytochemistry 23: 1809-1810.

BERTRAM, H., BRANDT, I., POPPENDIECK, H.-H., PREISINGER, H., V. PRODZINSKI, J., RINGENBERG, J. & WIEDEMANN, D. 2010: Verbreitungsatlas und Lexikon der Wildpflanzen von Hamburg. – In: POPPENDIECK, H.-H., BERTRAM, H., BRANDT, I., ENGELSCHALL, B. & V. PRODZINSKI, J. (Hrsg.): Der Hamburger Pflanzenatlas von a bis z. München, Hamburg: Dölling u. Galitz: 126-497.

BOERNER, F. & KUNKEL, G. 1989: Taschenwörterbuch der botanischen Pflanzennamen, 4. Aufl. – Berlin, Hamburg: Parey.

BUSCH, M. 2009: Taschenatlas Pflanzen für Heimtiere: Gut oder giftig? – Stuttgart: Ulmer.

CAIN, N., DARBYSHIRE, S. J., FRANCIS, A., NURSE, R. E. & SIMARD, M.-J. 2010: The Biology of Canadian weeds. 144. *Pastinaca sativa* L. – Can. J. Plant Sci. 90(2): 217-240.

CZEREPANOV, S. K. 1995: Vascular Plants of Russia and adjacent States (the former USSR). – Cambridge: Univ. Press.

DOMAC, R. 2002: Flora Hrvatske. – Zagreb: Schkolska Knjiga.

DOWNIE, S. R. & KATZ-DOWNIE, D. S. 1996: A molecular phylogeny of *Apiaceae* subfamily *Apioideae*: evidence from nuclear ribosomal DNA internal transcribed spacer sequences. – Amer. J. Bot. 83: 234-251.

DOWNIE, S. R., RAMANATH, S., KATZ-DOWNIE, D. S. & LLANAS, E. 1998: Molecular systematics of *Apiaceae* subfamily *Apioideae*: phylogenetic analyses of nuclear ribosomal DNA internal transcribed spacer and plastid rpoC1 intron sequences. – Amer. J. Bot. 85: 563-591.

DÜLL, R. & KUTZELNIGG, H. 2005: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands, 6. Aufl. – Wiebelsheim: Quelle & Meyer.

EHRHARDT, W., GÖTZ, E. BÖDEKER, N. & SEYBOLD, S. 2008: Der große Zander. Enzyklopädie der Pflanzennamen, Bd. 1. – Stuttgart: Ulmer.

FEDORONCHUK, M. M. 1999: *Apiaceae*. – In: MOSYAKIN, S. L. & FEDORONCHUK, M. M.: Vascular Plants of Ukraine. A nomenclatural checklist. Kiev: Nat. Acad. Sciences, M. G. Kholodny Inst. Bot.: 79-89.

FERNALD, M. L. 1950: Gray's Manual of Botany, ed. 8. – New York: Van Nostrand.

FISCHER, M. A., OSWALD, K. & ADLER, W. 2008: Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol, 3. Aufl. – Linz: Biologiezentrum Oberösterr. Landesmuseen.

FISCHER-BENZON, R. V. 1894: Altdeutsche Gartenflora. – Kiel, Leipzig: Lipsius & Tischer.

FRANKTON, C. & MULLIGAN, G. A. 1987: Weeds of Canada, ed. 2. – Ottawa: Agriculture Canada.

FRENCH, D. H. 1971: Ethnobotany of the *Umbelliferae*. – In: HEYWOOD, V. H. (Ed.): The Biology and Chemistry of the *Umbelliferae*. New York: Academic Press: 385-412.

FRÖBERG, L. 2008: *Pastinaca*. – In: Flora Nordica on the Web; Version 4b, 20080816. URL: www.floranordica.org/Review/-Review_editors/accounts/Pastinaca.html#sativa [17.02.2012].

FRÖBERG, L. 2010: *Pastinaca* L. – In: JONSELL, B. & KARLSSON, T. (Eds.): Flora Nordica, Vol. 6. Stockholm: Swed. Mus. Nat. Hist.: 246-248.

GENAUST, H. 1996: Etymologisches Wörterbuch der botanischen Pflanzennamen, 3. Aufl. – Basel: Birkhäuser.

GERSTBERGER, P. 1995: Zur Kenntnis von *Pastinaca sativa* subsp. *urens* (*Apiaceae*) in Deutschland. – Tuexenia 15: 473-480.

HAND, R. 2011: The Euro+Med treatment of *Apiaceae* [Notulae ad floram euro-mediterraneam pertinentes 28]. – Willdenowia 41: 245-250.

HEDRICK, U. P. (Ed.) 1919: Sturtevant's notes on edible plants. – Albany, NY: J. B. Lyon.

HECKENBERGER, U. 2009: Pastinak. – www.exkotours.de/Archiv/Pastinak.html [17.02.2012].

HENDRIX, S. D. 1984: Variation in seed weight and its effects on germination in *Pastinaca sativa* L. (*Umbelliferae*). – Amer. J. Bot. 71: 795-802.

HESS, H. E., LANDOLT, E. & HIRZEL, R. 1970: Flora der Schweiz. Bd. 2. – Basel, Stuttgart: Birkhäuser.

HILLER, K. & MELZIG, M. F. 2003: Lexikon der Arzneipflanzen und Drogen. – Heidelberg: Elsevier.

HÖPPNER, H. & PREUSS, H. 1926: Flora des Westfälisch-Rheinischen Industriegebietes unter Einschluß der Rheinischen Bucht. – Dortmund: Ruhfus.

HORNEBURG, B. 2009: Die Pastinake. Bereicherung für Garten und Küche. – Demeter-Gartenrundbrief 6/2009: 4-6.

KADEL, J. 2011: Pastinak, das vergessene Gemüse. – www.pagewizz.com/pastinak-das-vergessene-gemuese-1/ [17.02.2012].

KLAUSMEIER, A. 2004: Johann Sigismund Elsholtz – "Botanicus, Praefectus Hortorum und Hoff-Medicus" des Großen Kurfürsten. – In: HEILMEYER, M., KLAUSMEIER, A. & DORGERLOH, A.: Schön und Nützlich: Aus Brandenburgs Kloster-, Schloss- und Küchengärten. Berlin: Henschel: 88-99.

KÖRBER-GROHNE, U. 1995: Nutzpflanzen in Deutschland von der Vorgeschichte bis heute. – Stuttgart: Theiss.

KRAUSE, L. 1896: In Rostock im 17. Jahrhundert vorkommende Obstsorten und Küchenkräuter. – ARCHIV 49: 35-81.

LANDOLT, E. 2001: Flora der Stadt Zürich. – Basel, Boston, Berlin: Birkhäuser.

LID, J. & LID, D. T. 2005: Norsk Flora, ed. 7. – Oslo: Det norske samlaget.

LINNAEUS, C. 1753: Species Plantarum. – Holmiae: Laurentius Salvius.

LIU, M., PLUNKETT, G. M., LOWRY, P. P., VAN WYK, B.-E. & TILNEY, P. M. 2006: The Taxonomic Value of Fruit Wing Types in the Order *Apiales*. – Amer. J. Bot. 93(9): 1357-1368.

LOGACHEVA, M. D., VALIEJO-ROMAN, C. M. & PIMENOV, M. G. 2008: ITS phylogeny of West Asian *Heracleum* species and related taxa of *Umbelliferae-Tordylieae* W. D. J. KOCH, with notes on evolution of their psbA-trnH-sequences. – Pl. Syst. Evol. 270: 139-157.

LOOS, G. H. 1988: Die Ausbreitung des Wild-Pastinak (*Pastinaca sativa* L. subsp. *sativa* var. *pratensis* PERS.) im Stadtgebiet von Kamen. – Natur u. Heimat (Münster) 48(3): 71-72.

LOOS, G. H. 1993: Zur Taxonomie von *Pastinaca sativa* L. s. lat. – Florist. Rundbr. 27(1): 16-19.

LOVETT DOUST, J. 1980: Floral sex ratios in andromonoecious *Umbelliferae*. – New Phytol. 85: 265-273.

LUTCHMAN, L., INYANG, V. & HODGKINSON, D. 1999: Phytophotodermatitis associated with parsnip picking. – J. Accid. Emerg. Med. 1999(16): 453-454.

MABBERLEY, J. 2008: Mabberley's Plant-Book, ed. 3. – Cambridge: Univ. Press.

MARTIUS, H. DE 1817: Prodromus Florae Mosquensis. – Lipsiae.

MARZELL, H. 1977: Wörterbuch der deutschen Pflanzennamen, Bd. 3. Hrsg.: H. PAUL. – Stuttgart: Hirzel.

MENEMEN, Y. & JURY, S. L. 2001: A taxonomic revision of the genus *Pastinaca* L. (*Umbelliferae*). – Israel J. Plant Sci. 49: 67-77.

MILLER, P. 1768: The Gardeners Dictionary. Ed. 8. – London: Rivington.

NIESSEN, J. 1910: Zur Geschichte der botanischen und zoologischen Durchforschung des Niederrheins. – Sitzungsber. Naturhist. Ver. preuß. Rheinl. Westf. 1909 E: 9-23.

NITAO, J. K. & ZANGERL, A. R. 1987: Floral development and chemical defense allocazion in wild parsnip (*Pastinaca sativa*). – Ecology 68: 521-529.

PERSOON, C. H. 1805: Synopsis Plantarum, Vol. 1. – Paris: Cramer & Tuebingae: Cotta.

PHILIPPI, G. 1994: *Apiaceae*. – In: SEBALD, O., SEYBOLD, S. & PHILIPPI, G. (Hrsg.): Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs, Bd. 4. Stuttgart: Ulmer: 221-334.

PISTRICK, K. 2001: *Umbelliferae*. – In: HANELT, P. & INSTITUTE OF PLANT GENETICS AND CROP PLANT RESEARCH (Hrsg.): Mansfeld's Encyclopedia of Agricultural and Horticultural Crops, Vol. 3. Berlin, Heidelberg, New York:

Springer: 1259-1328 (Auch in: Mansfeld's World Database of Agricultural and Horticultural Crops. www.mansfeld.ipk-gatersleben.de/pls/htmldb_pgrc/f?p=185:46:7166052871972259::NO::module,mf_use, source,akzanz,rehm, akzname,taxid:mf,,botnam,0,,Pastinaca%20sativa,1805) [17.02.2012].

REDDEN, G. 2011: Vergessene Gemüse: Feine Rezepte für Pastinake, Portulak und mehr. – München: Bassermann.

REDURON, J.-P. 2008: Ombellifères de France 4. – Bull. Soc. Bot. Centre-Oest 29.

REINHARD, U. 2012: Pastinake – Gemüse der Jahre 2011/2012. – www.nutzpflanzenvielfalt.de /gem%C3%BCse-des-jahres/pastinake [17.02.2012].

ROSENTHAL, D. A. 1862: Synopsis Plantarum diaphonicarum. Systematische Übersicht der Heil-, Nutz- und Giftpflanzen aller Länder. – Erlangen: Enke.

ROTHMALER, W. (Begr.) 1976: Exkursionsflora für die Gebiete der DDR und der BRD, Bd. 4. 4. Aufl. Hrsg.: R. SCHUBERT & W. VENT. – Berlin: Volk u. Wissen.

ROTHMALER, W. (Begr.) 2005: Exkursionsflora von Deutschland, Bd. 4. 10. Aufl. Hrsg.: E. J. JÄGER & K. WERNER. – München: Elsevier.

RUBATZKY, V. E., QUIROS, C. F. & SIMON, P. W. 1999: Carrots and related vegetable *Umbelliferae*. – New York: CABI Publ.

RUMNISKA, A., SASNKOWSKA, A. & ORKISZEWSKA, A. 1983; Morphological and chemical evaluation of parsnip – *Pastinaca sativa* L. as a source of plant medicine. – Acta Hortic. 132: 125-130.

RÜCKSCHLOSS, J. o. J.: Pastinake. – In: RÜCKSCHLOSS, M.: Futterdatenbank für Nymphensittiche. – www.nymphensittichseite.de/futterpflanzen/seite_Pastinake.html [17.02.2012].

SELL, P. & MURRELL, G. 2009: Flora of Great Britain and Ireland, Vol. 3. – Cambridge: Univ. Press.

SHISHKIN, B. K. 1951: *Pastinaca* L. – In: SHISHKIN, B. K. (Ed.): Flora SSSR. Vol. XVII: *Umbelliflorae*. Übersetzungsversion Jerusalem 1974: 154-158.

SMEKALOVA, T. N. 2003-2009: *Pastinaca sylvestris* Mill. – Wild parsnip. – In: Interactive Agricultural Ecological Atlas of Russia and Neighboring Countries. www.agroatlas.ru/en/content/ related/Pastinaca_sylvestris/ [17.02.0212].

SOMMER, A. & MÖLLER-SCHLÖMANN, P. 2000: Topinambur, Pastinak, Mangold und Co. Kochen mit naturgesundem Gemüse. – Hamburg: Deukalion.

STACE, C. A. 1997: New Flora of the British Isles. Ed. 2. – Cambridge: Univ. Press.

STAHL, E. & KUBECZKA, K. H. 1979: Über ätherische Öle der *Apiaceae* (*Umbelliferae*). VI. Untersuchungen zum Vorkommen von Chemotypen bei *Pastinaca sativa* L. – Planta Med. 37: 49-56.

THELLUNG, A. 1926: *Umbelliferae*. – In: HEGI, G.: Illustrierte Flora von Mitteleuropa. Bd. 5(2). München: 926-1537.

THEOBALD, W. L. 1971: Comparative anatomical and developmental studies in the *Umbelliferae*. – In: HEYWOOD, V. H. (Ed.): The Biology and Chemistry of the *Umbelliferae*. New York: Academic Press: 177-197.

TSCHIRNER, M. & ENDRESS, A. F. 2008: Pastinaken & Co: von fast vergessenen und längst bekannten Gemüsesorten. – Neustadt an der Weinstraße: Umschau Buchverl.

TUTIN, T. G. 1968: *Pastinaca* L. – In: TUTIN, T. G., HEYWOOD, V. H., BURGES, N. A., MOORE, D. M., VALENTINE, D. H., WALTERS, S. M. & WEBB, D. A.: Flora Europaea. Vol. 2. Cambridge: Univ. Press: 364.

TUTIN, T. G. 1980: Umbellifers of the British Isles. – B.S.B.I. Handbook 2. London: B.S.B.I.

VÖSSING, K. 2004: Mensa Regia. Das Bankett beim hellenistischen König und beim römischen Kaiser. – München, Leipzig: Saur.

VOLLRATH, H. 1960: Über behaarte Pastinak-Sippen in Bayern. – Ber. Bayer. Bot. Ges. 33: 108.

WARNING, W. C. 1934: Anatomy of the vegetative organs of the parsnip. – Bot. Gaz. 96: 44-72.

WISCONSIN DEPARTMENT OF NATURAL RESOURCES 2008: Wild Parsnip (*Pastinaca sativa*). – www.dnr.wi.gov/invasives/fact/parsnip.htm

WITTSTEIN, G. C. 1852: Etymologisch-botanisches Handwörterbuch. – Ansbach.

ZANGERL, A. R., BERENBAUM, M. R. & NITAO, J. K. 1991: Parthenocarpic fruits in wild parsnip: decoy defence against a specialist herbivore. – Evol. Ecol. 5: 136-145.

ZANGERL, A. R., GREEN, E. S., LAMPMAN, R. L. & BERENBAUM, M. R. 1997: Phenological changes in primary and secondary chemistry of reproductive parts in wild parsnip. – Phytochemistry 44: 825-831.

ZIDORN, C., JÖHRER, K., GANZERA, M., SCHUBERT, B., SIGMUND, E. A., MADER, J., GREIL, R., ELLMERER, E. P. & STUPPNER, H. 2005: Polyacetylenes from the *Apiaceae* vegetables carrot, celery, fennel, parsley, and parsnip and their cytotoxic activities. – J. Agric. Food Chem. 53: 2518-2523.

ZIMMERMANN, M. 2010: Pastinak (*Pastinaca sativa*). – In: ZIMMERMANN, M. (Hrsg.): Natur-Lexikon.com. – www.natur-lexikon.com/Texte/MZ/003/00261-Pastinak/MZ00261-Pastinak.html [17.02.2012].

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	249-252	2013

Platanthera bifolia – Zweiblättrige Waldhyazinthe (*Orchidaceae*)

BERND MARGENBURG

1 Einleitung

Die Zweiblättrige Waldhyazinthe (*Platanthera bifolia*), auch Weiße Waldhyazinthe genannt) wurde von den Arbeitskreisen Heimische Orchideen in Deutschland zur "Orchidee des Jahres 2011" ausgerufen. Die AHO Deutschlands (AHO) stellen alljährlich eine heimische Orchideenart vor mit dem Ziel, die Öffentlichkeit für den Schutz und Erhalt unserer Orchideen und deren Lebensräume zu sensibilisieren. Die auch in Nordrhein-Westfalen vorkommende Art wird im Folgenden vorgestellt.

Abb. 1: *Platanthera bifolia*, blühende Pflanze (B. MARGENBURG).

Abb. 2: *Platanthera bifolia*, Blüte (B. MARGENBURG).

2 Morphologie

Die Zweiblättrige Waldhyazinthe ist ein Knollengeophyt, der zur Blütezeit zwei spindel- oder rübenförmige Knollen besitzt, die in einem wurzelähnlichen Fortsatz auslaufen. Während im Herbst die aktive Knolle abstirbt, wächst aus der neu angelegten Tochterknolle ein neuer Spross bis zur Erdoberfläche. Erst im Frühjahr wächst der Trieb weiter und bildet die Blätter aus.

Die 20-50 cm (-80 cm) hohen Pflanzen besitzen in der Regel zwei grundständige, breit eiförmige Laubblätter am Stängelgrund. Der Stängel trägt 1-4 (-6) kleine, deckblattartige Blätter. Der Blütenstand ist zylindrisch, meist locker aufgebaut und setzt sich aus 10-50 weißen Blüten zusammen, meist ist er vielblütig. Die seitlichen Kelchblätter (Sepalen) sind ausgebreitet, das mittlere Kelchblatt steht über den beiden sichelförmig zusammen geneigten Kronblättern (Petalen). Das dritte Kronblatt, das Labellum, ist zungenförmig und abwärts gerichtet (Abb. 5). An der Spitze ist es grünlich oder gelblich (Abb. 2). In dem sehr langen, dünnen, fadenförmigen Sporn, der leicht abwärts gebogen und viel länger ist als der Fruchtknoten (Abb. 3), ist an dem durchscheinenden Ende der Nektar zu erkennen.

Abb. 3: *Platanthera bifolia*, Seitenansicht der Blüte mit dem sehr langen Sporn (B. MARGENBURG).

Abb. 4: *Platanthera bifolia*, Blütenstand (B. MARGENBURG).

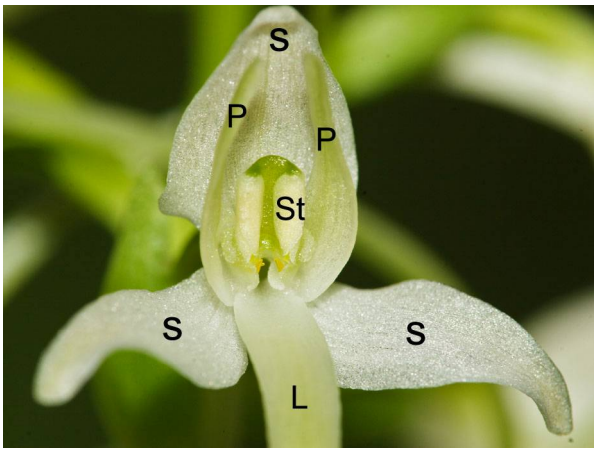


Abb. 5: *Platanthera bifolia*, Blütenaufbau, L = Labellum, P = Petalum (Kronblatt), S = Sepalum (Kelchblatt), St = Staubbeutelfach (B. MARGENBURG).

Abb. 6: *Platanthera bifolia*, Blüte, Aufsicht auf die Staubbeutelfächer (B. MARGENBURG).

Abb. 7: *Platanthera bifolia* mit parallel stehenden Staubbeutelfächern, die den Eingang zum Sporn teilweise verdecken (B. MARGENBURG).

Abb. 8: *Platanthera chlorantha* mit schräg stehenden Staubbeutelfächern, der Eingang zum Sporn ist deutlich zu erkennen (B. MARGENBURG).

Das typische Unterscheidungsmerkmal der Zweiblättrigen Waldhyazinthe zur Grünlichen Waldhyazinthe (*Platanthera chlorantha*) sind die beiden eng zusammenstehenden Staubbeutelfächer (Antherenfächer), die parallel ausgerichtet sind und den Sporneingang teilweise verdecken (vgl. Abb. 7). Die Staubbeutelfächer der Grünlichen Waldhyazinthe stehen schräg und der Eingang zum Sporn liegt frei (Abb. 8).

3 Bestäubung

Die Zweiblättrige Waldhyazinthe wird als Nektar bietende Orchideenart überwiegend von Nachtfaltern bestäubt. Ihr abendlich verströmter Duft lockt u. a. Eulenfalter (*Noctuidae*) und Schwärmer (*Sphingidae*) an. Sie können mit ihrem Rüssel den Nektar in dem langen Sporn mit seinem engen Sporneingang (Abb. 8) erreichen. Beim Besuch der Blüte haften die eng und parallel stehenden Klebscheiben an der Basis des Rüssels, und die Pollinien werden herausgezogen. Danach neigen sich die Pollinien nach vorn, sodass sie beim nächsten Blütenbesuch direkt auf die seitlichen Narbenlappen treffen (NILSEN & MOSSBERG 1978).

4 Systematik und Gesamtverbreitung

Weltweit ist die Gattung *Platanthera* mit ca. 85 Arten vertreten. Der Hauptverbreitungsschwerpunkt mit 52 Arten ist Ostasien (China, Japan, Korea, Taiwan), weitere 13 Arten wachsen in den asiatischen Tropen (Burma, Indonesien, Neuguinea, Philippinen). Ein weiterer Verbreitungsschwerpunkt liegt in Nordamerika (südlich bis Mexiko), wo etwa 37 Arten beschrieben sind. Je nach Autor und Einstufung in den Artrang werden in Europa zwischen fünf und acht Arten angegeben, davon zwei Arten in Deutschland bzw. Nordrhein-Westfalen (BAUM & BAUM 2011): *Platanthera bifolia* und *P. chlorantha*.

In Europa kommt *Platanthera bifolia* von Norwegen bis in den Balkan vor. In Tunesien erreicht sie den Norden Afrikas. Von den Pyrenäen dehnt sich das Verbreitungsgebiet über Mitteleuropa, einschließlich Großbritannien, ostwärts über Sibirien bis in die chinesischen und japanischen Gebirge aus (KLÜBER 2009). In Deutschland liegt der Verbreitungsschwerpunkt in den Berglagen der Mittelgebirge und im Alpenvorland. Im deutschen Tiefland hat die Art einen Großteil ihrer Lebensräume verloren (BLATT & KRETZSCHMAR 2005).

5 Verbreitung und Gefährdung in Nordrhein-Westfalen

Die Zweiblättrige Waldhyazinthe wächst in lichten Wäldern, an Waldrändern und Lichtungen, in Magerrasen, Heiden und Niedermooren. Sie bevorzugt mäßig trockene bis wechselfrische, basenreiche, mehr oder weniger stickstoffarme, neutrale bis mäßig saure, gern modrig-humose Lehm- und Tonböden (BLATT & KRETZSCHMAR 2005). Der heutige Verbreitungsschwerpunkt in Nordrhein-Westfalen liegt in der Eifel.

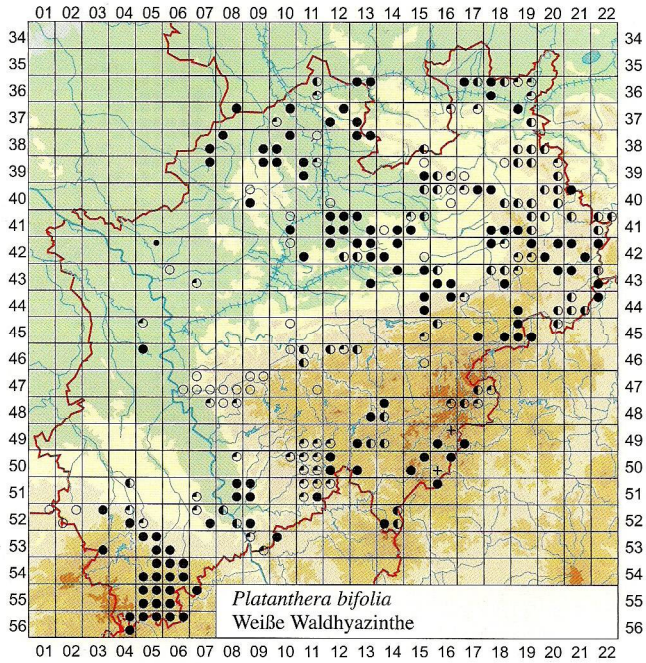


Abb. 9: Verbreitung von *Platanthera biflora* in Nordrhein-Westfalen (HAEUPLER & al. 2003). Die schwarzen Punkte zeigen Vorkommen in den 1990er Jahren. Die starken Rückgänge der Art werden durch die vielen, nicht vollständig gefüllten, ehemaligen Vorkommen deutlich.

In der Roten Liste Nordrhein-Westfalens (RAABE & al. 2011) wird die Zweiblättrige Waldhyazinthe landesweit als gefährdet eingestuft (RL 3), in der Westfälischen Bucht und im Westfälischen Tiefland als stark gefährdet (RL 2). Im Ballungsraum Ruhrgebiet wurde die Art bisher nicht nachgewiesen. Nur in der Eifel konnten die Bestände durch Naturschutzmaßnahmen stabilisiert werden. Bereits im Jahr 2001 wies der Arbeitskreis Heimische Orchideen NRW darauf hin, dass in Ostwestfalen und im Sauerland ein erheblicher Rückgang der Art festzustellen ist (ARBEITSKREIS HEIMISCHE ORCHIDEEN NRW 2001).

Biotopverluste, Eutrophierung der Böden, Verbuschung und Aufforstung sind die Hauptursachen für den Rückgang der Zweiblättrigen Waldhyazinthe. Durch Mahd, Beweidung und Entbuschung müssen die verbliebenen (Berg-)Wiesen dauerhaft als Lebensraum dieser Orchidee gesichert werden.

Literatur

BAUM, A. & BAUM, H. 2011: Zweiblättrige Waldhyazinthe, *Platanthera bifolia* (L.) RICH., ein Beitrag zur Orchidee des Jahres 2011 in Deutschland: im Druck.

ARBEITSKREIS HEIMISCHE ORCHIDEEN NRW (Hrsg.) 2001: Die Orchideen Nordrhein-Westfalens. – Selbstverlag.

ARBEITSKREISE HEIMISCHE ORCHIDEEN (Hrsg.) 2005: Die Orchideen Deutschlands. Uhlstädt-Kirchhasel: 649-651.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. – Recklinghausen: LÖBF.

KLÜBER M. 2009: Orchideen in der Rhön, ©edition alpha. – Künzell-Dietershausen: Klüber.

MÖLLER, O. 2003: *Platanthera* – Innovation bei *Platanthera chlorantha* und *bifolia* im Vergleich zu anderen terrestrischen Orchideen Europas – Die Orchidee 54(3): 300-309.

NILSEN, S. & MOSSBERG, B. 1978: Orchideen Mittel und Nordeuropas. – Stuttgart: Franckh.

RAABE, U., BÜSCHER, D., FASEL, P., FOERSTER, E., GÖTTE, R., HAEUPLER, H., JAGEL, A., KAPLAN, K., KEIL, P., KULBROCK, P., LOOS, G. H., NEIKES, N., SCHUMACHER, W., SUMSER, H. & VANBERG, C. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen, *Spermatophyta* et *Pteridophyta*, in Nordrhein-Westfalen, 4. Fassg. – LANUV-Fachbericht 36(1): 51-183.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	253-261	2013

Stachys sylvatica (Wald-Ziest), *S. palustris* (Sumpf-Ziest) und ihre Hybride *S.* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) in Nordrhein-Westfalen, mit Anmerkungen zu *S. alpina* (Alpen-Ziest)

F. WOLFGANG BOMBLE

1 Einleitung

Stachys (Ziest) ist eine Gattung der Lippenblütler (*Lamiaceae*). Die Blüten sind typische Lippenblüten mit deutlich ausgeprägter Ober- und Unterlippe. In Nordrhein-Westfalen ist die Gattung mit sieben Arten vertreten. Neben den hier besprochenen Arten kommen noch *S. germanica* (Deutscher Ziest), *S. arvensis* (Acker-Ziest), *S. annua* (Einjähriger Ziest) und *S. recta* (Aufrechter Ziest) vor (HAEUPLER & al. 2003).

Stachys sylvatica und *S. palustris* sind deutlich verschiedene Arten, die kaum verwechselt werden können. Anders ist dies bei ihrer Hybride, *S.* ×*ambigua*, die besonders *S. palustris* sehr ähnlich sein kann. Aufgrund dieser Erkennungsproblematik werden beide Arten und ihre Hybride hier ausführlich behandelt. Im Anschluss wird noch *S. alpina* kurz angesprochen, die mit *S. sylvatica* und *S.* ×*ambigua* verwechselt werden könnte.

2 *Stachys sylvatica* – Wald-Ziest

Stachys sylvatica (Abb. 1-9) ist in Nordrhein-Westfalen weit verbreitet und meist häufig. Sie hat ihren Schwerpunkt in nährstoffreichen Wäldern, an Waldsäumen, Waldrändern, Waldwegen und Hecken. Im Allgemeinen ist *S. sylvatica* eine gut kenntliche Art, die durch lang gestielte, herzförmige Blätter gekennzeichnet ist (Abb. 2, 7-8). Schon die Blätter von *S.* ×*ambigua* sind viel schmaler und deutlich kürzer gestielt. *S. palustris* mit fast ungestielten, schmalen Blättern kann kaum mit *S. sylvatica* verwechselt werden.

Abb. 1: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) an einem Waldweg (Moresneter Wald/Belgien, 07.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 2: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) an einem Waldweg (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 3: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) an einem Straßenrand (Bochum/NRW, 06.06.2012, A. JAGEL).

Abb. 4: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 5: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 17.06.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 6: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) an einem Straßenrand (Bochum/NRW, 06.06.2012, A. JAGEL).

Abb. 7: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 17.06.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 8: Die Blätter von *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) sind am Grund herzförmig und lang gestielt (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 9: *Stachys sylvatica* (Wald-Ziest) mit deutlich entwickelten Teilfrüchten ist fertil (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

3 *Stachys palustris* – Sumpf-Ziest

Stachys palustris (Abb. 10-23) hat als feuchtigkeitsliebende Art ihren Häufigkeitsschwerpunkt in Nordrhein-Westfalen entlang der Flüsse, ist aber auch außerhalb der Flusstäler im gesamten Bundesland weit verbreitet. Neben dem typischen Standort an Gewässerufern und deren Nähe kann *S. palustris* auch an Waldwegrändern, Hecken, Gräben, auf feuchten Äckern und ruderal gefunden werden.

Teilweise ist zu lesen (z. B. in STACE 1997), dass die oberen Blätter von *Stachys palustris* sitzen. Offenbar trifft dies auch auf den Britischen Inseln nicht ganz zu, da WILCOCK & JONES (1974) die Blätter als kurz gestielt bezeichnen. Besser sollte man differenzieren: Blätter unterhalb des Blütenstandes kurz gestielt (Abb. 20 & 21), im Blütenstand sitzend (Abb. 22 & 23). Die Unterscheidungsmerkmale von *Stachys palustris* zu *S. sylvatica* und *S.* ×*ambigua* werden jeweils dort genannt.

In Aachen konnten mehrfach Pflanzen von *Stachys palustris* mit länger gestielten Blättern unterhalb des Blütenstandes (bis etwa 5 mm) gefunden werden (Abb. 19). Analog WILCOCK & JONES (1974) werden solche Pflanzen in dieser Arbeit nicht als Rückkreuzungen *S. palustris* × *S.* ×*ambigua*, sondern als Vertreter der Variabilität von *S. palustris* verstanden: Es gibt fließende Übergänge zu typischem *S. palustris*. Andere Merkmale variieren dabei unabhängig von der Blattstiellänge. Zudem sind die Pflanzen mit solchen längeren Blattstielen fertil.

Abb. 10: *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) direkt am Gewässerufer der Ruhr (Bochum/NRW, 10.08.2001, A. HÖGGEMEIER).

Abb. 11: *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) in einem feuchten Straßengraben (Baneheide/Südlimburg/NL, 01.08.2001, F. W. BOMBLE).

Abb. 12: *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) (Aachen-Soers/NRW, 21.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 13: *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 21.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 14: *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) (Aachen-Soers/NRW, 21.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 15: *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) mit sich deutlich entwickelnden, noch unreifen Teilfrüchten ist (meist) fertil (Aachener Stadtwald/NRW, 21.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 16: Mittlere Stängelblätter von *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) (Aachen-Soers/NRW, 16.06.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 17: Mittleres Stängelblatt von *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) (Aachen-Soers/NRW, 21.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 18: Mittlere Stängelblätter von *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 01.05.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 19: Bei *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) kann der Stiel mittlerer Blätter auch bis 5 mm lang sein (Aachener Stadtwald/NRW, 07.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 20 & 21: Die Blätter unterhalb des Blütenstandes sind bei *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) stets kurz gestielt (Aachen-Soers/NRW, 21.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 22 & 23: Nur die Blätter im Blütenstand von *Stachys palustris* (Sumpf-Ziest) sind sitzend (bei Nijswiller, Südlimburg/NL, 01.08.2012, F. W. BOMBLE).

Insgesamt ist *Stachys palustris* in einigen Merkmalen polymorph. PATZKE & LOOS in HAEUPLER & MUER (2007) nennen die Existenz von phänologisch unterscheidbaren Geschwisterarten (phänologisch abweichende, aber morphologisch oft sehr ähnliche, bisher kaum näher untersuchte Arten).

4 *Stachys* ×*ambigua* (= *S. sylvatica* × *S. palustris*) – Zweifelhafter Ziest

Stachys ×*ambigua* (Abb. 24-32) wurde in Nordrhein-Westfalen nur zerstreut gefunden, wobei die Schwerpunkte der Nachweise im Ruhrgebiet und Süderbergland liegen (HAEUPLER & al. 2003). Zumindest teilweise handelt es sich dabei nicht um ein Kartierungsartefakt mit Nachweishäufungen in Gebieten mit Kennern der Hybride. In der Eifel und der anschließenden Niederrheinischen Bucht konnte der Verfasser die Hybride nur sehr selten nachweisen.

In anderen Regionen Deutschlands wurde die Hybride auch nur recht selten nachgewiesen, z. B. in Baden-Württemberg (KLEINSTEUBER 1996). JÄGER & WERNER (2005) bezeichnen die Hybride in Deutschland als (fraglich) zerstreut, wobei explizit nur Funde in Nordrhein-Westfalen genannt werden. HAEUPLER & MUER (2007) nennen die Hybride für das Flachland und den Mittelgebirgsraum.

Auf den Britischen Inseln ist *Stachys* ×*ambigua* nach WILCOCK & JONES (1974) gebietsweise häufiger zu finden ("Frequent in N. and W. Scotland, Lake District and Isle of Man"), wobei sie offenbar unkrautartig auftritt: "very common in gardens in N.W. Scotland and on islands of the N. and W. coasts of Scotland".

Stachys ×*ambigua* ist eine der Hybriden, die nicht nur an Kontaktstellen der Eltern spontan entstehen, sondern auch – hauptsächlich vegetativ über Verschleppung (STACE 1997: "distributed by fragmented rhizomes") – unabhängig von Vorkommen der Eltern gefunden werden können (vgl. auch oben: Verbreitung und Ökologie auf den Britischen Inseln). Dies lässt bei *S.* ×*ambigua* zumindest ein wesentliches Merkmal einer hybridogenen Artbildung erkennen: die Bildung eines von den Eltern unabhängigen Areals. An dem einzigen Fundort im Stadtgebiet Aachen, einem seit Jahren halboffenen Waldweg auf einem ehemaligen Kahlschlag, hat sich *S.* ×*ambigua* deutlich ausgebreitet. Während es vor Jahren nur ein eng umgrenztes Vorkommen gab, wächst die Hybride heute zerstreut an 200 m Waldweg.

Nach WILCOCK & JONES (1974) entsteht die Primärhybride *Stachys* ×*ambigua* schwer, Rückkreuzungen konnten experimentell gar nicht erzeugt werden. Auch im Rheinland scheint die Hybridisierung zwischen *Stachys palustris* und *S. sylvatica* selten zu sein. An manchen Waldwegen mit Vorkommen beider Eltern konnten keine Hybriden gefunden werden, auch nicht nach Jahren. An dem o. g. Vorkommen von *S.* ×*ambigua* findet sich auch immer wieder *S. sylvatica*, ohne dass es bisher zu Rückkreuzungen gekommen ist.

Stachys ×*ambigua* vermittelt in den Merkmalen zwischen den Eltern, steht morphologisch aber insgesamt *S. palustris* näher als *S. sylvatica*. Zur Unterscheidung von *S.* ×*ambigua* und *S. sylvatica* siehe bei letzterer. *S. palustris* unterscheidet sich von *S.* ×*ambigua* durch kürzer gestielte mittlere und obere Blätter. Bei *S. palustris* ist der Blattstiel mittlerer und oberer Blätter maximal 1-2(-5) mm lang (Abb. 16-21), während der von *S.* ×*ambigua* meist mehrfach so lang ist (Abb. 29-32).

Ein wichtiges Merkmal von *Stachys* ×*ambigua* ist auch ihre weitgehende Sterilität, d. h. es werden keine oder nur wenige reife Teilfrüchte entwickelt, was daran zu erkennen ist, dass sich die Teilfrüchte mit der Zeit nicht vergrößern (Abb. 28). *S. palustris* ist demgegenüber meist fertil und bildet viele reife Teilfrüchte aus, die deutlich größer sind als direkt nach Ausfallen der Blütenkrone (Abb. 15).

HAEUPLER & MUER (2007) berichten, dass *Stachys* ×*ambigua* teilweise nicht sicher von *S. palustris* zu trennen sei. Möglicherweise führte zu dieser Einschätzung, dass Formen von *S. palustris* mit etwas länger gestielten Blättern abweichend zur hier vertretenen Ansicht (s. o.) als Hybriden aufgefasst wurden.

Abb. 24: *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) mit *Angelica sylvestris* und *Eupatorium cannabinum* in einem feuchten Graben (Aachener Stadtwald/NRW, 26.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 25: *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) an einem Waldweg (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 26: *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest), (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 27: *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 28: Alle oder fast alle Teilfrüchte von *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) entwickeln sich nicht nach der Blüte und *S.* ×*ambigua* ist somit (weitgehend) steril (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 29: Mittlere Stängelblätter von *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 17.06.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 30: Mittlere Stängelblätter von *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) (Aachener Stadtwald/NRW, 01.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 31 & 32: Die mittleren Blätter von *Stachys* ×*ambigua* (Zweifelhafter Ziest) sind deutlich gestielt (Aachener Stadtwald/NRW, 17.06.2012, F. W. BOMBLE).

5 Eine ähnliche Art: *Stachys alpina* – Alpen-Ziest

Abb. 33: *Stachys alpina* (Alpen-Ziest) (bei Mittelberg, Kleinwalsertal/Österreich, 17.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 34: *Stachys alpina* (Alpen-Ziest) wirkt viel kompakter als die grazilere *S. sylvatica* (Hochstaudenflur einer Waldlichtung bei Mittelberg im Kleinwalsertal/Österreich, 17.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 35: *Stachys alpina* (Alpen-Ziest) (bei Mittelberg, Kleinwalsertal/Österreich, 17.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 36: *Stachys alpina* (Alpen-Ziest) (bei Mittelberg, Kleinwalsertal/Österreich, 17.07.2012, F. W. BOMBLE).

In Nordrhein-Westfalen gibt es im Süderbergland (HAEUPLER & al. 2003) noch eine weitere rot blühende *Stachys*-Art, die den hier besprochenen Arten, speziell *S. sylvatica*, ähnlich sieht: *S. alpina* (Abb. 33-36). Diese montan verbreitete Art unterscheidet sich von *S. sylvatica* durch einen kräftigeren, stärker durchblätterten Blütenstand, kürzer gestielte Blätter und einen andere Blattfarbe. Von *S.* ×*ambigua* unterscheidet sich *S. alpina* deutlich durch breiteren Habitus und viel breitere Blätter.

Stachys alpina bildet selten Hybriden mit *S. sylvatica*, die als *S.* ×*medebachensis* FELD & KOEN. aus Nordrhein-Westfalen beschrieben wurde (FELD & KOENEN 1913). Zu Vorkommen in Nordrhein-Westfalen vgl. HAEUPLER & al. (2003: 141).

Danksagung

Für zur Verfügung gestellte Fotos danke ich Frau ANNETTE HÖGGEMEIER (Witten) und Herrn Dr. ARMIN JAGEL (Bochum).

Literatur

FELD, J. & KOENEN, O. 1913: *Stachys alpina* L. × *Stachys silvatica* L. – Jahres-Ber. Westf. Prov.-Vereins Wiss. 41: 183-189.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. Hrsg.: Landesanstalt für Ökologie, Bodenordnung und Forsten NRW. – Recklinghausen.

HAEUPLER, H. & MUER, T. 2007: Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, 2. Aufl. – Stuttgart.

JÄGER, E. W. & WERNER, K. 2005: Exkursionsflora von Deutschland, begr. von WERNER ROTHMALER, Bd. 4. Gefäßpflanzen: kritischer Band, 10. Aufl. – Berlin: Spektrum.

KLEINSTEUBER, A. 1996: *Stachys* L. 1753. Ziest. – In: SEBALD, O., SEYBOLD, S., PHILLIPPI, G. & WÖRZ, A. (Hrsg.): Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs, Bd. 5. – Stuttgart: Ulmer.

STACE, C. 1997: New Flora of the British Isles, ed. 2. – Cambridge: Univ. Press.

WILCOCK, C. C. & JONES, B. M. G. 1974: The identification and origin of *Stachys* ×*ambigua* SM. – Watsonia 10: 139-147.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	262-269	2013

Tragopogon – Bocksbart (*Asteraceae*) in Nordrhein-Westfalen

F. WOLFGANG BOMBLE

1 Einleitung

Die Gattung *Tragopogon* (Bocksbart) gehört zu den zungenblütigen Korbblütlern (*Asteraceae* Unterfamilie *Cichorioideae*). In diesem Verwandtschaftskreis fällt sie durch schmale, parallelnervige, grasartige Blätter auf (Abb. 3). In Kultur und im Mittelmeerraum gibt es neben gelb blühenden Arten (wie in dieser Arbeit besprochen) auch Arten mit rötlichen bis lilafarbenen Blüten. Ein Beispiel ist der als Wurzelgemüse kultivierte *T. porrifolius* (Gemüse-Haferwurz).

In Nordrhein-Westfalen sind drei *Tragopogon*-Arten etabliert: der Große Bocksbart (*T. dubius*) sowie die nah verwandten Wiesen-Bocksbart (*T. pratensis*) und Orientalischer Bocksbart (*T. orientalis*). Neben diesen Arten wird in dieser Arbeit noch der Kleine Bocksbart (*T. minor*) besprochen, für den abweichende Pflanzen von *T. pratensis* immer wieder gehalten werden. *T. dubius* (inkl. *T. major*) und *T. orientalis* (inkl. *T. grandiflorus*) werden in dieser Arbeit im weiteren Sinne verstanden

Unsere *Tragopogon*-Arten blühen meist von Anfang Mai bis Juni, in höheren Lagen auch bis Juli. Auffällig ist bei *Tragopogon* das tageszeitlich begrenzte Blühen. Bocksbartblütenköpfe sind nur sehr kurz, je nach Art spät morgens und/oder mittags, geöffnet.

2 *Tragopogon dubius* – Großer Bocksbart

Tragopogon dubius (Abb. 1-8) ist erst seit kurzer Zeit ein regelmäßiger Vertreter der nordrhein-westfälischen Flora. Es handelt sich um eine wärmeliebende, ruderale Art, die nach BÜSCHER, LOOS & SONNEBORN in HAEUPLER & al. (2003) besonders auf "Bahn- und Industriegelände" vorkommt. *T. dubius* ist nach ELLENBERG (1996: 1011) eine Charakterart der wärmebedürftigen und Trockenheit ertragenden zweijährigen bis ausdauernden Ruderalfluren (*Onopordetalia acanthii*).

HAEUPLER & al. (2003) nennen besonders Vorkommen im Ruhrgebiet. Nach BÜSCHER (2000) hat sich der Große Bocksbart seit 1997 an Bahnlinien im mittleren Westfalen massiv ausgebreitet. GEYER & al. (2008) berichten über eine inzwischen geschlossene Verbreitung an Bahnlinien vom Ruhrgebiet bis Ostwestfalen. Die Ausbreitung des Großen Bocksbarts hat sich in den letzten Jahren auch in anderen Regionen fortgesetzt: Während HAEUPLER & al. (2003) noch keine Vorkommen in der weiteren Umgebung von Aachen nennen und die Art auch in der Florenliste NRW für den Großraum Eifel noch nicht aufgeführt wird (RAABE & al. 2011), konnte die Art vom Verfasser in Aachen ab 2005 beobachtet werden und ist heute an mehreren Stellen an Bahnlinien und deren Umgebung zu finden.

Von allen anderen in Nordrhein-Westfalen wild wachsenden Bocksbärten unterscheidet sich *Tragopogon dubius* durch den deutlich unter dem Kopfstand verdickten Stiel (Abb. 1, 2, 4, 6). Die Blüten sind kürzer als die Hüllblätter (Abb. 4-6). Bei *T. dubius* sind 8-12, bei unseren anderen gelben *Tragopogon*-Arten meist 8 Hüllblätter vorhanden (JÄGER & WERNER 2005).

JÄGER & WERNER (2005) geben für *Tragopogon dubius* längere Früchte (inkl. Schnabel) an: 25-35 mm statt maximal 20 mm bei der *T. pratensis*-Gruppe.

Abb. 1: *Tragopogon dubius* auf einem Bahngelände in Witten/NRW (22.06.2010, A. JAGEL).

Abb. 2: *Tragopogon dubius* auf einem Trockenrasen am Bollenberg in den Vogesen/Frankreich (04.06.2009, C. BUCH).

Abb. 3: *Tragopogon dubius* am Rand einer Baustelle in Aachen/NRW (16.06.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 4: *Tragopogon dubius*, auf einem Brachacker bei Ogrodzieniec/Polen (17.06.2005, A. JAGEL).

Abb. 5: *Tragopogon dubius* auf einem Bahngelände in Aachen/NRW (03.06.2005, F. W. BOMBLE).

Abb. 6: *Tragopogon dubius* auf einer Weinbergsbrache in Boppard/RLP (23.06.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 7: *Tragopogon dubius*, Fruchtstand, (23.06.2012, Boppard/RLP, F. W. BOMBLE).

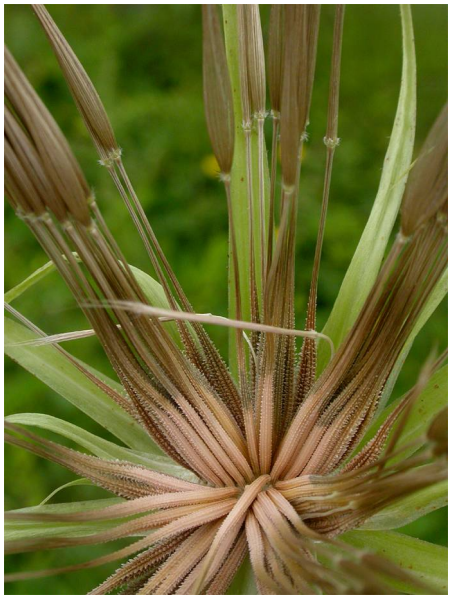


Abb. 8: *Tragopogon dubius,* Achänen (16.06.2012, Aachen/NRW, F. W. BOMBLE).

3 *Tragopogon pratensis* agg. – Artengruppe Wiesen-Bocksbärte

Die Vertreter der *Tragopogon pratensis*-Gruppe werden noch heute oft als Unterarten einer Art *T. pratensis* betrachtet, obwohl schon länger bekannt ist, dass sie merkmalsstabil sind und sich nach DVOŘÁK & al. (1978) im Karyotyp unterscheiden. Durch eine große modifikative Variabilität werden jedoch Übergänge vorgetäuscht, die zu Verwechslungen führen.

Es handelt sich um drei nah verwandte Arten, die sich nur in wenigen Merkmalen unterscheiden und deswegen schwer zu erkennen sind. Es ist gerade die Art mit vermittelnder Merkmalskombination, der Wiesen-Bocksbart im engeren Sinne (*T. pratensis* s. str.), der durch große Variabilität zu Verwechslungen führen kann. Eine Übersicht über die farblichen und habituellen Merkmale der drei besprochenen Arten gibt Tab. 1.

Die Arten der *Tragopogon pratensis*-Gruppe unterscheiden sich in ihrer Verbreitung: *T. minor* ist in Europa eher westlich, *T. orientalis* eher östlich, *T. pratensis* s. str. eher zentraleuropäisch verbreitet (JÄGER & WERNER 2005). In Nordrhein-Westfalen sind zwei Arten nachgewiesen: weit verbreitet und oft häufig ist *T. pratensis*, *T. orientalis* ist selten. Demgegenüber ist in Großbritannien die dritte, in Nordrhein-Westfalen fehlende Art (*T. minor*) vorherrschend, *T. pratensis* selten und *T. orientalis* unbeständig eingeschleppt (STACE 1997). Im weiter südlich gelegenen Baden-Württemberg ist *T. orientalis* dagegen zerstreut bis verbreitet (SEBALD & al. 1996).

Tab. 1: Farbliche und habituelle Merkmale der Arten der *Tragopogon pratensis*-Gruppe nach AESCHIMANN & al. (2004), CHRISTENSEN (2009), DVOŘÁK & al. (1978), JÄGER & WERNER (2005), STACE (1997) und eigenen Beobachtungen.

	Tragopogon minor	*Tragopogon pratensis*	*Tragopogon orientalis*
Länge Zungenblüten im Vergleich zu Hüllblättern	deutlich kürzer	etwas kürzer bis etwas länger	deutlich länger
Blütenfarbe	hellgelb		meist goldgelb
Staubbeutel	an der Spitze einheitlich dunkel		meist dunkler gestreift
Äußere im Vergleich zu inneren Zungenblüten	kaum verschieden	auffallend kräftiger	
Länge Schnabel im Vergleich zu Achänenkörper	etwa gleich		kürzer

3.1 *Tragopogon minor* (= *T. pratensis* subsp. *minor*) – Kleiner Bocksbart

Nach HAEUPLER & al. (2003) beruhen alle Angaben von *Tragopogon minor* in Nordrhein-Westfalen auf Verwechslungen mit *T. pratensis* mit kürzeren Zungenblüten. Auch über Nordrhein-Westfalen hinaus stellt sich die Frage, ob nicht auch in anderen Bundesländern manche Fundmeldungen von *T. minor* in Wirklichkeit Verwechslungen mit *T. pratensis* betreffen.

Tragopogon minor hat recht kleine Blütenköpfe, die durch die ausgesprochen kurzen Zungenblüten noch zierlicher wirken. Dabei sind die Zungenblüten wesentlich kürzer als die Hüllblätter (Abb. 9 & 10). Auffällig ist nach DVOŘÁK & al. (1978) und eigenen Beobachtungen auch, dass *T. minor* scheinbar die großen randlichen Zungenblüten von *T. pratensis* fehlen, da sich die äußeren Zungenblüten bei *T. minor* kaum von den inneren unterscheiden. Hervorgerufen wird dieser Eindruck u. a. durch das von CHRISTENSEN (2009) neben relativer Zungenblütenlänge und Köpfchengröße genannte Merkmal der Breite der Zungenblüten: 2,5−3,5(−4,5) mm bei *Tragopogon minor* und 4−5(−6) mm bei *T. pratensis*.

Typische Blütenköpfe von *T. minor* sind so auffällig, dass man die Art sofort erkennt. Aufgrund der von CHRISTENSEN (2009) genannten Messwerte dürfte *T. minor* jedoch auch schwerer zu erkennende Phänotypen ausbilden.

Zur Unterscheidung von *Tragopogon pratensis* und *T. minor* werden oft die Färbung der Hüllblätter (z. B. von HAEUPLER & MUER 2007) und der Staubbeutel (z. B. von JÄGER & WERNER 2005) genannt. Beide Färbungen sind bei *T. pratensis* so variabel, dass hierin keine sicheren Merkmale zu erkennen sind (zu dem gleichen Ergebnis kommt auch CHRISTENSEN 2009). Die Fruchtmerkmale von *T. minor* (vgl. JÄGER & WERNER 2005) konnten vom Verfasser noch nicht studiert werden. Nach CHRISTENSEN (2009) eignen sie sich nicht zur Unterscheidung von *T. minor* und *T. pratensis*.

Abb. 9: *Tragopogon minor* (28.05.2006, nordöstlich Dorsheim/RLP, F. W. BOMBLE).

Abb. 10: *Tragopogon minor* (28.05.2006, nordöstlich Dorsheim/RLP, F. W. BOMBLE).

3.2 *Tragopogon pratensis* s. str. (= *T. pratensis* subsp. *pratensis*) – Wiesen-Bocksbart i. e. S.

Tragopogon pratensis s. str. (Abb. 11-18) ist der mit Abstand häufigste Bocksbart in Nordrhein-Westfalen und im gesamten Bundesland verbreitet (HAEUPLER & al. 2003). Er kommt in Wiesen, an Wegrändern und ruderal vor. An Straßen geht er bis in die Randzonen der Städte.

Tragopogon pratensis ist variabel, besonders was das für die Bestimmung wichtige Merkmal der Relation von Hüllblatt- zu Zungenblütenlänge angeht. Im Extremfall können die Zungenblüten durchaus etwas länger als die Hüllblätter sein, was zu Verwechslungen mit *T. orienta-*

lis führen kann (Abb. 13, zur Unterscheidung beider Arten s. bei *T. orientalis*). Problematischer ist aber das regelmäßige Auftreten von Blütenköpfen mit kürzeren Zungenblüten, die von den Hüllblättern weit überragt werden (Abb. 14 & 15, selten noch extremer). Solche Pflanzen werden dann leicht für *T. minor* gehalten, der noch deutlich kürzere Zungenblüten aufweist (s. o.).

Abb. 11: *Tragopogon pratensis* (04.06.2006, Blankenheim-Wald/NRW, F. W. BOMBLE).

Abb. 12: *Tragopogon pratensis* (28.05.2004, Aachen/NRW, F. W. BOMBLE).

Abb. 13: Wenn *Tragopogon pratensis* längere randliche Zungenblüten ausbildet, ist er mit *T. orientalis* zu verwechseln, … (17.06.2012, Aachen-Burtscheid/NRW, F. W. BOMBLE).

Abb. 14: … und *Tragopogon pratensis* mit kurzen randlichen Zungenblüten kann *T. minor* vortäuschen. (28.05.2004, Aachen/NRW, F. W. BOMBLE).

Abb. 15: *Tragopogon pratensis* (28.05.2004, Aachen/NRW, F. W. BOMBLE).

Abb. 16: *Tragopogon pratensis,* Fruchtstand, (17.06.2012, Aachen-Burtscheid/NRW, F. W. BOMBLE).

Abb. 17: *Tragopogon pratensis,* verblühtes Blütenköpfchen (09.06.2006, Aachen-Vaalserquartier/NRW, F. W. BOMBLE).

Abb. 18: *Tragopogon pratensis*, Detail eines Fruchtköpfchens (22.06.2004, BG Bochum/ NRW, A. HÖGGEMEIER).

3.3 *Tragopogon orientalis* (= *T. pratensis* subsp. *orientalis*) – Orientalischer Bocksbart

Tragopogon orientalis (Abb. 19-26) ist in Nordrhein-Westfalen eine seltene Art, die hauptsächlich entlang des Rheins gefunden wurde (HAEUPLER & al. 2003). In anderen Regionen werden nur wenige Vorkommen genannt. Immer wieder einmal kann die Art kurzfristig in Ansaaten beobachtet werden, von wo aus sie sich oft nicht etabliert (z. B. 2002 in Ürsfeld bei Aachen, F. W. BOMBLE & B. G. A. SCHMITZ).

Der Orientalische Bocksbart gilt als "typische Wiesenpflanze, die vor allem in Fettwiesen des Berglandes auf kalk- und nährstoffreichem, mäßig trockenem bis frischem Untergrund vorkommt" (SEBALD & al. 1996). Die Wiesenvorkommen im Süddeutschland strahlen bis ins nordrhein-westfälische Rheintal aus, wo *T. orientalis* in extensiven Stromtalwiesen vorkommt (NRW-STIFTUNG 2012). Im Ruhrgebiet tritt die Art auch ruderal auf, z. B. auf Industriebrachen und an Straßenrändern (A. JAGEL, schriftl. Mitt., vgl. auch Abb. 19).

Wichtigstes Erkennungsmerkmal von *Tragopogon orientalis* sind die äußeren Zungenblüten, die mindestens so lang wie die Hüllblätter, aber meist deutlich länger sind (Abb. 23). Nach JÄGER & WERNER (2005) sind die Blüten von *T. orientalis* goldgelb (nach DVOŘÁK & al. 1978 auch hellgelb), während die von *T. pratensis* hellgelb sind. Die farblich intensiven, großen Blütenköpfe sind sehr auffällig (Abb. 20 & 21).

Weitere Merkmale bieten die Staubbeutelfärbung und die Gestalt der Früchte. Obwohl die Staubbeutel bei *Tragopogon orientalis* auch (besonders zur Spitze hin) dunkler (und die von *T. pratensis* auch selten heller) sein können, fallen bei dieser Art die recht hellen, oft gestreiften Staubbeutel innerhalb der großen Blütenköpfe auf (Abb. 24 im Vergleich zu Abb. 12). AESCHIMANN & al. (2004) und STACE (1997) geben Unterschiede im Bau der Früchte (Achänen) an: Bei *T. orientalis* (Abb. 25 & 26) ist der Schnabel (= Stiel des Pappus) kürzer als der Achänenkörper (verdickter Hauptteil der Achäne), während bei *T. pratensis* beide Maße etwa gleich lang sind (Abb. 17 & 18).

CHRISTENSEN (2009) gibt zusätzlich mit 6−7,5 mm bei *Tragopogon orientalis* und 4−5(−6) mm bei *T. pratensis* abweichende Breiten der Zungenblüten an.

Abb. 19: *Tragopogon orientalis* am Straßenrand in Hattingen/NRW (22.06.2012, A. JAGEL).

Abb. 20: *Tragopogon orientalis* am Wegrand an einer Vieweide in Mittelberg, Kleinwalsertal/Österreich (14.07.2012, F. W. BOMBLE).

Abb. 21: *Tragopogon orientalis* (11.07.2012, Hirschegg, Kleinwalsertal/Österreich, F. W. BOMBLE).

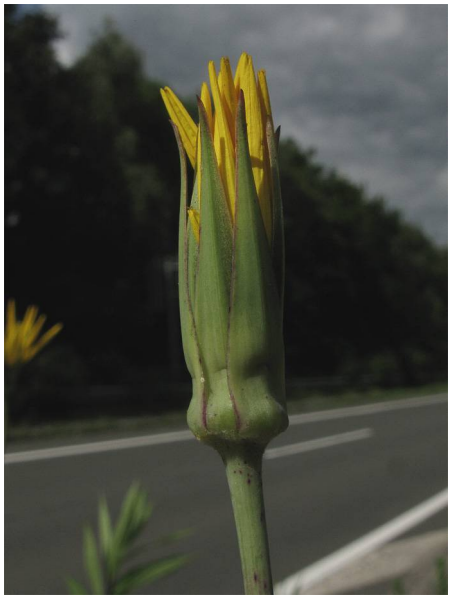


Abb. 22: *Tragopogon orientalis* (22.06.2012, Hattingen/NRW, A. JAGEL).

Abb. 23: *Tragopogon orientalis* (11.07.2012, Hirschegg, Kleinwalsertal/Österreich, F. W. BOMBLE).

Abb. 24: *Tragopogon orientalis*, auffällig gestreifte Staubbeutel (23.06.2007, Mainzer Sand/RLP, F. W. BOMBLE).

Abb. 25: *Tragopogon orientalis*, Fruchtstand im Längsschnitt (22.06.2012, Hattingen/NRW, A. JAGEL).

Abb. 26: *Tragopogon orientalis*, Früchte (10.07.2012, Mittelberg, Kleinwalsertal/ Österreich, F W. BOMBLE).

Danksagung

Ich danke den Fotografen/-innen Dipl.-Biol. CORINNE BUCH (Mülheim an der Ruhr), ANNETTE HÖGGEMEIER (Witten), und Dr. ARMIN JAGEL (Bochum) herzlich für die zur Verfügung gestellten Fotos. Dr. ARMIN JAGEL, Dr. GÖTZ H. LOOS (Kamen/Bochum) und BRUNO G. A. SCHMITZ (Aachen) danke ich für wichtige Informationen. Dr. GÖTZ H. LOOS danke ich für zur Verfügung gestellte Literatur.

Literatur

AESCHIMANN, D., LAUBER, K., MOSER, D. M. & THEURILLAT, J.-P. 2004: Flora alpina 2: *Gentianaceae-Orchidaceae*. – Bern, Stuttgart, Wien.

BÜSCHER, D. 2000: Zur Ausbreitung einiger Pflanzenarten entlang von Verkehrswegen im mittleren Westfalen. – Flor. Rundbr. 33: 92-97.

CHRISTENSEN, E. 2009: Der Wiesen-Bocksbart (*Tragopogon pratensis* L. s. l.) im Kreis Plön. – Kieler Not. Pflanzenkd. 36: 25-36.

DVOŘÁK, F., TRNKA, P. & DADÁKOVÁ, B. 1978: Cytotaxonomic Study of *Tragopogon* L. in Czechoslovakia. – Folia Geobot. Phytotax. 13: 305-330.

ELLENBERG, H. 1996: Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen, 5. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

GEYER, H. J., LOOS, G. H. & BÜSCHER, D. 2008: Rezentvorkommen von Adventivpflanzen und Apophyten auf Bahnhöfen im mittleren Westfalen und ihre Ausbreitungstendenzen. – Braunschweiger Geobot. Arb. 9: 177-188.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. Hrsg.: Landesanstalt für Ökologie, Bodenordnung und Forsten NRW. – Recklinghausen.

HAEUPLER, H. & MUER, T. 2007: Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, 2. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

JÄGER, E. W. & WERNER, K. 2005: Exkursionsflora von Deutschland, begr. von WERNER ROTHMALER, Bd. 4. Gefäßpflanzen: kritischer Band, 10. Aufl. – Berlin.

NRW-STIFTUNG 2012: Urdenbacher Kämpe. – http://www.nrw-stiftung.de/nafgi/index.php?id=9&area=7 [29.07.2012].

RAABE, U., & al. 2011: Rote Liste und Artenverzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen − *Pteridophyta* et *Spermatophyta* − in Nordrhein-Westfalen, 4. Fssg. – LANUV-Fachber. 36(1): 51-183.

SEBALD, O., SEYBOLD, S., PHILLIPI, G. & WÖRZ, A. 1996: Die Farn- und Blütenpflanzen Baden-Württembergs 6. – Stuttgart: Ulmer.

STACE, C. 1997: New Flora of the British Isles, ed. 2. – Cambridge: Univ. Press.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	270-274	2013

Viburnum spp. – Winterblühende Schneebälle (*Caprifoliaceae*)

VEIT MARTIN DÖRKEN & ARMIN JAGEL

1 Einleitung

Unter den Blütengehölzen, die bereits im Winter blühen, spielen bei uns im Wesentlichen fremdländische Arten eine Rolle. Hierzu gehören neben den Zaubernüssen (*Hamamelis* spp., vgl. DÖRKEN 2012) auch Vertreter der Gattung *Viburnum*, die sog. Schneebälle. Die frühe Blütezeit einiger Arten und die kugelige Form der voll aufgeblühten Blütenstände haben zum deutschen Namen der Gattung geführt. Auch wenn der größere Anteil der Schneeball-Arten erst im Frühling oder Vorsommer blüht, haben die winterblühenden Arten mit ihrem weitstreichenden Duft einen besonderen Wert als Solitärsträucher in der ansonsten blütenarmen Winterzeit. Zu den bekanntesten Arten bei uns gehören *Viburnum farreri* (Duftender Schneeball), *Viburnum tinus* (Lorbeerblättriger Schneeball) sowie die Hybriden *Viburnum* ×*bodnantense* (Bodnants Schneeball) und *Viburnum* ×*burkwoodii* (Oster-Schneeball). Die winterliche Blütezeit bedeutet jedoch nicht, dass die Blüten uneingeschränkt frosthart sind, ab Temperaturen von ca. -5° C werden sie oft sehr schwer geschädigt (Abb. 2).

Abb. 1: *Viburnum* ×*bodnantense* (Bodnants Schneeball) mit Schneehaube (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 2: *Viburnum farreri* (Duftender Schneeball), erfrorene Blüten (V. M. DÖRKEN).

Schneebälle erfreuen den Gartenliebhaber nicht nur durch ihre Blüten, sondern auch aufgrund der einfachen Pflege. Fast alle Arten stellen kaum Ansprüche an den Standort. Sie gedeihen in jedem nährstoffreichen, frischen und tiefgründigen Gartenboden in sonnigen bis halbschattigen Lagen.

2 Systematik und Verbreitung

Die Gattung *Viburnum* umfasst überwiegend sommergrüne, seltener immergrüne Sträucher bis kleine Bäume und wird nach klassischer Systematik zur Familie der Geißblattgewächse (*Caprifoliaceae*) gezählt (z. B. KRÜSSMANN 1978, HEYWOOD 1982, BÄRTELS 1996). Nach genetischen Analysen stellt man sie heute aus rein formellen Gründen zu den Moschuskrautgewächsen, den *Adoxaceae* (z. B. MABBERLEY 2008).

Die Gattung *Viburnum* umfasst rund 200 Arten in den gemäßigten und subtropischen Zonen. Das Hauptverbreitungsgebiet liegt in Ostasien. Aus der Gattung *Viburnum* sind zwei sommerblühende Arten in Nordrhein-Westfalen heimisch, der Gewöhnliche Schneeball (*Viburnum opulus*) und der Wollige Schneeball (*Viburnum lantana*). Letzterer wird häufig als

Zierstrauch gepflanzt und verwildert auch aus Anpflanzungen, kommt in Nordrhein-Westfalen wild aber nur im südlichen Rheinland vor (HAEUPLER & al. 2003).

3 In Deutschland gepflanzte winterblühende Schneebälle

Viburnum ×bodnantense – Bodnants Schneeball

Der winterkahle *Viburnum ×bodnantense* ist eine im walisischen Bodnant gärtnerisch erzeugte Hybride aus *V. farreri* (Duftender Schneeball, s. u.) mit *V. grandiflorum* (Großblütiger Schneeball). Beide Eltern von *V. ×bodnantense* stammen aus Asien. Während *V. farreri* in Deutschland häufig gepflanzt wird, ist die zweite Elternart fast nur in botanischen Sammlungen zu finden. Die Hybride ist wahrscheinlich der häufigste bei uns gepflanzte winterblühende Schneeball. Den hier aufgeführten deutschen Namen benutzen wahrscheinlich nur Botaniker, denn er ist eine rein akademische Übersetzung der wissenschaftlichen Bezeichnung. Der besser passende Name "Duftender Schneeball" war aber schon vorher von *Viburnum farreri* belegt. Im Gartenhandel geht man da pragmatischer vor und nennt beide Vertreter **"Duft-Schneeball"** oder **"Winter-Schneeball"**. Die Blüten öffnen sich manchmal bereits im November, wenn der Laubfall noch nicht vollständig abgeschlossen ist. Typischerweise findet man sie aber am kahlen Strauch im Dezember und Januar bis in den April hinein. Die Blüten sind in der Knospe tiefrosa, aufgeblüht dann später weißlich rosa. Sie verströmen einen starken, angenehm süßlichen Duft. Im Gartenhandel werden häufig die Sorte **'Dawn'** (sehr intensiv duftend, dunkelrosa Blüten) und **'Charles Lamont'** (intensiv rosa Blüten) angeboten.

Abb. 3: *Viburnum ×bodnantense* (Bodnants Schneeball) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 4: *Viburnum ×bodnantense* (Bodnants Schneeball) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 5: *Viburnum ×bodnantense* (Bodnants Schneeball) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: *Viburnum ×bodnantense* (Bodnants Schneeball) (V. M. DÖRKEN).

Viburnum farreri – Duftender Schneeball

Der Duftende Schneeball, auch **Chinesischer Duft-Schneeball** genannt, stammt aus Nord-China und ist als ein Elternteil dem oben beschriebenen *Viburnum* ×*bodnantense* sehr ähnlich. Seine Knospen sind aber nicht so tief rosa und die Einzelblüten sind etwas kleiner . Die Triebe stehen bei *V. farreri* straffer aufrecht als bei der etwas lockerer verzweigten Hybride *Viburnum* ×*bodnantense*. Die Blüten von *V. farreri* verlieren mit der Zeit ihre rosa Farbe und werden letztlich schneeweiß. Sie duften sehr stark, woher die Art ihren deutschen Namen bekam. Ehemals hieß sie wissenschaftlich *Viburnum fragrans* (= duftend). Die Blütezeit liegt in der Regel zwischen Dezember und April, sodass man den Strauch mit und ohne Blätter blühend sehen kann. Für kleinere Gärten und Kübelbepflanzungen wurde eine kompakte und dicht verzweigte Zwergform **'Nanum'** gezüchtet, die verglichen mit der Stammform allerdings einen deutlich geringeren Blütenansatz zeigt.

Abb. 7: *Viburnum farreri* (Duftender Schneeball) (A. JAGEL).

Abb. 8: *Viburnum farreri* (Duftender Schneeball) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 9: *Viburnum* ×*burkwoodii* (Oster-Schneeball) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 10: *Viburnum* ×*burkwoodii* (Oster-Schneeball) (A. JAGEL).

Viburnum ×*burkwoodii* – Oster-Schneeball

Im Handel wird diese Hybride als **Burkwoods Schneeball** oder auch **Wintergrüner Duft-Schneeball** geführt. Sie entstand aus den beiden Elternarten *Viburnum carlesii* × *V. utile*, die beide in Deutschland ebenfalls fast nur in Botanischen Gärten anzutreffen sind und im Handel sehr selten angeboten werden. *Viburnum carlesii* (Koreanischer Schneeball) ist winterkahl, *Viburnum utile* (Nützlicher Schneeball) immergrün. In milden Wintern ist die

Hybride daher fast immergrün und verliert nur einen Teil des Laubs. In strengeren Wintern fallen fast alle Blätter ab, ohne dass aber der Strauch ernsthaft Schaden nimmt. Die Einzelblüten sind in der Knospe dunkelrosa, aufgeblüht blassrosa und im Verblühen weiß. Die Blüten stehen in bis zu 10 cm breiten rundlichen bis kugeligen Trugdolden. Der Blütezeitpunkt liegt im März und April. Er ist damit der spätestblühende Schneeball der winterblühenden Arten. Im Herbst blüht die Hybride noch einmal kräftig und vor allem zuverlässig nach. Im Gartenhandel ist auch die kompaktwüchsige, nicht ganz immergrüne Sorte **'Anne Russel'** erhältlich.

Viburnum tinus – Lorbeerblättriger Schneeball

Der Lorbeerblättrige Schneeball (*Viburnum tinus*) wird aufgrund seiner Herkunft häufig auch **Mittelmeer-Schneeball** genannt, manchmal auch **Steinlorbeer**. In Mitteleuropa ist er nur in ausreichend geschützten und wintermilden Regionen im Freiland oder geschützten Innenhöfen kultivierbar. Im Ruhrgebiet ist dies möglich, aber auch hier sollte er an geschützten Stellen gepflanzt werden. Ansonsten empfiehlt sich eine Kübelkultur mit der Überwinterung in kühlen Wintergärten. Anders als die oben genannten Schneeball-Arten ist der Mittelmeer-Schneeball immergrün. Er erreicht am Naturstandort in S-Europa und im Mittelmeergebiet Höhen von 2-4 m, bei uns bleibt er aber in der Regel niedriger. Die kleinen, sehr reichlichen und duftenden Blüten erscheinen bereits im November. Die Blütezeit kann bis in den April reichen. Beim Mittelmeer-Schneeball haben auch die Früchte einen Zierwert, denn sie sind auffällig metallisch glänzend stahlblau. Sie sind auch noch am Strauch vorhanden, während die Blüten der nächsten Generation aufgehen.

Abb. 11: *Viburnum tinus*
(Lorbeerblättriger Schneeball)
(V. M. DÖRKEN).

Abb. 12: *Viburnum tinus*
(Lorbeerblättriger Schneeball)
(V. M. DÖRKEN).

	Viburnum farreri **Duftender Schneeballl**	***Viburnum* ×*bodnantense*** **(= *V. farreri* × *grandiflorum*) Bodnant-Schneeball**	***Viburnum* ×*burkwoodii*** **(= *V. carlesii* × *utile*) Burkwoods Schneeball**	***Viburnum tinus*** **Lorbeer-Schneeball**
Habitus	bis 3 m hoch, in der Jugend straff aufrecht, im Alter etwas ausladender und rundlich	bis 3 m hoch, Zweige nicht so straff aufrecht wie *V. farreri*	2-4 m hoch, recht locker bis sparrig verzweigt	2-4 m hoch, sehr dicht verzweigt
junge Triebe	rotbraun, kahl	rotbraun, kahl	dicht braun sternfilzig, allmählich verkahlend	junge Triebe grün und sonnenseits gerötet, kahl oder leicht behaart
Belaubung	winterkahl	winterkahl	halbimmergrün, behält den Großteil der Belaubung bis zum Neuaustrieb im Mai	immergrün
Blütenstände	eiförmige bis kegelförmige, 3-5 cm lang	5-7 cm lang	rundlich bis kugelig, bis 10 cm breit, reichblütiger als die der anderen genannten Arten	flach gewölbte, 5-strahlige Trugdolde, bis 9 cm breit
Blüten	in der Knospe rosa, später schneeweiß, Blüten kleiner als bei *V.* ×*bodnantense*, stark duftend	in der Knospe tief rosa, aufgeblüht weißlich rosa bleibend, etwas größer als bei *V. farreri*, stark duftend	anfangs rosa, später weiß, stark duftend	in der Knospe rosa, aufgeblüht weiß, schwach duftend
Blütezeit	Dezember bis April	(Dezember) Januar bis April	März bis April, Nachblüte im Herbst	November bis April

Literatur

BÄRTELS, A. & ROLOFF, A. 1996: Gartenflora, Bd. 1. – Stuttgart: Ulmer.

DÖRKEN, V. M. 2012: *Hamamelis* spp. – Zaubernüsse (*Hamamelidaceae*). – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 3: 220-226.

HAEUPLER, H., JAGEL, A. & SCHUMACHER, W. 2003: Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Nordrhein-Westfalen. Hrsg. LÖBF. – Recklinghausen.

HEYWOOD, V. H. 1982: Blütenpflanzen der Welt. – Basel: Birkhäuser.

KRÜSSMANN, G. 1978: Handbuch der Laubgehölze, Vol. 3, 2. Aufl. – Berlin, Hamburg: Parey.

MABBERLEY, D. J. 2008: Mabberley´s plant book, ed. 3. – Cambridge: Univ. Press.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	275-279	2013

Weihnachtsgewürze – Gewürznelke, Sternanis und Zimt

ANNETTE HÖGGEMEIER

Nelken – Sternanis – Zimt! Gewürze, die in der Adventszeit sofort an Pfeffernüsse, Printen, Honigkuchen und Zimtsterne, aber auch an Grog, Punsch und Glühwein denken lassen. Und an gemütliche vorweihnachtliche Stimmung mit Geselligkeit und Wärme. Den drei Gewürzen ist gemeinsam, dass sie eine lange, wirtschaftlich glorreiche und bisweilen kriegerische Geschichte haben, dass man unzählige Informationen dazu im Zeitschriften- und Buchhandel sowie im Internet findet und dass es eine Überfülle von Nutzanwendungen und Rezepten gibt. Waren sie ursprünglich eher als Medizinpflanzen geschätzt, hat sich die heutige Anwendung überwiegend auf ihre Verwendung in der Küche als Geschmackszutat reduziert. Bei den Geschmacksstoffen handelt es sich im Wesentlichen um flüchtige ätherische Öle, die den Geruchssinn und damit verbunden das Geschmacksempfinden stimulieren.

Für die Produzenten der ätherischen Öle, die Pflanzen also, sind diese Inhaltsstoffe Endprodukte des Stoffwechsels. Sie können nicht aktiv ausgeschieden werden und werden daher in unterschiedlichen Organen "end"gelagert. Für die einzelne Zelle haben diese sog. Sekundären Inhaltsstoffe keine weitere Bedeutung mehr, für den Gesamtorganismus aber schon. Häufig finden sich ätherische Öle in Blüten, die ihre Duftstoffe frei verströmen: zur Anlockung von Blütenbesuchern. Anders bei Pflanzen, die ätherische Öle in Laub, Stamm und Früchten einlagern. Hier werden sie erst nach Berührung oder Verletzung bemerkt. Der ökologische Nutzen liegt in der Abwehr von pflanzenfressenden Tieren, die durch Bitter- und Scharfstoffe oder unangenehme Aromen abgeschreckt werden.

Alle unsere Duft- und Gewürzstoffe sind solche sekundären Pflanzenstoffe. Die Pflanzen, die die drei hier behandelten typischen Weihnachtsgewürze liefern, sind kaum bekannt und hierzulande außer in Botanischen Gärten nicht zu finden. Und selbst hier findet man oft nur Verwandte. Wenn diese aber ähnlich genug sind, eignen Sie sich dazu, Bilder von ihnen hier und da in die Beschreibung der drei Weihnachtsgewürze mit einzubeziehen.

Abb. 1: Christbaumkugel aus Gewürznelken (D. MÄHRMANN).

Abb. 2: Sternanis als Gewürz und Dekoartikel (D. MÄHRMANN).

Nelken, Gewürznelken, *Syzygium aromaticum* (*Myrtaceae)*: Blütengewürz

Bei "Nelken" im Sinne von Gewürznelken handelt es sich um die getrockneten Blütenknospen des Myrtengewächses *Syzygium aromaticum*, die im Ganzen und gemahlen angeboten werden. Die Heimat des Gewürznelkenbaumes sind die tropischen Molukken-Inseln Indonesiens, auch als "Gewürzinseln" bekannt. Es handelt sich um 10-12 m hohe Bäume mit glänzenden, immergrünen, zugespitzt ovalen Blättern, die an *Ficus benjamina*, die bekannte Birkenfeige aus dem Wohnzimmer, erinnern. Die Blätter des Nelkenbaumes sind allerdings gegenständig (Abb. 3).

Abb. 3: *Syzygium aromaticum* (Gewürznelke), Blätter (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 4: Gewürznelken als Gewürz (D. MÄHRMANN).

Kultiviert werden Gewürznelkenbäume heute weit über ihr Ursprungsgebiet hinaus bis nach Madagaskar und die Tropen Amerikas.

Für die Pflanzenfamilie der Myrtaceae ist das Vorkommen von ätherischen Ölen charakteristisch, man denke an Eucalyptusöl (aus div. Arten der Gattung *Eucalyptus*) oder an Teebaumöl (von *Melaleuca alternifolia*). Bei *Syzygium aromaticum* handelt es sich insofern um einen Sonderfall, da es sich hier um ein Blütengewürz handelt. Ätherische Öle befinden sich wohl in allen Teilen des Baumes, in höchster Konzentration aber in den ungeöffneten Blütenknospen kurz vor dem Aufblühen. In dem den Fruchtknoten umgebenden Gewebe (Hypanthium) befinden sich reichlich Öldrüsen. Die Knospen werden nach dem Pflücken durch Trocknen in der Sonne oder am Feuer konserviert und gelangen so in den Handel.

Abb. 5: *Syzygium aromaticum* (Gewürznelke), getrocknete Blüten, links aufgeschnitten (A. HÖGGEMEIER).

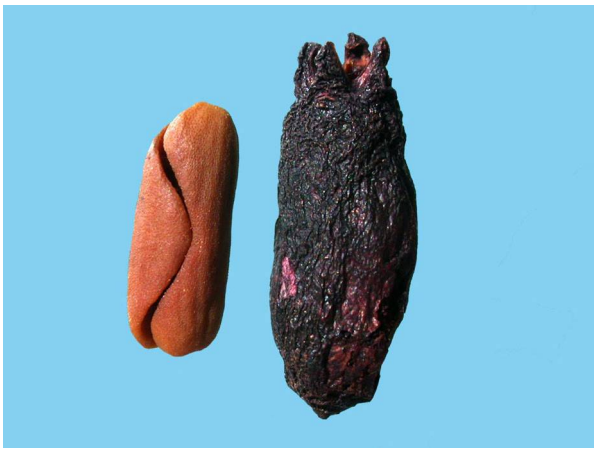


Abb. 6: *Syzygium aromaticum* (Gewürznelke), getrocknete Frucht und freigelegter Samen (links) (A. HÖGGEMEIER).

Man erkennt an den Knospen, so wie sie in den Handel kommen, vier kleine Kelchzipfel und die sich rundlich vorwölbenden Kronblätter sowie den lang zugespitzen, unterständigen Fruchtknoten. Diese ganze Knospe erinnert an einen Nagel und hat zur deutschen Bezeichnung Nelke geführt (Nägelein – Näglein – Nelke, vgl. Abb. 5) und auch der Name der Nelkengewächsen (*Caryophyllaceae*), die mit der Gewürznelke aber nichts zu tun haben, ist auf eine solche Ableitung zurückzuführen (KRAUSCH 2007).

Gewürznelken finden neben vielfältiger Verwendung als Geschmackszutat in Küche und Backstube auch heute noch Verwendung als Arzneimittel. Das Nelkenöl, Eugenol, besitzt eine antiseptische Wirkung und hat die Eigenschaft, die Empfindlichkeit der Schmerzsensoren zu dämpfen. Daher wird Eugenol in der Zahnmedizin zur Schmerzstillung und zur Desinfektion eingesetzt. Der aromatisch scharfe Geschmack des Eugenols ist auch von Gurgelwässern und Zahnpasten weit bekannt.

Die reifen Früchte werden als rot und fleischig beschrieben. Abb. 6 zeigt eine getrocknete Frucht und den freigelegten Samen.

Abb. 7: *Syzygium paniculatum* (Kirschmyrte), frische Bütenknospen der mit der Gewürznelke nahe verwandten Art (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 8: *Syzygium paniculatum* (Kirschmyrte), Blüten (A. HÖGGEMEIER).

Sternanis – *Illicium verum* (*Schisandraceae*): Fruchtgewürz

Sternanis ist die Handelsbezeichnung für ein Würzmittel, das ganz oder gemahlen auf den Markt kommt. Es hat keine ausdrückliche medizinische Wirkung, gibt aber als Geschmackszutat vielen Gerichten und Getränken ihr unverwechselbares Aroma. Weihnachtliche Pfeffernüsse und Printen, Grog und Glühwein sind ohne Sternanis schwerlich denkbar.

Sternanis, in Abgrenzung zu anderen *Illicium*-Arten auch Echter Sternanis genannt, stammt von einem bis 10 m hohen immergrünen Baum, der im tropischen Klima Südwest-Chinas und Nordost-Vietnams beheimatet ist. Verwendet werden die noch unreifen Früchte, in denen die Konzentration des ätherischen Anisöls, Anethol, am höchsten ist, und zwar in der Fruchtwand (Perikarp). In der Blüte der mit Sternanis eng verwandten Art *Illicium anisatum* (Abb. 9 & 10) erkennt man die nicht untereinander verwachsenen Fruchtblätter, die sich beim Reifen zur Frucht auswärts biegen und eine Sammelbalgfrucht bilden (Abb. 11). Dieser Fruchttyp ist bei uns bekannt vom Winterling (*Eranthis hyemalis*) und der Pfingstrose (*Paeonia officinalis*).

Beim Sternanis sind es meist acht Fruchtblätter, die, auswärts gebogen, in der Aufsicht einen Stern ergeben. In den geöffneten Bälgen ist jeweils ein Samen zu erkennen (Abb. 11). Den Samen kommt aber kaum Würzwert zu, dieser beruht auf der im getrockneten Zustand holzigen Fruchtwand.

Abb. 9: *Illicium anisatum* (Japanischer Sternanis), Blüte der mit dem Echten Sternanis eng verwandten Art (A. HÖGGEMEIER).

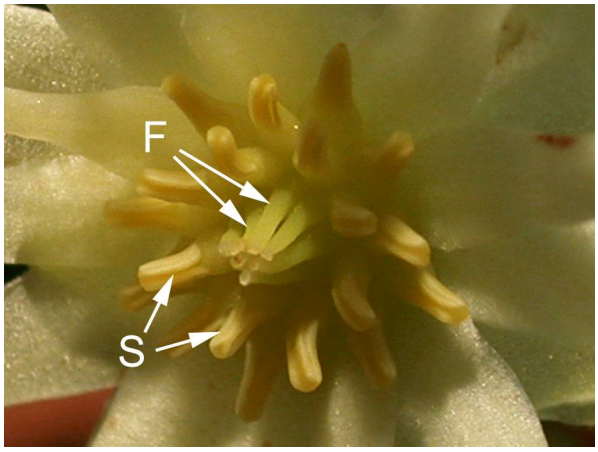


Abb. 10: *Illicium anisatum* (Japanischer Sternanis), Detail der Blüte mit Staubblättern (S) und den unverwachsenen Fruchtblättern (F) (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 11: *Illicium verum* (Echter Sternanis), reife Sammelbalgfrucht mit Samen: fünf Fruchtblätter mit Samen, drei verkümmert (D. MÄHRMANN).

Abb. 12: *Illicium henryi* (Chinesischer Sternanis), junge Früchte am Baum (H. STEINECKE).

Zimt – *Cinnamomum aromaticum* & *C. zeylanicum* (*Lauraceae*): Rindengewürz

Zimt ist ein Gewürz, das fast ausschließlich in Speisen und Getränken süßer Geschmacksrichtung verwendet wird. Man unterscheidet Ceylon-Zimt und China-Zimt. Beide werden gewonnen aus der Rindenschicht zweier Lorbeergewächse: Ceylon-Zimtbaum oder Kaneel stammt von *Cinnamomum zeylanicum* (= *C. verum*) und China- oder Kassia-Zimtbaum von *Cinnamomum aromaticum* (= *C. cassia*). Für die Gewürzgewinnung werden die Bäume wie Kopfweiden kultiviert. Etwa 2-jährige Äste werden abgeschlagen und geschält, d. h. die außen liegende Borke wird entfernt sowie der innere Holzkörper. Erhalten bleibt nur die mehr oder weniger dicke innere Rinde, die sich beim Trocknen aufrollt. Zimt kommt gemahlen und in etwa fingerdicken Rollen auf den Markt (Abb. 17 & 18). Die sog. Zimtstangen bestehen aus mehreren ineinander gesteckten Rindenröllchen. Zimtblüten (Abb. 15 & 16) werden nicht als Gewürz verwendet. Bei den als Gewürz verwendeten, sog. "Zimtblüten" handelt es sich um getrocknete junge Zimtfrüchte (Abb. 14).

Neben dem ätherischen Zimtöl enthalten die beiden Baumarten unterschiedliche Mengen an Cumarin, ebenso ein sekundärer Pflanzeninhaltsstoff, der die Blutgerinnung hemmt und in höheren Dosen eingenommen gesundheitsschädlich wirkt. Kassia-Zimt enthält ein Vielfaches an Cumarin im Vergleich zu dem in diesem Sinne höherwertigen Zeylon-Zimt.

Kassia-Zimt ist billiger als Ceylon-Zimt und wird deshalb häufig in Backwaren etc. verwendet. Also auch im Sinne dieser gesundheitlichen Bedenken: Vorsicht beim sehr reichlichen Verzehr von Zimtsternen!

Abb. 13: *Cinnamomum zeylanicum* (Ceylon-Zimtbaum), Blätter (H. STEINECKE).

Abb. 14: *Cinnamomum zeylanicum* (Ceylon-Zimtbaum), getrocknete "Zimtblüten" (H. STEINECKE).

Abb. 15: *Cinnamomum japonicum* (Japanischer Zimtbaum), Blütenstand (A. JAGEL).

Abb. 16: *Cinnamomum japonicum* (Japanischer Zimtbaum), Blüte (A. JAGEL).

Abb. 17: Zimtstangen (D. MÄHRMANN).

Abb. 18: Zimtstangen, Detail (D. MÄHRMANN).

Literatur

BRÜCHER, H. 1977: Tropische Nutzpflanzen. – Berlin, Heidelberg, New York: Springer.
FRANKE, W. 1997: Nutzpflanzenkunde, 6. Aufl. – Stuttgart: Thieme.
KRAUSCH, H.-D. 2007: Kaiserkron' und Päonien rot. – München: dtv.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	280-307	2013

Weihnachtsgrün und Friedhofskoniferen – Bestimmung immergrüner Nadelbäume ohne Zapfen

ARMIN JAGEL & VEIT MARTIN DÖRKEN

1 Einleitung

Zusätzlich zum Weihnachtsbaum werden bei uns Heim, Balkon und Garten mit weihnachtlichem "Tannengrün" geschmückt. Im Prinzip können Zweige jedes immergrünen Gehölzes aus dem Garten als "Weihnachtsgrün" dienen und tun es oft auch. Eine Zusammenstellung von Weihnachtsgrün ist daher nach oben offen. Wir wollen hier daher einerseits die vegetativen Merkmale der Arten besprechen, die regelmäßig in Gartencentern als Schnittgrün in Form von Zweigbündeln oder in Adventskränzen verarbeitet für die Dekoration verkauft werden. Hierbei ist das Angebot regional, aber auch von Gartencenter zu gut sortierten Blumengeschäften und Märkten verschieden. Andererseits beschreiben wir auch die immergrünen Koniferen, die man mit einer gewissen Regelmäßigkeit in Gärten und auf Friedhöfen findet. In Kombination mit den beiden Zusammenstellungen der "Weihnachtszapfen" (DÖRKEN & JAGEL 2010) und den "Zapfen der Zypressengewächse" (JAGEL & DÖRKEN 2014) sollte es dadurch möglich sein, den Großteil der bei uns in Gärten gepflanzten immergrünen Koniferen bestimmen zu können.

Abb. 1: Weihnachtsgrün auf einem Markt mit Zweigen von Wald-Kiefer und Sicheltanne (V. M. DÖRKEN).

Abb. 2: Zuckerhut-Fichten (*Picea glauca* 'Conica' im Weihnachtsangebot (A. JAGEL).

Abb. 3: Adventskranz aus Koniferenzweigen mit Weihnachtsfrau an einer Tür (A. JAGEL).

Abb. 4: Koniferen auf dem Bochumer Hauptfriedhof (A. HÖGGEMEIER).

Zweige von Koniferen lassen sich zwar nur selten bis auf die Zuchtsorten bestimmen, in der Regel kann man aber mit ein bisschen Übung die Arten erkennen. Die in Frage kommenden Arten gehören in die Pflanzenfamilien der Kieferngewächse (*Pinaceae*), Zypressengewächse (*Cupressaceae*), Eibengewächse (*Taxaceae*), Araukarien (*Araucariaceae*) und Schirmtannen (*Sciadopityaceae*). Bei der Beschreibung der Zweige beschränken wir uns weitgehend auf Merkmale der Zweige und Blätter bzw. Nadeln und geben keine Beschreibungen der Wuchsformen oder Zapfen. Im Zweifelsfall können aber gerade die Zapfen für eine sichere Bestimmung unerlässlich sein. Hierzu können die oben genannten Zusammenstellungen zur Hilfe genommen werden.

2 Kieferngewächse – *Pinaceae*

Die Kieferngewächse stellen mit über 200 Arten die artenreichste Koniferen-Gruppe dar. Im Gegensatz zur überwiegenden Anzahl der Zypressengewächse (*Cupressaceae*) besitzen sie ausschließlich deutlich ausgebildete Nadelblätter, die immer spiralig stehen (also niemals gegenständig oder in Dreierquirlen).

2.1 Tanne – *Abies*

Tannenzweige sind vielleicht das edelste Weihnachtsgrün, die Nadeln bleiben anders als bei Fichten auch am geschnittenen Zweig lange erhalten und duften bei bestimmten Arten besonders intensiv. Zu den Tannen werden heute weltweit etwa 40 Arten gestellt, als weihnachtliches Schnittgrün werden aber im Wesentlichen die beiden Arten Nordmanns Tanne (*Abies nordmanniana*) und Edel-Tanne (*Abies procera*) angeboten, regional (nicht aber im Ruhrgebiet) spielt auch die in Deutschland heimische Weiß-Tanne (*Abies alba*) eine Rolle. In Gärten und auf Friedhöfen werden darüber hinaus häufiger Korea-Tanne (*Abies koreana*) und Kolorado-Tanne (*Abies concolor*) gepflanzt. Als Weihnachtsgrün werden sie aber nur selten angeboten. Tannennadeln sind abgeflacht und haben auf der Unterseite deutliche weiße Streifen (Abb. 5). Hierbei handelt es sich um Spaltöffnungsreihen, die zum Verdunstungsschutz mit stark reflektierenden Wachsschuppen ausgestattet sind, wodurch sie weiß erscheinen. Die Nadeln der bei uns gepflanzten Arten weisen eine nicht-stechende Doppelspitze auf (Abb. 6) und sind dadurch gut von Fichten und Eiben zu unterscheiden. Der Merksatz "Fichte sticht, Tanne nicht" funktioniert allerdings in anderen Teilen der Welt nicht unbedingt. Ähnlich den Tannenzweigen sind Eibenzweige, letztere haben aber nie zweispitzige Nadeln und ihre Nadelbasen laufen ein Stück am Zweig herab.

Abb. 5: *Abies alba* (Weiß-Tanne), Spaltöffnungsreihen auf der Nadelunterseite (V. M. DÖRKEN).

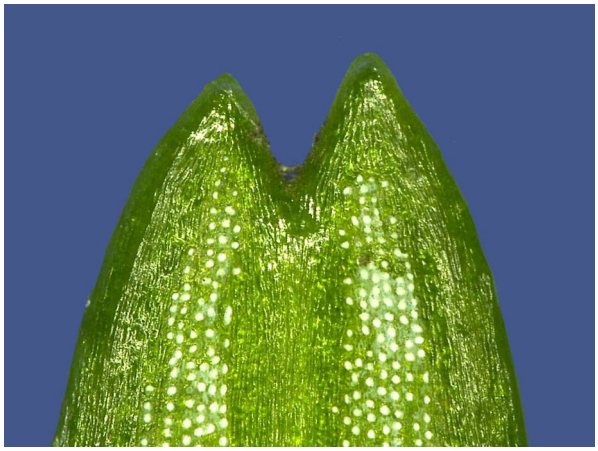


Abb. 6: *Abies alba* (Weiß-Tanne), Doppelspitze einer Tannennadel (V. M. DÖRKEN).

Ein wichtigeres Unterscheidungskriterium zu den Fichten sind außerdem die Narben, die am Zweig verbleiben, wenn die Nadeln abgeworfen werden oder man sie entfernt. Bei Fichten bleibt ein Teil des Stielchens stehen, wodurch die Zweige rau sind (Abb. 21). Die Nadeln der Tannen haben dagegen einen mehr oder weniger scheibenartigen Fuß und hinterlassen rundliche Abwurfnarben (Abb. 9). Nadellose Tannenzweige sind daher glatt. Die Knospenform der Tannen ist oft artspezifisch und daher gut geeignet zur Bestimmung der Arten.

Abb. 7: Zweigabschnitt, Oberseite (A. JAGEL).

Abb. 8: Zweigabschnitt mit gebogenen Nadeln (A. JAGEL).

Edel-Tanne, Edle Tanne – *Abies procera = A. nobilis*

Heimat: USA, Washington, Oregon und NW-Kalifornien.

Zweige: junge Triebe fein behaart mit leichten Längsriefen.

Nadeln: 2-3 cm lang, krumm, die Nadelbasis liegt im unteren Bereich dem Zweig an, die Nadeln biegen sich nach oben, seitlich stehende Nadeln länger als die übrigen, im mittleren Bereich des Zweigabschnittes am längsten, am Ende verkürzt und um die Knospe gelegt, Nadeln meist mit starker bläulich-grüner Wachsbereifung, unterseits und oberseits mit zwei weißen Streifen.

Knospen: Knospen klein, unauffällig zwischen den Nadeln versteckt, braun bis purpurrot, 4 mm lang und 2 mm breit, harzig.

Abb. 9: Zweigunterseite mit anliegender Blattbasis und eiförmiger Blattnarbe (D. MÄHRMANN).

Abb. 10: Knospen von den Nadeln verdeckt (D. MÄHRMANN).

Abb. 11: Zweigoberseite (A. JAGEL).

Nordmanns Tanne, Nordmann-Tanne – *Abies nordmanniana*

Heimat: Gebirge des westl. Kaukasus und der NO-Türkei.

Zweige: junge Triebe leicht gerieft, in den Riefen rötlich behaart.

Nadeln: 2-4 cm lang, gerade, straff vom Zweig abstehend, Nadelbasis nicht am Zweig anliegend, oberseits glänzend dunkelgrün, unterseits mit zwei deutlichen weißen Streifen, die Nadeln der Triebunterseite zur Trieboberseite unregelmäßig abgeflacht ausgerichtet.

Knospen: 7 mm lang und 5 mm breit, fast harzfrei.

Abb. 12: Zweigoberseite, Nadeln (D. MÄHRMANN).

Abb. 13: Zweigunterseite, Nadeln (D. MÄHRMANN).

Abb. 14: Knospen (D. MÄHRMANN).

Abb. 15: Zweig mit gescheitelten Nadeln, Oberseite (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 16: Zweigunterseite (A. HÖGGEMEIER).

Weiß-Tanne, Silber-Tanne – *Abies alba*

Heimat: Europa, besonders in Mittelgebirgen, heimisch in Deutschland.

Zweige: junge Triebe dicht behaart, ohne Längsriefen.

Nadeln: meist deutlich gescheitelt, 2-3,5 cm lang, oberseits glänzend dunkelgrün, unterseits mit 2 deutlichen weißen Streifen, die Nadeln der Trieboberseite etwas kürzer als die der Unterseite, dadurch Benadelung unregelmäßig erscheinend, Nadeln an der Zweigspitze nach vorne stehend, Blattnarben kreisrund.

Knospen: 7 mm lang und 4 mm breit, braun, harzfrei.

Abb. 17: Nadeln, Unterseite (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 18: Knospen (A. HÖGGEMEIER).

2.2 Fichte – *Picea*

Von den etwa 40 Fichten-Arten sind nur zwei in Europa heimisch, die Gewöhnliche Fichte (*Picea abies*) und die Serbische Fichte (*Picea omorica*). Obwohl beide in Deutschland als Zierbaum sehr häufig gepflanzt werden, findet man sie nicht regelmäßig im Weihnachtsgrün, da die Zweige im Vergleich zu Tannenzweigen schneller "nadeln".

Fichtennadeln haben eine stechende Spitze. Sie sind kurz gestielt und im Querschnitt oft vierkantig. Nach dem Abwurf der Nadeln bleibt das Stielchen am Trieb erhalten, die Zweige sind dadurch rau (zur Unterscheidung von Tanne und Fichte, vgl. auch die Ausführungen im vorangegangenen Abschnitt über Tannen, zur Unterscheidung der Douglasie den folgenden Abschnitt). Neben den beiden europäischen Fichten werden als Zierbaum häufiger *Picea pungens* (Stech-Fichte) und deren Sorten 'Glauca' und 'Koster', *Picea breweriana* (Mähnen-Fichte) sowie *Picea glauca* 'Conica' (Zuckerhut-Fichte) gepflanzt.

Abb. 19: Zweige (D. MÄHRMANN).

Gewöhnliche Fichte, Rot-Fichte, Rottanne – *Picea abies*

Heimat: Eurasien, heimisch in Deutschland.

Zweige: junge Zweige z. T. stark behaart, durch dicht sitzende Nadelkissen vollkommen "berindet", Zweige nach Nadelabwurf aufgrund der stehenbleibenden Nadelbasen rau.

Abb. 20: Nadeln (D. MÄHRMANN).

Abb. 21: *Picea abies*, Zweig mit dicht sitzenden Blattpolstern (berindet) (D. MÄHRMANN).

Nadeln: mehr oder weniger gleichmäßig um den Zweig stehend, 2-3 cm lang, steif, spitz, vierkantig, oberseits dunkelgrün, unterseits kaum heller, nur mit grünen unauffälligen Streifen, immer ohne weißen Streifen.

Knospen: 6 mm lang und 3-4 mm breit, rotbraun, meist harzfrei, zugespitzt, die Endknospe des Leittriebes meist größer als die seitlichen.

Abb. 22: *Picea abies*, Zweigabschnitt mit Knospen (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 23: Zweig (D. MÄHRMANN).

Serbische Fichte, Omorika-Fichte – *Picea omorika*

Heimat: SO-Europa (Tara-Gebirge).

Zweige: junge Zweige hängend, zunächst behaart, rasch verkahlend.

Nadeln: bis 3 cm lang, unregelmäßig vom Trieb abstehend, spitz, oberseits dunkelgrün, unterseits mit zwei deutlich weißen Streifen.

Knospen: 5 mm lang, rotbraun, eiförmig mit deutlicher Spitze, harzfrei.

Abb. 24: Nadeln, Oberseite (D. MÄHRMANN).

Abb. 25: Nadeln, Unterseite (D. MÄHRMANN).

Abb. 26: Knospen (D. MÄHRMANN).

Abb. 27: Sorte 'Hoopsii' (A. JAGEL).

Stech-Fichte – *Picea pungens*

Heimat: USA: Rocky Mountains.

Zweige: junge Triebe orangebraun, kahl.

Nadeln: vierkantig, bis 3 cm lang, in Kultur meist Sorten mit bläulichen Nadeln, gleichmäßig um den Trieb stehend, sehr spitz und stechend.

Knospen: gelbbraun, Knospenschuppen mit zurückgebogener Spitze, kaum verharzt.

Abb. 28: Sorte 'Glauca' – Blau-Fichte (A. JAGEL).

Abb. 29: Habitus (A. HÖGGEMEIER).

Zuckerhut-Fichte – *Picea glauca* 'Conica'

Zweige: junge Triebe gelblich und in den Längsriefen behaart; später grau und kahl.

Nadeln: 0,5-1,5 cm lang, nur 1 mm breit, im Austrieb frischgrün, später dunkel bis blaugrün; Blattspitze stechend; Nadeln gerade oder gekrümmt; mit vier weißen Streifen, Nadeln im Querschnitt deutlich vierkantig.

Knospen: 4-6 mm lang, konisch; Knospenschuppen rotbraun und über Jahre am Spross erhalten bleibend.

Abb. 30: Zweige (A. JAGEL).

Abb. 31: *Picea glauca* 'Conica', Nadeln (A. JAGEL).

Abb. 32: *Picea glauca* 'Conica', Knospen (A. JAGEL).

2.3 Douglasie – *Pseudotsuga*

Weltweit gibt es vier bis fünf Douglasien-Arten, von denen nur eine bei uns als Zier- und Forstbaum gepflanzt wird: *Pseudotsuga menziesii*. Deswegen heißt diese im Deutschen ohne weiteren Namenszusatz einfach "Douglasie". Im Weihnachtsgrün sind Douglasienzweige nur selten zu finden. Da die Art aber aufgrund ihrer hohen Trockenresistenz immer häufiger auch in Nordrhein-Westfalen gepflanzt wird, könnte sich dies möglicherweise künftig ändern. Sicherlich ist sie aber aufgrund der schlechteren Haltbarkeit der Nadeln keine Konkurrenz für Tannen. Im Zweig und den Blättern ähnelt sie stark einer Fichte, ist aber gut an den längeren und beim Zerreiben nach Apfelsinen riechenden Nadeln zu erkennen. Die Nadeln sind außerdem länger gestielt, ihre abgeknickten Stielchen liegen dem Zweig mehr oder weniger deutlich an (Abb. 35).

Abb. 33: Zweig (A. JAGEL).

Douglasie, Douglasfichte, Douglastanne – *Pseudotsuga menziesii*

Heimat: westliches N-Amerika.

Zweige: junge Triebe fein behaart, nach Abfall der Nadeln rau, Nadelkissen den Zweig nur teilweise "berindend".

Nadeln: 3-4 cm lang, gestielt, der Stiel gegenüber der Nadel abgeknickt (gekniet) und etwas dem Zweig anliegend, ohne Doppelspitze, stechend, im Querschnitt

Abb. 34: Nadeln (D. MÄHRMANN).

Abb. 35: Nadeln (D. MÄHRMANN).

abgeflacht oval, auf der Unterseite mit zwei hellen, weißlich grünen Streifen, Nadeln unregelmäßig ("ungeordnet") vom Zweig stehend, zerriebene Nadeln nach Apfelsine riechend, Nadeln beim Abfallen ovale Narben hinterlassend.

Knospen: rotbraun, glänzend, zugespitzt, harzfrei.

Abb. 36: Knospen (D. MÄHRMANN).

2.4 Hemlocktanne – *Tsuga*

Von den neun *Tsuga*-Arten werden nur zwei Arten bei uns regelmäßig gepflanzt: *Tsuga canadensis* und *Tsuga heterophylla*, wobei die erstere Art wesentlich häufiger anzutreffen ist. Sie zeichnen sich durch deutlich abgeflachte, kleine Nadeln aus, die am waagerecht stehenden Zweig gescheitelt stehen. Anders als bei Tannen, Fichten und Eiben sind die Nadeln deutlich gestielt, die geknieten Stiele liegen dicht dem Zweig an (Abb. 38).

Abb. 37: Nadeln auf der Zweigoberseite, den Zweig entlang läuft eine Reihe kurzer Nadeln, deren hellere Unterseite nach oben weist (A. JAGEL).

Kanadische Hemlocktanne – *Tsuga canadensis*

Heimat: östl. N-Amerika.

Nadeln: gestielt (Stielchen dem Zweig anliegend), deutlich gescheitelt, 1-2 cm lang, zur Spitze hin oft etwas schmaler werdend; unterseits mit zwei weißen Streifen und deutlichen, grünen Streifen am Nadelrand; Blattspitze abgerundet bis deutlich eingekerbt; die deutlich gescheitelten seitlichen Nadeln ähnlich lang; auf der Zweigoberseite eine entlang laufende, angedrückte Reihe viel kürzerer Nadeln, deren Unterseite nach oben zeigt.

Abb. 38: Dem Zweig anliegende Blattstiele, die weißen Streifen der Nadelunterseite durch breite grüne Streifen vom Blattrand getrennt (A. JAGEL).

Abb. 39: Nadeln auf der Zweigoberseite ohne den Zweig entlang laufende Reihe kurzer Nadeln (A. JAGEL).

Westamerikanische Hemlocktanne – *Tsuga heterophylla*

Heimat: westl. N-Amerika.

Nadeln: unregelmäßig gescheitelt, auf der Zweigoberseite unregelmäßig abstehend, 2-2,5 cm lang, zur Spitze hin nicht schmaler werdend, kürzere Nadeln auf der Zweigoberseite nicht oder nur unregelmäßig dem Zweig anliegend, nie so auffällig wie bei *T. canadensis*, Nadeln oberseits glänzend dunkelgrün, unterseits mit zwei weißen Streifen; insgesamt etwas mehr Weißanteil als bei *T. canadensis*, Blattspitze nicht eingekerbt.

Abb. 40: Nadelunterseite (A. HÖGGEMEIER).

Im Unterschied zu *Pseudotsuga*, die ebenfalls gestielte Nadeln hat, liegt der Stiel bei den *Tsuga*-Arten dem Zweig an. Besonders *T. canadensis* ist auf Friedhöfen verbreitet und in verschiedenen Zwergformen vertreten. Von *T. heterophylla* werden bei uns keine Sorten gepflanzt. Diese Art wird als Zierbaum und gelegentlich auch als Forstbaum verwandt. *T. canadensis* stellt in vielen Merkmalen "die kleinere Schwester" von *T. heterophylla* dar. Sie hat nicht nur kleinere Zapfen, sondern auch die viel gleichmäßiger gescheitelten Blätter sind kürzer. Die auf dem Zweig dicht angepresst anliegende Reihe von kürzeren Blättern, deren Blattunterseite häufig nach oben weist, ist bei *T. heterophylla* nicht oder nur bruchstückhaft ausgebildet. *Tsuga*-Zweige findet man nur selten im Weihnachtsgrün, wohl weil sie schnell nadeln.

2.5 Kiefer – *Pinus*

Kiefern sind mit rund 100 Arten die größte Gruppe der Kieferngewächse (*Pinaceae*). Einheimisch in Deutschland sind die Gewöhnliche Kiefer (*Pinus sylvestris*), Zirbel-Kiefer (*Pinus cembra*), Haken-Kiefer (*Pinus uncinata*) und Berg-Kiefer (*Pinus mugo*). Darüber hinaus ist besonders die Schwarz-Kiefer (*Pinus nigra*) bekannt, weil sie gut als Stadtbaum geeignet ist. Häufiger gepflanzt werden außerdem Weymouth-Kiefer (*Pinus strobus*) und Tränen-Kiefer (*Pinus wallichiana*).

Im vegetativen Bereich unterscheiden sich Kiefern von Tannen und Fichten deutlich in der Anordnung ihrer Nadeln, die nicht einzeln am Zweig, sondern in Gruppen an Kurztrieben stehen, bei den hier behandelten Arten zu zweit oder zu fünft. Im Weihnachtsgrün ist die häufigste Kiefern-Art die Tränen-Kiefer (*Pinus wallichiana*), die dann meist als "Seiden-Kiefer" bezeichnet wird.

Abb. 41: Zweig (A. HÖGGEMEIER).

Tränen-Kiefer, Seiden-Kiefer, Wallich-Kiefer, Himalaja-Kiefer – *Pinus wallichiana*

Heimat: Himalaja von Afghanistan bis Tibet und NW-Yunnan (China).

Zweige: junge Triebe rotbraun bis dunkel olivgrün, kahl aber zunächst leicht bereift.

Nadeln: zu 5 am Kurztrieb, dünn, 12-20 cm (bei *Pinus strobus* <12 cm), schlaff überhängend (bei *P. strobus* nicht), im Querschnitt dreieckig, hell bis dunkelgrün, nur leichte Wachsbereifung, zahlreiche weiße Streifen hauptsächlich auf der zum Kurztrieb orientierten Seite, Nadelscheide braun, 1,6-2,0 cm lang (bei *P. strobus* ca. 1 cm), abfallend.

Knospen: Zylindrisch, harzig.

Abb. 42: Zweig (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 43: Fünfnadeliger Kurztrieb (A. JAGEL).

Abb. 44: Knospen (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 45: Zweig (V. M. DÖRKEN).

Abb. 46: Nadeln (A. HÖGGEMEIER).

Gewöhnliche Kiefer, Wald-Kiefer, Rotföhre – *Pinus sylvestris*

Heimat: Eurasien, heimisch auch in Deutschland.

Zweige: junge Triebe kahl, mit kleinen Längsfurchen.

Nadeln: Kurztrieb mit 2 Nadeln, 6-10 cm lang, steif, meist deutlich gedreht, im Querschnitt halbkreisförmig, graublau bereift, weiße Streifen auf beiden Seiten der Nadeln, Nadelscheide bis 1 cm, rot-braun bis hell braun, bleibend.

Knospen: länglich-eiförmig, spitz zulaufend, rötlich braun, meist frei von Harz, die Endknospe deutlich größer als die Seitenknospen.

Abb. 47: Nadelscheiden (A. HÖGGEMEIR).

Abb. 48: Knospe (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 49: Zweige (V. M. DÖRKEN).

Berg-Kiefer – *Pinus mugo*

Heimat: Europäische Gebirge.

Zweige: junge Zweige kahl, mit deutlichen Längsriefen.

Nadeln: zu zweit am Kurztrieb, im Querschnitt halbkreisförmig, Blattscheide dicht den Nadeln anliegend, lange erhalten bleibend, 4-6 cm lang, dunkelgrün, beide Seiten mit Streifen, leicht gedreht.

Knospen: zylindrisch, spitz zulaufend, stark harzig, braun bis graubraun, 1-1,5 cm lang.

Abb. 50: Nadeln (V. M. DÖRKEN).

Abb. 51: Knospe (V. M. DÖRKEN).

Abb. 52: Knospe und junge Zapfen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 53: Zweig mit Zapfen (D. MÄHRMANN).

Abb. 54: zweinadeliger Kurztrieb (D. MÄHRMANN).

Schwarz-Kiefer – *Pinus nigra*

Heimat: Gebirge S-Europas, N-Afrika, Schwarzmeer-Region.

Zweige: junge Triebe kahl und stark gerieft.

Nadeln: zu zweit am Kurztrieb, manchmal leicht gedreht, dick und steif, 8-16 cm (damit länger als bei *P. sylvestris*, aber kürzer und steifer als bei *P. wallichiana* und *P. strobus*), beiderseits dunkelgrün, so gut wie unbereift, mit weißen Streifen auf beiden Seiten, im Querschnitt halbkreisförmig, Nadelscheide dunkelgrau, bleibend, 1-2 cm (länger als bei *P. sylvestris*).

Knospen: kurz, plötzlich lang zugespitzt, harzig, durch zahlreiche zarte, weiße, gefranste Schuppen weiß erscheinend.

Abb. 55: *Pinus nigra*, Nadelscheiden, (V. M. DÖRKEN).

Abb. 56: *Pinus nigra*, Knospen (D. MÄHRMANN).

2.6 Zeder – *Cedrus*

Zedern-Arten sind aufgrund ihrer deutlichen Differenzierung der Zweige in Langtriebe und Kurztriebe den Lärchen (*Larix*) und der Goldlärche (*Pseudolarix amabilis*) sehr ähnlich, sind aber immergrün. Zedern-Nadeln sind daher steif und weisen eine stechende Spitze auf, die Nadeln der Lärchen und Goldlärchen sind dagegen weich und haben keine stechende Spitze. Von den drei Zedern-Arten wird insbesondere *Cedrus atlantica* 'Glauca' (Blau-Zeder) gepflanzt. Während *Cedrus deodara* gepflanzt. Wurde *Cedrus deodara* in der Vergangenheit aufgrund der eingeschränkten Winterhärte nur in klimatisch begünstigten Lagen gepflanzt, so hat sie sich nach den letzten Extremwintern mit Temperaturminima von über –20° C als absolut winterhart gezeigt. Beide Arten lassen sich leicht an der Nadellänge unterscheiden. Neben den zwei zuvor genannten Arten wird in Botanischen Sammlungen und großen Parkanlagen noch *Cedrus libani* gepflanzt. Sie unterscheidet sich von der sehr ähnlichen *C. atlantica* durch eine dunkelgrüne Benadelung sowie größeren Zapfen.

Abb. 57: Kurztriebe der Sorte 'Glauca' (A. JAGEL).

Atlas-Zeder – *Cedrus atlantica*

Heimat: Atlasgebirge in Algerien und Marokko.

Zweige: in Kurz- und Langtriebe differenziert, Kurztriebe mit 20-40 büschelig stehenden Blättern.

Nadeln: 1-2,5 cm lang; entweder dunkelgrün oder bläulich, wie bei der am häufigsten gepflanzten Sorte 'Glauca'.

Abb. 58: Kurztrieb der Sorte 'Glauca' (A. JAGEL).

Abb. 59: Zweig (V. M. DÖRKEN).

Himalaja-Zeder – *Cedrus deodara*

Heimat: Afghanistan, W-Himalaja.

Zweige: in Kurz- und Langtriebe differenziert. Kurztriebe mit 20-30 büschelig stehenden Nadeln.

Nadeln: 3-5 cm lang.

Abb. 60: Kurztrieb (V. M. DÖRKEN).

3 Araukarie – *Araucaria* (*Araucariaceae*)

Araukarien sind so eigentümliche Gestalten, dass sie auch für den Laien sofort erkennbar sind. Eine ausführliche Beschreibung der Merkmale ist auch von daher unnötig. Von den etwa 19 Arten wird aufgrund mangelnder Winterhärte nur eine bei uns gepflanzt: *Araucaria araucana*. Auch sie ist frostempfindlich und es kann bei sehr tiefen Frösten zu Schäden an den Triebspitzen kommen. Meist treiben die geschädigten Zweige aber im folgenden Jahr wieder durch. Die sehr langsam wachsende Art ist nicht im Weihnachtsgrün zu finden, aber recht häufig in Vorgärten, Parks und in der Randbepflanzung von Friedhöfen.

Abb. 61: Habitus (A. JAGEL).

Araukarie, Andentanne, Chilenische Schmucktanne – *Araucaria araucana*

Heimat: Chile (Anden).

Zweige: junge Triebe vollkommen von den Nadeln umschlossen.

Nadeln: Nadeln flächig, steif, mit stechender Spitze, 2-6 cm lang, 2-4 cm breit, 1 mm dick, Oberseite etwas konvex, Unterseite gekielt.

Abb. 62: Zweig (A. JAGEL).

4 Eibe – *Taxus* (*Taxaceae*)

Eiben gehören in die Familie der Eibengewächse (*Taxaceae*), weltweit gibt es 10 Arten. In Mitteleuropa ist nur *Taxus baccata* heimisch. Gepflanzt wird außerdem die sehr ähnliche *Taxus* ×*media* (Hybrid-Eibe), sie ist die Hybride zwischen *T. baccata* und *T. cuspidata* (Japanische Eibe). Im Baumschulhandel wird sie als Heckenpflanze angeboten und hier fast ausschließlich in den beiden säulenförmigen Sorten 'Hicksii' (weibliche Sorte) und 'Hillii' (männliche Sorte). *Taxus* ×*media* steht in den Merkmalen zwischen den ohnehin schon sehr ähnlichen Elternarten und lässt sich am besten an den Knospenschuppen von *T. baccata* unterscheiden. Der Wuchs der Hybriden ist außerdem meist wesentlich kompakter als der der Elternarten.

Eibennadeln sind deutlich abgeflacht und tannenähnlich, haben aber immer eine ungeteilte, stechende Spitze. An waagerecht stehenden Zweigen sind die Nadeln gescheitelt, an aufrechten Zweigen hingegen nicht. Hier stehen sie quirlig um den Zweig angeordnet. So gibt es bei aufrechten Sorten oft überhaupt keine gescheitelten Zweige mehr, wie z. B. bei *Taxus* 'Fastigiata Robusta'.

Abb. 63: *T. baccata*, Zweigoberseite (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 65: *T. baccata*, Knospen (A. JAGEL).

Europäische Eibe – *Taxus baccata*

Heimat: Europa bis Kaukasus und W-Asien, N-Afrika.

Zweige: junge Triebe lange grün bleibend, durch die die Sprossachse herablaufenden Nadelbasen gefurcht erscheinend.

Nadeln: bis 3,5 cm lang, oberseits dunkelgrün glänzend, unterseits hellgrün mit undeutlichen hellgrünen Streifen und deutlicher Mittelrippe, Blattstiele lang den Spross herablaufend, Spitze stechend, oft glasig.

Knospen: vegetative Knospen klein, oval, mit zahlreichen dicht anliegenden flachen (bei *T.* ×*media* gekielten) Knospenschuppen, die an der Triebbasis erhalten bleiben, im Winter an jungen Zweigen oft auch kleine Blütenknospen, diese am Grunde mit zahlreichen dachziegelartig angeordneten Schuppenblättern.

Abb. 64: *T. baccata*, Nadelunterseite (A. JAGEL).

Abb. 66: T. ×*media* 'Hillii', Knospe (A. JAGEL).

5 Zypressengewächse – *Cupressaceae*

Neben den Kieferngewächsen nehmen die Zypressengewächse die größte Rolle unter den gepflanzten fremdländischen Zierkoniferen ein. Die "*Taxodiaceae*" bezieht man heute in diese Familie ein. Betrachtet man die Bepflanzungen der Friedhöfe und Gärten, dürften die *Cupressaceae* den Kieferngewächsen hier sogar arten-, sorten- und mengenmäßig überlegen sein. Die scheinbar unüberschaubare Artenvielfalt allerdings ist auf die große Anzahl von Zuchtformen zurückzuführen. Diese lassen sich auf eine überschaubare Anzahl von Arten zurückführen.

Die jungen Zweige vieler *Cupressaceae* (insbes. der *Cupressaceae* s. str.) werden vollständig von kreuzgegenständig stehenden Schuppenblättern bedeckt, sodass an jungen Trieben keine Borke zu sehen ist. Bei vielen Arten sind die Zweiglein außerdem abgeflacht, was durch eine charakteristische Gestalt der Schuppenblätter zustande kommt: Es wechselt jeweils ein Paar Flächenblätter mit einem Paar Kantenblätter ab (Abb. 67). Die Flächenblätter liegen flach der Zweigober- bzw. -unterseite auf. Die Kantenblätter dagegen bilden die Kanten des abgeflachten Zweiges. Sie sind in der Mitte gefaltet, sodass die eine Hälfte zur Zweigoberseite zeigt, die andere zur Zweigunterseite. Bei Arten mit abgeflachten Zweigen und waagerechter Zweigausrichtung treten unterseits oft weiße, artspezifische Zeichnungen auf, in denen die Spaltöffnungen in unregelmäßigen Reihen dicht gedrängt angeordnet sind.

Hat man die Wildformen vor sich, ist die Unterscheidung auch ohne Zapfen vergleichbar einfach. Die Sorten allerdings zweifelsfrei ihren Arten zuzuordnen, gelingt in vielen Fällen nicht, da die Unterscheidungsmerkmale aus den folgenden Gründen nicht zu erkennen sind:

1 Bei nadeligen Sorten (von natürlicherweise Schuppenblatt-tragenden Arten) oder Sorten mit fadenförmig ausgezogenen Ästen geht die charakteristische Zeichnung oft verloren.
2 Bei vielen Sorten, insbesondere bei den oft auf Friedhöfen verbreiteten Säulenformen, stehen die Äste nicht waagerecht, sondern mehr oder weniger senkrecht. Dies führt dazu, dass es (morphologisch natürlich schon, nicht aber bezüglich der Belichtung) keine Oberseite und Unterseite gibt und die Zeichnungen daher nicht ausgebildet werden.

Abb. 67: Kanten- (K) und Flächenblätter (F) bei *Thujopsis dolabrata* (V. M. DÖRKEN).

Auch wenn wir hier Bestimmungshilfen für die *Cupressaceae* geben, möchten wir betonen, dass die beste Methode, besonders die zahlreichen Sorten der Zypressengewächse kennen zu lernen, das regelmäßige Aufsuchen der anrainenden Gartencenter, Friedhofsgärtnereien und Baumschulen ist, sofern die Ware dort gut beschildert ist. Im Angebot gibt es neben Trends regionale Unterschiede, die auf unterschiedlichen Bodenansprüchen und Winterhärte der Arten und Sorten beruhen.

Die größte Masse der Zypressengewächse im Bereich der Ziergehölze machen Sorten von Scheinzypressen (*Chamaecyparis*) und Lebensbäumen (*Thuja* und *Platycladus*) aus. Eine große Rolle spielen außerdem Wacholder-Arten (*Juniperus*) und deren Sorten. Geringere Bedeutung haben dagegen Zypressen (*Cupressus*), Zwerglebensbaum (*Microbiota*), Hibalebensbaum (*Thujopsis*), Weihrauchzeder (*Calocedrus*), Sicheltanne (*Cryptomeria*), Sumpfzypresse (*Taxodium*) oder Mammutbäume (*Sequoia*, *Sequoiadendron, Metasequoia*).

Im gehandelten Weihnachtsgrün spielen nur Scheinzypressen, Zypressen und die Sicheltanne eine größere Rolle. Die Lebensbaum-Arten (*Thuja* und *Platycladus*) werden zumindest in den Ruhrgebiets-Gartencentern nicht regelmäßig angeboten. Hierfür dürfte es verschiedene Gründe geben, wie z. B. ihre Giftigkeit oder der Umstand, dass geschnittene Zweige rasch austrocknen und sie dadurch ihren ursprünglichen Glanz verlieren.

Viele Arten der Zypressengewächse haben beim Zerreiben der Blätter bzw. Zweige einen charakteristischen Geruch. Die Beschreibungen in der Bestimmungsliteratur reichen z. B. von Obstkuchen und Petersilie bis Terpentin und Apfelmus mit Gewürznelken (vgl. ROLOFF & BÄRTELS 2008). Nachvollziehbar sind solche Beschreibungen nur in den seltensten Fällen, weswegen wir hier darauf verzichten. Dennoch sollte man versuchen, sich den Geruch einzuprägen, weil er für das Erkennen der Arten wichtig sein kann.

5.1 Scheinzypresse – *Chamaecyparis*

Gepflanzt werden bei uns Sorten der drei Arten Lawsons Scheinzypresse (*Chamaecyparis lawsoniana*), Hinoki-Scheinzypresse (*Chamaecyparis obtusa*) und Sawara-Scheinzypresse (*Chamaecyparis pisifera*). *Ch. thyoides* spielt bei uns in der Gartenkultur kaum eine Rolle, häufiger verkauft wird lediglich die nadelige Zwergform 'Top Point'. *Ch. formosensis* aus

Taiwan ist nach bisheriger Kenntnis nicht winterhart und wird bei uns gar nicht angeboten. Bei "*Chamaecyparis nootkatensis*" handelt es sich in Wirklichkeit um eine echte Zypresse, weswegen sie weiter unten behandelt wird.

Alle *Chamaecyparis*-Arten haben Kanten- und Flächenblätter. Bei den bei uns gepflanzten Arten sind die Zweiglein abgeflacht und am Zweig zweidimensional in einer Ebene ausgerichtet. Sie sind oberseits einfarbig und weisen unterseits artspezifische weiße Zeichnungen auf. Im Prinzip können die Arten allein anhand dieser Zeichnungen gut auseinandergehalten werden, praktisch treten bei uns allerdings aufgrund der oben genannten Gründe Probleme auf.

Abb. 68: Zweigoberseite (A. JAGEL).

Abb. 69: Zweigunterseite mit den typischen Zeichnungen (A. JAGEL).

Lawsons Scheinzypresse – *Chamaecyparis lawsoniana*

Heimat: Gebirge entlang der Pazifikküste im Westen der USA (S-Oregon, N-Kalifornien).

Zweige: unterseits mit weißen schwach bis sehr stark verwaschenen (und dann fast die ganze Unterseite dominierenden) Zeichnungen entlang der Blattränder, dadurch wirkt die Zweigunterseite insgesamt heller.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, weniger spitz als bei *Ch. pisifera*, spitzer als bei *Ch. obtusa.*

Sorten: Bei *Ch. lawsoniana* ist die Wildform außerordentlich vielgestaltig, weswegen es auch eine besonders große Fülle an Sorten gibt. Sie beziehen sich auf Wuchsform, die Ausrichtung der Zweige, Farbe der Blätter (gelblich über grün und blaugrün zu silbrig). Häufig gepflanzt die bläuliche, nadelblättrige Sorte 'Ellwoodii' (Blaue Kegelzypresse).

Abb. 70: Blaugrüne Sorte (D. MÄHRMANN).

Abb. 71: Nadelige Sorte 'Ellwodii' – Blaue Kegelzypresse (A. JAGEL).

Abb. 72: Zweigoberseite (A. Jagel).

Sawara-Scheinzypresse, Erbsenfrüchtige Scheinzypresse – *Chamaecyparis pisifera*

Heimat: Japan (Insel Hondo).

Zweige: Zweiglein unterseits mit weißen, nicht strichförmigen, sondern länglich-dreieckigen Zeichnungen.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, scharf zugespitzt, spitzer als bei *Ch. lawsoniana*, Blattspitzen glasig und abstehend.

Abb. 73: Zweigoberseite (D. MAEHRMANN).

Abb. 74: Zweigunterseite mit den typischen Zeichnungen (A. JAGEL).

Abb. 76: *Ch. pisifera* 'Filifera' (A. JAGEL).

Sorten: Filifera-Sorten haben lang ausgezogene Zweige mit sehr kurzen pfriemlich zugespitzten Blättern und fadenförmig überhängenden Zweigen, die charakteristische Zeichnung der Zweigunterseiten sind nur an wenigen Zweigen ausgebildet. *Plumosa*-Sorten haben spitze, pfriemliche Blätter ohne die typische weiße Zeichnung, Squarrosa-Sorten (z. B. 'Boulevard' – Kleine Silberzypresse) haben weiche, nadelförmige Blätter. Solche Sorten ähneln oft einem Wacholder, sind aber im Laub deutlich weicher und haben niemals Blätter, die in 3er-Quirlen stehen.

Abb. 75: *Ch. pisifera*, Squarrosa-Sorte 'Boulevard' (A. JAGEL).

Abb. 77: *Ch. pisifera* 'Filifera', Unterseite eines Zweigabschnitts mit typischer Zeichnung (A. JAGEL).

Abb. 78: Zweigoberseite (A. JAGEL).

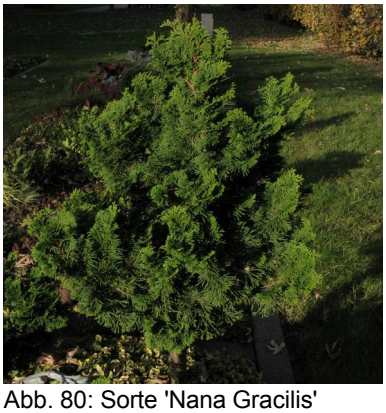


Abb. 80: Sorte 'Nana Gracilis' (A. JAGEL).

Hinoki-Scheinzypresse, Feuerzypresse – *Chamaecyparis obtusa* subsp. *obtusa*

Heimat: Japan.

Zweige: oberseits glänzend grün, unterseits mit sehr scharf abgegrenzten, strichförmigen, weißen Zeichnungen entlang der Blattränder.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, dicklich, mit stumpfen, einwärts gekrümmten Spitzen.

Sorten: Die weitaus am häufigsten gepflanzte Sorte ist die Zwergform 'Nana Gracilis', die aufgrund ihres charakteristischen Aussehens und ihrer Häufigkeit einen eigenen deutschen Namen erhalten hat: Muschel-Zypresse.

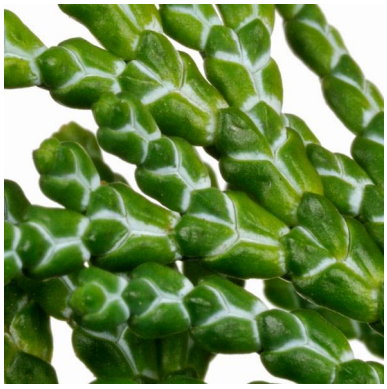


Abb. 79: Zweigunterseite (D. MAEHRMANN).

Abb. 81: Zweig der Sorte 'Nana Gracilis' (A. JAGEL).

5.2 (Echter) Lebensbaum – *Thuja*

Unter der Bezeichnung "Lebensbaum" werden im Deutschen Arten verschiedener Gattungen zusammengefasst, im Volksmund häufig sogar die Scheinzypressen. Die nach botanischer Systematik "echten" Lebensbäume gehören allein zur Gattung *Thuja*. Diese umfasst fünf Arten, von denen keine in Europa heimisch ist. Als Ziergehölze werden bei uns nur Sorten des Riesen-Lebensbaumes (*Thuja plicata*) und (sehr viel häufiger) des Abendländischen Lebensbaums (*Thuja occidentalis*) gepflanzt. *Th. standishii*, *Th. sutchuenensis* und *Th. koraiensis* spielen hier als Zierpflanzen keine Rolle. Bei der oft als "*Thuja orientalis*" bezeichneten Art handelt es sich nicht um einen echten Lebensbaum, sie wird daher hier unter *Platycladus* behandelt (s. u.). Genauso sind auch der Zwerglebensbaum (*Microbiota decussata*) und der Hibalebensbaum (*Thujopsis dolabrata*) keine echten Lebensbäume der Gattung *Thuja*.

Die Zweige der meisten *Thuja*-Arten und -Sorten sind im Vergleich zu den Scheinzypressen oft noch stärker abgeflacht bzw. im Verhältnis zur Dicke breiter. Die Arten haben Kanten- und Flächenblätter. Die Zweiglein sind zweidimensional in einer Ebene ausgerichtet. Sie sind oberseits einfarbig, ihre Unterseite ist anders gefärbt. Diese Merkmale gehen bei aufrecht stehenden Zweigen verloren. Beim Zerreiben verströmen die Zweige einen intensiveren Duft als die der Scheinzypressen. Im Zweifelsfall kann eine sichere Unterscheidung zu Arten ähnlicher Gattungen nur anhand der Zapfen erfolgen.

Abb. 82: Zweig (A. JAGEL).

Abendländischer Lebensbaum – *Thuja occidentalis*

Heimat: östl. N-Amerika.

Zweige: bei der Wildform und vielen Sorten waagerecht stehend, oberseits matt bis glänzend, unterseits mehr oder weniger einheitlich matt hellgrün, immer heller als die Oberseite, ohne scharfe weißliche Zeichnungen. Bei einer Vielzahl von (besonders bei säulenförmigen) Sorten mit mehr oder weniger senkrecht stehenden Zweigen und dann beiderseits gleich gefärbt.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, die Drüse auf den Flächenblättern deutlicher als bei *Th. plicata*. Farbe der Blätter im Winter oft zu olivegrün bis bronzefarben wechselnd.

Sorten: Die Sorten 'Brabant' und 'Smaragd' werden häufig als Hecke gepflanzt.

Abb. 83: Zweigoberseite in Winterfärbung (A. JAGEL).

Abb. 84: Zweigoberseite (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 85: Zweigunterseite (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 86: Zweigoberseite (A. JAGEL).

Abb. 87: Zweigoberseite (A. JAGEL).

Riesen-Lebensbaum – *Thuja plicata*

Heimat: Gebirge entlang der Pazifikküste im westl. N-Amerika.

Zweige: Zweiglein abgeflacht, am Zweig in einer Ebene stehend, waagerecht ausgerichtet (anders bei vielen Sorten, z. B. säulenförmigen, siehe Anmerkungen zu *T. occidentalis*), oberseits (meist) dunkelgrün, glänzend, unterseits mit weißgrauen Zeichnungen.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, Drüse auf den Flächenblättern undeutlicher als bei *Th. occidentalis*, Blätter im Winter nicht zu bronze verfärbend.

Sorten: häufig gepflanzt die Sorten 'Atrovirens' und 'Excelsa'.

Abb. 88: Oberseite (A. JAGEL).

Abb. 89: Unterseite (A. JAGEL).

5.3 Hibalebensbaum – *Thujopsis*

Der Hibalebensbaum ähnelt im Aufbau der Äste und der anders gestalteten Unterseite am meisten den echten Lebensbäumen (*Thuja*), was schon im Namen *Thujopsis* (= *Thuja*-ähnlich) zum Ausdruck kommt. Deutliche Unterschiede zu *Thuja* liegen aber im Aufbau des Zapfens, so dass eine Aufstellung einer eigenen Gattung gerechtfertig erscheint. Die Gattung *Thujopsis* umfasst nur die eine Art *Thujopsis dolabrata*. Im Unterschied zu allen hier behandelten Lebensbäumen im weiten Sinne und auch den Scheinzypressen sind die Schuppenblätter etwas größer, sehr viel kräftiger und auffällig ledrig. In Kombination mit den charakteristischen weißen Zeichnungen auf der Zweigunterseite ist *Thujopsis* mit keiner anderen Art verwechselbar. Als Baumform kann sie wie die echten Lebensbäume eindrucksvolle Dimensionen erreichen. Als Ziergehölz werden aber meist Zwergformen angeboten. Insgesamt wird der Hibalebensbaum nicht sehr häufig gepflanzt.

Abb. 90: Zweigoberseite (A. JAGEL).

Hibalebensbaum, Hiba – *Thujopsis dolabrata*

Heimat: Japan.

Zweige: Zweiglein stark abgeflacht, am Zweig in einer Ebene stehend, waagerecht ausgerichtet, oberseits glänzend dunkelgrün, unterseits mit typischen, weißen, scharf abgegrenzten Zeichnungen.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, ledrig.

Abb. 91: Zweigunterseite (A. JAGEL).

5.4 Morgenländischer Lebensbaum – *Platycladus*

Die Gattung *Platycladus* besteht nur aus einer Art. Bis heute wird diese in gärtnerischer und meist auch in wissenschaftlicher bzw. Bestimmungsliteratur zur Gattung *Thuja* gezählt. Das im vegetativen Bereich auffälligste Merkmal von *Platycladus* sind die senkrecht stehenden Äste, was bei bestimmten Sorten noch deutlicher ist als bei der Wildform. Im Winter findet man oft an Ästen junge Zapfen, die sich um etwa 90 Grad aus der Ebene des Astes heraus drehen (Abb. 94). Aufgrund der räumlichen Ausrichtung gibt es im Unterschied zu *Chamaecyparis* und *Thuja* keine farblichen Unterschiede zwischen Zweigober- und -unterseite. Im Weihnachtsgrün trifft man die Art nur selten.

Betrachtet man die oft ohnehin geringen Gattungsunterschiede zwischen den einzelnen *Cupressaceae*-Gattungen hat *Platycladus* mit der wirklichen *Thuja* wenig gemein. Der Aufbau der Zweige, Schuppenblätter und insbesondere der Zapfen weist dagegen darauf hin, dass es sich bei dem Zwerglebensbaum (*Microbiota decussata*, s. u.) um einen kleinen montanen Verwandten des Morgenländischen Lebensbaum (*Platycladus orientalis*) handelt, der vielleicht zur gleichen Gattung gestellt werden kann (JAGEL & STÜTZEL 2001b).

Abb. 92: Zwergform 'Aurea Nana' (A. JAGEL).

Abb. 94: Zapfenknospen (A. JAGEL).

Morgenländischer Lebensbaum (*Platycladus orientalis* = *Thuja orientalis*)

Heimat: NO-China, Korea.

Zweige: Zweiglein abgeflacht, am Zweig in einer Ebene stehend, anders als bei *Thuja*-Arten deutlich senkrecht ausgerichtet, Ober- und Unterseite gleich gestaltet, ohne weiße Zeichnungen, im Winter oft bronzefarben verfärbt, oft mit jungen weiblichen Zapfen, die sich aus der Ebene der Zweige drehen (Abb. 94).

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, Drüsen auf den Flächenblättern meist deutlich.

Abb. 93: Senkrecht stehende Äste (A. JAGEL).

Abb. 95: 'Europe Gold', Schuppenblätter mit Drüse (A. JAGEL).

5.5 Zwerglebensbaum – *Microbiota*

Auch die Gattung *Microbiota* umfasst nur eine Art: *Microbiota decussata*. Diese ist ein niederliegender Zwergstrauch aus den Gebirgen im Südosten Sibiriens, wo sie oberhalb der Baumgrenze wächst. Für Friedhöfe eignet sie sich aufgrund der niedrigen Wuchsform und der waagerecht und dicht wachsenden Äste gut als Bodendecker. Außerdem ist sie absolut winterhart und trockenverträglich. Vielleicht ist sie die unbekannteste der hier behandelten Arten, möglicherweise auch nur die "unbemerkteste", denn gerade auf Friedhöfen ist sie nicht selten zu finden. Charakteristisch ist die winterliche Verfärbung der Zweig ins deutlich bronzefarbene, was gelegentlich als braun und damit als vertrocknet angesehen wird. Die gleichen Zweige bzw. ihre Schuppenblätter werden aber im Frühjahr wieder grün. Die Unterseiten der Zweige weisen keine weißen Zeichnungen auf und unterscheiden sich dadurch von *Thuja*, *Thujopsis* und *Chamaecyparis*.

Abb. 96: Nahaufnahme der Schuppenblätter (A. JAGEL).

Abb. 97: Kupferfarbene Zweigoberseite im Winter (A. JAGEL).

Sibirischer Zwerglebensbaum, Teppichthuja, Fächerwacholder – *Microbiota decussata*

Heimat: Sibirien.

Zweige: Zweiglein schwach abgeflacht, vierkantig aufgrund der vier Blattreihen; am Zweig in einer Ebene stehend, Zweige waagerecht stehend. Unterseite der Zweige heller als ihre Oberseite, aber ohne weiße Zeichnungen. Im Herbst und Winter die Oberseite kupferfarben verfärbt, die Unterseite hellgrün bleibend.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, schuppenförmig, spitz, mit Drüse auf den Flächenblättern.

Abb. 98: Zweige zur Winterzeit, oben = Oberseite, unten = Unterseite (A. JAGEL).

Abb. 99: Habitus zur Winterfärbung (A. JAGEL).

5.6 Weihrauchzeder – *Calocedrus*

Von den 3-4 Arten der Weihrauchzedern ist nur eine Art bei uns winterhart: *Calocedrus decurrens*. Sie stammt aus Nord-Amerika und ist bei uns nur sehr selten zu finden. Das ist eigentlich unverständlich, denn die hier einzig in Parks und auf Friedhöfen in Randpflanzungen angepflanzte Sorte 'Columnaris' ist schmal säulenförmig und ähnelt im Habitus so stark den nicht sicher winterharten Mittelmeer-Zypressen (*Cupressus sempervirens*), dass man sie gut anstelle derer pflanzen könnte. Oberflächlich betrachtet ähneln die Äste und Blätter einem Lebensbaum. Sie haben wie diese beim Zerreiben ebenfalls einen ganz eigenen, charakteristischen Geruch. Typisch und einzigartig ist neben den Zapfen, dass sich die gegenüberstehenden Kantenblätter nicht berühren (Abb. 101).

Abb. 100: Zweig mit in einer Ebene stehenden Zweiglein (A. JAGEL).

Kalifornische Weihrauchzeder, Flusszeder – *Calocedrus decurrens*

Heimat: westl. N-Amerika

Zweige: Zweiglein deutlich abgeflacht, am Zweig in einer Ebene stehend. Ober- und Unterseite gleich gestaltet, ohne weiße Zeichnungen. Beim Zerreiben mit charakteristischem Duft.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, lang, schuppenförmig, Kantenblätter sich nicht berührend.

Abb. 101: Die gegenüberliegenden Kantenblätter berühren sich nicht (A. JAGEL).

5.7 Zypresse – *Cupressus*

Von den echten Zypressen ist dem Mitteleuropäer von Reisen am besten die Mittelmeer-Zypresse (*Cupressus sempervirens*) bekannt. Sie wird bei uns seit einigen Jahren zwar vermehrt im Gartenhandel angeboten, ist aber nur in wintermilden Gebieten sicher winterhart und es kam in den zurückliegenden sehr kalten Wintern auch in den wintermilden Gebieten zu vielen Verlusten. Sicher winterhart ist dagegen die Arizona-Zypresse (*C. arizonica*). Weniger bekannt ist, dass andere Zypressen-Arten ebenfalls winterhart sind und auch bei uns schon lange gepflanzt werden, allerdings werden sie in der herkömmlichen Literatur und im Gartenhandel nicht als Zypressen bezeichnet. So handelt es sich bei "*Chamaecyparis nootkatensis*" um eine echte Zypresse (JAGEL & STÜTZEL 2001a). Sie ähnelt im vegetativen Bereich den Scheinzypressen, nicht aber in den charakteristischen Merkmalen der Zapfen. Und so ist auch "×*Cupressocyparis leylandii*" kein Gattungsbastard zwischen *Chamaecyparis* und *Cupressus*, da beide Elternarten (*Cupressus nootkatensis* und *Cupressus macrocarpa*) echte Zypressen sind. In den letzen Jahren wird vermehrt auch die Zimmer-Zypresse (*Cupressus* 'Goldcrest'), eine Sorte der Monterey-Zypresse (*C. macrocarpa*) in wintermilden Gebieten für das Freiland angeboten und zeigte sich hier als zwar unerwartet gut, aber nicht sicher winterhart.

Bei Zypressen-Arten sind die Zweiglein vierkantig, nur bei wenigen Arten etwas abgeflacht und stehen am Zweig mit wenigen Ausnahmen (z. B. *C. nootkatensis*) nicht zweidimensional in einer Ebene, sondern dreidimensional. Sie haben Schuppenblätter, die nur in seltenen Fällen und dann nur undeutlich in Kanten- und Flächenblätter differenziert sind. Farbliche Unterschiede zwischen Ober- und Unterseite der Äste existieren nicht. Vegetativ sind die *Cupressus*-Arten mit den schuppenblättrigen Wacholder-Arten zu verwechseln, durchgängige Unterschiede in den vegetativen Teilen gibt es nicht. Allerdings kann man die wenigen bei uns angepflanzten *Cupressus*-Arten mit ein bisschen Übung individuell erkennen und dann von den weitaus schwieriger zu bestimmenden *Juniperus*-Arten unterscheiden. Ohne Erfahrung kann man Zypressen nur anhand ihrer Zapfen sicher identifizieren.

Abb. 102: Zweig mit männlichen Blüten (A. JAGEL).

Arizona-Zypresse – *Cupressus arizonica*

Heimat: südwestl. N-Amerika.

Zweige: junge Triebe von den dicht anliegenden Schuppenblättern vollständig verdeckt, nicht abgeflacht, vierkantig.

Blätter: gleich gestaltet, ohne Flächen- und Kantenblätter, graugrün, mit deutlicher Harzdrüse.

Sorten: 'Glauca' mit noch auffälligerer graublau bereifter Benadelung.

Abb. 103: Zweiglein (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 104: Zweig (A. JAGEL).

Mittelmeer-Zypresse – *Cupressus sempervirens*

Heimat: Mittelmeergebiet.

Zweige: junge Triebe von den dicht anliegenden Schuppenblättern vollständig verdeckt, rundlich, oft etwas abgeflacht, dünner als bei *C. arizonica*.

Blätter: alle gleich gestaltet, ohne Flächen- und Kantenblätter, grün, mit undeutlicher Harzdrüse.

Sorten: 'Pyramidalis' (schmal säulenförmig).

Abb. 105: Zweiglein (A. JAGEL).

Abb. 106: Zweige (A. JAGEL).

Nootka-Scheinzypresse – *Cupressus nootkatensis* (= *Chamaecyparis nootk.*)

Heimat: westl. NO-Amerika.

Zweige: etwas abgeflacht, aber mehr oder weniger vierkantig, in einer Ebene stehend, herabhängend, Ober- und Unterseite gleich gefärbt, ohne weiße Zeichnungen.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, aber ähnlich gestaltet, Flächenblätter schwächer gekielt als die Kantenblätter.

Sorte: 'Pendula' mit schlaff senkrecht herabhängenden Ästen.

Abb. 107: Zweiglein (A. JAGEL).

Abb. 108: Auf einem Friedhof (A. JAGEL).

Zimmer-Zypresse – *Cupressus macrocarpa* 'Goldcrest'

Heimat: USA (Kalifornien).

Zweige: aufrecht stehend, nicht abgeflacht, nicht in einer Ebene stehend, beim Zerreiben nach Zitrone riechend.

Blätter: ohne Kanten- und Flächenblätter, kurznadelig, gelblich grün.

Sorte: Sehr ähnlich ist die neue Sorte 'Wilma'.

Abb. 109: Zweige (A. JAGEL).

Abb. 110: Zweige (A. HÖGGEMEIER).

Leyland-Zypresse – *Cupressus* ×*leylandii* (= ×*Cupressocyparis leylandii*, = *Cupressus macrocarpa* × *Cupressus nootkatensis*)

Zweige: etwas abgeflacht, im Querschnitt fast vierkantig, am Ast in einer Ebene stehend, Zweiglein damit ähnlich denen von *C. nootkatensis*, aber länger und feiner und insgesamt lockerer am Zweig stehend.

Blätter: Kanten- und Flächenblätter vorhanden, aber ähnlich gestaltet, ähnlich denen von *C. nootkatensis*, Kantenblätter stärker gekielt als die Flächenblätter, auf beiden Seiten gleich gefärbt, ohne weiße Zeichnungen.

Sorten: häufig gepflanzt die gelb panaschierte Sorte 'Jubilee'.

Abb. 111: Zweige der Sorte 'Gold Rider' (A. JAGEL).

Abb. 112: Zweig (A. JAGEL).

Abb. 113: Zweiglein (A. JAGEL).

Verbreitet im kommerziellen Weihnachtsgrün sind nur die Zweige der Arizona-Zypresse (*Cupressus arizonica*). Sie werden besonders in Kränzen verarbeitet. Zur Winterzeit sind bereits die oft auffällig gelben, männlichen Blüten (Pollenzapfen) an den Zweigen vorhanden, die zusätzlichen Zierwert haben (Abb. 102).

5.8 Wacholder – *Juniperus*

Wacholder ist mit etwa 54 Arten die bei weitem artenreichste Gattung der Zypressengewächse und die am schwersten zu bestimmende Gruppe. Als einzige Gattung hat sie keine verholzten Zapfen, sondern die Zapfenschuppen werden zur Reifezeit fleischig, es entstehen die sog. "Wacholderbeeren. Dieses Merkmal hält die ganze Gattung zusammen, andere Merkmale sind dagegen sehr variabel. Außerdem treten bei *Juniperus* Hybridisierungen auf, was innerhalb der Zypressengewächse selten ist und sonst nur bei den echten Zypressen (*Cupressus*) zu finden ist. Auch bei vielen schuppenblättrigen Arten treten an einzelnen Zweigen regelmäßig Nadelblätter auf. Solche Zweigabschnitte wurden als Stecklinge für die weitere Zucht gärtnerischer Sorten verwendet. Hierdurch können innerhalb einer Art Sorten entstehen, die sich nicht mehr ähneln (wie z. B. besonders stark ausgeprägt bei den häufig gepflanzten Sorten von *Juniperus chinensis*). Da Wacholder zweihäusig sind, entstehen durch Stecklingsvermehrung eingeschlechtliche Klone, was zur Folge hat, dass solche Sorten ausschließlich männlich oder weiblich sind. An männlichen Sorten stehen die für die Bestimmung oft wichtigen Zapfen nicht zur Verfügung. Nadelige Sorten von schuppenblättrigen Arten bilden in vielen Fällen ebenfalls keine Zapfen aus. Wenn doch, wie z. B. bei ausgewachsenen Pflanzen von *Juniperus chinensis* 'Stricta', dann werden im Zweigabschnitt vor den Zapfen Schuppenblätter gebildet. Es gibt mittlerweile Zusammenstellungen und auch Bestimmungsschlüssel, in denen alle *Juniperus*-Arten berücksichtigt sind (z. B. FARJON 2010, SCHULZ 2006), aber in diesen Schlüsseln ist in vielen Fällen die Kenntnis der Heimat der Art zur Bestimmung unerlässlich. Gärtnerische Sorten lassen sich damit nicht bestimmen. Die Vielfalt der Sorten, die bei uns im Handel angeboten werden, kann nur erkannt, nicht aber bestimmt werden. So stellen wir hier nur eine kleine Auswahl an Arten bzw. Sorten zusammen, die bei uns häufiger zu finden sind.

Section *Juniperus* (= sect. *Oxycedrus*)

Die Blätter sind durchweg nadelig, sie stehen meist fast senkrecht vom Spross ab, ihre Basis läuft nicht am Zweig herab. Die Nadeln stehen zu dritt (Dreier-Quirle), ein Merkmal, was es bei den hier behandelten Arten der Zypressengewächse nur bei Wacholdern gibt und auch bei den vegetativ ähnlichen Zypressen nicht vorkommt.

Abb. 114: Zweig der Wildform (A. JAGEL).

Gewöhnlicher Wacholder – *Juniperus communis*

Heimat: weit verbreitet auf der Nordhalbkugel inkl. Deutschland.

Zweige: verschieden ausgerichtet, von aufrecht bis hängend.

Blätter: ausschließlich nadelförmig; schmal, spitz, mit zwei breiten weißen Streifen auf der Nadeloberseite. 10-15 mm, sortenabhängig aber auch viel kürzer.

Sorten: 'Compressa' (säulenförmige Zwergform): 'Hibernica' (hochwüchsige Säulenform – Irischer Säulen-Wacholder); Green Carpet (Bodendecker).

Abb. 115: Sorte 'Green Carpet' – Grüner Kriechwacholder (A. JAGEL).

Zu dieser Sektion gehört unser heimische Gewöhnliche Wacholder (*Juniperus communis*), weitere Arten spielen bei uns im Zierpflanzenhandel kaum eine Rolle. Allerdings sind die Sorten des Gewöhnlichen Wacholder außerordentlich vielgestaltig, sodass man oft den Eindruck hat, mehrere Arten vor sich zu haben.

Section *Sabina*

Die Blätter innerhalb der sect. *Sabina* sind bei den meisten Arten schuppenförmig, bei einigen aber auch nadelig, dann laufen die Nadelblätter aber anders als in der sect. *Juniperus* am Zweig herab. Die Blätter stehen gegenständig oder in Dreierquirlen. Weitere wichtige Merkmale zur Unterscheidung der beiden Sektionen betreffen den Aufbau der Zapfen.

Besonders schwierig ist die Unterscheidung von *Juniperus chinensis*, *J. virginiana* und *J. scopulorum*. Obwohl man die Wildformen vergleichsweise gut unterscheiden kann, sind die Sorten kaum voneinander zu trennen und einige Sorten werden mal der einen, mal der anderen Art zugeordnet (z. B. die Sorte 'Skyrocket' zu *J. virginiana* oder *J. scopulorum*). Probleme bereiten neben den oft fehlenden Zapfen auch die Übergangsblätter, die in der Gestalt zwischen Schuppen und Nadelblättern vermitteln (Abb. 125). Bei Sorten, die unter "*J. media*" laufen, handelt es sich vielleicht um Hybriden zwischen *J. chinensis* und *J. sabina*, von letzterer stammt dann der unangenehme Geruch dieser Sorten, zu denen oft auch die ebenfalls unangenehm riechenden Pfitzeriana-Sorten gerechnet werden.

Abb. 116: Sorte 'Blue Star' – Blauer Zwerg-Wacholder (A. JAGEL).

Schuppen-Wacholder – *Juniperus squamata*

Heimat: M- & W-China, Taiwan.

Zweige: steif, dicht benadelt, ältere Zweige locker werdend und innen mit lange bleibenden braunen Nadeln.

Blätter: bläulich grün, nadelförmig, steif, stachelspitzig; Oberseite mit zwei weißen Streifen, Unterseite gefurcht.

Sorten: 'Blue Star': niedrig, dicht, halbkugelig, 'Meyeri' (Blauzeder-Wacholder), aufrecht, hochwüchsige Strauchform.

Abb. 117: Blätter der Sorte 'Blue Star' – Blauer Zwerg-Wacholder (A. JAGEL).

Abb. 118: Sorte 'Nana' – Stein-Wacholder (A. JAGEL).

Niederliegender Wacholder – *Juniperus procumbens*

Heimat: S-Japan.

Zweige: niederliegend, steif, sehr dicht benadelt.

Blätter: nadelig, allmählich zugespitzt, an der Basis der Außenseite z. T. mit zwei weiße Flecken.

Sorten: 'Nana' (Stein-Wacholder), noch kompakter wachsend, als die Wildform.

Abb. 119: Heller Flecken an der Blattbasis (A. JAGEL).

Abb. 120: Wildform (A. HÖGGEMEIER).

Nordamerikanischer Kriech-Wacholder, Teppich-Wacholder – *Juniperus horizontalis*

Heimat: nördl. N-Amerika.

Zweige: lang, dem Boden aufliegend, mit kurzen, dichten, fächerförmigen Zweigbschnitten; als Bodendecker gepflanzt.

Blätter: kurz, schuppenförmig oder nadelförmig.

Abb. 121: Sorte 'Prince of Wales' (A. JAGEL).

Abb. 122: Habitus (A. JAGEL).

Sadebaum, Stink-Wacholder – *Juniperus sabina*

Heimat: Alpen, M-Asien, Sibirien, heimisch in Deutschland.

Zweige: vielastig, dicht, aufrecht, zerriebene Zweige unangenehm riechend; niedrig bleibender Strauch.

Blätter: Nadel- und Schuppenblätter, beide scharf zugespitzt.

Abb. 123: Schuppenblätter (V. M. DÖRKEN).

Abb. 124: nadelblättrige Sorte 'Monarch' (A. JAGEL).

Chinesischer Wacholder – *Juniperus chinensis*

Heimat: M-China.

Blätter: schuppenförmige Blätter, dicht anliegend, mit stumpfer Spitze (Wildform), an Pflanzen mit Schuppenblättern oft zusätzlich Zweige mit Nadelblättern vorhanden. Nadelblätter lang, spitz, zu dritt stehend, oberseits mit zwei weißen Streifen.

Zapfen: im zweiten Jahr reifend, ca. 8 mm.

Sorten: 'Stricta' mit nadelförmigen Blättern, oberseits mit zwei weißen Streifen, nur im Zweigabschnitt unterhalb von Zapfen Schuppenblätter (weibl.); 'Ketelerii' (Säulen- bis Kegelform, weibl.); 'Pfitzeriana-Sorten (breit ausladende Sträucher, zerriebene Zweige unangenehm riechend, überwiegend Schuppenblätter, einzelne Zweige mit dünnen, stechenden Nadeln, männl.); 'Hetzii' (niedriger Busch, weibl.).

Abb. 125: Zweig mit Schuppen und Nadelblättern sowie Übergangsblättern (A. JAGEL).

Abb. 126: Zweiglein mit Schuppenblättern (C. BUCH).

Abb. 127: Zweig mit Nadelblättern der Sorte 'Stricta' (A. JAGEL).

Abb. 128: *J. virginiana,* Wildform (A. JAGEL).

Virginischer Wacholder – *Juniperus virginiana*

Heimat: östl. N-Amerika.

Blätter: Schuppenblätter mit abstehender Spitze, daneben auch Nadelblätter am gleichen Strauch, mit stechender Spitze.

Zapfen: im ersten Jahr reifend, ca. 5-6 mm.

Sorten: 'Grey Owl' (breit stauchförmig, stahlblau, weibl), 'Skyrocket' und 'Blue Arrow" (schmal säulenförmig, hell blaugrün, zu *J. virginiana* oder *scopulorum*), beide Sorten vielleicht synonym.

Abb. 129: *J. virginiana* ' Canaertii' mit jungen Zapfen (A. JAGEL).

Abb. 130: 'Skyrocket' – Raketenwacholder (A. JAGEL).

Westliche Rotzeder – *Juniperus scopulorum*

Heimat: westl. N-Amerika.

Blätter: ähnlich *J. virginiana*, aber es sollen keine Nadelblätter vorkommen.

Zapfen: im zweiten Jahr reifend, ca. 6 mm.

Sorten: s. unter *J. virginiana*.

Abb. 131: 'Blue Arrow' – Blauer Raketenwacholder (A. JAGEL).

5.9 Küstenmammutbaum – *Sequoia*

Insgesamt gibt es drei Mammutbaum-Arten, die jeweils einer anderen Gattung angehören: *Sequoia* (Küstenmammutbaum), *Sequoiadendron* (Riesenmammutbaum) und *Metasequoia* (Urweltmammutbaum). Der Urweltmammutbaum ist bei uns gut winterhart und wird häufig als Ziergehölz gepflanzt. In dieser Zusammenstellung wird er nicht berücksichtigt, weil er nicht immergrün ist. Der Küstenmammutbaum (*Sequoia sempervirens*) ist im Laub dem Urweltmammutbaum ähnlich, aber immergrün. Er ist eine der größten Baumarten überhaupt und wird in Parks und auf Friedhöfen in wintermilden Gebieten als Ziergehölz gepflanzt. Von den drei Mammutbäumen ist das die Art mit der geringsten Winterhärte. Die Nadeln ähneln denen einer Eibe, haben aber deutlich weiße Streifen auf der Nadelunterseite. Im Unterschied zu Tannennadeln haben sie nur eine Blattspitze. Die Blätter fallen im Alter nicht einzeln vom Baum, sondern die Kurztriebe werden als Ganzes abgeworfen. Daher "nadeln" die Zweige auch nicht.

Abb. 132: Kurztriebe (A. JAGEL).

Küstenmammutbaum, Küstensequoie, Redwood – *Sequoia sempervirens*

Heimat: Kalifornien (USA).

Zweige: in Ebenen angeordnet, Seitenzweige mit gescheitelten Blättern, mit Kurztrieben, die als Ganzes abgeworfen werden.

Blätter: an den Haupttrieben schuppenförmig, an den Seitenzweigen eibenähnlich, zugespitzt, unterseits mit weißen Streifen, Blattstiel am Trieb herablaufend.

Abb. 133: Nadelunterseite (V. M. DÖRKEN).

5.10 Riesenmammutbaum – *Sequoiadendron*

Der Riesenmammutbaum gehört ebenfalls zu den größten Bäumen der Erde, vielleicht ist er sogar der größte. Er wird häufig als eindrucksvolles, winterhartes Solitärgehölz in Parks und auf Friedhöfen gepflanzt. Sein Laub ähnelt keinem der beiden anderen Mammutbäume. Die Blätter entsprechen nicht dem, was man unter Nadelblättern versteht. Man nennt sie pfriemlich. Sie ähneln eher denen einer schuppenblättrigen Sorte eines Wacholder, einer Zypresse oder einer Plumosa-Sorte einer Scheinzypresse. Allerdings stehen sie nicht gegenständig oder in Dreierquirlen, sondern sind spiralig angeordnet: An jedem Knoten sitzt nur ein Blatt. Die Zweige werden kaum im Weihnachtsgrün verwendet, obwohl sie nicht nadeln. Wahrscheinlich entprechen sie einfach nicht dem Eindruck des klassischen "Tannengrüns", da sie nicht dunkelgrün sind, nicht glänzen und die Zweige "pieken".

Abb. 134: Zweig (A. JAGEL).

Riesenmammutbaum, Gebirgsmammutbaum – *Sequoiadendron giganteum*

Heimat: Sierra Nevada in Kalifornien (USA).

Zweige: nicht zweizeilig gescheitelt, nicht in einer Ebene angeordnet.

Blätter: alle gleich gestaltet, mehr oder weniger bläulich grün, nicht nadelartig oder eibenähnlich, sondern pfriemlich, spitz.

Abb. 135: Pfriemliche Blätter (A. JAGEL).

5.11 Sicheltanne – *Cryptomeria*

Trotz des deutschen Namens handelt es sich bei der Sicheltanne nicht um eine Tanne, also um kein Kieferngewächs. Die einzige Art der Gattung, *Cryptomeria japonica*, gehört nach klassischer Systematik zu den Sumpfzypressengewächsen ("*Taxodiaceae*") und damit heute zu den Zypressengewächsen (*Cupressaceae*). Sie hat spiralig stehende Blätter. Diese sind wie beim Riesenmammutbaum pfriemlich, manchmal werden sie aber auch als nadelig bezeichnet. Sie ähneln denen des Riesenmammutbaumes, sind aber deutlich länger und sichelförmig gebogen, worauf der deutsche Name der Art beruht. Sie sind nicht abgeflacht und laufen am Zweig herab. Im Weihnachtsgrün werden seit einigen Jahren regelmäßig Zweige angeboten. Sie halten sich lange und nadeln nicht. Weil die Art nicht allzu häufig angebaut wird, sind die Zweige vergleichsweise teuer. Auf Friedhöfen findet man selten Bäume im Randgrün, häufiger dagegen sind gezüchtete Zwergformen mit untypisch ausgebildeten Nadeln, die auch für die Grabbepflanzung geeignet sind.

Abb. 136: Zweig mit sichelförmigen Blättern (A. JAGEL).

Japanische Sicheltanne – *Cryptomeria japonica*

Heimat: Japan.

Zweige: junge Triebe grün, aufgrund der herablaufenden Blattbasen stark gerieft.

Blätter: nadelig oder pfriemlich bis etwa 3 cm lang, am Spross herablaufend, sichelförmig gekrümmt, spitz.

Abb. 137: Sichelförmige, herablaufende Blätter (A. JAGEL).

Abb. 138: 'Elegans' (A. JAGEL).

Sorten: Die Art wird in vielen verschiedenen Sorten angeboten. Die Sorte 'Elegans' (Abb. 138) hat sehr schmale, nadelartigen Blätter, andere Sorten haben um den Zweig gedrehten Blätter (Abb. 139).

Abb. 139: 'Spiralis' (A. JAGEL).

6 Schirmtanne – *Sciadopitys* (*Sciadopityaceae*)

Wie die Sicheltanne ist auch die Schirmtanne ein Tertiärrelikt aus den Bergwäldern Japans. Sie gehört nicht zu den echten Tannen (*Abies*, *Pinaceae*), sondern wurde früher zu den Sumpfzypressengewächsen ("*Taxodiaceae*") gestellt und bildet heute die einzige Art *Sciadopitys verticillata* innerhalb der Pflanzenfamilie *Sciadopityaceae*. Die Schirmtanne ist bei uns heute als wertvolles Solitärgehölz immer häufiger im Gartenhandel zu finden und wird daher auch immer häufiger gepflanzt. Die Schirmtanne ist zumindest in klimatisch begünstigten Gebieten Deutschlands sicher winterhart. Sie wächst allerdings sehr langsam und ist ziemlich teuer. Aufgrund ihrer charakteristischen Nadeln ist sie kaum mit anderen Koniferen zu verwechseln. Sie stehen in Scheinquirlen (*verticillata*!) zu mehreren um den Zweig. Form und Anordnung der Nadeln erinnert an die Speichen eines Schirmes, woher der deutsche Name kommt. Diese Nadeln stehen in der Achsel von kleinen, bräunlichen, schuppenförmigen Blättern.

Abb. 140: Quirlständige Doppelnadeln am Zweig (A. JAGEL).

Abb. 142: Ansatz der Doppelnadeln am Zweig (A. JAGEL).

Schirmtanne – *Sciadopitys verticillata*

Heimat: Japan (Hondo).

Zweige: junge Triebe gelblich rot, Stamm im Alter rotbraun.

Blätter: An den Zweigen kleine, schuppenförmige, im Alter chlorophyllfreie, braune Blätter. In den Achseln dieser Blätter stehen am Ende eines Triebabschnittes 8-12 cm lange parallelrandige dunkelgrüne, glänzende "Doppelnadeln" mit einer deutlichen Doppelspitze und einem weißlichen Streifen auf der Unterseite, in dem die Spaltöffnungen liegen. Sie stehen zu 20 bis 40 in Quirlen (Schirme).

Abb. 141: Endständiger Doppelnadel-Schirm (A. JAGEL).

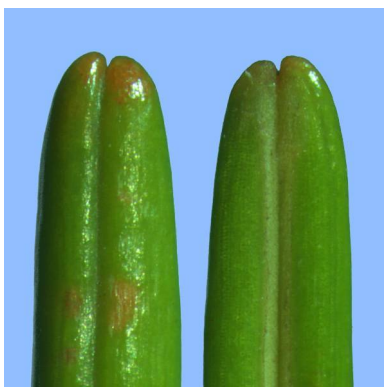


Abb. 143: Doppelnadeln mit Doppelspitzen (links Oberseite, rechts Unterseite) (V. M. DÖRKEN).

Die Nadeln der Schirmtanne sind seit Jahrhunderten Gegenstand morphologisch-anatomischer Untersuchungen und kontroverser Diskussionen. Hierbei steht die Frage im Raum, ob die als Nadeln wahrgenommenen Gebilde zwei zusammengewachsene Nadeln darstellen ("Doppelnadel", vgl. DÖRKEN & STÜTZEL 2011) oder aber blattartig gestaltete Kurztriebe sind, deren Blattanteil nur sehr gering ist (z. B. ROTH 1962).

Literatur

DALLIMORE, W. &. JACKSON, A. B. 1966: A Handbook of *Coniferae* and *Ginkgoaceae*, ed. 4. – London: Arnold.

DÖRKEN, V. M. & JAGEL, A. 2010: Weihnachtliche Koniferen-Zapfen. – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 1: 270-281.

DÖRKEN, V. M. & STÜTZEL, T. 2011: Pflanzliche Missbildungen und deren mögliche Interpretation am Beispiel von *Sciadopitys verticillata* SIEBOLD & ZUCC. (*Sciadopityaceae*) mit intermediär gestalteten Kladodien. – Mitt. Dtsch. Dendrol. Ges. 96: 125-149.

ECKENWALDER, J. E. 2009: Conifers of the world. – Portland: Timber Press.

FARJON, A. 1998: World checklist and bibliography of conifers. – Kew.

FARJON, A. 2010: A handbook of the world´s conifers, Vol. I. – Leiden & Boston: Brill.

JAGEL, A. & DÖRKEN, V. 2014: Die Zapfen der Zypressengewächse (*Cupressaceae* s. l.). – Jahrb. Bochumer Bot. Ver. 5. (in Vorb.) (www.botanik-bochum.de/html/jahrbuch/2013/Pflanzenportraet_Cupressaceae_Zapfen.pdf).

JAGEL, A. & STÜTZEL, T. 2001a: Zur Abgrenzung von *Chamaecyparis* SPACH und *Cupressus* L. (*Cupressaceae*) und die systematische Stellung von *Cupressus nootkatensis* D. DON (= *Chamaecyparis nootkatensis* [D. DON] SPACH). – Feddes Repert. 112(3/4): 179-229.

JAGEL, A. & STÜTZEL, T. 2001b: Untersuchungen zur Morphologie und Morphogenese der Samenzapfen von *Platycladus orientalis* (L.) FRANCO (= *Thuja orientalis* L.) und *Microbiota decussata* KOM. (*Cupressaceae*). – Bot. Jahrb. Syst. 123(3): 377-404.

KRÜSSMANN, G. 1983: Handbuch der Nadelgehölze, 2. Aufl. – Berlin, Hamburg: Parey.

ROLOFF, A. & BÄRTELS, A. 2008: Flora der Gehölze, 3. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

ROTH, I. 1962: Histogenese und morphologische Deutung der Doppelnadeln von *Sciadopitys*. – Flora 152: 1–23.

SCHULZ, C. 2006: Differentialdiagnose und Evolution der *Cupressaceae* s. l. (Zypressengewächse). – Diss., Ruhr-Univ. Bochum.

SCHÜTT, P., LANG, K. J. & SCHUCK, H. J. 1984: Nadelhölzer in Mitteleuropa. – Stuttgart: Fischer.

Danksagung

Bei ANNETTE HÖGGEMEIER (Witten), DETLEF MÄHRMANN (Castrop-Rauxel) und CORINNE BUCH (Mülheim/Ruhr) bedanken wir uns herzlich für die Anfertigung zahlreicher Fotos.

Jahrb. Bochumer Bot. Ver.	4	308-319	2013

Winterhärte und Frostresistenz von Pflanzen

VEIT MARTIN DÖRKEN

1 Einleitung

In Mitteleuropa waren die Winter der letzten Dekaden vielerorts mild und nur noch vereinzelt wurde von frostgeschädigten Pflanzen berichtet. Im Gegenteil: Es überschlugen sich die Sensationsmeldungen über fremdländische Arten, die wieder einmal einen Winter im Freiland überstanden hatten. Es war der Eindruck entstanden, dass es im Zuge des "Global Change" in Mitteleuropa keine echten Winter mehr gäbe. Auch die Veränderungen in den Baumschulsortimenten der letzten Jahre haben das Pflanzverhalten vielfach unkritisch beeinflusst, teilweise sogar von Fachleuten in Planung und Praxis. So war es nicht mehr ungewöhnlich, dass selbst im Bergischen Land (NRW) große und teure Olivenbäume (*Olea europaea,* Kosten: mehrere hundert bis tausend Euro) als Hausbaum (!) ins Freie gepflanzt wurden (Abb. 1). Einen echten Boom erlebt auch die Chinesische Hanfpalme (*Trachycarpus fortunei*, Abb. 2).

Seit dem Winter 2008/2009 traten aber mehrfach Extremwinter mit tagelangen Temperaturminima unter -10 °C auf. Nun wurde deutlich, dass man auch in Zeiten des "Global Change" noch mit extremen Wintereinbrüchen rechnen muss. Kaum einer der gepflanzten Olivenbäume überlebte einen dieser kalten Winter. Viele weitere ausgepflanzte, vormals als kritisch eingestufte Arten, wurden ebenfalls mehr oder weniger stark geschädigt oder erfroren sogar komplett.

Abb. 1: Ein Olivenbaum (*Olea europaea)* wurde in einen Vorgarten in Witten-Heven (NRW) gepflanzt und fror im Winter bis zur Basis zurück. Im folgenden Jahr trieben basale Schösslinge wieder aus (V. M. DÖRKEN).

Abb. 2: Chinesische Hanfpalme (*Trachycarpus fortunei*). Auch ältere Exemplare dieser Art fallen allzu tiefen Temperaturen zum Opfer (V. M. DÖRKEN).

Wann und warum erfriert eine Pflanze? Wie kann sie sich vor Frost schützen? Wann ist eine Art frosthart, wann winterhart? Diesen und weiteren häufig gestellten Fragen zum Thema "Pflanzen und Frost" soll in diesem Artikel nachgegangen werden.

2 Frostschäden an Pflanzen

Auf der Erde sind nur rund ein Drittel der Landflächen immer frostfrei (SACHWEH 1987). Kälte und besonders Frost sind für Pflanzen leistungs- und existenzbegrenzende Umweltfaktoren, die auch ihre Verbreitung bestimmen. So verläuft z. B. die Verbreitungsgrenze der Stech-

palme (*Ilex aquifolium*) nach Osten entlang der 0 °C-Januar-Isotherme. Kälte und Frost stellen einen wichtigen natürlichen Selektionsfaktor dar. Die Arten der deutschen Flora haben diesen Selektionsprozess erfolgreich durchlaufen. Sie werden durch normal auftretende Fröste nicht ernsthaft bedroht, können aber bei ungewohnt tiefen Frösten Schaden nehmen (Abb. 3 & 4). Die Diskussion über mangelnde Frost- bzw. Winterhärte und Frostschäden bezieht sich aber fast ausschließlich auf fremdländische Zier- oder Nutzpflanzen (Abb. 5 & 6 und nahezu alle folgenden Fotos).

Abb. 3: Gänseblümchen (*Bellis perennis*), durch Frost geschädigtes Blütenköpfchen (V. M. DÖRKEN).

Abb. 4: Christrose (*Helleborus niger*), irreversible Frostschäden an Blüten in einem Blumenkasten nach einer Woche mit Frösten bis -15 °C (A. JAGEL).

Abb. 5: Stiefmütterchen (*Viola ×wittrockiana*). Ein im Herbst gepflanztes Exemplar ist vollkommen erfroren (V. M. DÖRKEN).

Abb. 6: Kugel-Primel (*Primula denticulata*). Die Art ist an sich gut frosthart. Die Pflanze wurde aber aus dem Gewächshaus eines Gartencenters gekauft, war vorgetrieben und dementsprechend nicht abgehärtet. Ausgepflanzt erfor sie bei wenigen Grad unter Null (A. JAGEL).

Frostschäden treten bei Pflanzen ab einer Temperatur von unter 0 °C auf. Sie können zum Erfrieren von Knospen, Sprossen, Blättern und Wurzeln führen. Im ungünstigsten Fall stirbt die ganze Pflanze ab. Nicht nur zwischen verschiedenen Arten sind deutliche Unterschiede in der Frosthärte festzustellen, sondern auch bei den verschiedenen Organen einer Pflanze. So werden z. B. vegetative Knospen erheblich weniger geschädigt als generative Knospen ("Blütenknospen"). Unterirdische Organe wie Wurzeln, Rhizome, Knollen und Zwiebeln reagieren erheblich empfindlicher auf Frost als oberirdische Pflanzenteile. Dies führt dazu, dass "sicher frostharte" Arten in Blumenkästen oder im Kübel im Winter trotzdem absterben können, wenn der Wurzelballen durchfriert und die empfindlichen unterirdischen Pflanzenteile geschädigt werden (z. B. bei den meisten Narzissenzwiebeln). Im Garten

eingepflanzt, geschieht dies wesentlich seltener, da meist nur die oberste Bodenschicht gefriert. Eine entscheidende Rolle spielt hierbei auch das Vorhandensein einer isolierend wirkenden Schneedecke.

Dass selbst gleiche Organe unterschiedlich durch Frost geschädigt werden, kann man besonders gut an Blättern beobachten. Hier treten neben **diffusen Schädigungen** (Abb. 7 & 14), die zunächst die Nervatur und später dann das Mesophyll erfassen, noch **Nervaturschäden** auf, die hauptsächlich das Leitbündelparenchym betreffen. Erfrieren die Felder zwischen den Leitbündeln (Interkostalfelder), spricht man von **Interkostalnekrosen** (LARCHER & HÄCKEL 1985). Letztendlich kann es bis zum kompletten Verlust der Belaubung kommen. Bei Gehölzen treten am Stamm oft **Frostplatten** (Abb. 9) bzw. **Frostrisse** (Abb. 10) auf.

Abb. 7: Lorbeer-Kirsche (*Prunus laurocerasus* 'Macrophylla'), großblättrige Sorte mit beginnenden, diffusen Blattschäden (V. M. DÖRKEN).

Abb. 8: Echter Salbei (*Salvia officinalis*), mit völlig erfrorenen Blättern (V. M. DÖRKEN).

Abb. 9: Pellin-Scheinbuche (*Nothofagus obliqua*) mit Frostplatten (V. M. DÖRKEN).

Abb. 10: Pellin-Scheinbuche (*Nothofagus obliqua*) mit Frostriss (V. M. DÖRKEN).

Schädigungen im Blattgewebe sind mikroskopisch durch kollabierte Zellen gekennzeichnet und lassen sich von außen oft nicht ohne Weiteres erkennen. So können auf den ersten Blick vermeintlich unbeschädigte Gewebe trotzdem geschädigt sein. Kleinere Schädigungen an Ästen werden meist erst durch eine spätere Kallus- bzw. Narbenbildung erkennbar.

Besonders empfindlich sind junge, noch nicht vollständig ausgereifte Gewebe. Organe, die aus geschädigten Meristemen hervorgehen, sind meist stark verkrüppelt (LARCHER & HÄCKEL1985).

Generell werden drei Arten von Frost unterschieden:

- **Luftfrost:** Die Temperatur in 2 m über dem Boden sinkt unter 0 °C,
- **Bodennaher Frost:** Die Temperatur unter 2 m über dem Boden sinkt unter 0 °C,
- **Bodenfrost:** Die Temperatur im Boden sinkt unter 0 °C.

Von entscheidender Bedeutung für den Grad der Schädigungen ist außerdem der Zeitpunkt des Auftretens von Frösten. Nicht nur heimische Arten, sondern auch viele fremdländische, bei uns gepflanzte Arten sind an Fröste gewöhnt und bereiten sich jährlich auf die kalte Jahreszeit vor. Sie "härten sich ab". Regelmäßige Winterfröste können ihnen daher normalerweise nichts anhaben. Treten aber Fröste im Herbst früher als gewöhnlich auf (**Frühfröste**) und treffen so auf die noch nicht abgehärteten Pflanzen bzw. auf noch nicht ausgereifte Triebe, kann es zu ernsthaften Schäden kommen.

Abb. 11: Engelstrompete (*Brugmansia* spec.), Blüten durch Frühfrost geschädigt (05.10.2010, -5 °C) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 12: Engelstrompete (*Brugmansia* spec.), Blätter durch Frühfrost geschädigt (05.10.2010, -5 °C) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 13: Taschentuchbaum (*Davidia involucrata*), kompletter Verlust noch grüner Blätter durch Frühfrost (05.10.2010, -5 °C) (V. M. DÖRKEN).

Abb. 14: Chinesische Schirmpalme (*Livistonia chinensis*), Blatt mit diffusen Erfrierungen durch Frühfrost (05.10.2010, -5 °C) (V. M. DÖRKEN).

Eine weitere Gefahr besteht im Frühjahr. Herrscht eine Zeit lang frühlingshaftes Wetter, so beginnen die Pflanzen mit der "Enthärtung". Sie sind nun nicht mehr ausreichend vor Frost geschützt. Tritt dann unerwartet noch einmal Frost auf (**Spätfrost**), erfrieren oft Pflanzenteile, die mitten im Winter bei deutlich tieferen Temperaturen nicht erfroren wären. Spätfröste schädigen oft den jungen Austrieb, die jungen Blätter (Abb. 15) und die Blüten

(Abb. 16-20). Ein bekanntes Beispiel sind die Blüten von Magnolien (Abb. 16), die durch Spätfröste stark gefährdet sind. Hier reicht bereits ein kurzzeitiger, leichter Frost aus, um den gesamten Flor des Jahres zu zerstören. Auch der Blütenflor vieler klassischer Winter-/Vorfrühlingsblüher wie Winter-Jasmin (*Jasminum nudiflorum*, Abb. 17), Duft-Heckenkirsche (*Lonicera fragrantissima*, Abb. 18), Schnee-Kirsche (*Prunus* ×*subhirtella* 'Autumnalis', Abb. 19) und Duft-Schneeball (*Viburnum* ×*bodnantense*, Abb. 20) werden durch Temperaturen ab ca. -5 °C zerstört.

Abb. 15: Ginkgo (*Ginkgo biloba*), Spätfrostschäden am Frühjahrsaustrieb (A. JAGEL).

Abb. 16: Garten-Magnolie (*Magnolia* ×*soulangeana*), spätfrostgeschädigte Blüten (A. JAGEL).

Abb. 17: Winter-Jasmin (*Jasminum nudiflorum*), erfrorene Blüten (V. M. DÖRKEN).

Abb. 18: Duft-Heckenkirsche (*Lonicera fragantissima*), spätfrostgeschädigte Blüten (V. M. DÖRKEN).

Abb. 19: Schnee-Kirsche *(Prunus subhirtella* 'Autumnalis'), erfrorene Blüten (A. JAGEL).

Abb. 20: Duft-Schneeball (*Viburnum* ×*bodnantense*), erfrorene Blüten (V. M. DÖRKEN).

In längeren Frostperioden, wenn das Wasser im Boden gefroren ist, kann die Pflanze dem Boden kein Wasser mehr entziehen. Hierdurch kann es besonders bei immergrünen Arten zu Schäden durch **Frosttrocknis** kommen, da über die Blätter durch Transpiration auch bei Frost Wasser verloren geht. Geschädigte Blätter machen dann den Eindruck von "erfroren", dabei sind sie vertrocknet. Dies kann man in kalten Wintern oft bei der Aukube (*Aucuba japonica*, Abb. 21), bei Kamelien (z. B. *Camellia japonica*), dem Ölbaum (*Olea europaea*), der Stein-Eiche (*Quercus ilex*) und auch bei den großblättrigen Sorten der Lorbeerkirsche (*Prunus laurocerasus*) beobachten. Zunächst versuchen aber viele immergrüne Arten, dem Schaden zu entgehen. Sie setzen die Transpirationsrate herab, indem sich das Laub stark einrollt, was besonders gut an immergrünen *Rhododendron*-Arten (Abb. 22) zu beobachten ist.

Abb. 21: Japanische Aukube (*Aucuba japonica*), durch Frosttrocknis geschädigte Blätter (V. M. DÖRKEN).

Abb. 22: Fortunei´s Rhododendron (*Rhododendron fortunei*). Die Blätter rollen sich bei Frost "zigarrenartig" ein (V. M. DÖRKEN).

Sollte aber diese "Erste-Hilfe-Maßnahme" nicht ausreichen, wird das Laub abgeworfen. Solch ein frostinduzierter Laubabwurf muss deswegen nicht zwangsläufig zu irreversiblen Schädigungen führen. Die meisten Pflanzen treiben im Frühjahr wieder aus und die verloren gegangene Belaubung wird ersetzt. Frosttrocknis bei krautigen Arten lässt die Pflanzen oft schlapp aussehen. Wenn die Frostperiode nicht zu lange dauert, können die Pflanzen solche Phasen aber schadlos überstehen (Abb. 23 & 24).

Abb. 23: Schneeglöckchen (*Galanthus nivalis*), Anzeichen von Frosttrocknis nach einer Woche Frost, Blätter und Blütentriebe liegen am Boden (A. JAGEL).

Abb. 24: Kaiserkrone (*Fritillaria imperialis*), Frosttrocknis bei ungewöhnlich lange andauerndem Spätfrost (A. HÖGGEMEIER).

3 Beurteilung der Frosthärte

Im allgemeinen Sprachgebrauch wird die Bezeichnung **Winterhärte** häufig mit einer ausreichenden Toleranz gegenüber winterlichen Temperaturminima der **Frosthärte** gleichgesetzt. Dies ist jedoch nicht korrekt, denn Frosthärte ist nur ein Faktor neben zahlreichen anderen, die für eine erfolgreiche Winterhärte nötig sind. Der Punkt, an dem Pflanzen durch tiefe Temperaturen geschädigt werden, ist sehr unterschiedlich. Tropische Arten können bereits ab +10 °C schwere Kälteschäden erleiden, während Nadelgehölze in der sibirischen Taiga Temperaturen bis -70 °C ertragen können.

Ab welchen Temperaturen bei einer Pflanze der Kältetod eintritt, ist im Freiland nur sehr schwer zu erkennen. Wahrscheinlich trat der in den letzten Jahren oft zu beobachtende Kältetod bei fremdländischen Arten bereits bei wesentlich schwächeren Frösten ein als bei den absoluten Spitzenwerten um -20 °C. Der Schaden wird jedoch oft erst nach der Frostperiode offensichtlich. Die artspezifische Winterhärte einer Art ist neben der absoluten Temperatur und der Dauer der Frostperioden u. a. auch vom Boden, der Schneehöhe, der Windexposition, dem Witterungsverlauf der vorangegangenen Vegetationsperiode, dem Temperaturverlauf im Spätsommer und Herbst und somit von der Abhärtung sowie der Nährstoffversorgung und dem Alter der Pflanze abhängig. Zwar ist die tatsächliche Frosthärte in gewissem Maße artspezifisch fixiert, aber verschiedene Individuen der gleichen Art von unterschiedlichen Wildherkünften können trotzdem eine unterschiedliche Frostresistenz aufweisen. Daher wird z. B. beim Ölbaum versucht, in Deutschland möglichst Individuen aus Norditalien auf den Markt zu bringen, da Pflanzen aus Süditalien deutlich frostempfindlicher sind.

Für die Beurteilung der Winterhärte einer Art wurden großräumige Winterhärtezonierungen aufgestellt wie z. B. von HEINZE & SCHREIBER (1984) für Europa. Diese sollten bei der Pflanzung fremdländischer Arten unbedingt beachtet werden. Sie liefern wichtige Aussagen über die in einem Großraum zu erwartenden winterlichen Temperaturminima. Sie können allerdings auf kleinräumige, lokale Gegebenheiten nicht eingehen. Anders als HEINZE & SCHREIBER beschreibt KIERMEIER (1993) in seinem Kennziffersystem über die Lebensbereiche der Gehölze die Frostgefährdung einzelner Arten. So sind aus seiner Arbeit wichtige Informationen wie z. B. die Spätfrostgefährdung zu entnehmen.

4 Wie schützen sich Pflanzen vor Frost?

In unseren Breiten ist bei Gehölzen im Winter als Anpassung an die winterlichen Temperaturminima und stark verkürzte Tageslänge der jährliche Laubabwurf eine wichtige Anpassung an das saisonal geprägte Klima. So sind fast alle heimischen Gehölze winterkahl (Ausnahmen sind z. B. *Buxus sempervirens*, *Hedera helix, Ilex aquifolium* sowie die Koniferen bis auf die Lärche). Eine einfache Überlebensstrategie von Pflanzen, deren Organe nicht frostresistent sind, ist die Überdauerung als Samen (Therophyt) oder mit unterirdischen Speicherorganen wie Rhizomen, Zwiebeln und Knollen, bei denen die Überdauerungsknospen tief im Boden geschützt liegen (Kryptophyten = Geophyten). Bei anderen Arten liegen die Überdauerungsknospen unmittelbar an der Erdoberfläche und werden entweder durch abgestorbene Pflanzenteile oder winter- bzw. immergrüne Blätter geschützt. Außerdem profitieren sie oft von einer schützenden Schneedecke. Diese Pflanzen werden als Erdschürfepflanzen (= Hemikryptophyten) bezeichnet. Solche Überlebensstrategien werden als "escape-Strategie" bezeichnet (BRESINSKY & al. 2008). Die Pflanzen "entfliehen" mit ihren oberirdischen Teilen der winterlichen Kälte.

Pflanzen, deren Sprosse und/oder Blätter dem Frost ausgesetzt sind, haben Mechanismen entwickelt, um den schädlichen Wirkungen von Frost entgegenzuwirken. Zellulär wird die

Frosthärte durch die Empfindlichkeit der Zellmembranen und dessen Erhalt und Funktion sowie der Verhinderung der Bildung von Eiskristallen im Cytoplasma bestimmt. Da Eis gegenüber Wasser ein größeres Volumen aufweist, käme es beim Gefrieren des Zellsaftes zum Platzen der Zellen. So wird in einem begrenzten Maße die Bildung von gefährlichen Eiskristallen verhindert (**Gefrierverhinderung**). Dies ist möglich, weil Wasser auch bei Minusgraden bis zu einem gewissen Grad nicht gefriert, solange kein Kristallisationskeim vorhanden ist. Wenn aber eine bestimmte Temperatur unterschritten wird, kommt es zum schlagartigen Gefrieren. Sollte es doch zur Eisbildung im Pflanzenkörper kommen, greifen die Mechanismen der **Gefriertoleranz**. So beginnt aufgrund des niedrigen osmotischen Drucks zunächst die Eisbildung in den Zellzwischenräumen. Dabei wird den frostgefährdeten Zellsäften im Zellinnern nach und nach Wasser entzogen, sodass diese zunehmend entwässert werden. Die wichtigste Grundvoraussetzung für diesen Prozess ist eine hohe Wasserdurchlässigkeit der Zellmembran auch bei Temperaturminima. Die Eisbildung im Bereich der Zellwände verursacht keine ernsteren Schäden. Wie stark jedoch die Entwässerung fortschreitet bzw. wie diese Austrocknung vertragen wird, hängt von der Konzentrationshöhe wasserlöslicher Stoffe (Osmotika, z. B. wasserlösliche Kohlenhydrate) und membranstabilisierenden Schutzsubstanzen (**Schutzproteine**) ab. Osmotika in Form von wasserlöslichen Kohlenhydraten können aktiv den Gefrierpunkt des Zellsaftes herabsetzen und so die Bildung von Eis zeitlich etwas hinauszögern (BRESINSKY & al. 2008). Aus diesem Grund werden Kartoffeln oder Rettiche bei Frosteinwirkung süß, da ein Teil der osmotisch nicht wirksamen Stärke zu Glukose verzuckert und somit als internes "Frostschutzmittel" dient.

Kälte bedeutet genauso wie Hitze, Trockenheit, Wasser- und Nährstoffmangel erheblichen Stress für den Stoffwechsel der Pflanze. Um die Stresstoleranz zu steigern, ist eine geeignete **Akklimatisierung**, also das schrittweise Erhöhen der Stressfaktoren nötig, damit es zur sog. **Abhärtung** kommt. So trägt ein kühler Spätherbst mit niedrigen Temperaturen dazu bei, dass Pflanzen entsprechende **Stressproteine** bzw. **Stressmetaboliten** produzieren, die die Zellen bzw. das Membransystem schützen. Dementsprechend steigt die Produktion dieser stressinduzierten Proteine vom Spätherbst bis zum Winter stetig an und nimmt zum Ende des Spätwinters wieder deutlich ab (WEILER & NOVER 2008). In der Pflanzenphysiologie wird hier auch von "**induzierter Stresstoleranz**" gesprochen.

5 Beurteilung der Winterhärte

Bei der Diskussion um die "Mediterranisierung der Landschaft" wird oft die Tatsache außer Acht gelassen, dass es auch in den vergangen Dekaden immer wieder wintermilde Perioden gab, bevor wieder ein Extremwinter auftrat. In den letzten Jahren gab es zahlreiche Sensationsmeldungen, dass subtropische Arten bei uns den Winter im Freiland überlebten. Die Folgen des Klimawandels in Mitteleuropa sollten so offensichtlich möglichst drastisch dargestellt werden. Als besonderes Zugpferd galten hier z. B. die in Gärten spontan auftretenden Sämlinge von *Trachycarpus fortunei* (Chinesische Hanfpalme).

Zahlreiche der subtropischen und mediterranen Arten wurden jedoch durch die letzten Winter stark geschädigt oder gingen sogar ganz ein. Derartige als kritisch einzustufende Arten hätten jedoch höchstwahrscheinlich auch in den früheren Dekaden mehrere Jahre problemlos im Freiland erfolgreich überlebt, wäre die Hemmschwelle, sie ins Freiland auszupflanzen, so niedrig gewesen wie heutzutage. In der allgemeinen Stimmung des globalen Klimawandels wurden viele, als vermeintlich nicht mehr frostkritisch eingestufte Arten vor allem auch in Privatgärten ausgepflanzt. Dies wurde maßgeblich auch durch ein sich veränderndes Baumschulsortiment vorangetrieben. In Baumärkten und Gartencentern gehören mediterrane Arten wie Europäische Zwergpalme (*Chamaerops humilis*), Feige

(*Ficus carica*), Lorbeerbaum (*Laurus nobilis*), Oleander (*Nerium oleander*) oder Ölbaum (*Olea europaea*) mittlerweile zum Standardsortiment der Freilandabteilungen. Sie werden dort oft explizit als winterhart angeboten. Trotzdem ist keine der genannten Arten bei uns ohne Einschränkung als frost- und schon gar nicht als winterhart zu empfehlen. Es ist daher nur schwer nachvollziehbar, wenn Baumarktketten und Gartencenter nach den vergangenen Extremwintern solche Pflanzen immer noch massenhaft mit dem Hinweis "frosthart bis -20 °C" verkaufen. Mittlerweile werden selbst Arten für das Freiland angeboten, die mit Sicherheit bei uns gar nicht dafür geeignet sind, wie z. B. die Petticoat-Palme (*Washingtonia*). Das gleiche trifft auch auf Dattelpalm-Arten (*Phoenix* spp., Abb. 25 & 26) zu.

Abb. 25: Zwerg-Dattelpalme (*Phoenix roebelinii*), erfroren vor einem Straßencafé in der Bochumer Innenstadt (A. HÖGGEMEIER).

Abb. 26: Zwerg-Dattelpalme (*Phoenix roebelinii*), erfroren im Zentrum von Witten-Annen (A. JAGEL).

In zahlreichen Gärten sieht man z. B. große Pflanzen der Chinesischen Hanfpalme (*Trachycarpus fortunei*), die sogar intensiv blühen und fruchten. Allerdings treten auch bei diesen Bäumen regelmäßig schwere Frostschäden auf. Bei einigen Pflanzen, die groß genug sind, und sich der Vegetationspunkt außerhalb der bodennahen Kaltluftzone befindet, sind meist nur die äußeren Wedel betroffen. Sie treiben im folgenden Frühjahr mit neuen Wedeln wieder aus.

27

Abb. 27: Chinesische Hanfpalme (*Trachycarpus fortunei*) mit Winterschutz aus atmungsakivem Winterschutzvlies (V. M. DÖRKEN).

Abb. 28: Chinesische Hanfpalme (*Trachycarpus fortunei*) mit aufwändigem Winterschutz im BG Bochum, der in einem Privatgarten kaum zu realisieren ist (V. M. DÖRKEN).

Neben Frost führt bei dieser Art aber auch Nässe in den oberirdischen Pflanzenteilen besonders im "Herz" (also am Vegetationspunkt) zur sog. Nassfäule. Daher ist es für die Chinesische Hanfpalme wichtig, das Zentrum des Blattschopfes zu schützen. Bei jungen Pflanzen ist das durch einen einfachen Überbau mit Folienabdeckung möglich (Abb. 27). Bei älteren Pflanzen ist dieses "Beschirmen" jedoch aufwändig (Abb. 28), so dass sich auch hier die Frage aufdrängt, ob solche Arten für Pflanzungen in Privatgärten überhaupt zu empfehlen sind (DÖRKEN & STEINECKE 2009, 2010).

Zahlreiche Arten überstehen in der mitteleuropäischen Freilandkultur wintermilde Jahre problemlos, werden aber durch Extremwinter stark geschädigt und frieren bis zum Boden zurück. Manche treiben im Frühjahr von der Basis her neu aus wie z. B. der Feigenbaum (*Ficus carica*, Abb. 29) und der Kugel-Sommerflieder (*Buddleja globosa*, Abb. 30). Jedenfalls erlangen solche Arten nicht ihre am Naturstandort arttypische Wuchsform. Einige am Naturstandort baumförmig wachsende Exoten treten daher bei uns nur strauchförmig auf. Hier ist wohl die Frage berechtigt, ob solche Arten überhaupt als kulturwürdig anzusehen sind. Weil sie viel in die jährliche vegetative Regeneration investieren müssen, blühen und fruchten sie oft seltener oder gar nicht.

Abb. 29: Feigenbaum (*Ficus carica*), sich nach Zurückfrieren durch Stockauschlag aus der Basis regenerierende Pflanze (V. M. DÖRKEN).

Abb. 30: Kugel-Sommerflieder (*Buddleja globosa*), sich nach Zurückfrieren durch Stockausschlag aus der Basis regenerierende Pflanze (V. M. DÖRKEN).

Oft wird leichtsinnig (oder sogar fahrlässig) behauptet, eine Art sei bei uns problemlos im Freiland kultivierbar, ohne dass gesicherte Erkenntnisse über deren tatsächliche Winterhärte vorliegen. Dies gilt insbesondere für Arten, die aus Regionen stammen, die dem mitteleuropäischen Großklima ähnlich sind. Diese Arten müssten eigentlich mit den tiefen winterlichen Temperaturen problemlos zurechtkommen. Es spielen aber weitere Faktoren eine große Rolle, wie die Wahl des Substrates am Pflanzort oder ein vom Naturstandort abweichender Niederschlag. In Mitteleuropa führt die vorherrschende Winternässe bei Arten, die aus wintertrockenen Regionen stammen, zu einer starken Einschränkung der Winterhärte, da die Pflanzen häufig mit Wurzelfäule zu kämpfen haben. Solche Arten sind zwar durchaus als frosthart aber nicht als winterhart zu bezeichnen (DÖRKEN & STEINECKE 2009, 2010).

6 Kulturhinweise für frostgefährdete Arten

Bei der Pflanzung frostgefährdeter Arten muss nicht nur auf die Kältezone nach HEINZE & SCHREIBER (1984), sondern unbedingt auf das Kleinklima des Standortes geachtet werden. Hierbei spielen Kaltluftbahnen und Kaltluftstaugebiete sowie Exposition und Hangneigung eine wichtige Rolle. Besonders in der Jugendphase brauchen viele Arten einen geeigneten Kälteschutz. Sinnvolle Schutzmaßnahmen gegen Frost sind das Einwickeln der oberirdischen Pflanzenteile mit Vlies oder Jute (Abb. 31) sowie das großzügige Abmulchen des Wurzeltellers mit Rindenhäcksel. Andere Arten, wie die Japanische Faserbanane (*Musa basjoo*) bedürfen einer großzügigen Abdeckung mit Falllaub (Abb. 32). Eine langfristige Maßnahme kann auch die Pflanzung von größeren, winterharten Schutzgehölzen darstellen, die z. B. beschatten, abfließende Kaltluft umlenken und Windgeschwindigkeiten mindern. Der Boden muss gut drainiert sein, sodass Stauwasser im Wurzelraum vermieden wird. Der Nachteil eines gut drainierten Bodens ist allerdings, dass bei sommerlicher Trockenheit häufiger gegossen werden muss.

Abb. 31: Wollemie (*Wollemia nobilis*) mit Vlies als Winterschutz (V. M. DÖRKEN).

Abb. 32: Japanische Faserbanane (*Musa basjoo*), mit Falllaubabdeckung als Überwinterungsschutz (V. M. DÖRKEN).

Auch der Zeitpunkt der Pflanzung kann die Winterhärte erhöhen. Im Frühjahr gepflanzte Individuen haben im Gegensatz zu Herbstpflanzungen die Möglichkeit, sich vor dem Eintreten der ersten Fröste gut im Substrat einzuwurzeln. Auch die Herkunft einer Pflanze spielt eine entscheidende Rolle, da die Frosthärte auch innerhalb einer Art variiert. So werden Arten aus unseren Breitengraden, die man weiter im Norden mit deutlich kürzeren Vegetationsperioden pflanzt, durch die wesentlich früher einsetzenden Fröste nachhaltig geschädigt. Ihre Triebe sind zum Zeitpunkt des ersten Frostes noch nicht ausreichend ausgereift. Um ein rechtzeitiges Ausreifen von Trieben sicherzustellen, muss auf Düngungen bereits ab Anfang August verzichtet werden. Dadurch wird sichergestellt, dass nicht noch weiter in neue Biomasse investiert wird, sondern die bereits ausgebildeten Triebe und Blätter genügend ausreifen.

Im Baumschulhandel ist eine deutliche Zunahme immergrüner Arten zu verzeichnen, die bei uns im Winter durch Frosttrocknis gefährdet sind (z. B. *Photinia villosa*, *Quercus ilex*, *Nothofagus dombeyi*, *Prunus lusitanica* oder *Eriobotrya japonica*). Daher sollte bei der Wahl eines geeigneten Standortes auf eine vor Wintersonne und austrocknenden Winden geschützte Lage geachtet werden. Netze zum Schattieren können helfen, die Transpirationsraten herabzusetzen. Um die Belastung durch Trockenstress zu minimieren, empfiehlt es sich, vor zu erwartenden Frösten bzw. danach ausreichend zu wässern (dies gilt auch für Koniferen).

Literatur

BRESINSKY, A., KÖRNER, C., KADEREIT, J. W., NEUHAUS, G. & SONNEWALD, U. 2008: Strasburger, Lehrbuch der Botanik, 36. Aufl. – Heidelberg: Spektrum.

DÖRKEN, V. M. & STEINECKE, H. 2010: Winterhärte und Frostresistenz exotischer Gehölze nach zwei Extremwintern. – Gartenpraxis 2010(7): 16-22.

DÖRKEN, V. M. & STEINECKE, H. 2009: Frostschäden an Gehölzen im Winter 2008/2009. – Gartenpraxis 2009(8): 36-39.

HEINZE, W. & SCHREIBER, D. 1984: Eine neue Kartierung der Winterhärtezonen für Gehölze in Europa. – Mitt. Dtsch. Dendrol. Ges. 75: 11-56.

KIERMEIER, P. 1993: Lebensbereiche der Gehölze. – Pinneberg: Grün ist Leben.

LARCHER, W. & HÄCKEL, H. 1985: Die nicht parasitären Krankheiten, 5. Teil: Meteorologische Pflanzenpathologie, Witterung und Klima als Umweltfaktoren, Kälte und Frost. – Berlin, Hamburg: Parey.

SACHWEH, U. 1987: Grundlagen des Gartenbaues, 3. Aufl. – Stuttgart: Ulmer.

WEILER, E. W. & NOVER, L. 2008: Allgemeine und molekulare Botanik. – Stuttgart: Thieme.

LWL-Museum für Naturkunde &
Westfälischer Naturwissenschaftlicher
Verein e. V. (WNV)
Dr. Bernd Tenbergen
LWL-Museum für Naturkunde
Sentruper Str. 285, 48161 Münster
Tel.: 0251/5916020
E-Mail: Bernd.Tenbergen@lwl.org

Bochumer Botanischer Verein e. V.
Prof. Dr. Henning Haeupler
Dr. Armin Jagel
E-Mail: info@botanik-bochum.de
www.botanik-bochum.de

Einladung zum 46. Westfälischen Floristentag

Sonntag, den 18. März 2012

Programm

9.30 Uhr Öffnung des Tagungsbüros mit Büchertischen

10:00 Uhr **Prof. Dr. Henning Haeupler (Bochum) & Dr. Bernd Tenbergen (Münster):** Begrüßung

10:05 Uhr **Dr. Bernd Tenbergen (Münster):** Von Botanisiertrommeln, botanischen Illustrationen und Sammlungen – Kurioses und Neuzugänge im Herbarium Münster (MSTR)

10:25 Uhr **Dr. Walter Bleeker (Osnabrück):** Der Beitrag des Tierarztes Johann Hermann Horst (1777-1863) zur Flora von Bielefeld (JÜNGST 1837)

10:45 Uhr **Jean Claessens & Jacques Kleynen (Geulle/NL):** Täuschung und Betrug: Wie wird es gemacht? – Beispiele aus der Bestäubung europäischer Orchideen

11:30 Uhr Kaffeepause im Untergeschoss

12:00 Uhr **Dr. Götz H. Loos (Kamen):** Übersehene Korbblütler

12:20 Uhr **Bernd Margenburg (Bergkamen) & Hans Jürgen Geyer (Lippstadt):** Pflege eines Magerrasenhanges im Kreis Soest mit Ziegenbeweidung

12:40 Uhr **Ingo Hetzel (Herten):** Ausbreitung klimasensitiver Zier- und Nutzgehölze in Wäldern des Ruhrgebiets

13:00 Uhr Mittagspause

14:30 Uhr **Peter Gausmann (Dortmund):** Die Industriewälder des Ruhrgebiets – Diversität und Entwicklung neuartiger anthropogener Waldformationen

14:55 Uhr **Dr. H. W. Bennert (Ennepetal):** Triploidie – Sackgasse der Evolution? Beispiele aus der einheimischen Farnpflanzenwelt

15:20 Uhr **Dr. F. Wolfgang Bomble (Aachen):** Der Kornkrümmungs-Merkmalskomplex von *Bromus* Sect. *Bromus*: keine Co-Evolution der Kulturmerkmale mit dem Getreide

15:40 Uhr Kurzmitteilungen zu verschiedenen Themenbereichen (bemerkenswerte Funde, Veranstaltungen, Projekte etc.): Vortragende bitte spätestens zu Tagungsbeginn bei Prof. Dr. Haeupler oder Dr. Tenbergen anmelden

16:00 Uhr **Fred Bos (Winterswijk/NL):** Landschaft und Pflanzenwelt der Südküste West-Australiens

16.45 Uhr Ende der Tagung

Tagungsort: Großer Vortragssaal im Liudgerhaus (Tagungshaus im ehemaligen Priesterseminar, 2. Etage), Überwasserkirchplatz 3, 48143 Münster. Bahnreisende können vom Hauptbahnhof aus die Buslinien 1, 5, 14, 563 und R22 nutzen, Zielhaltestelle Prinzipalmarkt. Der Fußweg vom Hbf. beträgt 15-20 Min. (über Bahnhofstr., Salzstr., Prinzipalmarkt; der Dom und die Überwasserkirche sind nicht zu übersehen). Parken ist z. B. auf dem Domplatz und auf dem Parkplatz an der Georgskommende möglich. Die **Tagungsgebühr** beträgt 5 €!