©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Tuexenia 23: 163–180. Göttingen 2003.

Zur Verbreitung, Biologie und Ökologie von *Viola uliginosa* BESS. (*Violaceae*) in Deutschland

– Christian Böhm, Klaus Stetzka–

Zusammenfassung

In Deutschland zählt das Moorveilchen (*Viola uliginosa*) zu den stark vom Aussterben bedrohten Pflanzenarten. Letzte Vorkommen befinden sich in Bruchwäldern Ostsachsens, im Verwaltungsbereich des Biosphärenreservates „Oberlausitzer Heide- und Teichlandschaft" Mittels vegetationskundlicher, ökophysiologischer, hydro- und bodenchemischer sowie keimungsbiologischer Untersuchungen wurden Informationen zu Habitatansprüchen und Gefährdungspotentialen sowie zur Fortpflanzungsbiologie dieser seltenen Art gewonnen. Die vorliegenden Ergebnisse zeigen, dass *Viola uliginosa* gegenüber den Umweltfaktoren Licht, Wasser und Boden einen ausreichenden physiologischen Toleranzbereich besitzt, um unter den gegebenen Habitatbedingungen zu überleben. Stattgefundene sowie sich abzeichnende Veränderungen der Lebensräume (insbesondere Austrocknung des Bodens, Toxizität durch Schwermetalle) stellen jedoch eine ernst zu nehmende Gefahr dar. Obwohl *Viola uliginosa* sich in der Natur nicht generativ fortzupflanzen scheint, konnte unter Laborbedingungen durch die Anwendung einer Kaltnassstratifikation ein relativ hohes Keimprozent realisiert werden. Dieser Tatsache kommt vor allem im Hinblick auf eine künstliche (Wieder-)Ansiedlung besonderer Bedeutung zu.

Abstract: Distribution, biology and ecology of *Viola uliginosa* BESS. (*Violaceae*) in Germany

Viola uliginosa is a very endangered species in Germany. The last habitats are located in swamp forests of eastern Saxony, in the biosphere reserve "Oberlausitzer Heide- und Teichlandschaft" With phytosociological, ecophysiological, water- and soil-chemistry as well as germination analyses informations were obtained on habitat conditions, potential endangerments and possibilities of reproduction for this rare spiecies. The results showed that *Viola uliginosa* has high physiological tolerance to existing light, water and soil conditions. Existing as well as new modifications of habitats (especially soil drainage and heavy metals pollution) represent a grave danger. Although *Viola uliginosa* appears not to reproduce generatively in nature, a relatively high germination could be attained in the laboratory by means of cold-wet stratification. This factor would be very important for artificial re-establishment of this species.

Keywords: distribution, ecology, swamp forest, germination, *Viola uliginosa.*

1. Einleitung

Die Bestände des nach MEUSEL et al. (1978) hauptsächlich im nördlichen Küstenbereich der Ostsee beheimateten Moorveilchens (*Viola uliginosa*) sind in vielen Ländern des Verbreitungsgebietes gefährdet. Auch in Deutschland gehört die Art zu den stark bedrohten Pflanzenarten (KORNECK et al. 1996). Nachgewiesene Vorkommen – innerhalb der heute gültigen Staatsgrenzen der Bundesrepublik Deutschland – beschränkten sich auch in früherer Zeit hauptsächlich auf das Gebiet der niederschlesischen Oberlausitz (KÖLBING 1828, WIMMERS 1857, BARBER 1917, SCHULTZE 1926). Als Besiedler lichter Bruchwälder und mooriger Wiesen ging diese ohnehin seltene Art besonders in den letzten 60 Jahren durch Meliorationsmaßnahmen, Flußbegradigungen etc. stark zurück, so dass zahlreiche Vorkommen erloschen. Heute existieren deutschlandweit lediglich in der Nähe von Niesky (ca. 25 km westlich von Görlitz) noch einige Bestände. Sie bilden die Westgrenze des Gesamtverbreitungsareals (MEUSEL et al. 1978).

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

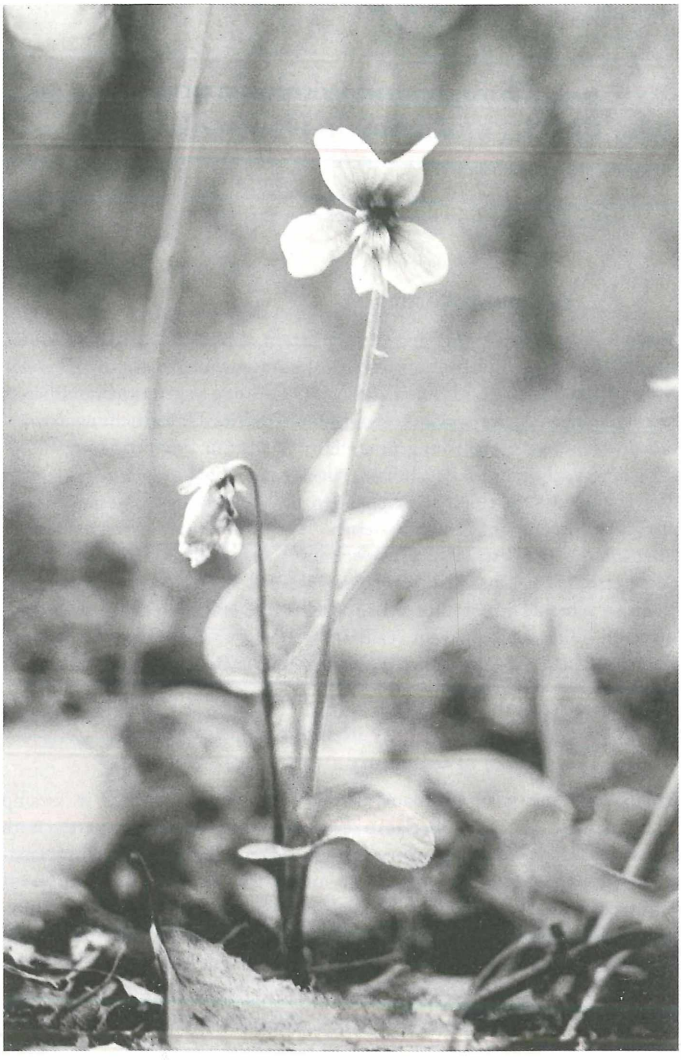

Abb. 1: *Viola uliginosa* (Moorveilchen).

Trotz Schutzgebietsausweisung und Bemühungen um Distanz zu negativen anthropogenen Einflüssen sind die letzten Rückzugsgebiete dieser Art und somit die Art selbst bedroht. Über ökologische und biologische Ansprüche von *Viola uliginosa* ist bisher nur sehr wenig bekannt. Da aber Kenntnisse zur Art bzw. zu ihrem Habitat für deren Erhaltung von außerordentlicher Wichtigkeit sind, war es das Ziel dieser Untersuchungen, detailliertere Informationen zu Standortsansprüchen sowie zur Fortpflanzungsstrategie von *Viola uliginosa* zu erhalten.

2. Charakterisierung des Untersuchungsgebietes

Das in der Oberlausitzer Heide- und Teichlandschaft gelegene deutsche Verbreitungsareal der Art *Viola uliginosa* entspricht dem Untersuchungsgebiet und umfasst insgesamt eine Fläche von ca. 2 ha. Es kann in 3 zusammenhängende und voneinander abgrenzbare Wuchsortkomplexe gegliedert werden. Diese werden im Folgenden als Wuchsorte I, II bzw. III bezeichnet. Während in den Wuchsorten I und III recht homogene Kleinreliefbedingun-

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

gen vorzufinden sind, ist der Wuchsort II durch ein stark ausgeprägtes Bulten-Schlenken-System geprägt. Die gesellig lebende Art *Viola uliginosa* bildet im Bereich dieser Wuchsorte voneinander abtrennbare Pflanzengruppen, welche sich zum Teil aus nur wenigen Individuen zusammensetzen, teilweise aber auch bis zu mehreren Quadtratmetern große Flächen bilden. Im weiteren Textverlauf werden diese *Viola uliginosa*-Gemeinschaften unter der Bezeichnung „Subpopulation" angeführt. Insgesamt wurden 64 solcher Subpopulationen ausgeschieden (Wuchsort I: 6; Wuchsort II: 54 und Wuchsort III: 4).

Das Untersuchungsareal erstreckt sich vornehmlich im Überflutungsbereich des angrenzenden Fließgewässers „Schwarzer Schöps" (Nebenfluß der Spree) und ist durch eine jahreszeitliche und nach DÖRING-MEDERAKE (1991) und ELLENBERG (1996) für Bruchwälder typische Rhythmik des Grundwasserspiegels gekennzeichnet, welche mit dem Wasserstand dieses Fließgewässers korreliert.

Als potentielle natürliche Vegetation wird im ENTWICKLUNGSPLAN DES BOHTL (1993) für das Gebiet des Wuchsortes I ein *Sphagno-Alnetum* und für das Gebiet der Wuchsorte II und III ein *Carici-Alnetum* angegeben. Dies entspricht weitestgehend der aktuellen Vegetation.

Das Areal wird von känozoischen Ablagerungen bestimmt und gehört zur diluvial entstandenen Niederterrasse der pleistozänen Weichsel-Kaltzeit, welche durch Flusssande und -kiese gekennzeichnet ist (GEOLOGISCHE ÜBERSICHTSKARTE VON SACHSEN 1930, ENTWICKLUNGSPLAN DES BOHTL 1993). Über diesen Ablagerungen befindet sich eine dünne Moordecke. Das untersuchte Gebiet ist den mäßig nährstoffhaltigen bis ziemlich armen, selten kräftigen, grundnassen organischen Nassböden (OM 2-Standort) zuzurechnen (vgl. auch ARBEITSKREIS STANDORTSKARTIERUNG 1996). Die Böden der Wuchsorte I und II wurden wegen der relativ mächtigen Torfhorizonte (> 30 cm) und dem hohen Anteil an organischer Substanz (40 – 70 %; vgl. Glühverlust in Tab. 3) den Niedermooren zugeordnet (vgl. SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 1998). Im Wuchsort III wies der Boden größerer Arealabschnitte Anmoorcharakter auf.

Die untersuchten Flächen liegen ca. 143 m über NN und gehören zum hochcollin beeinflussten Lausitzer Klima (Makroklimaform φ), welches sich durch einen mittleren Jahresniederschlag von 580 – 660 mm (Zeitraum der Messung: 1901 – 1950) auszeichnet (vgl. KOPP & SCHWANECKE 1994). Während der Vegetationsperiode (April – September) fallen ca. 59 % der Niederschläge (ENTWICKLUNGSPLAN DES BOHTL 1993). Die Jahresmitteltemperatur beträgt durchschnittlich 8,6 °C. Im wärmsten Monat Juli werden Durchschnittstemperaturen von 18,1 °C erreicht. Mit –0,7 °C ist der Januar im Mittel der kälteste Monat. (vgl. ENTWICKLUNGSPLAN DES BOHTL 1993).

3. Material und Methoden

3.1. Standortökologische und pflanzensoziologische Untersuchungen

Zur detaillierten Charakterisierung der Artenzusammensetzung in der unmittelbaren Umgebung von *Viola uliginosa* und zur Herauskristallisierung kleinflächiger Unterschiede wurden auf insgesamt 43 1 m x 1 m großen Flächen, welche Subpopulationen der untersuchten Art vollständig oder teilweise beinhalteten, vegetationskundliche Aufnahmen durchgeführt. Die Schätzung der Artmächtigkeit erfolgte nach LONDO (1976). Die Nomenklatur der Gefäßpflanzen richtet sich nach SCHMEIL & FITSCHEN (2000), jene der Moose nach FRAHM & FREY (1992).

Für jedes dieser Aufnahmequadrate wurden mit Hilfe des Computerprogramms Flora/D – getrennt nach Moos- und Krautschicht – durchschnittliche ungewichtete Licht-, Feuchte- und Reaktionszahlen berechnet. Die Zuordnung der Zeigerwerte richtete sich nach ELLENBERG et al. (1992).

Desweiteren erfolgte die Einstufung der Arten in ökologische Artengruppen, in Anlehnung an ARBEITSKREIS STANDORTSKARTIERUNG (1996) und ELLENBERG (1996).

Die Erhebung der Bodenfeuchtedaten erfolgte von November 1999 bis Juni 2000 im wöchentlichen bis 14-tägigen Rhythmus mittels einer TDR-Sonde (Trime-FM Feldmessgerät). Erfasst wurde die durchschnittliche Bodenfeuchtigkeit bis in eine Bodentiefe von 16 cm. Die Messung erfolgte an 23 Meßpunkten unter Einbeziehung von 18 verschiedenen *Viola uliginosa*-Subpopulationen.

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Unter Anwendung der hemisphärischen Fotografie wurden Informationen zum Strahlungsangebot (Schirmstrahlung (10° um den Zenit) und gesamte diffuse Strahlung) während der Hauptblütezeit (Ende März) gewonnen. Die Aufnahmen erfolgten bei absolut homogenem Himmel mit einem niedrig-empfindlichen, sehr hoch auflösenden MACOPHOT-ORTHO 25 – Schwarz-Weiß-Film und unter Anwendung eines Fotoapparates des Typs AE 1 und einem 7,5 mm f/5,6-Fisheye-Objektives (beide Firma Canon). Als Belichtungsmesser wurde ein GOSSEN LUNASIX 3S mit Spotaufsatz verwendet. Nach erfolgter Digitalisierung wurden die Bilder mit Hilfe der Software „OPTIMAS" (Firma Bioscan) nach WAGNER (1994) ausgewertet.

3.2. Fortpflanzungsbiologische Analysen

Das für die Saatgutprüfungen verwendete Material stammte von Subpopulationen der Wuchsorte I und II. Die Entnahme des Saatgutes erfolgte nach erteilter Genehmigung durch das Regierungspräsidium Dresden als höhere Naturschutzbehörde.

Die Prüfung auf Hartschaligkeit erfolgte gravimetrisch an 5 x 20 Samen je Wuchsort, anlehnend an BANSAL et al. (1980). Hierzu wurden die Saatgutproben über eine Zeitspanne von 48 Stunden in Leitungswasser eingeweicht. Eine Gewichtsbestimmung erfolgte aller 8 Stunden.

Die Durchführung des Tetrazoliumtestes zur Überprüfung der Samen auf Lebensfähigkeit geschah in Anlehnung an die Richtlinien der ISTA (1993) und MOORE (1986). Aufgrund der Rarität des Saatgutes wurden anstelle von 4 x 100 nur 4 x 25 Samen je Wuchsort überprüft. Die für den Test erforderliche Präparation der Samen erfolgte nach BÖHM (2001).

Die methodische Durchführung der Untersuchungen zur Überwindung der Keimruhe bei *Viola uliginosa* erfolgte anlehnend an die Empfehlungen der ISTA (1993) zur Brechung der Keimruhe bei *Viola*-Arten. Insgesamt wurden pro Wuchsort 18 x 25 Samenkörner ausgezählt. 2 x 25 Samen kamen sofort auf angefeuchtete Rundfilter. Diese wurden auf einen Jacobsen-Keimapparat gegeben, welcher auf eine Temperatur von 22 °C eingestellt wurde. Die anderen 16 Sets Samenkörner wurden einer Kaltnassbehandlung unterzogen. Hierzu wurden jeweils 4 Lagen Rundfilter in eine Petrischale gelegt, mit einer 0,2%igen KNO_3-Lösung angefeuchtet und bei 4 °C gelagert. Um zu überprüfen, inwieweit Licht die Keimung beeinflusst, wurde die Hälfte der Sets während der Kaltnassbehandlung zusätzlich einer Lichtquelle ausgesetzt. Nach einer Woche Vorkühlung wurden die ersten Sets (pro Wuchsort 2 Petrischalen: mit und ohne Lichtquelle) aus dem Kühlschrank genommen und auf den Jacobsen-Keimapparat überführt. Diese Prozedur erfolgte ebenfalls nach 2, 4 und 8 Wochen Vorkühlung. Die Auszählung der gekeimten Samen erfolgte wöchentlich. Der Same galt als gekeimt, wenn die Keimwurzel eine Länge von 1 mm erreicht hatte.

Die Ergebnisse der Saatgutprüfung (Hartschaligkeit, Tetrazoliumtest) wurden mit Hilfe des Mann-Whitney U-Testes unter Anwendung der Software Statistica Version '99® (Firma Statsoft) statistisch ausgewertet (vgl. BÖHM 2001). Hierbei wurden die verwendeten Herkünfte (Wuchsort I und II) separat behandelt.

3.3. Boden- und Hydrochemische Untersuchungen

Die Gewinnung der Bodenproben erfolgte an den Wuchsorten I, II und III jeweils an 4 gleichmäßig verteilten Punkten, getrennt nach 4 Tiefenstufen: 0 – 5, 5 – 10, 10 – 20 und 20 – 30 cm.

Die Entnahme der Wasserproben wurde einmal monatlich während der Hauptwachstumsphase von *Viola uliginosa* (März – Juni) – durchgeführt. An den Wuchsorten I und II wurde oberflächennahes Wasser und am Wuchsort III Wasser aus dem Uferbereich des angrenzenden und die dortigen Subpopulationen sehr stark beeinflussenden Flusses gewonnen.

Die Bestimmung der pH-Werte des Bodens erfolgte sowohl in destilliertem Wasser als auch in einer 0,01 M $CaCl_2$-Lösung (Boden-Wasser-Verhältnis 1 2,5; Doppelbestimmung) elektrometrisch mittels Glaselektrode an einem pH-Meter der Firma Mettler Toledo (vgl. SCHLICHTING et al. 1995). Nach der selben Methode wurden die pH-Werte der Wasserproben ermittelt.

Die Bestimmung des Glühverlustes (Humusgehalt) erfolgte gravimetrisch an lufttrockener Feinerde nach SCHLICHTING et al. (1995).

Zur Ermittlung des organischen Gesamtkohlenstoffs (Corg) (welcher aufgrund des zu vernachlässigenden Carbonatgehaltes mit dem Gesamtkohlenstoff (Ct) gleichzusetzen ist) und des Gesamtstickstoffs (Nt) wurde lufttrockene Feinerde mit Hilfe einer Scheibenschwingmühle (Firma Retsch RS 1) gemahlen und anschließend im Heißluftstrom eines CNS-Analysators (vario EL, Firma Heraeus) vollständig verbrannt.

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Die Extraktion der pflanzenverfügbaren (mobilen) Schwermetalle erfolgte mittels NH_4NO_3 nach ZEIEN & BRÜMMER (1991) an lufttrockener Feinerde. An einem PQ 2+-Analysegerät (Firma VG-Elemental) wurden die Konzentrationen der mobilen Schwermetallfraktionen massenspektroskopisch ermittelt.

Die Bestimmung der elektrischen Leitfähigkeit erfolgte unter Anwendung eines pH-LF 3001-1-Messgerätes (Firma Neukum-Elektronik) mit 2000 µS/cm.

Für die Bestimmung der Gehalte an gelöstem organischen Kohlenstoff (DOC) und gelöstem Gesamtstickstoff ($Nt_{(H_2O)}$) sowie der Chloridkonzentration des Wassers wurden die Wasserproben mit Hilfe einer Vakuumpumpe durch OE 67 Membranfilter (0,45 µm, Ø 50 mm; Fa. Schleicher und Schuell) filtriert.

Die Bestimmung des DOC und $Nt_{(H_2O)}$ erfolgte mittels des Multi-NC-Analysators (Firma Jena Analytiks).

Am Continuous-Flow Autoanalysator der Firma Skalar wurde photometrisch der Gehalt an Ammoniumstickstoff (NH_4^+-N) (λ = 540 nm), Nitratstickstoff (NO_3 -N) (λ = 660 nm) und Chlorid (Cl^-) (λ = 600 nm) ermittelt. Der mineralische Stickstoff ergibt sich aus der Summe von NH_4^+-N und NO_3 -N.

Die statistische Auswertung, getrennt nach Wuchsort und Tiefenstufe, folgt den angewandten Methoden bei der Saatgutprüfung (vgl. 3.3.)

4. Ergebnisse

4.1. Vegetationskundliche und ökophysiologische Untersuchungen
(Tab. 1 im Anhang)

Obwohl die Aufnahmequadrate der jeweiligen Wuchsorte sich in einem überschaubaren Umkreis befanden, differierten ihre durchschnittlichen ungewichteten Zeigerwerte teilweise beträchtlich. In der Abbildung 2 werden die Spannweiten der Zeigerwerte (Licht-, Feuchte- und Reaktionszahl) der Wuchsorte I und II – getrennt nach Kraut- und Moosschicht – grafisch dargestellt. Aufgrund des geringen Vorkommens von *Viola uliginosa* wurden die im Wuchsort III durchgeführten vegetationskundlichen Aufnahmen nicht in die Grafik integriert.

An beiden dargestellten Wuchsorten repräsentiert die Krautschicht im Durchschnitt **Lichtzahlen** zwischen 5 und 7, wobei die Mehrheit der Aufnahmeflächen mittlere Lichtzahlen zwischen 6 und 6,5 aufweisen (vgl. Abb. 2). Die größten Amplituden wurden am Wuchsort II festgestellt. Hier beträgt die mittlere Lichtzahl im Bereich der Subpopulation II/9 6,8. In der Subpopulation II/39 – wo typische Halblichtpflanzen wie *Caltha palustris* und *Filipendula ulmaria* fehlen – nimmt sie lediglich einen Wert von 4,8 ein (vgl. Tab. 1). Die aufgenommenen Moosarten weisen bezüglich ihres Lichtanspruches allgemein größere Spannweiten auf (im Wuchsort II zwischen 4 und 8). Im Mittel ist die Moosschicht durch weniger lichtbedürftige Arten gekennzeichnet.

Bezüglich der **Feuchtezahl** unterscheiden sich Kraut- und Moosschicht sehr deutlich voneinander (vgl. Abb. 2). Bei den krautigen Vertretern dominieren Feuchte- und Nässezeiger. So bewegen sich die ermittelten Feuchtezahlen im wesentlichen zwischen 7,8 und 8,5. In der Moosschicht sind hingegen hauptsächlich Frischezeiger zu finden (Feuchtezahl meist zwischen 5 und 6,5). Durch diese Abweichungen wird die Verschiedenheit der Wuchsorte sichtbar. So siedeln die Moose vor allem auf den trockeneren Bulten und Wurzelanläufen, während die Kräuter vornehmlich den Wassergehalt des stark durchnässten Bodens repräsentieren. Aufgrund eines hier ausgeprägteren Bulten-Schlenken-Systems variierten die kleinstandörtlich auftretenden Wuchsortunterschiede am Wuchsort II stärker. Beispiele für besonders nasse Gebiete sind die Aufnahmeflächen 14 (Subpopulation II/9) und 17 (II/14), für trockenere Bereiche 34 (II/39) und 38 (II/49). Im Wuchsort I ist vor allem die Subpopulation I/6 (Aufnahmequadtrat 8) durch hohe Feuchtezahlen gekennzeichnet (vgl. Tab. 1).

Die größten Differenzen zwischen den Aufnahmeflächen innerhalb einer Vegetationsschicht zeigen sich bezüglich der mittleren **Reaktionszahl** (vgl. Abb. 2). Die Moosschicht stellt an beiden Wuchsorten den Hauptteil der Säurezeiger. Besonders deutlich ausgeprägt ist dies in den Aufnahmeflächen 6 (Subpopulation I/5) und 41 (II/54). Hier ergeben sich

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

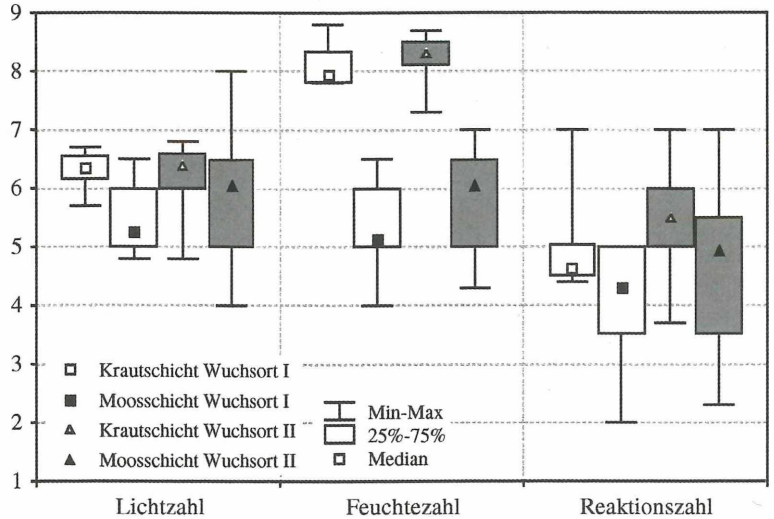

Abb. 2: Spektren ungewichteter Zeigerwerte der Wuchsorte I und II unter Berücksichtigung der Trennung von Kraut- und Moosschicht.

mittlere Reaktionszahlen von 2 bzw. 2,3 (vgl. Tab. 1). Die niedrigen Werte weisen auf verstärkte Versauerungserscheinungen von Stammfußbereich und Bodenoberfläche hin. Die Krautschicht des Wuchsortes I ist stärker durch Säurezeiger gekennzeichnet als jene des Wuchsortes II. Die Reaktionszahl 7 (Aufnahmefläche 1) stellt am Wuchsort I eine Ausnahme dar.

Die allgemeine Charakterisierung der Standortsansprüche von *Viola uliginosa* im deutschen Verbreitungsareal erfolgt durch die Zuordnung von Zeigerwerten. Hierbei wird angenommen, dass die gemittelten Zeigerwerte der Aufnahmequadrate (vgl. Tab. 1), in welchen diese Art präsent ist, ihr ökologisches Verhalten widerspiegeln. Da *Viola uliginosa* sowohl auf den moosreichen, flachgründigen Bulten und Stammfußbereichen als auch in den stärker durch krautige Pflanzen gekennzeichneten Schlenken wächst, finden die aus beiden Vegetationsschichten gemittelten Zeigerwerte (vgl. Tab. 1) Anwendung. Auf Grundlage dieser Durchschnittszahlen erfolgt die Aufstellung von Zeigerwerten für die Art *Viola uliginosa*. Diese sind der Tab. 2 zu entnehmen.

Nach den Zeigerwertdefinitionen von ELLENBERG et al. (1992) wäre diese Art bezüglich des ökologischen Verhaltens damit folgendermaßen einzustufen:

Lichtzahl: zwischen Halbschatten- und Halblichtpflanzen, selten bei weniger als 20 % relativer Beleuchtungsstärke.

Feuchtezahl: zwischen typischen Feuchte- und Nässezeigern stehend.

Reaktionszahl: indifferentes Verhalten.

Die aufgestellten Zeigerwerte sind schon aufgrund der wenigen Vorkommen äußerst kritisch zu betrachten und können im Höchstfall auf die deutschen Restpopulationen angewendet werden.

Weitere Beobachtungen basieren auf der Stetigkeit einzelner, mit *Viola uliginosa* vergesellschafteter Arten. Wie Tabelle 1 zeigt, tritt in sämtlichen Aufnahmequadraten des Wuchsortes I neben *Viola uliginosa* auch *Lysimachia vulgaris* auf. Am Wuchsort II sind die Pflanzen in 85 % der Flächen mit *Peucedanum palustre* vergesellschaftet. Da die genannten Arten in kleinstandörtlicher Hinsicht großenteils die gleichen Lebensräume wie *Viola uliginosa* besiedeln, werden Ähnlichkeiten hinsichtlich des ökologischen Verhaltens vermutet. Die der Tabelle 2 zu entnehmenden Zeigerwerte (nach ELLENBERG et al. 1992), lassen weitestgehend Übereinstimmungen erkennen.

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Tab. 2: Zugeordnete Zeigerwerte von *Viola uliginosa* im Vergleich zu denen ausgewählter, vergesellschafteter Arten

	Viola uliginosa	*Peucedanum palustre*	*Lysimachia vulgaris*
Lichtzahl	6	7	6
Feuchtezahl	8	9	8
Reaktionszahl	X	X	X

X Indifferentes Verhalten

Als Ergänzung zu den mit Hilfe der Vegetationsanalyse getroffenen Aussagen zu Standortansprüchen von *Viola uliginosa* wurden direkte Messungen der Strahlung, Bodenfeuchtigkeit und -reaktion durchgeführt. Bezüglich der Bodenreaktion bestätigten sich die standörtlichen Differenzen (vgl. 4.3.). Auch hinsichtlich der Bodenfeuchtigkeit konnten zwischen den untersuchten Subpopulationen klare Unterschiede festgestellt werden, welche auf die kleinflächig stark differierenden Lebensraumbedingungen zurückzuführen sind. Der Übersichtlichkeit halber erfolgt in der Abbildung 3 die Darstellung der Bodenfeuchtigkeitsdynamik während der Hauptwachstumsphase von *Viola uliginosa* lediglich am Beispiel von 5 Subpopulationen.

Wie aus dieser Abbildung ersichtlich wird, waren die Pflanzen der einzelnen Subpopulationen sehr verschiedenen Bodenfeuchtigkeitsbedingungen ausgesetzt. So reichte die Amplitude von 35 bis über 90 % Bodenfeuchtigkeit. Am Wuchsort II wurde wegen des hier herrschenden Strukturreichtums (Bulten-Schlenken-System) eine insgesamt größere Spannbreite der Bodenfeuchtebedingungen festgestellt. Auch ein sich abzeichnender und für Bruchwälder typischer jahreszeitlicher Trend der Bodenfeuchtigkeitsschwankungen (Maximum im zeitigen Frühjahr) zeichnete sich nicht an allen Subpopulationen ab. So betrug die Bodenfeuchte in der Subpopulation II/49 während der gesamten Aufnahmezeit zwischen 35 und 40 %. Diese Subpopulation bildet den unteren Grenzbereich. Die feuchtesten Bodenverhältnisse wurden an der Subpopulation II/29 vorgefunden. Hier betrug der Wassergehalt meist 85 bis 95 % (vgl. Abb. 3). Im Herbst und im zeitigen Frühjahr erreichte hier das Wasser im oberen Bodenbereich einen Anteil von über 90 %. Die sich ab März entfaltenden Pflanzen wurden in dieser Zeit vollständig oder zumindest teilweise von Wasser umgeben.

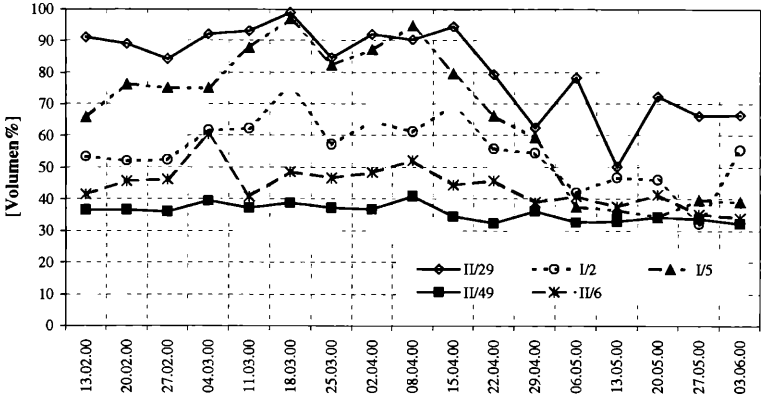

Abb. 3: Der Bodenfeuchtegehalt bis in 16 cm Bodentiefe an ausgewählten Subpopulationen während der Hauptwachstumsphase von *Viola uliginosa*.

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Die mittels hemisphärischer Fotos ermittelte gesamte diffuse Strahlung betrug zwischen 50 und 70 %, wobei die Schirmstrahlung durchschnittlich 20 % höhere Werte einnahm. Zwischen Blütenanzahl bzw. Vitalität und Strahlungsangebot sind keine korrelativen Zusammenhänge erkennbar. Auch hinsichtlich Bodenfeuchtigkeit und -reaktion wurden keine kausalen Beziehungen zu Blühintensität und visuell einschätzbarer Pflanzenvitalität festgestellt (vgl. BÖHM 2001).

4.2. Vermehrungsbiologie

Bezüglich der Prüfung auf Hartschaligkeit zeigte das untersuchte Saatgut der Wuchsorte I und II gleiche Verhaltensweisen. Bereits nach 8 Stunden hatten die Samenkörner mit einer statistischen Sicherheit von 99,9 % signifikant an Gewicht zugenommen, d. h. sie hatten Wasser aufgenommen. Im Durchschnitt wurden die Samen um 46 % ihres Ausgangsgewichtes schwerer. Die Gewichtszunahme weist darauf hin, dass Wasser auch ohne vorhergehende Skarifikation die Samenschale durchdringen kann. Das Saatgut von *Viola uliginosa* ist somit als nicht hartschalig einzustufen.

Der prozentuale Anteil an lebensfähigen (vollständig durch die Tetrazoliumlösung angefärbten) Samen variierte zwischen den Wuchsorten stark. Das „gesündeste" Saatgut wies der Wuchsort I auf. Hier konnten 86 % der Samen als lebensfähig eingestuft werden. Bei dem benachbarten Wuchsort II nahmen die lebensfähigen Samen hingegen nur einen Anteil von 54 % ein. Die Unterschiede zwischen den Wuchsorten waren mit einer statistischen Sicherheit von 97,5 % signifikant. Alle unvollständig angefärbten Samen können als nicht lebensfähig betrachtet werden. Samen, bei denen Embryo und Endosperm nicht vollständig gefärbt waren, traten hierbei in allen Saatgutpartien am häufigsten auf. Das Saatgut des Wuchsortes II wies einen hohen Anteil toter Samen (keinerlei Färbung durch Tetrazoliumlösung) auf. Im Saatgut des Wuchsortes I wurden dagegen keine toten Samenkörner vorgefunden, was zeigt, dass dieses Saatgut auch im Bereich der nicht lebensfähigen Samen am positivsten zu bewerten ist.

Zur Erzielung eines akzeptablen Keimerfolges war eine vorausgegangene Kaltnassstratifikation notwendig. Samen, die nicht bei 4 °C vorgekühlt wurden, zeigten nur eine sehr geringe Keimungsrate (vgl. Abb. 4). So keimten lediglich 8 % der Samen vom Wuchsort I. Von den Samen des Wuchsortes II keimte kein einziger. Die ohne Vorkühlung hervorgebrachten Keimlinge waren nicht lebensfähig und starben schon nach der Ausbildung einer kleinen Keimwurzel ab.

Ein wesentlich besseres Ergebnis konnte mit Saatgut erzielt werden, welches kaltnassstratifiziert wurde. Hier war nicht nur die Keimungsrate bei den meisten Proben wesentlich höher, auch der Zeitpunkt der einsetzenden Keimung lag bedeutend früher. Das vom Wuchsort I stammende Saatgut wies im allgemeinen die höheren Keimprozente auf. So reichte eine Woche Vorkühlung bereits aus, um nach 3 Wochen auf dem Keimtisch ein Keimprozent von 54 zu erreichen (vgl. Abb. 4). Das Saatgut des Wuchsortes II wies im Vergleich zum Wuchsort I ein durchschnittlich geringeres Keimprozent auf. Dies ließ Korrelationen zwischen dem prozentualen Anteil lebensfähiger Samen und dem Anteil gekeimter Samen vermuten. Die höchste Keimungsrate (58 %) erreichte das Saatgut des Wuchsortes II nach 7 Wochen bei vorausgegangener 4-wöchiger Vorkühlung mit Lichteinfluss.

Bei zusammengefasster Betrachtung aller Saatgutproben konnte festgestellt werden, dass der insgesamt größte Keimerfolg zu erzielen war, wenn die Samen eine Woche vorgekühlt wurden. Die Unterschiede zwischen den während der Vorkühlungsphase beleuchteten und unbeleuchteten Saatgutpartien verfolgten während der gesamten Versuchsdauer keinen erkennbaren Trend. Daher ist anzunehmen, dass die Beleuchtungsverhältnisse in der Vorkühlungszeit keinen Einfluß auf das Keimprozent haben.

4.3. Bodenökologische Untersuchungen

Die ermittelten **pH-Werte** der Bodensubstanz nahmen bei den drei untersuchten Wuchsorten mit zunehmender Tiefenstufe zu (vgl. Tab. 3). Der Wuchsort I hob sich bezüglich der

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

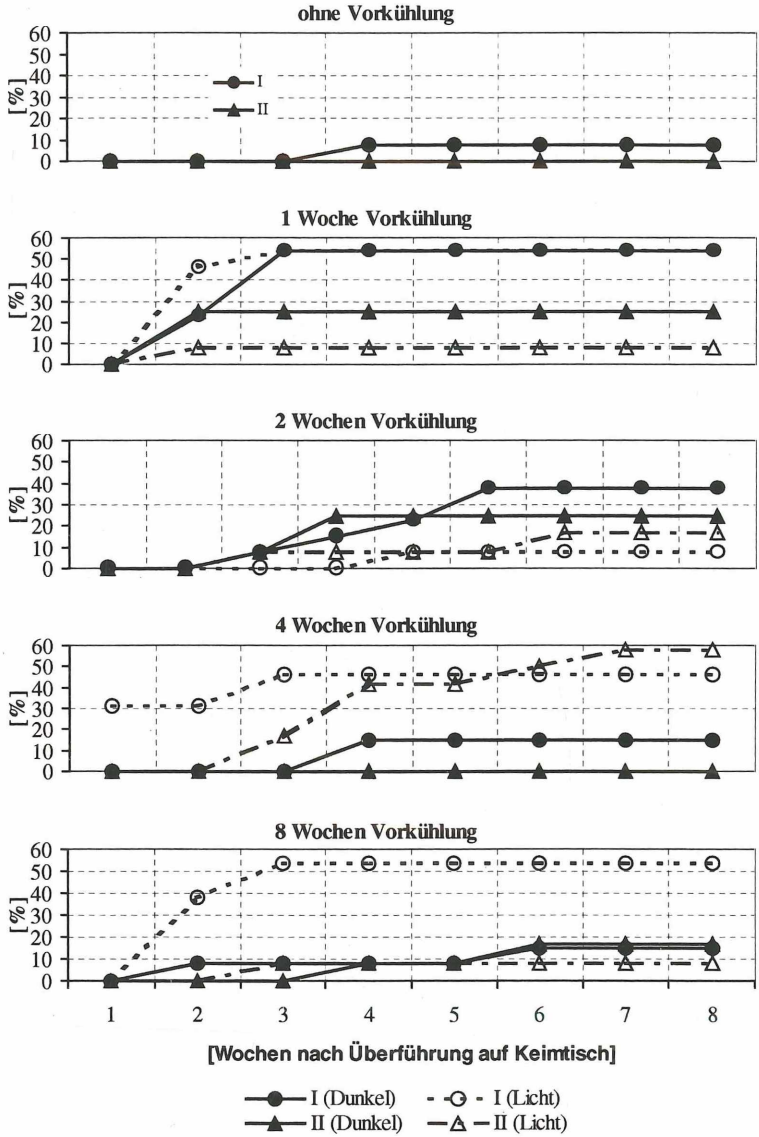

Abb. 4: Prozentualer Anteil gekeimter Samen von *Viola uliginosa* aus verschiedenen Herkunftsgebieten (Wuchsorte I und II) innerhalb eines Zeitraumes von 8 Wochen bei unterschiedlichen Versuchsbedingungen.

Bodenazidität mit einer statistischen Sicherheit von 97,5 % (in der Tiefenstufe 20 – 30 cm lediglich 90 %) signifikant von den anderen Wuchsorten ab. So stieg der pH(H_2O)-Wert von 4,5 (Tiefenstufe 0 – 5 cm) auf 5,3 (Tiefenstufe 20 – 30 cm) an, während die Bodenazidität an den Wuchsorten II und III Werte von 5,6 bzw. 6,0 (Tiefenstufe 0 – 5 cm) bis 6,0 bzw. 6,1 (Tiefenstufe 20 – 30 cm) einnahm.

Der **Glühverlust**, d. h. der Anteil an organischer Substanz, war im Boden des Wuchsortes II in allen Tiefenstufen am höchsten. In der Tiefenstufe 0 – 5 cm wurde hier ein Glühverlust von über 70 % festgestellt. Nach einem durchschnittlichen Anstieg des Aschegehaltes

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Tab. 3: Mittelwerte von pH-Wert, Wassergehalt, Humusgehalt und C/N-Verhältnis sowie der Schwermetalle As, Cd, Ni, Pb und Zn des Bodens der Wuchsorte I, II und III in den Tiefenstufen 0 – 5, 5 – 10, 10 – 20 und 20 – 30 cm (Mai 2000)

Wuchsort I	0 - 5 cm	5 - 10 cm	10 - 20 cm	20 - 30 cm
pH(H_2O)-Wert	4,5	4,6	5,0	5,3
pH($CaCl_2$)-Wert	4,1	4,2	4,5	4,8
H_2O-Gehalt [%]	70	68	69	73
Humusgehalt [%]	56	46	43	41
C/N	16,1	14,9	15,1	18,3
As [mg/kg TS]	0,71	0,55	0,44	0,15
Cd [mg/kg TS]	0,55	0,47	0,43	0,15
Ni [mg/kg TS]	4,20	3,59	3,18	2,19
Pb [mg/kg TS]	9,41	10,92	7,50	2,21
Zn [mg/kg TS]	12,07	3,08	0,50	0,22
Wuchsort II	**0 - 5 cm**	**5 - 10 cm**	**10 - 20 cm**	**20 - 30 cm**
pH(H_2O)-Wert	5,6	5,8	6,0	6,0
pH($CaCl_2$)-Wert	5,2	5,2	5,3	5,4
H_2O-Gehalt [%]	84	84	82	84
Humusgehalt [%]	71	61	51	61
C/N	13,8	13,8	15,5	15,4
As [mg/kg TS]	0,92	1,05	1,75	1,50
Cd [mg/kg TS]	1,29	1,16	0,29	0,63
Ni [mg/kg TS]	8,48	8,51	5,94	8,79
Pb [mg/kg TS]	3,25	5,66	4,51	5,05
Zn [mg/kg TS]	130,40	135,46	69,98	122,09
Wuchsort III	**0 - 5 cm**	**5 - 10 cm**	**10 - 20 cm**	**20 - 30 cm**
pH(H_2O)-Wert	6,0	6,1	6,1	6,1
pH($CaCl_2$)-Wert	5,4	5,4	5,4	5,5
H_2O-Gehalt [%]	57	51	46	59
Humusgehalt [%]	21	17	11	18
C/N	13,8	13,5	14,2	15,3
As [mg/kg TS]	0,14	0,05	0,07	0,21
Cd [mg/kg TS]	0,17	0,16	0,25	1,28
Ni [mg/kg TS]	2,14	2,25	2,38	8,59
Pb [mg/kg TS]	0,31	0,31	0,54	2,76
Zn [mg/kg TS]	0,79	3,35	3,58	42,09

bis in 20 cm Tiefe stieg der Glühverlust in der untersten Tiefenstufe wieder auf reichlich 60 % an (vgl. Tab. 3). Der Boden des Wuchsortes III zeigte ein ähnliches Verhalten, jedoch betrug der Glühverlust hier lediglich 10 bis 20 % (vgl. Tab. 3). Hinsichtlich der absoluten Werte unterschieden sich diese beiden Wuchsorte in allen Tiefenstufen signifikant. Der Boden des Wuchsortes I war bezüglich des Aschegehaltes zwischen den Wuchsorten II und III einzuordnen, wies jedoch zum Boden des Wuchsortes III größere Differenzen auf.

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Das **C/N-Verhältnis** betrug im Boden des Wuchsortes I zwischen 14,9 (Tiefenstufe 5 – 10 cm) und 18,3 (Tiefenstufe 20 – 30 cm) und war damit im Mittel höher als in den Böden der Wuchsorte II und III (C/N-Verhältnisse zwischen 13,5 und 15,5; vgl. Tab. 3).

Bei Betrachtung der analysierten **Schwermetalle** ist auffällig, dass der Boden des Wuchsortes II insgesamt am stärksten kontaminiert war. (vgl. Tab. 3). Die allgemein geringsten Gehalte wurden im Boden des Wuchsortes III festgestellt. Bezüglich des Gehaltes an mobilem **Zink** wurden im Boden des Wuchsortes II in allen Tiefenstufen die höchsten durchschnittlichen Werte (70 – 135 mg Zn/kg TS) ermittelt (Tab. 3). Der Boden der Untersuchungsgebiete (insbesondere das Areal des Wuchsortes II) war hinsichtlich des Elementes Zink durch starke Inhomogenitäten geprägt, so dass hochsignifikante Unterschiede zwischen den Wuchsorten ausschließlich in der obersten Tiefenstufe (0 – 5 cm) festgestellt wurden (vgl. BÖHM 2001). Hier betrug die Menge des analysierten Zinks am Wuchsort II über 130 mg/kg TS, während an den Wuchsorten I und III lediglich 12 bzw. 0,8 mg/kg TS ermittelt wurden (Tab. 3).

Dem Zinkgehalt ähnliche Relationen zeigte der **Nickel**anteil im Boden (vgl. Tab. 3).

Bezüglich des **Blei**gehaltes hob sich der Wuchsort III in den Tiefenstufen 0 – 5, 5 – 10 und 10 – 20 cm mit einer statistischen Sicherheit von 97,5 % signifikant von den anderen Wuchsorten ab. Lediglich in der Tiefenstufe 20 – 30 cm stieg er von weit unter 1 mg/kg TS auf knapp 3 mg/kg TS an (Tab. 3). Den höchsten Bleigehalt wies der Wuchsort I mit ca. 10 mg/kg TS in den Tiefenstufen 0 – 5 und 5 – 10 cm auf.

Der Boden des Wuchsortes II wies in den Tiefenstufen 0 – 5 und 5 – 10 cm den durchschnittlich höchsten **Cadmium**gehalt auf (Tab. 3). Zwischen den Wuchsorten I und II gab es lediglich in der Tiefenstufe 0 – 5 cm signifikante Abweichungen, während der Wuchsort III sich in den Tiefenstufen 0 – 5 und 5 – 10 cm hochsignifikant von den anderen unterschied.

Bezüglich des **Arsen**gehaltes verhielten sich die Wuchsorte I und II konträr. Während im Wuchsort I ein Tiefengradient erkennbar war, stieg die Konzentration an Arsen im Boden des Wuchsortes II mit zunehmender Tiefe (Tab. 3). Signifikante Unterschiede konnten jedoch nur in den Tiefenstufen 5 – 10 und 20 – 30 cm ermittelt werden. Am Wuchsort III blieb der Arsengehalt auf einer niedrigen, annähernd konstanten Stufe und unterschied sich signifikant von den anderen Wuchsorten.

Hinsichtlich der analysierten **hydrochemischen Parameter** pH-Wert, Elektrische Leitfähigkeit und Cl^-–Konzentration hob sich der Wuchsort I von den Wuchsorten II und III deutlich ab. Während die **Azidität** des Wassers der Wuchsorte II und III innerhalb des untersuchten Zeitraumes mit Werten zwischen 6,2 und 6,9 (vgl. Tab. 4) annähernd konstant blieb, stieg der pH-Wert im Wuchsort I von 4,8 (März) auf 7,0 (Juni) an.

Eine ähnliche Konstanz konnte an den Wuchsorten II und III bezüglich der **elektrischen Leitfähigkeit** verzeichnet werden. Sie betrug hier etwa 310 – 440 µS/cm. Am Wuchsortes I wies das Wasser mit knapp 1000 – 1500 µS/cm eine wesentlich höhere Leitfähigkeit auf (vgl. Tab. 4).

Bezogen auf den Wuchsort ging die **Cl^--Konzentration** mit der Elektrischen Leitfähigkeit konform. Im Wasser des Wuchsortes I wurden durchschnittlich 200 mg Cl^-/l festgestellt, im Wasser der anderen Wuchsorte betrug die Cl^--Konzentration lediglich 30 – 40 mg Cl^-/l.

Das Flusswasser (Wuchsort III) blieb hinsichtlich der **DOC-Konzentration** während des Untersuchungszeitraumes auf einem – im Vergleich zu den Wasserproben der anderen Wuchsorte – niedrigen konstanten Niveau (vgl. Tab. 4). Die DOC-Konzentration des an den anderen beiden Wuchsorten gewonnenen Wassers unterlag stärkeren Schwankungen. Die ermittelten Maximalwerte betrugen 95,6 mg DOC/l (April/Wuchsort II) bzw. 130,2 mg DOC/l (Juni/ Wuchsort I) (Tab. 4).

Hinsichtlich des im Wasser gelösten **Gesamtstickstoffgehaltes** konnten zwischenstandörtlich Analogien zur DOC-Konzentration festgestellt werden. Der mit 14 mg Nt/l höchste Wert wurde im Juni im Wasser des Wuchsortes I gemessen. Das Aprilmaximum des Wuchsortes II war – im Vergleich zum DOC – schwächer ausgeprägt. Im Wasser des Wuchsortes III wurde während der Untersuchungsperiode eine leichte Abnahme registriert (von 4,2 mg Nt/l im März auf 1,6 mg Nt/l im Juni) (Tab. 4).

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Tab. 4: pH-Wert, Elektrische Leitfähigkeit (LF) sowie Gehalt an DOC, $Nt_{(H_2O)}$, NH_4^+-N, NO_3-N und Cl^- von oberflächennahem Wasser (Wuchsorte I und II) und von Wasser aus dem Uferbereich des "Schwarzen Schöpses" (Wuchsort III) (März - Juni 2000)

Wuchsort I	März	April	Mai	Juni
pH-Wert	4,8	5,0	6,7	7,0
LF [µS/cm]	999	1060	963	1467
DOC [mg/l]	28,7	61,0	27,2	130,2
$Nt_{(H_2O)}$ [mg/l]	4,2	4,7	1,9	14,0
NH_4^+-N [mg/l]	0,36	5,04	2,18	10,67
NO_3^--N [mg/l]	1,87	0,05	0,02	0,02
Cl^- [mg/l]	194,9	220,3	174,6	238,6
Wuchsort II	**März**	**April**	**Mai**	**Juni**
pH-Wert	6,2	6,6	6,3	6,5
LF [µS/cm]	310	390	329	337
DOC [mg/l]	37,6	95,6	46,4	53,1
$Nt_{(H_2O)}$ [mg/l]	2,5	4,3	3,3	4,5
NH_4^+-N [mg/l]	0,45	2,80	2,91	3,38
NO_3^--N [mg/l]	0,14	0,07	0,04	0,04
Cl^- [mg/l]	31,4	32,5	26,6	33,9
Wuchsort III	**März**	**April**	**Mai**	**Juni**
pH-Wert	6,9	6,8	6,9	6,9
LF [µS/cm]	338	436	438	442
DOC [mg/l]	38,6	26,4	26,7	25,0
$Nt_{(H_2O)}$ [mg/l]	4,2	2,4	2,4	1,6
NH_4^+-N [mg/l]	0,39	0,03	0,22	0,15
NO_3^--N [mg/l]	2,23	2,14	1,27	0,43
Cl^- [mg/l]	38,3	41,2	32,4	48,4

Bei Betrachtung der mineralischen Stickstoffkomponenten wird deren Beeinflussung des Gesamtstickstoffgehaltes im Wasser deutlich (vgl. Tab. 4). Während im Flusswasser (Wuchsort III) der Gesamtstickstoffgehalt stärker durch Nitratstickstoff (NO_3^--N) bestimmt wurde, dominierte im oberflächennahen Bodenwasser (Wuchsorte I, II) von April bis Juni der Ammoniumstickstoff (NH_4^+-N). Die Wasserproben des Wuchsortes III enthielten im Untersuchungszeitraum nur äußerst geringe Konzentrationen an NH_4^+-N (vgl. Tab. 4). An den anderen Wuchsorten hingegen war von März bis Juni eine durchschnittliche Zunahme zu verzeichnen. Den höchsten Gehalt wies im Juni das Bodenwasser des Wuchsortes I auf (10,7 mg NH_4^+-N/l). Der NO_3^--N-Gehalt nahm an allen Wuchsorten von März bis Juni ab (vgl. Tab. 4). Das Wasser der Wuchsorte I und II enthielt lediglich im März erwähnenswerte Konzentrationen an NO_3^--N.

5. Diskussion

Bei Betrachtung der erhobenen Daten sollte beachtet werden, dass einige der durchgeführten Analysen (insbesondere photoökologische, boden- und hydrochemische Analysen) zwar die deutschen Verbreitungsgebiete der untersuchten Art in ihrer Gesamtheit charakterisieren, der kleinreliefbedingten Vielgestaltigkeit der Wuchsorte von *Viola uliginosa* aller-

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

dings nur unzureichend Rechnung tragen. Deshalb sollten visuelle Einschätzungen zur Lage der einzelnen Subpopulationen stets in die Habitatanalyse einbezogen werden.

Die Ergebnisse zeigen, dass die Art *Viola uliginosa* gegenüber den untersuchten abiotischen Umweltfaktoren einen erstaunlich großen Toleranzbereich besitzt. So wurde in den verschiedenen Subpopulationen eine sehr unterschiedliche **Bodenfeuchtigkeit** festgestellt. Während in den Schlenken wachsende Pflanzen im Zuge der periodisch stattfindenden Überschwemmungsphase (vgl. DÖRING-MEDERAKE 1991, ELLENBERG 1996) zeitweise zum Teil bzw. vollständig von Wasser umgeben waren, befanden sich andere Subpopulationen in trockeneren, ganzjährig nicht überfluteten Bereichen (Bulte, Stammfußbereiche). Interessanterweise konnten keine Korrelationen zwischen Bodenfeuchtigkeit und Blühprozent bzw. Vitalität festgestellt werden (BÖHM 2001). Dies deutet darauf hin, dass sich die in den Untersuchungsgebieten vorgefundenen hydrologischen Bedingungen nicht negativ auf die Art *Viola uliginosa* auswirken. Welcher Mindestwassergehalt für das Existieren dieser Art erforderlich ist, wurde im Rahmen dieser Studie nicht geklärt. Sicher erscheint, dass ein durchschnittlicher Wassergehalt von 40 – 60 % ausreichend ist, da die gemessene Bodenfeuchtigkeit an zahlreichen Subpopulationen innerhalb dieses Bereiches lag.

Bereits in älterer Literatur wurde darauf hingewiesen, dass für die Bodenflora in Erlenbruchwäldern zwei kleinstandörtlich verschiedene Wuchsorte – nämlich Schlenken und Bulte – existieren (z. B. HUECK 1942). DÖRING (1987) unterschied aufgrund einer vertikalen Zonierung drei Vegetationsstufen: *Carex riparia*-Stufe (vorwiegend durch Nässezeiger geprägt), Übergangsstufe und *Dryopteris carthusiana*-Stufe (vorwiegend durch Pflanzen etwas trockenerer Standorte geprägt; wesentlich geringere Artenanzahl). Am Wuchsort II konnte in den Bulten-Schlenken-Komplexen ebenfalls eine solche vertikale Zonierung der Vegetation festgestellt werden. Die Zuordnung von *Viola uliginosa* in eine der beschriebenen Stufen erwies sich allerdings wegen der Diversität ihrer Wuchsorte (vgl. BÖHM 2001) als schwierig. Auffällig war, dass die häufig mit *Viola uliginosa* vergesellschafteten Arten *Lysimachia vulgaris* und *Peucedanum palustre* (vgl. 4.1) ebenso sowohl auf Bulten als auch in Schlenken zu finden waren. Ähnliche Beobachtungen machte DÖRING (1987) anhand umfassender Vergleiche mit vegetationskundlichen Erhebungen anderer Autoren. Hieraus wird ersichtlich, dass die genannten Arten in den meisten Fällen beide kleinstandörtlich verschiedenen Wuchsorte besiedeln. Daher sind sie – innerhalb der Bedingungen eines typischen Erlenbruchwaldes – hinsichtlich der Bodenfeuchtigkeit als indifferent einzustufen. Da *Viola uliginosa* am vergleichbaren Wuchsort II ein ähnliches Verhalten zeigt, kann sie ebenfalls zu Arten gerechnet werden, die sich bei der Wahl ihres Wuchsortes nicht primär am Nässegradienten orientieren.

Das Besiedeln von Bulten durch *Viola uliginosa* ist ein Hinweis darauf, dass sie mit den hier für viele Bruchwaldarten unvorteilhaften Lebensbedingungen (DÖRING 1987, BUSHART 1989) zurechtkommt. Besonders deutlich wurde dies hinsichtlich der **Strahlungsverhältnisse**. Vor allem durch die sich ab Mai stark entfaltende Bodenvegetation (vor allem *Athyrium filix-femina, Carex* spec., *Rubus* spec.) wurden viele Subpopulationen stark überschattet. Teilweise (z. B. II/36, II/37) befanden sich Individuen auf mit *Athyrium filix-femina* bewachsenen Bulten und wurden ab Mitte Mai von den sich ausbreitenden Farnwedeln vollständig überschirmt. BRUNET (1991) fand in seinen Aufnahmen unter Farnen lediglich stark schattentolerante Arten wie *Maianthemum bifolium* und *Oxalis acetosella*. Da zwischen stark beschatteten und weitestgehend unbeschatteten Subpopulationen von *Viola uliginosa* keine korrelativen Zusammenhänge bezüglich Blühprozent und Deckungsgrad (vgl. BÖHM 2001) erkennbar waren, kann *Viola uliginosa* zumindest im vorwiegend vegetativem Stadium der Sommermonate als vergleichsweise schattentolerant eingestuft werden. Inwieweit eine wesentlich geringere Strahlungsintensität vor und während der Blütezeit eine negative Wirkung auf die Pflanzen ausübt, konnte aus technischen Gründen (vgl. BÖHM 2001) im Rahmen dieser Arbeit nicht geklärt werden.

Die **Bodenazidität** der Wuchsorte II und III lag in für typische Erlenbruchwälder bekannten Größenordnungen (vgl. DÖRING-MEDERAKE 1991, SCHRAUTZER et al. 1991, MAST 1999). Sie charakterisieren zumeist die vom Grundwasser stärker beeinflussten

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Schlenken. Die pH-Werte der Bulte sind in der Regel niedriger (BRUNET 1991). KATZUR (1960) stellte auf den Bulten von Erlenbruchwäldern der Oberlausitz einen um durchschnittlich 1,2 Einheiten geringeren pH-Wert fest. Werden solche Differenzen auch für den Wuchsort II angenommen, so haben die Substrate (Bodentiefe 0 – 5 cm) der dortigen Bulte einen mittleren pH-Wert in Wasser von 4,5. Sie sind daher hinsichtlich der Bodenazidität mit dem Wuchsort I vergleichbar (vgl. Tab. 3). Da *Viola uliginosa* in ähnlicher Vitalität und mit vergleichbarem Deckungsgrad nicht nur in Schlenken sondern auch auf Bulten anzutreffen war, kann davon ausgegangen werden, dass diese Art sowohl in mäßig saurem als auch in schwach saurem Milieu gedeiht. Dieser Toleranzbereich wurde auch bei der im Rahmen der Vegetationsaufnahmen ermittelten Reaktionszahl deutlich (vgl. 4.1).

Die dargestellten Untersuchungsergebnisse verdeutlichen, dass *Viola uliginosa* bezüglich der Bodenfeuchtigkeit, der Bodenreaktion und dem Strahlungsangebot einen ausreichend hohen physiologischen Toleranzbereich besitzt, um unter den gegebenen Habitatbedingungen konkurrenzfähig zu sein. Gleichzeitig konnten anhand der Resultate jedoch auch **potentielle Gefahrenquellen** herauskristallisiert werden. So kann am Wuchsort I, in dessen unmittelbarer Umgebung in der Vergangenheit bereits Entwässerungsmaßnahmen durchgeführt wurden, mittel- bis langfristig ein Absinken der Bodenfeuchte angenommen werden. Hinweise hierauf gibt vor allem die Verjüngung (vgl. auch BÖHM 2001). So fehlen die herrschenden Arten der Baumschichten (*Alnus glutinosa* und *Betula pubescens*) in der Feldschicht nahezu vollständig. Stattdessen weist das gehäufte Auftreten von *Frangula alnus, Rubus* spec. und *Sorbus aucuparia* nach DÖRING-MEDERAKE (1991) und MAST (1999) auf durch Entwässerung geprägte Feuchtwaldstandorte hin. Gleiches wird durch den geringeren Deckungsgrad von typischen Nässezeigern wie *Galium palustre, Lycopus europaeus* und *Peucedanum palustre* angedeutet (DÖRING-MEDERAKE 1991). Laut SCHRAUTZER et al. (1991) zeigt die Anwesenheit von *Anemone nemorosa* eine durch Entwässerungsmaßnahmen bedingte verstärkte Mineralisierung an. Ähnliches gilt für eutraphente Arten wie *Angelica sylvestris* und *Urtica dioica*. Diese Arten konnten sich in den Randbereichen des Wuchsortes I bereits etablieren. Es ist auf längere Sicht hin anzunehmen, dass mit dem sich andeutenden Artenwandel eine Verdrängung von *Viola uliginosa* aus dem Wuchsort I einhergeht. DINTER (1982) zeigte, dass teilweise schon recht geringe Absenkungen (Minima knapp 30 cm unter Flur) ausreichen, um einen intakten in einen floristisch degradierten Bruchwald umzuwandeln. Große Teile des Wuchsortes III können bereits zu einem durch Entwässerung bedingten degradierten Erlenwald gezählt werden. Diese Bereiche weisen typische Eigenschaften (Vorherrschen von Arten wie *Rubus* spec. und *Humulus lupulus*, hoher Deckungsgrad der Strauchschicht) entwässerter Erlenbrüche auf (vgl. DÖRING-MEDERAKE 1991, BÖHM 2001).

Der mittlere Bodenwassergehalt (es wurde davon ausgegangen, dass die einmalig ermittelten Daten Jahresdurchschnitte repräsentieren; dies war möglich, da die Probenahme im Mai bei gemäßigten Wasserverhältnissen stattfand) sowie der Humusgehalt (vgl. Tab. 3) bestätigten die vegetationskundlichen Hinweise zum Degradationsstadium der untersuchten Areale. Nach JANISCH et al. (1991) gehört der Wuchsort II mit durchschnittlich 84 % Wassergehalt (Bodentiefe 0 – 10 cm) zu den als intakt geltenden Erlenbruchwäldern. Der Wuchsort I gilt mit 69 % bereits als gestört und der Wuchsort III ist mit einem durchschnittlichen Wassergehalt von 54 % zu den stark degradierten Bruchwäldern zu zählen. Obwohl einerseits die ermittelten C/N-Verhältnisse des Oberbodens (0 – 10 cm) aller Wuchsorte mit bodenökologischen Kennwerten typischer Erlenbruchwälder übereinstimmen, wies andererseits lediglich der Boden des Wuchsortes II einen für diese Waldgesellschaft charakteristischen Humusgehalt auf (DÖRING-MEDERAKE 1991). Während der Boden des Wuchsortes I demnach im unteren Grenzbereich lag, deutete am Wuchsort III der geringe Humusgehalt des Bodens auf einen durch Entwässerung bedingten verstärkten Abbau organischer Substanz hin. Die hier vorgefundenen Anteile an organischer Bodensubstanz sind bereits für Anmoore typisch.

Ein weiteres bedeutendes Gefährdungspotential stellt die hohe **Schwermetallkonzentration** im Boden dar. Die analysierten mobilen Schwermetallgehalte waren zum überwie-

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

genden Teil wesentlich höher als die von PRÜESS (1988) angegebenen Vorsorgewerte. Da Vorsorgewerte die Obergrenze des Hintergrundbereiches (Stoffgehalt natürlicher Böden einschließlich ubiquitärer Verunreinigungen) darstellen (vgl. PRÜESS 1988), kann mit hoher Wahrscheinlichkeit angenommen werden, dass die stark überschreitenden Konzentrationen der untersuchten Wuchsorte auf anthropogene Kontaminationen zurückzuführen sind, wobei detaillierte Angaben über mögliche Emissionsquellen bisher noch nicht vorliegen. LIEBE et al. (1995) leiteten anhand korrelativer Beziehungen zwischen den Gehalten an mobilen Schwermetallen im Boden (NH_4NO_3-Extraktion) und den Schwermetallmengen in Pflanzenproben Prüfwerte für pflanzenverfügbares As, Cd und Pb sowie für Ni und Zn ab. Diese waren größtenteils wesentlich niedriger als die im Rahmen dieser Arbeit analysierten Konzentrationen. Weitere Prüfwerte geben PRÜESS (1988) und ROTH (1994) an. Demnach muss ab den von ihnen aufgestellten Grenzwerten mit Beeinträchtigungen des Pflanzenwachstums gerechnet werden. Vor allem der Zn-Gehalt im Boden des Wuchsortes II stellt ein Alarmsignal dar. So wurde in den oberen Tiefenstufen dieses Wuchsortes mehr als das 8-fache des von LIEBE et al. (1995) angegebenen maximalen Prüfwertes festgestellt. Nach Untersuchungen von NEITE (1989) liegen die größten austauschbaren Zn-Mengen bei $pH_{(CaCl_2)}$-Werten zwischen 4 und 4,5 vor. Mit abnehmender Bodenazidität geht die Menge an pflanzenverfügbarem Zn stark zurück (vgl. NEITE 1989; LIEBE et al. 1997). Bei den vorgefundenen $pH_{(CaCl_2)}$-Werten im Oberboden des Wuchsortes II (ca. 5,2) sind laut NEITE (1989) etwa 5 % des Gesamtzinkgehaltes gelöst. Bereits eine geringe Abnahme des pH-Wertes im Boden wäre demzufolge mit einem starken Anstieg mobiler Zn-Fraktionen verbunden, durch welches u. a. das Gefährdungspotential von *Viola uliginosa* erhöht werden kann. Versauerungserscheinungen des Bodens könnten beispielsweise durch die Absenkung des Grundwasserspiegels und die damit verbundene verstärkte Mineralisierung eintreten. Neben dem pH-Wert ist die Menge an organischen Substanzen für die Mobilisierbarkeit der Zn-Ionen von entscheidender Bedeutung. Nach BRÜMMER et al. (1991) werden Schwermetalle meist in Humusauflagen angereichert. Ein verstärkter Abbau der organischen Substanz in den untersuchten Wuchsorten hätte daher vermutlich auch direkt eine Steigerung der mobilen Schwermetallfraktionen zur Folge. Die phytotoxische Wirkung des Zinks ist zwar im Vergleich zu anderen Schwermetallen gering, dennoch sollte sie bei sehr hohen Konzentrationen nicht unterschätzt werden, da die Verträglichkeit von Art zu Art verschieden ist (BERGMANN & NEUBERT 1976). Symptome wie Interkostalchlorosen und Wachstumsdepressionen (u. a. Kleinblättrigkeit) (HARA & SONODA 1979) wurden an einigen *Viola uliginosa*-Subpopulationen bereits festgestellt (vgl. BÖHM 2001), jedoch deren Ursache noch nicht endgültig geklärt. Bezüglich des ermittelten Blei-Gehaltes im Boden hob sich vor allem der Wuchsort I von den anderen ab. Die hier gemessenen Gehalte betrugen fast das 17-fache des von LIEBE et al. (1995) empfohlenen Prüfwertes. Die Ursache dieses hohen mobilen Pb-Wertes kann in der straßennahen Lage dieser Fläche gesehen werden (ALLOWAY 1999). Da Pb jedoch selbst bei hohen Konzentrationen im Boden aufgrund der starken Sorbtion nur unwesentliche Auswirkungen auf die Pb-Aufnahme der Pflanzen hat (HEILENZ 1970), ist es für *Viola uliginosa* nicht als vorrangige Gefahrenquelle anzusehen. Die allgemein sehr hohen vorgefundenen pflanzenverfügbaren Cd-Fraktionen stellen eine Gefahr für das gesamte Ökosystem dar. Cadmium besitzt in Böden eine höhere Mobilität als viele andere Schwermetalle und ist daher für Pflanzen leichter verfügbar (BRÜMMER et al. 1991, ALLOWAY 1999). Es ist eng mit Zn verwandt, wirkt aber im Vergleich zu diesem ausgesprochen phytotoxisch. Die Vorsorgewerte für mobiles Arsen werden laut PRÜESS (1988) vor allem in durch Bergbau kontaminierten Böden überschritten. Der Autor beobachtete bereits ab 0,6 mg As/kg TS Wachstumsdepressionen der Vegetation. Bereits 1,7 mg As/kg TS können zum Absterben der Pflanzen führen. Hiernach sind an den Wuchsorten I und II Beeinträchtigungen von *Viola uliginosa* durch dieses Element nicht auszuschließen.

Schädigungen an *Viola uliginosa*-Pflanzen können ebenfalls durch den verstärkten Einsatz von Auftaumitteln nicht ausgeschlossen werden. Insbesondere das Bodenwasser des straßennahen Wuchsortes I wies eine – bedingt durch den hier festgestellten beträchtlichen Gehalt an Cloridionen – hohe elektrische Leitfähigkeit auf (vgl. Tab. 4). Hohe Konzentra-

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

tionen des überwiegend als Streusalz verwendeten Natriumchlorids (SCHINNER & SONNLEITNER 1997) können sich auf *Viola uliginosa* sowohl direkt (toxische Wirkungen des einseitigen Angebotes an Clorid- und Natriumionen) als auch indirekt (Verschlechterung der Bodenstruktur, des Wasser- und Nährstoffangebotes usw.) negativ auswirken (vgl. BERGMANN & NEUBERT 1976, SCHINNER & SONNLEITNER 1997).

Die zur **Reproduktionsfähigkeit** von *Viola uliginosa* durchgeführten Untersuchungen zeigen, dass die vom Aussterben bedrohte Art lebensfähige Samen zu produzieren vermag und potentiell in der Lage ist, sich auf generativem Wege zu vermehren. Mit einer Keimpotenz (Anteil lebensfähiger Samen) von 86 % entsprach das am Wuchsort I gewonnene Saatgut den von BULAT (1963, 1965) zu Samen von *Viola* spec. publizierten Ergebnissen. Weshalb die vom Wuchsort II stammende Saatgutpartie eine wesentlich geringere Keimpotenz (54 %) aufwies, konnte im Rahmen dieser Untersuchungen nicht geklärt werden. Abbildung 4 zeigt deutlich, dass bei Samen von *Viola uliginosa* eine Keimhemmung bzw. Dormanz (vgl. NIKOLAEVA 1977, SCHUBERT 1994) vorliegt. So waren ohne Vorbehandlung des Saatgutes keine erwähnenswerten Keimprozente zu erzielen. Da sowohl eine physikalische exogene Dormanz (vgl. Hartschaligkeitstest) als auch eine morphologische endogene Dormanz (vgl. BÖHM 2001) ausgeschlossen werden konnten, ist von einer vorliegenden physiologischen endogenen Keimhemmug auszugehen. Die Tatsache, dass eine Kaltnassvorbehandlung von einer Woche bereits ausreichte, um das Keimprozent wesentlich zu erhöhen sowie die Qualität der Keimlinge erheblich zu verbessern, spricht für das Vorliegen einer schwachen physiologischen endogenen Dormanz. Dies entspricht den Ergebnissen anderer Autoren, welche an mehrjährigen Arten der Gattung *Viola ebenfalls* eine physiologische Dormanz feststellten (BASKIN & BASKIN 1975, GRIME et al. 1981). Berichte, nach denen durch Lichteinwirkung während der Kaltnassbehandlung höhere Keimprozente erreicht wurden (z. B. GRIME et al. 1981), konnten bei *Viola uliginosa* nicht bestätigt werden. Auch hatte die Stratifikationsdauer keinen erkennbaren Einfluss auf das Keimprozent.

Obwohl die zur Keimung erforderlichen Voraussetzungen (Feuchtigkeit, niedrige Temperaturen) in den untersuchten Arealen erfüllt waren, wurden bisher keine Keimlinge in freier Natur gefunden. Es ist daher anzunehmen, dass sich *Viola uliginosa* im deutschen Verbreitungsgebiet nicht oder nur äußerst selten auf generativem Wege fortpflanzt. Für den Bereich des Wuchsortes I konnte die Hypothese einer ausschließlich vegetativ stattfindenden Vermehrung durch das Ergebnis der von BÖHM (2001) durchgeführten Isoenzymanalysen bestätigt werden. So wurde bei allen untersuchten Enzymsystemen keinerlei Variation zwischen den Subpopulationen dieses Wuchsortes festgestellt. Die Ursachen für das Fehlen einer generativen Fortpflanzung sind bislang ungeklärt. Längerfristig stellt die genetische Verarmung eine ernst zu nehmende Gefahr (Adaptionsprobleme an sich verändernde Standortsbedingungen) für die deutschen Vorkommen von *Viola uliginosa* dar.

Danksagung

Für die Mithilfe bei der Erstellung der Vegetationstabelle danken wir Herrn Andreas Gnüchtel (TU Dresden, Fakultät Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Allgemeine Ökologie und Umweltschutz).

Literatur

ALLOWAY, B. J. (1999): Schwermetalle in Böden – Analytik, Konzentrationen, Wechselwirkungen. – Springer Verlag Berlin, Heidelberg: 540 S.

ARBEITSKREIS STANDORTSKARTIERUNG (1996): Forstliche Standortsaufnahme. – IHW-Verlag, 5. Auflage: 352 S.

BANSAL, R. P., BHATI, P. R., SEN, D. N. (1980): Differential specificity in water imbibition of Indian arid zone seeds. – Biol. Plant. 22: 327–331.

BARBER, E. (1917): Flora der Oberlausitz. – Bd. 28/III: 432–433.

BASKIN, C. C., BASKIN, J. M. (1975): Observations on the ecology of the cedar glade endemic *Viola egglestonii*. – Am. Midl. Nat. 93: 320–329.

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

BERGMANN, W., NEUBERT, P. (1976): Pflanzendiagnose und Pflanzenanalyse. – Gustav Fischer Verlag Jena: 711 S.
BÖHM, C. (2001): Untersuchungen zur Verbreitung, Biologie und Ökologie von *Viola uliginosa* BESS. – Diplomarbeit Universität Dresden: 239 S.
BRÜMMER, G. W., HORNBURG, V., HILLER, D. A. (1991): Schwermetallbelastung von Böden. – Mitt. Deutsche Bodenkundl. Gesell. 63: 31–42.
BULAT, H. (1963): Das allmähliche, durch ungünstige Lagerungsbedingungen beschleunigte, Absterben der Samen bzw. Rückgang der Keimfähigkeit im Bilde es topographischen Tetrazoliumverfahrens. – Proc. Int. Seed Test. Ass. 28: 713–751.
– (1965): Ergebnisse vergleichender Versuche mit Blumensamen. – Proc. Int. Seed Test. Ass. 30: 983–993.
BUSHART, M. (1989): Schwarzerlen- und Moorbirkenwälder im westlichen Hunsrück. – Tuexenia 9: 391–415.
DINTER, W. (1982): Waldgesellschaften der Niederrheinischen Sandplatten. – Dissertation: 111 S.
DÖRING, U. (1987): Zur Feinstruktur amphibischer Erlenbruchwälder. – Tuexenia 7: 347–366.
DÖRING-MEDERAKE, U. (1991): Feuchtwälder im nordwestdeutschen Tiefland; Gliederung, Ökologie, Schutz. – Scripta Geobotanica 19: 1–122. Göttingen.
ELLENBERG, H (1996): Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen. – Ulmer Stuttgart, 5. Auflage: 989 S.
–, WEBER, H. E., DÜLL, R., WIRTH, V., WERNER, W., PAULISSEN, D. (1992): Zeigerwerte von Pflanzen in Mitteleuropa. – Scripta Geobotanica 18: 1–258. Göttingen.
ENTWICKLUNGSPLAN DES BOHTL (Biosphärenreservat Oberlausitzer Heide- und Teichlandschaft) (1993): Textbände 1, 2 und Kartenband, Maßstab 1 : 50 000.
FRAHM, J.-P., FREY, W. (1992): Moosflora. – Ulmer Stuttgart, 3. Auflage: 528 S.
GEOLOGISCHE ÜBERSICHTSKARTE VON SACHSEN (1930): Sächsisches geologisches Landesamt Leipzig, Maßstab 1: 400 000.
GRIME, J. P., MASON, G., CURTIS, A. V., RODMAN, J., BAND, S. R., MOWFORTH, M. A. G., NEAL, A. M., SHAW, S. (1981): A comparative study of germination characteristics in a local flora. – J. Ecol. 69: 1017–1059.
HARA, T, SONODA, J. (1979): Comparison of the toxicity of heavy metals to cabbage growth. – Plant and Soil 50: 127–133.
HEILENZ, S. (1970): Untersuchungen über den Bleigehalt von Pflanzen an verkehrsreichen Standorten. – Landwirtschaftliche Forschung 25(1) (Sonderheft): 73–78.
HUECK, K. (1942): Die Pflanzenwelt des Naturschutzgebietes Krumme Laake bei Rahnsdorf. – Arb. Berliner Provinzstelle f. Naturschutz 3: 1–87.
ISTA (International Seed Testing Association) (1993): International rules for seed testing. – Seed Science and Technology 21, Supplement: 288 S.
JANISCH, P., MELLIN, C., MÜLLER, E. (1991): Die Stickstoff-Netto-Mineralisation in naturnahen und degenerierten Erlenbruchwäldern als Kenngröße zur Beurteilung des ökologischen Zustandes. – Verhandl. Gesell. Ökologie 20: 353–359.
KATZUR, J. (1960): Vegetationskundliche Untersuchungen in einigen Erlenbrüchen der nördlichen Oberlausitz. – Diplomarbeit Universität Dresden: 70 S.
KÖLBING, F. W. (1828): Flora der Oberlausitz oder Nachweisung der daselbst wildwachsenden phanerogamen Pflanzen. – Görltz, bei G. Zobel: 93.
KOPP, D., SCHWANECKE, W. (1994): Standörtlich-naturräumliche Grundlagen ökologiegerechter Forstwirtschaft. – Deutscher Landwirtschaftsverlag Berlin: 248 S.
KORNECK, D., SCHNITTLER, M., VOLLMER, I. (1996): Rote Liste der Farn- und Blütenpflanzen (*Pteridophyta et Spermatophyta*) Deutschlands. – Schriftenr. für Vegetationskunde 28: 21–187.
LIEBE, F., BRÜMMER, G. W., KÖNIG, W. (1995): Ableitung von Prüfwerten für die mobile Fraktion potentiell toxischer Elemente in Böden Nordrhein-Westfalens. – Mitt. Deutsche Bodenkundl. Gesell. 76/1: 345–348.
LIEBE, F., WELP, G., BRÜMMER, G. W., KÖNIG, W., NEITE, H. (1997): Anorganische Schadstoffe in Böden Nordrhein-Westfalens. – II. Substrat- und Nutzungsspezifische Hintergrundgehalte. – Mitt. Deutsche Bodenkundl. Gesell. 85/2: 741–744.
LONDO, G. (1976): The decimal scale for relevés of permanent quadrats. – Vegetatio 33: 61–64.
MAST, R. (1999): Vegetationsökologische Untersuchung der Feuchtwald-Gesellschaften im niedersächsischen Bergland. Mit einem Beitrag zur Gliederung der Au-, Bruch- und Moorwälder in Mitteleuropa. – Dissertation Universität Göttingen: 307 S.
MEUSEL, H., JÄGER, E., RAUSCHERT, S., WEINERT, E., 1978: Vergleichende Chorologie der zentraleuropäischen Flora. – Gustav Fischer Verlag Jena, Bd. 2 (Karten): 421 S.

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

MOORE, R. P. (1985): Handbuch für die Tetrazoliumuntersuchung. – The International Seed Testing Association, Zürich: 118 S.
NEITE, H. (1989): Zum Einfluß von pH und organischem Kohlenstoffgehalt auf die Löslichkeit von Eisen, Blei, Mangan und Zink in Waldböden. – Z. Pflanzenernährung und Bodenkunde 152: 441–445.
NIKOLAEVA, M. G. (1977): Factors controlling the seed dormancy pattern. – In „The Physiology and Biochemistry of Seed Dormancy and Germination" (A. A. Khan, ed.): 51–74.
PRÜESS, A. (1988): Einstufung mobiler Spurenelemente in Böden. – In: ROSENKRANZ, D., BACHMANN, G., EINSELE, G., HARRESS, H.-M.: Bodenschutz. – Erich Schmidt Verlag, Bd. 2, Loseblattwerk.
ROTH, L. (1994): Grenzwerte – Kennzahlen zur Umweltbelastung in Deutschland und der EG. – ecomed Landsberg, Loseblattwerk.
SCHEFFER, B., BARTELS, R. (1985): Ammonium- und Nitratumsetzungen in Niedermoorböden. – Landw. Forschung 37 (Kongressband 1984): 306–314.
SCHEFFER, B., SCHACHTSCHABEL, P. (1998): Lehrbuch der Bodenkunde. – Enke Verlag Stuttgart, 14. Auflage: 494 S.
SCHINNER, F., SONNLEITNER, R. (1997): Bodenökologie: Mikrobiologie und Bodenenzymatik. – Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Bd. 4: 459 S.
SCHLICHTING, E., BLUME, H.-P., STAHR, K. (1995): Bodenkundliches Praktikum. Blackwell Wissenschaftsverlag Berlin – Wien, 2. Auflage: 295 S.
SCHMEIL, O., FITSCHEN, J. (2000): Flora von Deutschland. – Quelle & Meyer Heidelberg, 91. Auflage, 864 S.
SCHRAUTZER, J., HÄRDTLE, W., HEMPRICH, G., WIEBE, C. (1991): Zur Synökologie und Synsystematik gestörter Erlenwälder im Gebiet der Bornhöveder Seenkette (Schleswig-Holstein). – Tuexenia 11: 293–307.
SCHUBERT, J. (1994): Lagerung und Vorbehandlung von Saatgut wichtiger Baum- und Straucharten. – Landesanstalt für Ökologie, Bodenordnung und Forsten/Landesamt für Agrarordnung Nordrhein-Westfalen, Eberswalde-Finow: 183 S.
SCHULTZE, W. (1926): Flora um Niesky. – Abschrift: 26–35.
WAGNER, S. (1994): Strahlungsschätzung in Wäldern durch hemisphärische Fotos. – Berichte des Forschungszentrums Waldökosysteme, Reihe A, Bd. 123: 166 S.
WILD, U., PFADENHAUER, J. (1997): Stickstoffhaushalt auf Niedermoor-Renaturierungsflächen im Donaumoos. – Verhandl. Gesell. Ökologie 27: 235–242.
WIMMERS, F. (1857): Flora von Schlesien. – Ferdinand Hirt's Verlag Breslau, 3. Auflage: 537.
ZEIEN, H., BRÜMMER, G. W. (1991): Ermittlung der Mobilität und Bindungsformen von Schwermetallen in Böden mittels sequentieller Extraktionen. – Mitteilung Deutsche Bodenkundl. Gesellschaft 66/I: 439–442.

Dipl.-Forstw. Christian Böhm
Technische Universität Dresden
Institut für Bodenkunde und Standortslehre
Pienner Straße 7
01737 Tharandt

Dr. Klaus Stetzka
Technische Universität Dresden
Institut für Forstbotanik und Forstzoologie
Pienner Straße 7
01737 Tharandt

©Floristisch-soziologische Arbeitsgemeinschaft; www.tuexenia.de; download unter www.zobodat.at

Tab. 1: Vegetationsaufnahmen nach LONDO (1976)

Nummer der Aufnahmefläche	9	10	11	12	13	15	16	18	25	26	27	23	31	37	17	21	29	39	43	32	14	22	38	40	8	3	2	4	5	6	7	19	28	30	33	34	35	36	41	42	1	24	20	Prozent
Integrierte *Viola uliginosa*-Subpopulationen	II/1	II/2	II/3	II/5	II/6	II/11	II/13	II/15	II/26	II/26	II/27	II/23	II/34	II/48	II/14	II/20	II/30	II/51	III/4	II/36	II/9	II/21	II/49	II/53	I/6	I/2	I/2	I/4	I/5	I/5	I/5	II/17	II/29	II/31	II/38	II/39	II/41	II/45	II/54	III/3	I/1	II/24	II/18	
Deckung Strauchschicht [%]	<5	20	20	0	0	0	10	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	0	0	5	25	5	0	50	0	<5	0	0	0	0	<5	25	0	100	0	50	20	0	0	0	0	
Deckung Krautschicht [%]	65	65	70	75	85	85	90	75	90	100	85	85	95	80	75	60	85	90	85	100	100	80	60	90	85	50	70	85	95	80	60	100	65	80	95	25	70	95	60	65	85	75	95	
Deckung Moosschicht [%]	10	<5	<5	<5	5	5	10	5	5	5	85	10	<5	<5	5	<5	10	<5	<5	10	<5	<5	<5	10	10	<5	10	0	10	20	60	<5	<5	15	5	10	15	5	10	<5	0	<5	<5	
Artenzahl Krautschicht	7	10	9	10	12	10	8	13	11	10	12	8	14	12	10	14	8	12	11	10	12	7	7	9	7	12	11	11	7	8	8	11	8	9	9	5	9	8	8	12	5	13	8	
Artenzahl Moosschicht	3	1	1	1	2	2	3	3	2	3	1	3	2	2	1	1	3	2	1	4	1	2	6	3	2	4	1		4	2	2	2	2	6	4	3	4	2	3	1		3	3	
Strauchschicht																																												
Alnus glutinosa	r.2	2	2	.	.	.	0.7	0.7	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.4	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.2	.	.	.	.	5.2	.	.	.	.	.	19%
Frangula alnus	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2	0.7	.	.	.	r.4	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	7%
Krautschicht																																												
Carex elongata	2	2	3	5.2	1.2	p.4	p.2	p.1	1.2	r.4	p.4	p.2	0.7	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.4	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	35%
Glyceria maxima	r.2	r.2	.	.	.	.	1.2	r.1	0.7	r.1	r.2	.	.	.	1.2	.	.	.	.	p.2	0.7	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	26%
Iris pseudacorus	.	r.1	p.2	0.7	0.7	1.2	.	.	.	.	.	.	0.7	.	.	r.2	p.2	r.2	p.4	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	23%
Equisetum fluviatile	.	p.4	p.4	.	.	p.2	.	.	p.1	.	.	.	.	p.1	p.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	14%
Calla palustris	.	.	.	.	.	1.2	.	.	1.2	.	.	.	p.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2	.	9%
Cirsium palustre	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	r.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	r.1	r.2	.	0.7	0.7	r.2	p.2	1.2	3	r.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	28%
Viola palustris	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	p.2	.	p.2	p.2	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	12%
Phragmites australis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.2	p.2	.	p.4	p.2	p.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	12%
Urtica dioica	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.2	r.1	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	7%
Viola uliginosa	p.4	a.4	0.7	0.7	a.4	0.7	1.2	p.2	1.2	7	0.7	a.4	p.2	2	p.2	p.4	1.2	p.2	2	1.2	a.4	p.2	p.2	p.1	7	p.2	3	8	8	4.7	p.1	2	a.4	1.2	0.7	p.2	0.7	a.4	1.2	p.2	1.2	a.2	p.1	100%
Peucedanum palustre	p.4	0.7	1.2	0.7	p.4	p.4	1.2	p.4	0.7	r.1	1.2	p.2	r.4	0.7	r.2	.	p.2	r.2	.	p.1	0.7	r.1	.	0.7	r.1	0.7	1.2	r.1	.	.	1.2	p.2	r.1	0.7	.	.	r.1	.	r.1	.	.	p.4	p.4	77%
Lysimachia vulgaris	.	.	0.7	p.2	p.1	.	.	p.2	.	.	0.7	r.2	.	1.2	0.7	.	p.4	.	.	.	.	.	.	p.2	p.2	1.2	0.7	p.2	p.4	1.2	p.2	.	0.7	p.4	.	.	p.2	r.1	p.4	r.1	p.4	.	.	51%
Caltha palustris	r.2	0.7	r.4	p.4	0.7	2	0.7	.	p.4	r.2	0.7	.	.	p.4	1.2	.	.	1.2	p.2	.	7	.	1.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.7	p.4	.	.	.	.	.	.	.	p.2	r.1	47%
Thelypteris palustris	3	0.7	.	.	0.7	r.1	3	5.2	2	0.7	1.2	.	1.2	.	2	.	0.7	1.2	.	.	p.4	.	.	3	.	.	.	.	.	.	.	.	0.7	0.7	4	.	4	4	.	r.1	.	.	.	44%
Dryopteris carthusiana	.	.	.	.	.	2	.	r.1	.	.	.	.	r.2	p.1	.	p.2	2	.	.	p.4	.	.	.	p.1	.	p.2	p.4	.	.	r.1	.	r.4	.	.	p.2	.	r.4	2	.	p.1	.	p.2	p.2	42%
Lycopus europaeus	.	.	.	.	0.7	p.2	.	.	p.4	p.2	.	.	.	.	.	r.2	3	.	4	.	r.1	.	.	p.1	0.7	.	1.2	.	.	.	.	.	p.1	2	.	.	.	.	.	.	p.1	p.2	0.7	37%
Carex acutiformis	.	.	.	.	.	.	p.2	.	.	.	.	6	3	.	.	0.7	.	1.2	.	.	1.2	0.7	1.2	3	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	4	.	1.2	2	2	0.7	.	.	7	35%
Rubus fruticosus agg.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.4	p.4	.	.	.	r.2	.	1.2	.	.	.	r.1	.	.	.	.	r.4	1.2	r.4	r.1	.	r.1	1.2	r.4	.	.	.	.	.	.	0.7	p.4	6	.	.	35%
Calamagrostis canescens	p.1	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	.	a.2	.	p.1	p.2	.	0.7	a.4	a.2	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	p.1	2	.	.	.	p.2	.	p.1	.	33%
Angelica sylvestris	.	r.1	r.2	p.4	p.4	.	.	.	.	.	r.1	.	.	p.1	.	.	.	r.1	a.2	.	p.1	.	4	.	.	.	r.1	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	30%
Athyrium filix-femina	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	0.7	0.7	.	.	9	.	5.2	r.4	.	.	p.2	p.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.7	.	.	1.2	.	26%
Carex elata	.	.	.	.	0.7	.	.	p.1	.	.	.	.	.	1.2	.	0.7	.	p.2	.	p.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	4	p.2	.	.	.	.	.	.	.	1.2	.	19%
Humulus lupulus	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.4	.	.	r.2	.	.	r.4	.	.	.	p.2	.	4	.	.	r.2	16%
Lythrum salicaria	.	.	.	.	.	.	.	p.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	p.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	p.2	r.2	p.1	.	16%
Solanum dulcamara	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.4	.	p.2	2	16%
Filipendula ulmaria	.	.	.	p.1	.	.	.	.	.	.	.	p.2	.	0,7	.	.	.	1.2	.	.	0.7	.	.	0.7	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	14%
Alnus glutinosa	.	.	.	.	.	.	.	0.7	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	p.2	.	p.2	p.2	.	.	.	.	.	12%
Frangula alnus	.	.	.	p.2	p.4	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.2	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	p.1	.	.	.	.	.	.	.	12%
Galium palustre	.	.	.	.	.	.	.	.	p.2	.	.	.	a.4	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	5.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	12%
Oxalis acetosella	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	a.4	a.4	.	.	.	.	.	.	.	12%
Sorbus aucuparia	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.2	.	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	.	r.1	p.1	.	.	.	12%
Sparganium erectum	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.4	.	.	.	.	1.2	.	r.1	.	.	p.4	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	12%
Rubus idaeus	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	0.7	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.2	.	.	0.7	.	.	.	9%
Maianthemum bifolium	.	.	.	.	a.2	.	.	p.1	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	7%
Mentha aquatica	.	.	.	.	.	.	p.2	.	.	.	.	.	1.2	.	.	.	.	.	.	p.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	7%
Lemna minor	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	a.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	.	7%
Cardamine pratensis	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	r.1	0.7	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	7%
Deschampsia cespitosa	.	.	p.1	.	.	.	.	.	.	.	.	0.7	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	p.1	.	.	.	.	.	.	.	7%
Myosotis palustris	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	a.2	.	5%
Viburnum opulus	.	r.4	.	.	.	.	.	.	.	r.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5%
Impatiens parviflora	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	a.2	.	.	.	p.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5%
Moosschicht																																												
Mnium hornum	m.1	m.2	m.2	.	m.2	m.2	m.2	m.2	m.2	m.4	8	m.1	m.1	a.1	.	m.4	m.4	.	.	m.4	.	m.4	.	0.7	m.4	m.2	.	.	.	.	.	m.1	m.2	0.7	m.2	0.7	1.2	m.2	0.7	.	.	m.2	.	67%
Calliergonella cuspidata	m.2	.	.	a.2	a.2	m.2	0.7	m.2	m.4	m.1	.	0.7	.	.	m.4	.	0.7	m.4	.	0.7	m.2	.	.	m.2	m.4	.	.	.	.	.	.	.	.	m.4	m.4	.	.	m.2	.	.	.	.	m.2	47%
Brachythecium rutabulum	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	m.1	m.1	m.2	.	.	.	.	a.1	m.2	.	m.2	m.1	m.2	.	.	0.7	.	m.2	2	.	.	.	m.2	m.1	m.1	.	.	.	.	.	.	.	m.2	37%
Plagiothecium succulentum	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	m.1	.	.	0.7	m.1	6	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	12%
Plagiothecium denticulatum	m.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	m.1	.	9%
Campylium stellatum	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	m.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	7%
Lophocolea bidentata	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	a.1	.	.	.	.	.	m.1	.	m.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	7%
Plagiomnium affine	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	a.1	7%
Brachythecium salebrosum	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	a.1	.	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5%
Calypogeia fissa	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	5%
Calypogeia muelleriana	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	.	.	.	.	.	.	m.1	.	5%
Eurhynchium hians	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	m.2	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	a.1	.	.	.	.	.	.	.	5%
Mittlere ungewichtete Zeigerwerte																																												
(Kraut- und Moosschicht)																																												
Lichtzahl (ungewichtet)	6,2	6,5	6,3	6,6	6,2	6,3	6,4	6,2	6,5	6,6	5,9	6,2	5,9	6,4	6,6	5,5	6,0	6,5	6,5	6,3	6,9	5,4	6,1	6,3	6,1	5,4	6,1	6,3	6,0	6,0	6,5	5,5	6,1	6,4	5,3	4,9	5,9	6,1	5,8	6,1	6,7	6,2	6,5	
Feuchtezahl (ungewichtet)	7,5	8,0	7,9	8,0	7,9	8,1	7,7	8,0	8,2	7,9	8,1	7,5	8,0	7,4	8,2	7,6	7,7	7,8	7,4	6,9	8,4	7,1	6,5	7,6	8,1	6,9	7,4	7,8	6,6	6,5	7,7	6,9	7,7	7,0	7,0	6,1	6,9	7,4	7,3	7,6	8,3	7,5	7,4	
Reaktionszahl (ungewichtet)	5,7	6,0	5,0	5,0	4,5	5,3	6,3	5,6	6,0	6,0	5,3	6,0	5,6	4,3	5,6	4,9	4,8	5,8	6,0	5,6	6,5	4,5	4,8	5,0	4,8	3,7	5,3	4,5	4,6	4,0	4,3	5,1	4,0	4,9	4,5	4,0	5,6	5,3	3,6	5,5	7,0	4,7	5,8	
Mittlere ungewichtete Zeigerwerte																																												
(Krautschicht)																																												
Lichtzahl	6,3	6,7	6,5	6,4	6,1	6,2	6,6	6,0	6,6	6,5	6,0	6,3	6,0	6,7	6,4	5,5	5,9	6,5	6,6	6,6	6,8	5,5	6,5	6,4	6,0	5,7	6,3	6,3	6,4	6,4	6,7	5,4	6,7	6,8	5,1	4,8	6,1	6,0	6,2	6,3	6,7	6,5	6,7	
Feuchtezahl	8,6	8,4	8,2	8,1	8,3	8,7	8,7	8,5	8,7	8,5	8,3	8,3	8,6	8,1	8,4	7,8	8,2	8,3	7,8	8,5	8,5	7,8	8,0	8,4	8,8	7,8	7,9	7,8	7,8	8,0	8,4	7,4	8,4	8,1	8,0	7,3	8,0	7,7	8,3	7,9	8,3	8,3	8,5	
Reaktionszahl	6,3	6,8	7,0	4,3	4,3	5,5	6,8	5,6	6,5	6,2	5,8	7,0	5,9	4,7	5,3	5,1	4,5	5,7	6,0	6,0	6,4	5,0	5,5	5,0	4,5	4,4	5,3	4,5	4,8	4,5	4,8	5,3	5,0	5,5	4,6	3,7	5,8	5,3	5,5	5,4	7,0	5,5	5,7	
Mittlere ungewichtete Zeigerwerte																																												
(Moosschicht)																																												
Lichtzahl	6,0	5,0	5,0	8,0	6,5	6,5	6,0	7,0	6,5	7,0	5,0	6,0	5,0	5,0	8,0	5,0	6,5	6,5	5,0	5,8	8,0	5,0	5,8	6,0	6,5	4,8	5.0		5,5	5,0	6,0	5,5	4,0	6,0	5,3	5,0	5,5	6,5	5,0	4,0		5,0	6,0	
Feuchtezahl	5,7	6,0	6,0	7,0	6,5	6,5	5,7	6,7	6,5	6,7	6,0	5,7	5,0	5,0	7,0	6,0	6,5	6,0	4,0	5,3	7,0	5,0	5,0	4,3	6,5	5,3	4.0		5,0	5,0	6,0	5,0	6,0	5,7	5,5	4,7	5,0	6,5	6,0	5,0		5,0	5,3	
Reaktionszahl	5,0	3,0	3,0	7,0	5,0	5,0	5,0	5,7	5,0	5,7	3,0	5,0	3,0	3,0	7,0	3,0	6,5	6,0		5,0	7,0	3,0	5,0	5,0	5,0	5,0			4,3	2,0	3,5	4,5	3,5	4,6	4,3	4,5	5,3	5,0	2,3	6,0		5,5	6,0	

Ferner je einmal in der Strauchschicht: *Betula pubescens* (Aufnahmefläche 30); *Corylus avellana* (34); *Prunus padus* (43); *Salix cinerea* (3); *Sorbus aucuparia* (41)

Ferner je einmal in der Krautschicht: *Dryopteris cristata* (27); *Glyceria fluitans* (27); *Juncus effusus* (37), *Ulmus laevis* (21); *Ribes nigrum* (21); *Molinia caerulea* (21); *Galeopsis bifida* (36); *Moerhingia trinervia* (3); *Ranunculus repens* (5); *Anemone nemorosa* (6); *Potentilla palustris* (6); *Circaea lutetiana* (19)

Ferner je einmal in der Moosschicht: *Dicranella heteromalla* (3); *Brachythecium velutinum* (5); *Rhizomnium punctatum* (28); *Cephalozia bicuspidata* (30); *Amblystegium serpens* (34); *Eurhynchium striatum* (35); *Polytrichum formosum* (41); *Sphagnum palustre* (41); *Plagiothecium cavifolium* (42)

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Tuexenia - Mitteilungen der Floristisch-soziologischen Arbeitsgemeinschaft

Jahr/Year: 2003

Band/Volume: NS_23

Autor(en)/Author(s): Böhm Christian, Stetzka Klaus Max

Artikel/Article: Zur Verbreitung, Biologie und Ökologie von Viola uliginosa BESS. (Violaceae) in Deutschland 163-180