

Ökologie und Schutz gefährdeter Farnpflanzen

Autor(en): **Bennert, H. Wilfried / Danzebrink, Barbara / Heiser, Thomas**

Objektyp: **Article**

Zeitschrift: **Farnblätter : Organ der Schweizerischen Vereinigung der Farnfreunde**

Band (Jahr): - **(1995)**

Heft 26-27

PDF erstellt am: **17.07.2024**

Persistenter Link: <https://doi.org/10.5169/seals-1002140>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Inhalten der Zeitschriften. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern.

Die auf der Plattform e-periodica veröffentlichten Dokumente stehen für nicht-kommerzielle Zwecke in Lehre und Forschung sowie für die private Nutzung frei zur Verfügung. Einzelne Dateien oder Ausdrucke aus diesem Angebot können zusammen mit diesen Nutzungsbedingungen und den korrekten Herkunftsbezeichnungen weitergegeben werden.

Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. Die systematische Speicherung von Teilen des elektronischen Angebots auf anderen Servern bedarf ebenfalls des schriftlichen Einverständnisses der Rechteinhaber.

Haftungsausschluss

Alle Angaben erfolgen ohne Gewähr für Vollständigkeit oder Richtigkeit. Es wird keine Haftung übernommen für Schäden durch die Verwendung von Informationen aus diesem Online-Angebot oder durch das Fehlen von Informationen. Dies gilt auch für Inhalte Dritter, die über dieses Angebot zugänglich sind.

Ökologie und Schutz gefährdeter Farnpflanzen

H. Wilfried Bennert, Barbara Danzebrink,
Thomas Heiser, Jürgen Paeger, Andreas Schiemionek,
Anu Maarit Stoor

Ruhr-Universität Bochum, Spezielle Botanik,
Universitätsstr. 150, D - 44780 Bochum

Zusammenfassung

Vor dem Hintergrund der Gefährdung zahlreicher Tier- und Pflanzenarten kommt der Entwicklung von Schutzstrategien immer grössere Bedeutung zu. Hierfür sind umfassende Kenntnisse der Ökologie und Populationsbiologie der gefährdeten Sippen notwendig. Wesentliche Voraussetzungen, etwa ein zentrales Fundortkataster mit Angaben zu Schutzstatus, Populationsgrößen, Daten zur Autökologie und zur genetischen Struktur der Populationen gefährdeter Arten, fehlen bisher. In dem vorgestellten Forschungsvorhaben werden solche Daten exemplarisch am Beispiel der gefährdeten Farnpflanzen erhoben. Entsprechende Untersuchungen zum Fundortkataster, zur Ökologie, Ausbreitungsbiologie und genetischen Struktur von Populationen werden beschrieben und erste Ergebnisse vorgestellt.

Summary

Since the biology of threatened pteridophytes in Germany is still scarcely known and poorly understood, a new research project was initiated. The first step involves collecting all available information on growing sites to establish a computerized data-base documenting the present distribution of each species. A field survey is being performed to gain data on population biology (such as size, vigour, fertility) and basic ecological parameters, like altitude, light conditions, and soil acidity. As an important part of the fern reproduction cycle, spore germination and its temperature requirements are investigated. To get an estimate for growth and production under natural conditions, in some selected species gas exchange (photosynthesis and transpiration) is monitored in the field under different climatic conditions and at various times of the year. Genetic structure of selected populations are explored by means of isozyme gel electrophoresis in

order to reveal the degree of genetic variability within and between populations of rare species. As examples, some results on habitat ecology (*Osmunda regalis*), gas exchange (*Botrychium lunaria*), spore germination (*Asplenium fontanum*) and genetic variability (within a larger population of *Lycopodium zeilleri*) are presented.

Einleitung

Im Dezember 1991 begann in Deutschland ein vom Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit (BMU) gefördertes Forschungsvorhaben, in dem artenschutzrelevante Daten zur Ökologie, Ausbreitungs- und Populationsbiologie gefährdeter Farnpflanzen erhoben werden. Hintergründe, Vorhaben und erste Ergebnisse dieses Projektes sollen im folgenden kurz vorgestellt werden.

Artensterben

Der Verlust an biologischer Vielfalt ist in den letzten Jahren immer stärker in das Bewusstsein der Öffentlichkeit getreten. Vor allem die Vernichtung von etwa 50% aller tropischen Regenwälder im Verlauf nur einer Menschengeneration hat ein breites Problembewusstsein geschaffen (LINSENMAIR 1992). Aber auch in Mitteleuropa mit seiner intensiven menschlichen Nutzung aller Lebensräume geht die Vielfalt an pflanzlichen und tierischen Lebewesen zurück, und das schon seit Jahrzehnten. Das Bemühen, die gefährdeten Arten zu inventarisieren und ihren Rückgang zu dokumentieren, führte zur Erstellung der Roten Listen. Im Gebiet der alten Bundesländer Deutschlands sind nach der Roten Liste beispielsweise 32% aller Farn- und Blütenpflanzen gefährdet (KORNECK & SUKOPP 1988), von den Farnpflanzen sogar 50% aller Arten. Die Roten Listen sind "zu einer der wirksamsten Formen der Öffentlichkeitsarbeit" geworden (WESTHUS 1992), ändern allein aber noch nichts am Artenrückgang. So musste in der 4. Fassung der Niedersächsischen Roten Liste festgestellt werden, dass "die Gefährdungsursachen in gleichem Masse wie vor 10 Jahren auf die Farn- und Blütenpflanzen einwirken und dass ein weiterer Artenrückgang der heimischen Gefäßpflanzenflora nicht gestoppt werden konnte" (GARVE 1993). Damit die biologische Vielfalt nicht noch weiter abnimmt, sind als "erstes Ziel die Ursachen des Artenrückgangs zu verringern", ferner müssen "auch für Pflanzen Artenschutzprogramme ... durchgeführt werden" (GARVE 1993).

Für die Entwicklung von Schutzstrategien ist eine umfassende Kenntnis der Ökologie und der Populationsbiologie der gefährdeten Sippen notwendig. Dass Untersuchungen zu diesen Themen in der Bundesrepublik Deutschland weitgehend fehlen, ist ein spürbarer Mangel für das Aufstellen von Pflegeplänen (KORNECK & SUKOPP 1988).

Wissenslücken

Schon KORNECK & SUKOPP (1988) wiesen auf die Notwendigkeit eines Fundortkatasters hin, in dem neben reinen Fundortangaben auch Informationen über Populationsgrösse, Erhaltungszustand, Fortpflanzungsverhalten, Gefährdungsursachen, Schutzstatus u. a. enthalten sein sollten. Sie vermuteten, dass die meisten dieser Daten noch gar nicht abrufbereit zur Verfügung stünden, sondern erst aufgrund intensiver Geländearbeit ermittelt werden müssten. Für die Pteridophyten lässt sich dieses allemal bestätigen. Geländebezogene Daten zur Autökologie und über relevante Umweltfaktoren fehlen bei Farnpflanzen praktisch ganz. Diese werden aber benötigt, um einerseits beurteilen zu können, ob und in welchem Ausmass die gefährdeten Arten durch - periodisch oder episodisch auftretende - ökologische Extrembedingungen Stresssituationen ausgesetzt sind und welches andererseits die optimalen Umweltbedingungen dieser Arten sind. Illustriert werden soll dieses am Beispiel der Strahlungswirkungen.

Die Sonnenstrahlung liefert Energie für die Photosynthese, aber auch "für den Wärmehaushalt, den Wasserhaushalt und den Haushalt an organischer Substanz, und sie schafft die Voraussetzungen für eine Umwelt, in der die Lebensansprüche der Organismen erfüllt werden können" (LARCHER 1984). Sie kann aber auch direkt oder indirekt ein Stressfaktor sein. Pflanzen sind durch eine Reihe von Anpassungserscheinungen in der Lage, das Strahlungsangebot an ihren Wuchsorten möglichst weitgehend zu nutzen (LARCHER 1984). Die spezifische Adaptationsbreite und damit auch das maximale Photosynthesevermögen einer Art ist genetisch fixiert und Bestandteil ihrer ökologischen Konstitution. Beim Vergleich verschiedener Arten kann man diesbezüglich ein breit gefächertes Verhalten feststellen, die Extreme stellen typische Sonnen- und Schattenpflanzen dar. Die Sonnenpflanzen erreichen bei starker Bestrahlung wesentlich höhere Photosyntheseraten, müssen aber auch besser an die Sekundärwirkungen der Strahlung wie höhere Temperaturen, trockenere Luft und schlechtere Wasserversorgung angepasst sein.

Völlig unzureichend sind die Kenntnisse auch in Bezug auf die genetische Struktur der Populationen gefährdeter Arten. Das Ausmass der genetischen Variabilität und deren Verteilung innerhalb und zwischen den Populationen sind bisher von keiner Art der gefährdeten Farnpflanzen bekannt. Dieses Wissen ist aber Voraussetzung, um die genetische Vielfalt erhalten zu können und um genetische Erosion zu verhindern, welche die Überlebenswahrscheinlichkeit der Populationen seltener Arten weiter einschränkt (vgl. SCHNITTLER 1993).

Das Farnprojekt

Bei den gefährdeten Pteridophyten-Arten in Deutschland (siehe Tab. 1) sollen modellhaft für die Gefässpflanzen ein Fundortkataster aufgebaut, ausbreitungs- und populationsbiologische Daten erhoben sowie Messungen ausgewählter ökologischer Parameter und der genetischen Variabilität durchgeführt werden. Ziele sind die Beschreibung der spezifischen Gefährdungssituation für jede einzelne Art sowie, darauf basierend, die Entwicklung integrierter Schutzkonzepte.

Das Fundortkataster

Sämtliche bekannten Vorkommen der untersuchten Arten werden, möglichst mit Rechts-Hoch-Werten, in einem zentralen Fundortkataster gesammelt. Auch aus Gründen der Aktualität kann dabei nicht mit Literaturangaben gearbeitet werden, sondern die Vorkommen sollen möglichst im Gelände überprüft werden. Zumindest bei den Arten mit den Gefährdungsgraden 1 und 4 wird dieses vollständig angestrebt. Bei den Arten mit der Einstufung 2 und 3 ist eine flächendeckende Geländeerhebung in einer Projektlaufzeit von 3 Jahren nicht durchführbar, so dass hier nur ausgewählte Teilareale erfasst werden können. Die aufgesuchten Fundorte werden mit einem im Projekt erarbeiteten Erhebungsbogen erfasst, der sich zum einen am Erhebungsbogen des Niedersächsischen Landesamtes für Ökologie, zum anderen, vor allem für die Erfassungen der Populationsgrößen, an den Vorschlägen von ZAHLHEIMER (1985) orientiert. Hierbei werden auch populationsbiologische Daten, z. B. zur Grösse, Vitalität, Ausmass der Verjüngung, Fertilität, sowie der Schutzstatus, erkennbare bzw. potentielle Gefährdungen der Populationen usw. mit erfasst.

Tab. 1:

Übersicht über die untersuchten Arten gefährdeter Farnpflanzen, mit Angaben des Gefährdungsgrades in der aktuellen Roten Liste der Gefäßpflanzen von Deutschland (alte Bundesländer, KORNECK & SUKOPP 1988). Es bedeuten: **0** = ausgestorben oder verschollen, **1** = vom Aussterben bedroht, **2** = stark gefährdet, **3** = gefährdet, **4** = potentiell gefährdet.

4	<i>Asplenium adulterinum</i> MILDE
3	<i>Asplenium ceterach</i> L.
4	<i>Asplenium cuneifolium</i> VIVIANI
4	<i>Asplenium fissum</i> WILLD.
4	<i>Asplenium fontanum</i> (L.) BERNHARDI
	<i>Asplenium foreziense</i> MAGNIER
4	<i>Asplenium obovatum</i> subsp. <i>lanceolatum</i> P.SILVA
1	<i>Asplenium seelosii</i> LEYBOLD
3	<i>Botrychium lunaria</i> (L.) SWARTZ
1	<i>Botrychium matricariifolium</i> KOCH
1	<i>Botrychium multifidum</i> (S.G.GMELIN) RUPRECHT
0	<i>Botrychium simplex</i> E.HITCHCOCK
1	<i>Botrychium virginianum</i> (L.) SWARTZ
4	<i>Cryptogramma crispa</i> (L.) HOOKER
0	<i>Cystopteris dickieana</i> R.SIM
1	<i>Cystopteris sudetica</i> A.BRAUN & MILDE
2	<i>Dryopteris cristata</i> (L.) A.GRAY
0	<i>Dryopteris oreades</i> FOMIN
3	<i>Equisetum ramosissimum</i> DESFONTAINES
2	<i>Equisetum variegatum</i> WEBER & MOHR
1	<i>Hymenophyllum tunbrigense</i> (L.) J.E.SMITH
1	<i>Isoëtes echinospora</i> DURIEU
2	<i>Isoëtes lacustris</i> L.
3	<i>Lycopodiella inundata</i> (L.) HOLUB
2	<i>Lycopodium alpinum</i> L.
3	<i>Lycopodium clavatum</i> L.
2	<i>Lycopodium complanatum</i> L.
2	<i>Lycopodium issleri</i> (ROUY) DOMIN
2	<i>Lycopodium tristachyum</i> PURSH
2	<i>Lycopodium zeilleri</i> (ROUY) GREUTER & BURDET
0	<i>Marsilea quadrifolia</i> L.
3	<i>Matteuccia struthiopteris</i> (L.) TODARO
2	<i>Ophioglossum vulgatum</i> L.
2	<i>Osmunda regalis</i> L.
2	<i>Pilularia globulifera</i> L.
2	<i>Polystichum braunii</i> (SPENNER) FÉE
3	<i>Polystichum setiferum</i> (FORSKÅL) WOYNAR

- 1 *Salvinia natans* (L.) ALLIONI
- 3 *Thelypteris palustris* SCHOTT
- 4 *Woodsia alpina* (BOLTON) S.F.GRAY
- 2 *Woodsia ilvensis* (L.) R.BROWN
- 4 *Woodsia pulchella* BERTOLONI

Ökologische Parameter

An den von uns aufgesuchten Fundorten der terrestrischen Arten werden die folgenden Parameter gemessen bzw. erhoben: Höhe, Exposition, Neigung, pH-Wert (Bodenprobe aus 5 cm Tiefe, in 0,1 M CaCl₂-Lösung gemessen) und Stickstoffgehalt des Bodens (nach der Kjeldahl-Methode) sowie die Lichtverhältnisse (mit einem Luxmeter gemessen). Bei den Wasserfarne werden an ausgewählten Messtagen O₂-Gehalt, pH-Wert, Leitfähigkeit und Temperatur des Wassers sowie die Lichtverhältnisse an den Wuchsorten mit einem Wasserdataloggersystem (WQL 3800 der Firma Grant Instruments mit YSL-Sonde) im Tagesverlauf registriert. Nach entsprechender Auswertung sollen diese Daten eine Charakterisierung der ökologischen Konstitution der einzelnen Arten ermöglichen.

An ausgewählten Populationen einiger Arten werden zudem Tagesgänge des Gaswechsels (also der Transpirations- und Photosyntheserate) mit einem Kompakt-Porometer (Fa. Walz, Effeltrich; Zentraleinheit CQP-130 mit Porometer-Messkopf PMK-10; NDIR-Gasanalyser BINOS 100-4P) gemessen. Zeitlich parallel werden Tagesgänge der Lufttemperatur, der Pflanzentemperatur und der Luftfeuchtigkeit ermittelt. Damit sollen der Verlauf der CO₂-Assimilation und die Reaktion des Wasserhaushaltes unter bekannten ökologischen Bedingungen im Gelände erfasst werden.

Ausbreitungsbiologie

Die Sporen werden daraufhin untersucht, ob sie geeignet sind, neue Populationen zu etablieren. Dazu werden Keimungsexperimente zur Ermittlung der Lager- und Keimfähigkeit sowie der Keimdauer durchgeführt. Hierbei werden auch keimungsbiologisch spezielle Typen (Symbiose mit Pilzen etc.) berücksichtigt. Die bei diesen Keimversuchen erhaltenen Prothallien werden weiterkultiviert, um erste Einsichten in die Realisierbarkeit von Erhaltungskulturen zu gewinnen.

Genetische Struktur.

Bei ausgewählten Arten werden Populationen aus verschiedenen Teilarealen auf ihre genetische Variabilität untersucht, wobei Unterschiede sowohl innerhalb als auch zwischen den Populationen erfasst werden. Dies geschieht mittels Isoenzymgelelektrophorese, da diese Methode bei geringem Materialverbrauch eine direkte Berechnung der Allelfrequenzen ermöglicht (HAMRICK 1989). Sofern die Voraussetzungen vorliegen (vor allem eine Mindestanzahl genetisch unterschiedlicher Individuen), würde die festgestellte genetische Variabilität sowohl Rückschlüsse auf den Befruchtungsmodus erlauben - die Heterozygotierate liesse dann auf das Ausmass der Selbstbefruchtung schliessen (BROWN et al. 1989, SOLTIS & SOLTIS 1989) - als auch auf die Interaktionen zwischen den Populationen - aus der Verteilung der genetischen Variabilität liesse sich der Genfluss ermitteln (HAMRICK 1989). Bei kleinen Populationen ist darüberhinaus mit einer direkten genetischen Gefährdung zu rechnen: Genetische Drift kann hier zu Allelverlust und damit langfristig zu eingeschränkter Adaptationsfähigkeit führen (LANDE 1988), wobei gerade in diesem Bereich der "genetischen Erosion" noch erheblicher Forschungsbedarf besteht (SIMBERLOFF 1988).

Erste Ergebnisse

Fundortkataster

Ausgangspunkt für die Arbeiten war die Datenbank der Florenkartierung in Deutschland (vgl. FINK & KLEIFGES 1990). Um die dort enthaltenen Fundorte aufsuchen zu können, wurden unter anderem die Regionalstellen der Floristischen Kartierung Deutschlands und die Leiter aktueller Kartierungsprojekte (vgl. AHLMER & BERGMEIER 1991) um Mithilfe gebeten. Es kam zu einer grossen Zahl von Rückmeldungen, in einzelnen Fällen wurde jedoch eine Weitergabe von genauen Fundortangaben auch abgelehnt, sei es aus Schutzgründen, sei es, da "heute Wuchsplatzkenntnisse ... einen realen Marktwert in DM" hätten - den das Forschungsvorhaben nicht zahlen kann und will.

Von den Arten mit der Einstufung 1 und 4 in der Roten Liste sind bis auf *Botrychium matricariifolium*, *B. multifidum* und *Salvinia natans* bereits alle zugänglichen Vorkommen in Deutschland erfasst. Die aktuellen Vorkommen von *Isoetes echinospora*, *I. lacustris* und *Salvinia natans* wurden in einem getrennten Untersuchungsprogramm zusammen mit mehrfachen Messungen wasserchemischer Parameter (siehe oben unter "Ökologische Parameter") bearbeitet. Von den restlichen Arten wurden bisher ausgewählte Teilräume in Ostfriesland, im Harz, im Raum

Augsburg, im Pfälzerwald und in den Alpen kartiert, von den Flachbärlappen zusätzlich die bekannten Populationen in Franken und Niedersachsen.

Auswertung der Geländedaten am Beispiel von *Osmunda regalis*

Die Auswertung der im Gelände erhobenen ökologischen Daten soll im folgenden exemplarisch am Beispiel des Königsfarns (*Osmunda regalis*) dargestellt werden. Der Königsfarn hat seinen Verbreitungsschwerpunkt im ozeanischen bis subozeanischen Raum, der Kartierungsschwerpunkt im Rahmen des Projekts lag in Ostfriesland (planare Stufe, ozeanisches Klima), im Pfälzerwald (kolline bis submontane Stufe, subozeanisches Klima) und im Sauerland (submontane Stufe, subozeanisches Klima). Ausgewertet wurden Daten aus 29 Populationen.

Höhenverteilung (Abb. 1). In der planaren Stufe Ostfrieslands und des westlichen Münsterlands liegen die Wuchsorte unter 100 m, während im kollinen und submontanen Bereich des Pfälzerwaldes Höhenlagen zwischen 210 und 490 m besiedelt werden. Im Sauerland erreichen die Wuchsorte von *Osmunda regalis* sogar Höhen zwischen 510 und 560 m. Insgesamt überwiegen in den untersuchten Teilarealen die Vorkommen in der planaren Stufe (55%), während die Art im kollinen (21%) und submontanen (24%) Bereich bereits deutlich seltener anzutreffen ist.

Exposition (Abb. 2). Die Wuchsorte in der planaren Stufe sind durchweg eben. Die Wuchsorte in der kollinen und submontanen Stufe liegen bis auf eine Ausnahme alle auf geneigten Flächen, mit einer vorzugsweisen Ausrichtung nach Südwest (64%). Die anderen Wuchsorte verteilen sich gleichmässig auf nord-, nordost-, süd- und südostexponierte Flächen. Fasst man alle südlichen Richtungen zusammen, sind mehr als 80% aller kollinen und submontanen Wuchsorte mehr oder weniger nach Süden ausgerichtet.

Boden-pH-Werte (Abb. 3). *Osmunda regalis* wächst in den untersuchten Gebieten zum Grossteil auf noch bestehenden oder abgetorften, staunassen bis frischen Moorböden mit Sand- oder Lehmantteilen. Die pH-Werte liegen zwischen 2,1 und 5,0, die Böden sind also extrem bis stark sauer. Fast ein Viertel (22%) aller Populationen wächst auf extrem sauren Böden (pH-Werte bis 3,0, Klassifikation nach SCHROEDER 1983), nahezu die Hälfte (48%) immerhin noch unter sehr stark sauren Bedingungen (pH-Werte bis 4,0). Knapp ein Drittel (30%) der Vorkommen findet sich auf stark sauren Böden (pH-Werte bis 5,0).

Lichtverhältnisse (Abb. 4). *Osmunda regalis* gedeiht bei nahezu allen Lichtverhältnissen, das Spektrum des relativen Lichtgenusses reicht von

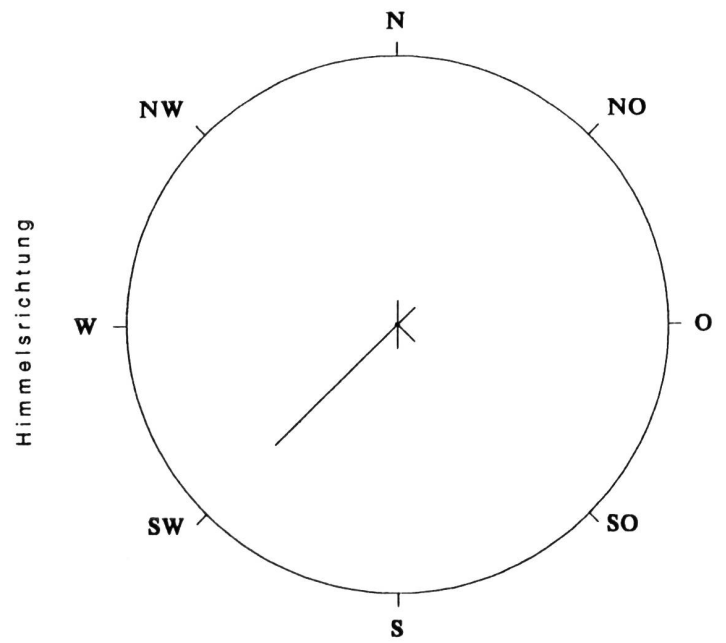
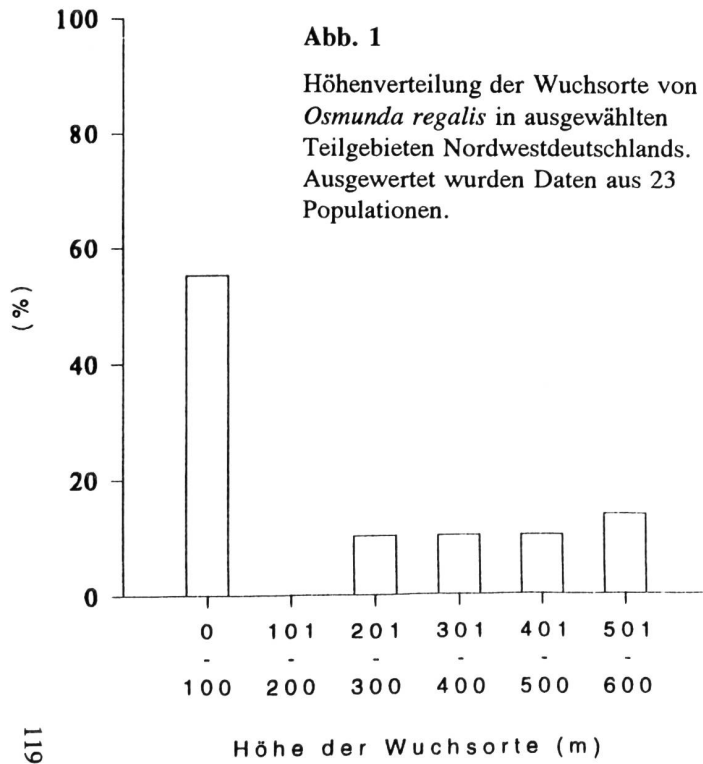
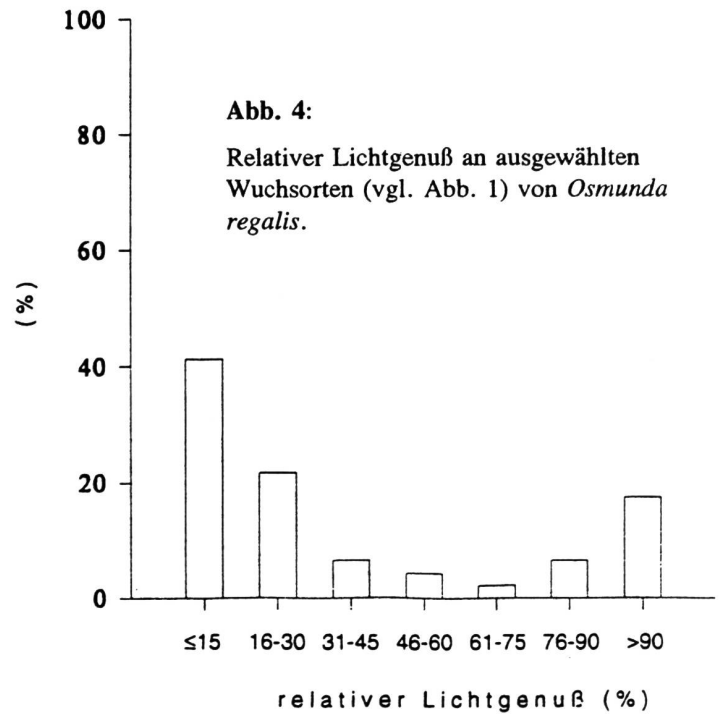
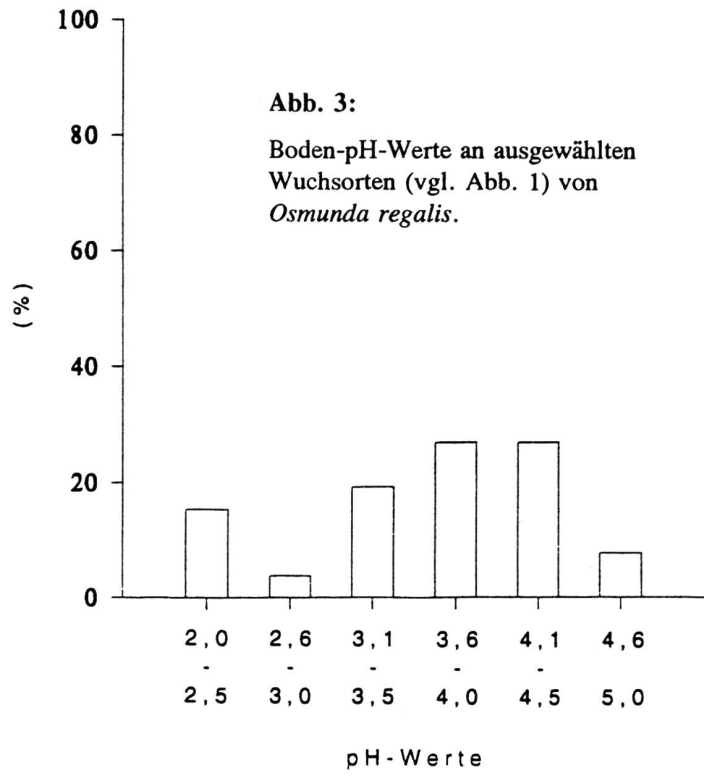
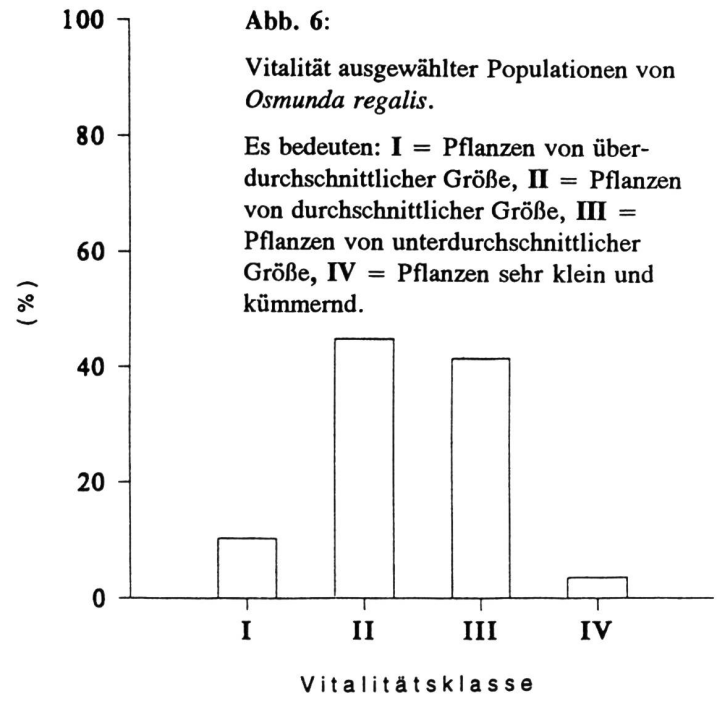
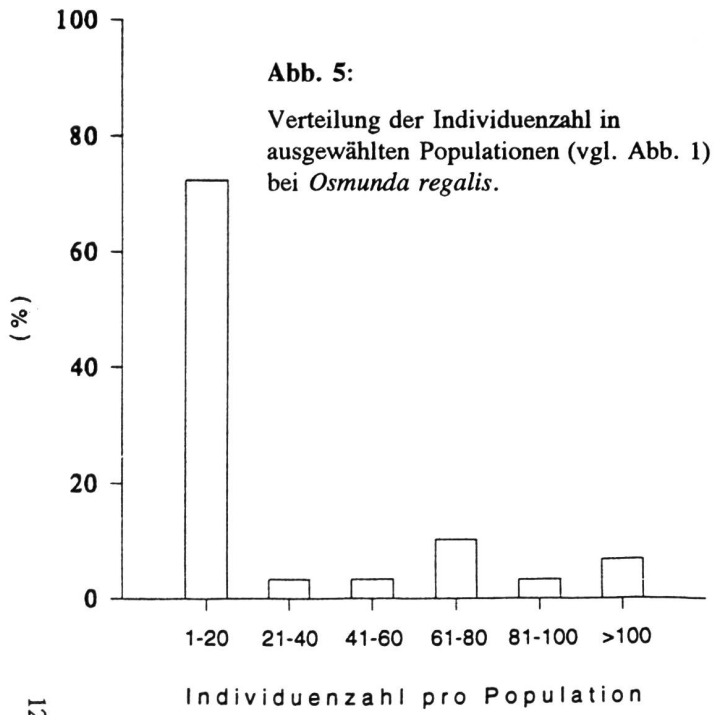


Abb. 2:
Exposition ausgewählter Wuchsorte (vgl. Abb. 1) von *Osmunda regalis*. Der Kreisradius entspricht 100 % .





0,7% bis 100%. Dabei fällt eine Bevorzugung stärker beschatteter Wuchsorte auf, 63% aller Populationen kommen bei weniger als 30% relativem Lichtgenuss vor. Nur wenige Populationen (14%) existieren bei mittleren Lichtverhältnissen (31% bis 75% relativer Lichtgenuss), während bei knapp einem Viertel (24%) der Vorkommen gute bis sehr gute Lichtverhältnisse mit bis zu 100% relativem Lichtgenuss ermittelt wurden.

Grösse der Vorkommen (Abb. 5). Die Populationsgrößen von *Osmunda regalis* können in weiten Grenzen schwanken, wobei die Extreme von Einzelpflanzen bis zu Massenbeständen mit über 500 Individuen reichen. Es überwiegen jedoch deutlich (72%) kleine Populationen mit einer Individuenstärke von höchstens 20 Exemplaren.

Vitalität (Abb. 6). 10% der Populationen wurden als sehr vital eingestuft, 45% aller Populationen zeigten normale Vitalität. Ein beträchtlicher Teil der Vorkommen (41%) war jedoch unterdurchschnittlich vital, eine Population zeigte sogar ausgesprochenen Kümmerwuchs.

Ökophysiologische Parameter

Erste Ergebnisse für die Tagesgänge der Transpirations- und Photosyntheseraten werden hier beispielhaft für *Botrychium lunaria* vorgestellt. In Abb. 7 ist ein Tagesgang der photosynthetisch aktiven Strahlung (PhAR, von englisch "Photosynthetic Active Radiation") an einem heiteren Sommertag (24.6.1993) dargestellt, in Abb. 8 die zugehörige Transpirationsrate einer Pflanze von *Botrychium lunaria*, in Abb. 9 die Photosyntheserate derselben Pflanze. Auffällig ist vor allem der sehr ähnliche Kurvenverlauf, der an diesem Tag mit stark wechselnden Lichtverhältnissen (Abb. 7) eine schnelle Regulation der Transpirations- und der Photosyntheserate belegt. Dem Tagesverlauf der Nettophotosynthese (Abb. 9) ist zudem zu entnehmen, dass die maximale Photosyntheserate bei ca. $9 \text{ mmol CO}_2 / \text{m}^2\text{s}$ liegt. Dieser Wert wird selbst bei hohem Strahlungsangebot nicht überschritten. Deutlicher wird dieser Zusammenhang noch in Abb. 10, in der die Lichtabhängigkeit der Photosynthese dargestellt ist. Es ergibt sich eine typische Sättigungskurve mit maximalen Photosyntheseraten von ca. $9 \text{ mmol CO}_2 / \text{m}^2\text{s}$. Aus dieser Kurve lassen sich die Kardinalpunkte ablesen, welche die Anpassung einer Pflanze an das Lichtklima charakterisieren. Es sind dies die maximale Photosyntheserate, der Lichtsättigungspunkt sowie der Lichtkompensationspunkt, also die Lichtstärke, bei der die photosynthetische CO_2 -Bindung gerade die Atmungsverluste kompensiert. Diese Werte geben Aufschluss darüber, in welchem Masse die Pflanzen Schwach- bzw. Starklicht zu nutzen vermögen.

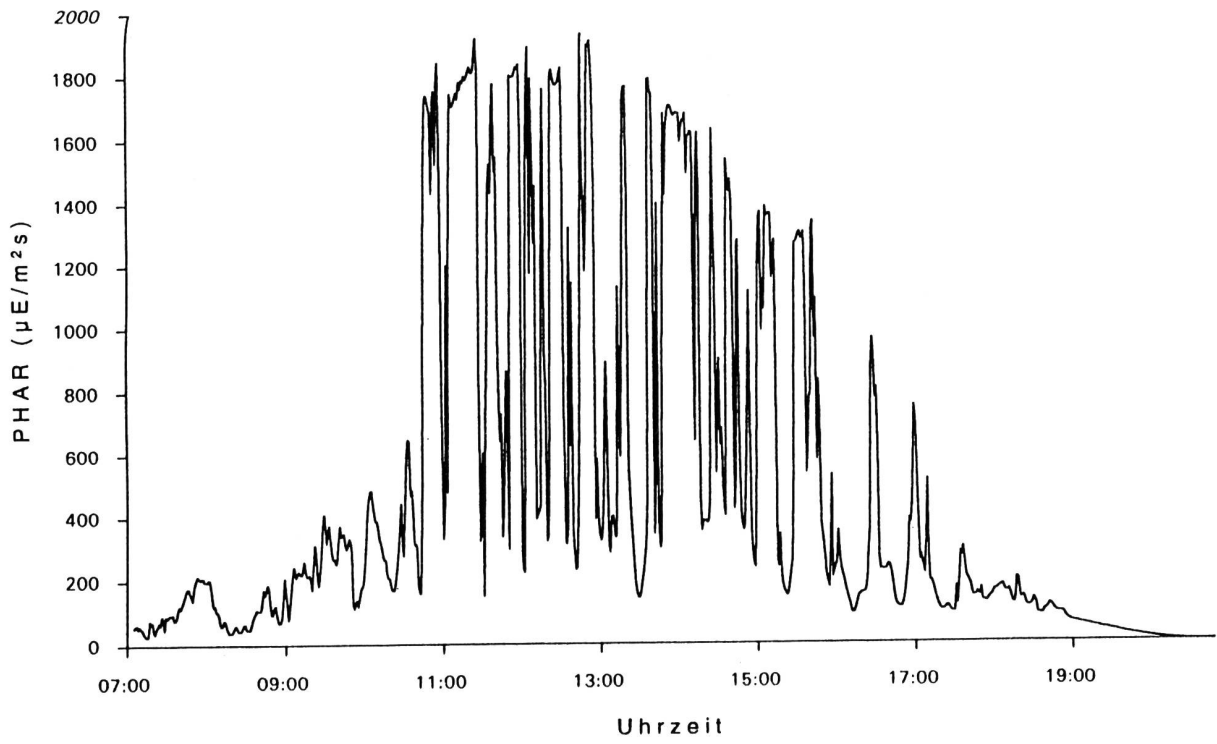


Abb. 7:

Tagesverlauf der Strahlungsverhältnisse (PhAR) am Untersuchungsort (Waldrand bei Hiltersdorf, Bayern) von *Botrychium lunaria* an einem heiteren Sommertag (24.06.1993).

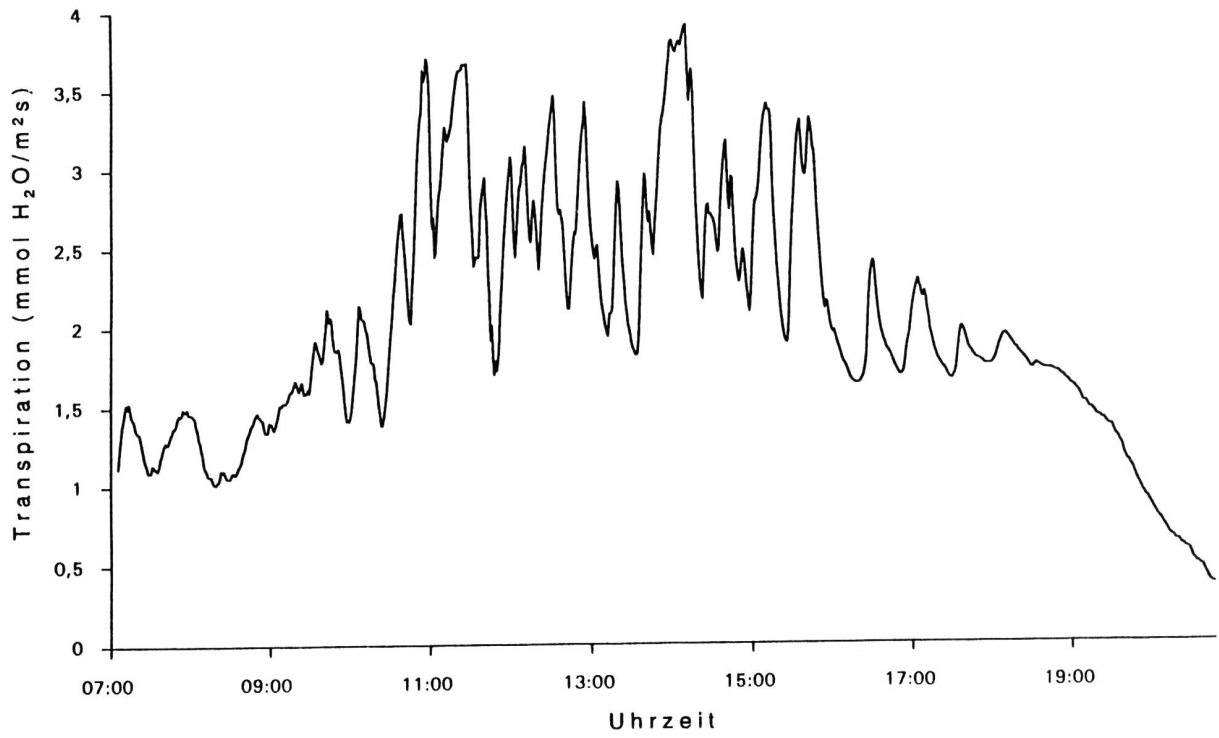


Abb. 8:

Tagesverlauf der Transpirationsrate von *Botrychium lunaria* am 24.06.1993 (vgl. Abb. 7).

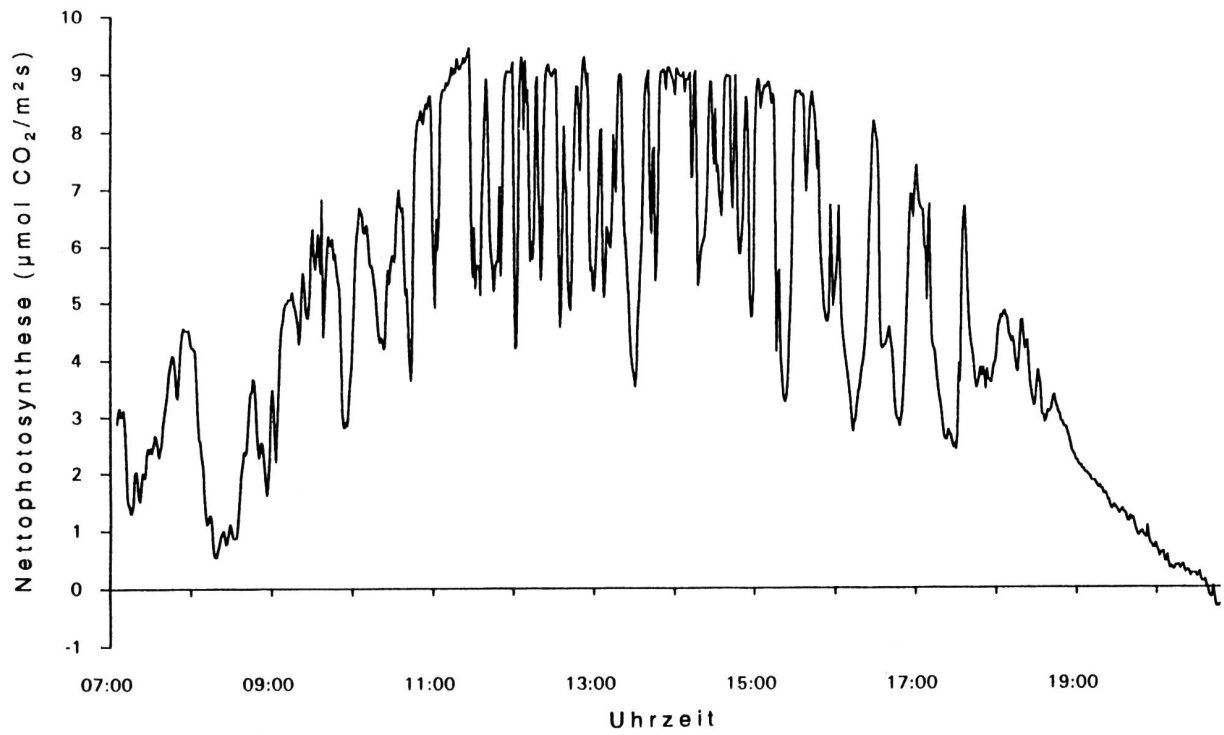


Abb. 9:

Tagesverlauf der Nettophotosyntheserate von *Botrychium lunaria* am 24.06.1993 (vgl. Abb. 7).

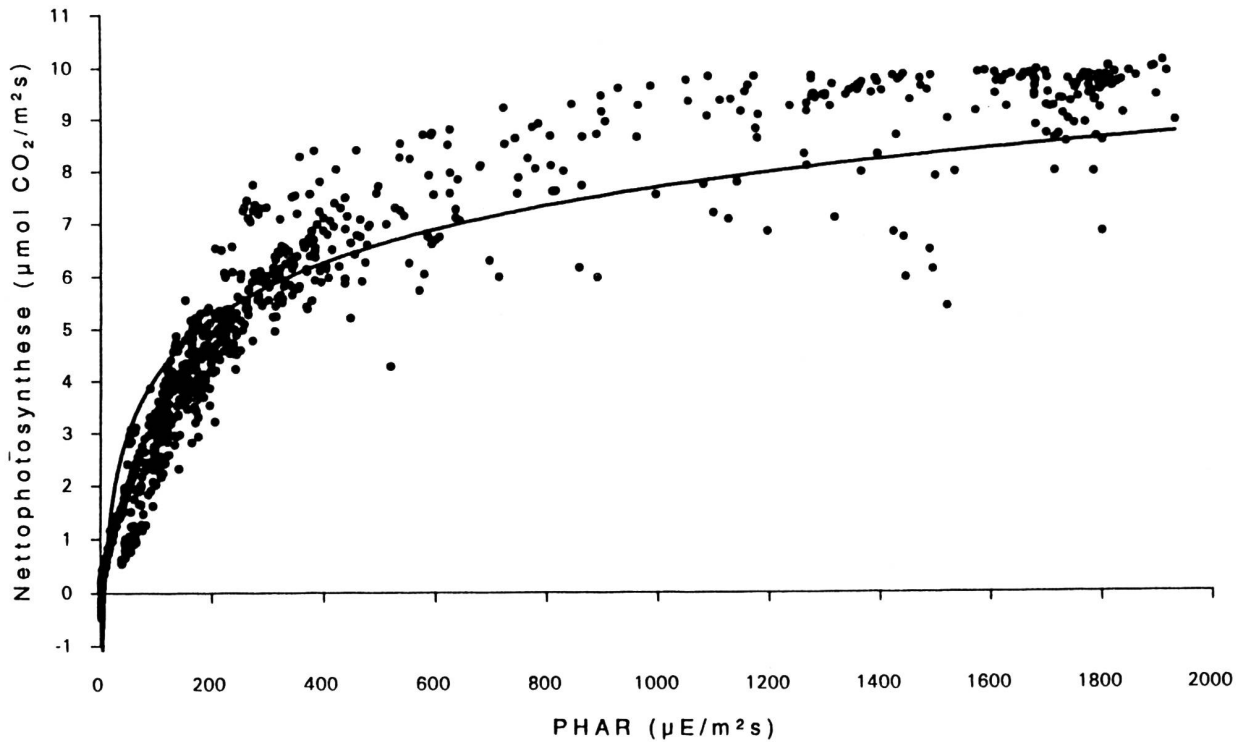


Abb. 10:

Lichtabhängigkeit der Nettophotosyntheserate bei *Botrychium lunaria*, wie sie sich aus dem Tagesverlauf der Photosynthese (Abb. 9) ergibt.

Weder der Tagesverlauf der Transpiration noch derjenige der Nettophotosynthese lässt eine durch Wasserstress bedingte Stomataregulation erkennen, wie sie bei vielen Pflanzen trockener Standorte zu Zeiten hoher Einstrahlung beobachtet werden kann (Mittagseinschränkung der Transpiration). Offenbar war die Wasserversorgung von *Botrychium lunaria* zum Messzeitpunkt ausreichend, um auch bei hohen Einstrahlungsintensitäten die Stomata geöffnet zu halten. Da die CO₂-Versorgung somit nicht durch Stomataregulation eingeschränkt wird, kann die Lichtenergie auch über Mittag voll zum Aufbau von Assimilaten genutzt werden. Die Wasserversorgung ist neben dem Lichtklima ein weiterer Standortfaktor mit entscheidendem Einfluss auf den CO₂-Gaswechsel und damit auf die Produktivität der Pflanzen.

Keimungsökologie

Bei diesem Themenbereich sind bisher die Versuche zur Temperaturabhängigkeit der Keimung am weitesten fortgeschritten. Untersucht wurde die Keimrate bei 12 °C, 16 °C, 20 °C, 24 °C und 28 °C in Abhängigkeit von der Zeit. Ein typischer Keimungsverlauf ist in Abb. 11 am Beispiel von *Asplenium fontanum* dargestellt. Ein charakteristischer Wert ist der t₅₀-Wert. Er gibt die Zeit an, in der 50% der Farnsporen gekeimt sind; je kleiner dieser Wert, desto schneller die Keimung. Bei *Asplenium fontanum* ist der niedrigste t₅₀-Wert (7 Tage) bei 24 °C zu finden, bei dieser Temperatur keimt die Art also am schnellsten. Bei den anderen Pteridophyten, die wie *Asplenium fontanum* chlorophyllfreie, bei Licht keimende Sporen besitzen, konnten bisher t₅₀-Werte von 2,5 Tagen (*Dryopteris cristata*) bis maximal 24 Tagen (*Asplenium fissum*) ermittelt werden. Die Farnarten mit grünen, chlorophyllhaltigen Sporen (z. B. alle *Equisetum*-Arten) sind ebenfalls Lichtkeimer und entwickeln sich besonders schnell (t₅₀-Werte: etwa 1 Tag). Alle untersuchten bei Licht keimenden Arten erreichten Keimraten von annähernd 100%. Eine angeborene (primäre) Dormanz konnte in keinem Fall beobachtet werden. Die Sporen keimen im gesamten getesteten, sehr breiten Temperaturbereich (von 12 °C bis 28 °C), wobei durchweg 20 °C bzw. 24 °C bevorzugt werden und eine Temperatur von 12 °C den Keimungsvorgang deutlich verzögert. Als Fazit kann festgehalten werden, dass bei allen Lichtkeimern ein Mangel an reproduktionsbiologischem Erfolg im Gelände nicht auf ein grundsätzliches Unvermögen der Sporen zu keimen zurückzuführen ist.

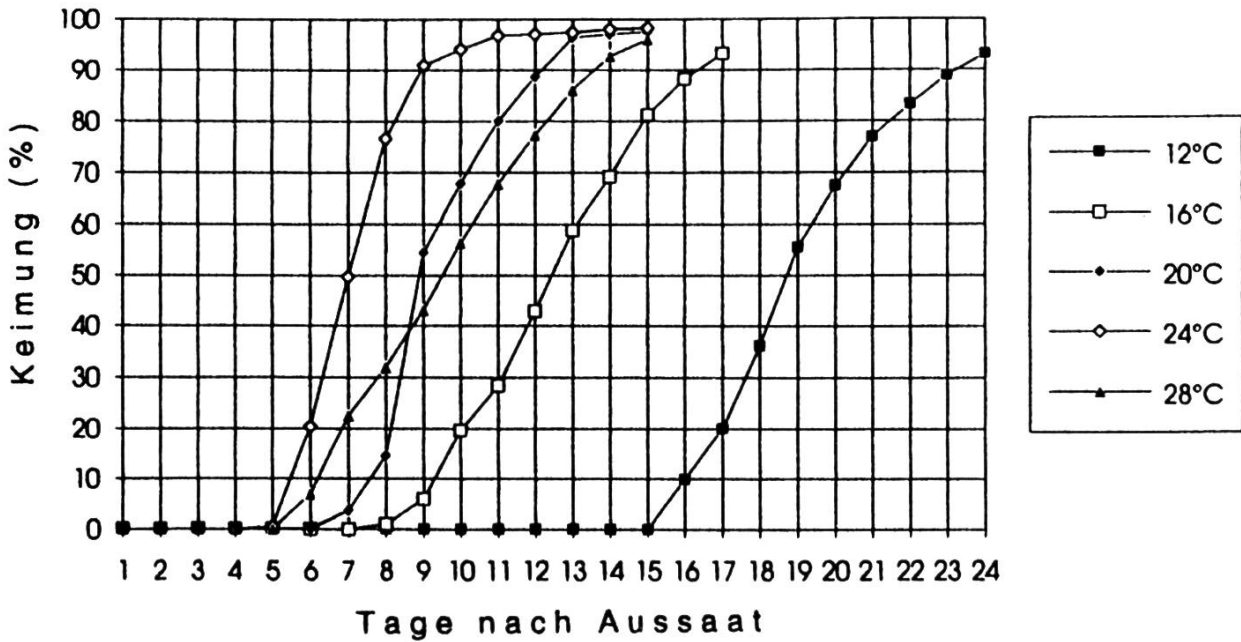


Abb. 11:

Verlauf der Sporenkeimung bei *Asplenium fontanum* in Abhängigkeit von der Temperatur.

Anders ist die Situation der Dunkelkeimer (wie etwa *Botrychium*- oder *Lycopodium*-Arten) zu bewerten. Hier dauert die Keimung (soweit sie im Experiment überhaupt induziert werden konnte) wesentlich länger (t_{50} -Werte bei 3 Monaten und darüber) und die Keimraten liegen deutlich unter 100% (60% bei *Botrychium lunaria*, hingegen nur 8% bei *B. matricariifolium*). Allerdings ist es fraglich, ob die unter Laborbedingungen zustande gekommenen Resultate dieser keimungsbiologisch hoch spezialisierten Gruppe (Keimung unterirdisch, im Dunkeln, nur bei Anwesenheit entsprechender pilzlicher Symbiosepartner, Prothallien bleich, mykotroph) auf Freilandverhältnisse übertragbar sind. Experimentell kann die Keimung ohnehin nur auf geeigneten Nährböden (Saccharosezusatz, Ammonium als einzige Stickstoffquelle) und bei sterilem Arbeiten induziert werden. Es erscheint plausibel, anzunehmen, dass bereits das eingeschränkte Keimvermögen sich reproduktionshemmend auswirken kann und damit eine mögliche biologische Ursache für die Gefährdung dieser Arten darstellt.

Auch bei den im Wasser lebenden heterosporen Arten ist ein keimungsbiologisches Risiko ersichtlich: Für eine Fortpflanzungserfolg müssen zwei verschiedene Arten von Sporen zur Keimung gelangen. Im Falle von *Isoetes lacustris* keimten innerhalb von 3 Monaten die Mikrosporen zwar zu 80%, die Makrosporen hingegen nur zu 20%.

Populationsgenetik

Isoenzymanalysen wurden bisher vor allem an Flachbärlappen sowie den Arten *Dryopteris cristata*, *Osmunda regalis* und *Thelypteris palustris* durchgeführt. Mit Hilfe des Enzyms Phosphoglucoseisomerase (PGI) konnte innerhalb eines Massenbestandes von *Lycopodium zeilleri* in einem fränkischen Kiefernwald genetische Variabilität nachgewiesen werden (Abb. 12). Entlang eines Transektes, bei dem in Abständen von 1 m je eine Probe entnommen wurde, konnten zwei unterschiedliche Bandenmuster gefunden werden: Eines in den Proben 1 - 3, das andere in den Proben 4 - 21. Diese ausgedehnte Population stellt also keinen Klon dar, sondern geht auf mindestens zwei Ansiedlungsereignisse zurück. Von den insgesamt 14 in Form eines Transektes untersuchten Flachbärlapp-Beständen zeigten 4 Variabilität (drei davon gehörten zu *L. zeilleri*, einer zu *L. complanatum*), 10 erwiesen sich hingegen als einheitlich. Noch grösser ist die Variabilität zwischen den Populationen der einzelnen Arten.

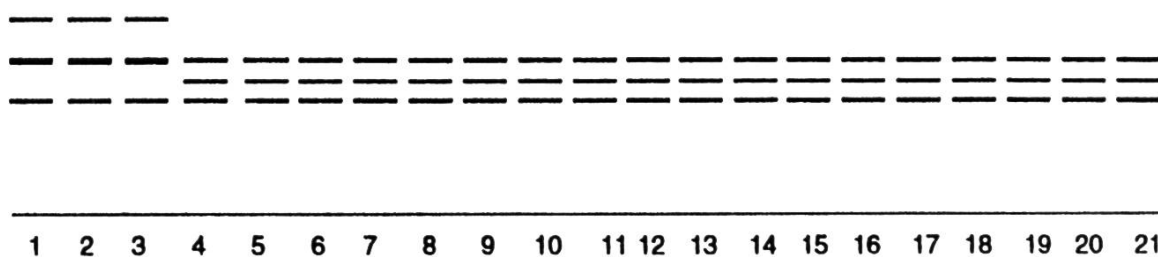


Abb. 12:

Schema des PGI-Bandenmusters, das entlang eines Transektes mit Abständen von 1 m (Punkte 1 - 21) durch einen Bestand von *Lycopodium zeilleri* in einem Kiefernwald in Franken (Bayern) erhalten wurde.

Bei den anderen Arten (*Dryopteris cristata*, *Osmunda regalis* und *Thelypteris palustris*) wurden jeweils mehrere Populationen aus Nord-, Süd- und Ostdeutschland untersucht. Erstaunlicherweise konnte hierbei nur ein geringes Ausmass an genetischer Variabilität nachgewiesen werden. Alle 6 von *Dryopteris cristata* untersuchten Populationen waren bezüglich der 12 getesteten Enzymsysteme einheitlich. Bei *Osmunda regalis* (4 untersuchte Populationen, 13 Enzymsysteme) zeigte nur 1 Enzym (Hexokinase) innerhalb der Populationen Unterschiede (es traten homo- wie auch heterozygote Pflanzen auf), zwischen den einzelnen Populationen gab es ebenfalls keine Unterschiede. Etwas grösser war die Variabilität bei *Thelypteris palustris*. Innerhalb aller 4 untersuchten Populationen liess sich Variabilität (bei 4 von insgesamt 11 darstellbaren

Enzymsystemen) nachweisen, teilweise traten auch Unterschiede zwischen den Populationen auf.

Danksagung

Die Autoren danken den Herren HANS BÄPPLER (Drolshagen), OLIVER NIEHUIS (Albersweiler) und BURKHARD SCHÄFER (Friedeburg) für Informationen über Wuchsorte von *Osmunda regalis* und Herrn KARSTEN HORN (Erlangen) für das Sammeln der Isoenzymproben von Flachbärlappen. Dieses Forschungsprojekt wird durch das Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit der Bundesrepublik Deutschland finanziert und vom Bundesamt für Naturschutz in Bonn betreut.

Literatur

- AHLMER, W. & BERGMEIER, E. 1991. Floristische Erhebungen in der Bundesrepublik Deutschland - Übersicht und Ausblick. - Natur und Landschaft 66: 423 - 435.
- BROWN, A.H.D., BURDON, J.J. & JAROSZ, A.M. 1989. Isozyme analysis of plant mating systems. In: D.E. SOLTIS & P.S. SOLTIS (eds.). Isozymes in Plant Biology: 73 - 86.
- FINK, H.G. & KLEIFGES, P. 1990. Die Datenbank der Florenkartierung: Struktur und Einsatzfähigkeit der Datenbestände Stand 1980 ("Atlas") für das laufende Kartierungsvorhaben. - Floristische Rundbriefe 23: 150 - 159.
- GARVE, E. 1993. Rote Liste der gefährdeten Farn- und Blütenpflanzen in Niedersachsen und Bremen. - Informationsdienst Naturschutz Niedersachsen 13: 1 - 37.
- HAMRICK, J.L. 1989. Isozymes and the analysis of genetic structure in plant populations. In: D.E. SOLTIS & P.S. SOLTIS (eds.). Isozymes in Plant Biology: 87 - 105.
- KORNECK, D. & SUKOPP, H. 1988. Rote Liste der in der Bundesrepublik Deutschland ausgestorbenen, verschollenen und gefährdeten Farn- und Blütenpflanzen und ihre Auswertung für den Arten- und Biotopschutz. - Schriftenreihe für Vegetationskunde 19: 1 - 210.
- LANDE, R. 1988. Genetics and demography in biological conservation. - Science 241: 1455 - 1460.
- LARCHER, W. 1984. Ökologie der Pflanzen. 4. Aufl. - E. Ulmer, Stuttgart.

- LINSENMAIR, K.E. 1992. Vorwort zur deutschen Ausgabe. In: E.O. WILSON (Hrsg.). Ende der biologischen Vielfalt ? : 11 - 13.
- SCHNITTLER, M. 1993. Wie berücksichtigt der Naturschutz die genetische Variation innerhalb der Arten ? - Forstarchiv 64: 58 - 63.
- SCHROEDER, D. 1983. Bodenkunde in Stichworten. - Hirt, Unterägeri.
- SIMBERLOFF, D. 1988. The contribution of population and community biology to conservation science. - Ann. Rev. Ecol. Syst. 19: 473 - 511.
- SOLTIS, D.E. & SOLTIS, P.S. 1989. Polyploidy, breeding systems, and genetic differentiation in homosporous pteridophytes. In: D.E. SOLTIS & P.S. SOLTIS (eds.). Isozymes in Plant Biology: 241 - 258.
- , ----- (eds.) 1989. Isozymes in Plant Biology. - Dioscorides Press, Portland.
- WESTHUS, W. 1992. Zusatzdaten in Roten Listen. - Schriftenreihe für Vegetationskunde 23: 213 - 216.
- WILSON, E.O. (Hrsg.) 1992. Ende der biologischen Vielfalt ? - Spektrum-Verlag, Heidelberg.
- ZAHLHEIMER, W. 1985. Artenschutzgemässe Dokumentation und Bewertung floristischer Sachverhalte. - Berichte der Akademie für Naturschutz und Landschaftspflege, Beih. 4: 1 - 143.