

Studie im Auftrag des Magistrates der Landeshauptstadt Linz/Naturkundliche Station

HARALD G. ZECHMEISTER
ANDREAS TRIBSCH
DANIELA HOHENWALLNER

DIE MOOSFLORA VON LINZ UND IHRE BEDEUTUNG FÜR DIE BIOINDIKATION

(19 Abbildungen, 14 Tabellen, 1 Anhang)

Manuskript eingelangt am 30. Oktober 2001

Anschrift der Verfasser:
Univ.-Doz. Mag. Dr. Harald G. ZECHMEISTER
Mag. Daniela HOHENWALLNER
Institut für Ökologie und Naturschutz der Universität Wien
Abteilung für Naturschutzforschung, Vegetations- und Landschaftsökologie
Althanstraße 14, 1090 Wien.

Mag. Andreas TRIBSCH
Institut für Botanik der Universität Wien
Abteilung für Systematik und Evolutionsforschung
Rennweg 14, 1030 Wien.

THE BRYOPHYTE FLORA OF LINZ AND ITS APPLICABILITY FOR BIOINDICATION

SUMMARY

In the period 1999–2001 the bryophyte flora of Linz (Austria) was investigated. 319 species were found of which 63 are endangered. This is 31.3 % of the all Austrian number of species and respectively 13.9 % for the endangered bryophytes. 49 species which have been recorded in the literature of the 19th century could not be found any more, including 31 endangered species.

The bryophyte flora is described according to the types of habitats and urban structures. Within the densely populated areas parks (95 species), fortresses (81 species) and industrialised areas (55 species) were remarkable rich in species. On an overall level rivers and their banks were richest in species (108 species). This is due to a great variety of substrates (acidic and basic rocks), high humidity in the vicinity of the rivers and a fairly large number of nearly undisturbed habitats in the north of the city. Fallow lands are also very important for bryophyte diversity (105 species), especially those within large industrial complexes (e.g. VOEST). The most important local „hot-spot“ for bryophytes is the area around the „Freinbergwänd“. Almost 150 species could be found there, which is the result of low radiation, high humidity, a wide range of substrates and nearly no human disturbance.

Bryophytes were taken as bioindicators by use of the methods of IAP (Index of Atmospheric Purity) and VDI (adapted from guideline 3799, 1995). 53 study sites all over the town and 5 trees at each site were analysed regarding species richness, coverage, vitality and reproduction. Q-values (sensitivity factors) which were calculated for each species showed a correlation to the host tree species. There is a strong correlation between fertility, the mode of reproduction and the pollution level. Clusters of similar pollution levels were calculated and drawn as iso-line maps for both methods. Results gained by both methods are fairly similar but differ in some cases, mainly according to differing size of the recording area on various

trees. A comparison of the results of IAP and VDI and data derived from measurements of SO_2 , NO and NO_2 showed a correlation between IAP-indices and SO_2 concentrations. There was no correlation for results derived from VDI, nor for NO and NO_2 .

Additionally the concentrations of Al, As, Cd, Co, Cr, Cu, Fe, Hg, Mo, Ni, Pb, Sb, V and Zn in bryophytes of 11 sites were analysed. Deposition rates were calculated from concentration data. There is a significant correlation for data derived from bryophytes and data from bulk-samplers for As, Cd, Cr, Fe, Hg, Ni, Sb and V. Patterns of depositions are discussed. In comparison to a comparable study the concentrations of Cd, Hg and Pb in this study are lower than in 1995.

INHALTSVERZEICHNIS

1	Einleitung	114
2	Das Untersuchungsgebiet	115
2.1	Naturräumliche Gliederung	115
2.1.1	Unterteilung des Kartierungsgebietes	115
2.1.1.1	Linz-Urfahr	116
2.1.1.2	Linz-Mitte	116
2.1.1.3	Linz-Süd	116
2.2	Klima	117
2.2.1	Großklima	117
2.2.1.1	Temperatur	117
2.2.1.2	Niederschläge	117
2.2.1.3	Luftfeuchtigkeit	117
2.2.1.4	Winde	117
2.2.2	Mikroklima	118
3	Methodik	118
3.1	Flächenauswahl	118
3.1.1	Allgemeines	118
3.1.2	Auswahlkriterien	118
3.1.3	Kartierungsgrundlagen	119
3.2	Methodik der Kartierung	119
3.2.1	Allgemeine floristische Erhebung	119
3.2.2	Erhebungen zur Bioindikation	119
3.2.2.1	IAP-Erhebung	119
3.2.2.2	VDI-Kartierung	120
3.2.2.3	Erhebung der atmosphärischen Schwermetalldepositionen	121
3.3	Erhebungszeit	123
3.4	Nomenklatur	123
3.5	Eingabe und Verwaltung der Daten	123
3.6	Auswertung der Daten	124
3.6.1	IAP-Methode	124
3.6.2	VDI-Methode	124
3.6.3	Allgemeine statistische Methoden	125
4	Ergebnisse	125
4.1	Floristik	125
4.1.1	Allgemeines	125
4.1.2	Gefährdete Arten	126
4.1.3	Funde besonders bemerkenswerter Moosarten	126
4.1.4	Vergleich mit den historischen Angaben	127
4.2	Moose der Biotoptypen	132
4.2.1	Siedlungsgebiete	132

4.2.1.1	Innenstadt	133
4.2.1.2	Blockrandbauten	133
4.2.1.3	Neuere Bauten (z. B. Großformen, Wohnzeilen)	135
4.2.1.4	Historische Befestigungsanlagen	136
4.2.1.5	Einzelhäuser	136
4.2.2	Parkanlagen	136
4.2.3	Einzelbäume und Alleen	137
4.2.4	Friedhöfe	138
4.2.5	Feldgehölze	139
4.2.6	Industriegebiete	139
4.2.6.1	Dämme	140
4.2.6.2	Gleisanlagen	140
4.2.6.3	Industriebrachen	141
4.2.6.4	Schlackenhalde (im Werkbereich der VOEST)	141
4.2.6.5	Baumbestände	142
4.2.7	Landwirtschaftliche Nutzflächen	143
4.2.7.1	Ackerflächen	143
4.2.7.2	Fetwiesen und Weiden	144
4.2.7.3	Obstbaumwiesen und -alleen	144
4.2.7.4	Feuchtwiesen	145
4.2.8	Magerwiesen und Halbtrockenrasen	145
4.2.9	Brachen	145
4.2.10	Gewässer	146
4.2.10.1	Fließgewässer und Quellfluren	147
4.2.10.2	Stillgewässer	151
4.2.11	Der Linzer Donaudurchbruch	152
4.2.11.1	Urfahrer Wände	152
4.2.11.2	Südlicher Donaudurchbruch	152
4.2.12	Pleschinger Sandgrube	153
4.2.13	Wälder	154
4.2.13.1	Auwälder	154
4.2.13.2	Trockene bis frische Laubmischwälder	155
4.2.13.3	Erlen-Wälder	157
4.2.13.4	Fichtendominierte Wälder und Forste	157
4.3	Ellenberg'sche Zeigerwerte	158
4.4	Bioindikation mit Moosen	159
4.4.1	IAP und VDI Kartierung	159
4.4.1.1	Toxitoleranz von Moosen	160
4.4.1.2	IAP-Index	163
4.4.1.3	VDI-Methode	163
4.4.1.4	Interpretation der Luftgütekarten	166
4.4.1.5	Methodenvergleich von IAP und VDI	169
4.4.2	Vergleich der Moosdaten mit den Luftschadstoffmessungen	169
4.4.3	Bioindikation der atmosphärischen Schwermetalldepositionen	170
4.4.3.1	Allgemeines	170
4.4.3.2	Ergebnisse	170
4.4.3.3	Interpretation der Ergebnisse	171
4.4.3.4	Vergleich mit den Messdaten der Bergerhoff-Sammler	171
4.4.3.5	Vergleich der Ergebnisse mit den gesamtösterreichischen Ergebnissen	172
5	Schlussfolgerungen für den Naturschutz	173
6	Danksagung	174
7	Literatur	174
8	Anhang	179

1 EINLEITUNG

Moose (Bryophyta) gehören zur Gruppe der samenlosen Pflanzen, den Kryptogamen. Es gibt in Österreich 1018, weltweit ca. 25.000 Arten. Taxonomisch werden sie nach jüngerer systematischer Literatur (z. B. HEDDERSON u. a. 1998) in 4 Klassen unterteilt: Hornmoose (Anthocerotopsida), 2 Gruppen Lebermoose (Marchantiopsida, Jungermanniopsida) und Laubmoose (Bryopsida).

Der Lebenszyklus variiert zwischen zwei Generationen, dem haploiden Gametophyten - der eigentlichen grünen Moospflanze - und dem diploiden Sporophyten. Moose haben somit den höchst entwickelten Gametophyten im gesamten Pflanzenreich.

Aus den Sporen keimt der fädige oder seltener thallose Vorkeim (Protonema), auf welchem sich eine oder mehrere Knospen entwickeln. Der Vorkeim ist sehr empfindlich gegenüber Luftverschmutzung, weshalb in belasteten Gegenden zuerst die Verjüngung ausfällt, gleichzeitig aber entwickelte Pflanzen noch zu finden sind.

An der grünen Moospflanze entwickeln sich die Gametangien und nach erfolgreicher Befruchtung, die an das Vorhandensein von flüssigem Wasser (z. B. Regen) gebunden ist, kommt es zur Sporophytenbildung. Die Sporen, die oft in großer Zahl gebildet werden (bis zu 1 Million Sporen beim Haarmützenmoos) dienen dann der eigentlichen Ausbreitung. In Abhängigkeit von der Sporengröße können diese oft mehrere tausend Kilometer verfrachtet werden.

Die grüne Moospflanze (der Gametophyt) ist oftmals klein (unter 1 cm), kann aber bis zu 50 cm groß werden (z. B. *Polytrichum commune*). Meist wachsen Moose nicht einzeln sondern in Gruppen, die schon früh mit einer eigenen Terminologie belegt wurden (z. B. Polster, Decken, Filze etc., nach MÄGDEFRAU 1982). Moose sind zwar in Bezug auf ih-

ren anatomisch-morphologischen Bau relativ einfach, zeigen aber eine große Vielfalt an physiologischen Anpassungen (z. B. SMITH 1982, BATES u. FARMER 1992), die auch das Überleben in äußerst lebensfeindlichen Klimaten ermöglichen. Nicht zuletzt deshalb sind Moose Pioniere in der Besiedelung verschiedenster Lebensräume und treten als Wegbereiter für Höhere Pflanzen auf. Mit Ausnahme von Salzwasser besiedeln Moose fast alle Substrate (z. B. Gestein, Holz etc.) und Lebensräume, wenngleich sie in feuchten Lebensräumen besonders gut gedeihen.

Bryophyta eignen sich aufgrund ihrer anatomisch-morphologischen Voraussetzungen in besonderem Maße als Bioindikatoren: z. B. fehlt ihnen eine Cuticula oder ein effizientes internes Leitsystem. Bezüglich physiologischer Parameter, vor allem bei der Wasser- und Nährstoffaufnahme (z. B. direkte Aufnahme von Wasser und Nähr- und Schadstoffen aus der Atmosphäre, ohne Einfluss der Pufferwirkung des Bodens) nehmen Moose ebenfalls eine Sonderstellung ein. Sie reagieren zumeist sensibler und unmittelbarer als Höhere Pflanzen auf Veränderungen der Umwelt.

Moose finden demnach seit einigen Jahren verstärkt Anwendung im Bereich der Bioindikation und des Biomonitorings (BURTON 1990, FRAHM 1998, ZECHMEISTER u. a. 2002). Dabei liegen die Anwendungsschwerpunkte einerseits in der Verwendung von Moosen als Akkumulationsindikatoren, andererseits im Einsatz als Reaktionsindikatoren. Beide Methoden dienen zur Erfassung kurz- und langzeitlicher Veränderungen aufgrund des Einflusses anthropogener Schadstoffe, welche der atmosphärischen Deposition unterliegen. Wie eine Reihe von Untersuchungen auf dem Gebiet der Reaktionsindikation gezeigt haben, sind Moose vor allem gegenüber SO₂ empfindlich, dienen aber auch als Gradmesser für den Einfluss von NO_x, Fluoriden sowie toxischen

organischen Verbindungen (z. B. GILBERT 1970, COMEAU u. LEBLANC 1971, RAO 1982, ZECHMEISTER u. a. 2002). Untersuchungen haben bewiesen, dass parallel zum Grad der Industrialisierung ein zum Teil dramatischer Artenrückgang zu verzeichnen ist. In jüngster Zeit sind jedoch ehemals durch Immissionen „freigelegte“ Substrate und Stadtbereiche wieder von Moosen besiedelt worden, nachdem emissionshemmende Maßnahmen gesetzt wurden (z. B. GILBERT 1992, STAPPER u. a. 2000, FRANZEN 2001). Diese unmittelbare Reaktion der Bryophyta steht in engem Zusammenhang mit ihren hoch volatilen Verbreitungseinheiten und ihrer Fähigkeit als Pioniere von Höheren Pflanzen kaum besiedelbare Substrate zu erobern. Durch die Erfassung dieser sensiblen Pflanzengruppe und die Beurteilung der Vitalität ausgewählter Arten, lassen sich einerseits bereits jetzt Aussagen zum aktuellen Stand der Belastung mit Luftschadstoffen machen, andererseits dienen derartige Arbeiten als Grundlage für längerfristige Monitoringprogramme.

Die Erforschung der Moosflora von Österreich hatte Mitte des 19. Jahrhunderts einen deutlichen Schwerpunkt. Es liegen auch zahlreiche alte Aufzeichnungen aus städtischen Lebensräumen vor (z. B. WELWITSCH 1834, POKORNY 1854, POETSCH 1859). Auch über Linz gibt es historische Florenwerke (ASPÖCK 1859, WEGERSDORFER 1892), bzw. Angaben über Linzer Moosfunde (z. B. POETSCH 1859).

Erst in allerjüngster Zeit erfährt die bryologische Forschung in Städten wieder einen Auf-

schwung. Das Bewusstsein um die Bedeutung der Grünraumausstattung einer Stadt für das Wohl der Bevölkerung hat deutlich zugenommen. Und Moose sind ein wichtiger Bestandteil der Stadtokosysteme. Studien aus verschiedenen europäischen Ländern haben dies unter Beweis gestellt (SCHAEPE 1986, DÜRHAMMER 1992, LÜTT u. a. 1994, SORIA u. RON 1995, SOLGA 1998). In Österreich gibt es bisher nur wenige punktuelle Erhebungen (z. B. ZECHMEISTER 1992, ZECHMEISTER u. GRABHERR 1998) bzw. erste Teile einer flächendeckenden Kartierung in Wien (HOHENWALLNER 2000, HOHENWALLNER u. ZECHMEISTER 2001, HUMER u. ZECHMEISTER 1999, 2001) und seit allerjüngster Zeit eine Kartierung der Stadt Salzburg (GRUBER 2001). In vielen Fällen der Stadtkartierung besteht ein starker Bezug zur Funktion von Moosen als Bioindikatoren (DILG 1998, HOHENWALLNER 2000, FRANZEN 2001).

Die vorliegende Arbeit hat zwei Zielsetzungen:

* Erforschung der aktuellen Linzer Moosflora, basierend auf einer repräsentativen, aber nicht flächendeckenden Kartierung. Für Moose besonders wichtige Standorte und Biotoptypen sollten gefunden und Veränderungen in Hinsicht auf historische Quellen beleuchtet werden.

* Verwendung von Moosen als Bioindikatoren für verschiedene Schadstoffgruppen (SO_2 , NO_x , Schwermetalle) unter Einsatz verschiedener Methoden, und Errichtung einer Basis für ein längerfristiges Monitoring-Programm.

2 DAS UNTERSUCHUNGSGEBIET

2.1 Naturräumliche Gliederung

2.1.1 Unterteilung des Kartierungsgebietes

Das Kartierungsgebiet wurde in drei Abschnitte gegliedert, welche sich aufgrund naturräumlicher Gegebenheiten, klimatischer Bedingungen, der Siedlungsdichte und der

Nutzungsintensität; nach Peschl (1983) und SCHADLER unterscheiden lassen.

Diese drei Einheiten sind: Linz-Urfahr, Linz-Mitte und Linz-Süd.

Alle Angaben in Bezug auf Geomorphologie, Geologie und Böden folgen JANIK (1961), KOHL (1960a, 1960b), PESCHEL (1983), SCHADLER (1964).

2.1.1.1 Linz-Urfahr

Geomorphologie

Dieser Abschnitt wird im Süden von der Donau, ansonst durch die Stadtgrenze umschlossen.

Der nördliche Teil dieses Abschnittes liegt im Bereich der naturräumlichen Haupteinheit „Linzer Randberge“. Diese Haupteinheit ist in sich inhomogen. Plateaulagen sind von teils steilen Kerbtälern durchzogen, das größte von ihnen ist der Haselgraben, welcher (wie die meisten Kerbtäler) einer geologischen Störung folgt.

Die Höhererstreckung liegt zwischen 250 m (Donau) und 600 m (Altenberg).

Landschaftlich ist das Gebiet einerseits durch die landwirtschaftlichen Nutzflächen (Wiesen, Weiden, Ackerflächen) einzelner Höfe geprägt, andererseits dominieren großflächige Waldungen, vor allem die Oberhanglagen und die Flanken der Talungen. Die Unterhänge und tiefen Lagen sind auch durch das stark expandierende Siedlungsgebiet gekennzeichnet.

Geologie und Böden

Der nördliche Abschnitt gehört zur Böhmisches Masse. An Gesteinen dominieren einerseits Perlgneise (praevariszische Schiefergneise) sowie Granite (Altenberger und Weinsberger Granit), letztere vor allem im östlichen Teil. Das variszische Grundgebirge ist in den unteren Lagen von tertiären und quartären Ablagerungen überdeckt (Linzer Sande, Löss, Hangfußlehme und Schotter unterschiedlichen Alters).

Dem Untergrund entsprechend kommen über Silikat primär saure Braunerden mit unterschiedlicher Mächtigkeit vor. Am Fuße der Bachtäler und in Plateaulagen sind vereinzelt auch Gleyböden entwickelt. Die Tallagen sind von teilweise anthropogen überformten Auböden geprägt.

2.1.1.2 Linz-Mitte

Geomorphologie

Dieser Teil wird im Norden und Osten von der Donau (bis zur Traunmündung) begrenzt. Im Westen von der Stadtgrenze und im Süden von dem unter „Nordgrenze Linz-Süd“ beschriebenen Verlauf umschlossen.

Der zentrale und östliche Teil des Abschnitts Linz-Mitte gehört zur naturräumlichen Haupteinheit „Linzer Donauefeld“, der westliche Teil beinhaltet Teile der Linzer Randberge und der Traun-Enns Platte. Das Industriegebiet liegt auf den Niederterrassen des Linzer und Astener Feldes.

Das Gebiet ist landschaftlich vor allem durch den dicht bebauten Siedlungsbereich und die Industriezonen geprägt. Vereinzelt landwirtschaftliche Flächen im Nordwesten und Südwesten des Gebiets, sowie kleinere Waldungen (z. B. Wasserwald) sind in diesem Abschnitt von eher untergeordneter Bedeutung.

Geologie und Böden

Die ursprünglichen Flussschotter und Hangfußlehme im Untergrund der tiefen Lagen sind durch anthropogene Ablagerungen fast gänzlich überdeckt. Im Nordwesten stehen im Bereich der Freinbergwände die Perlgneise an, zusätzlich sind entlang des Westrandes Löss und Linzer Sande zu finden.

Neben Resten von autochthonen, tiefgründigen Böden findet man im Ostteil vor allem anthropogen beeinflusste, flachgründige, teilweise sehr nährstoffreiche Böden. Der West- und der Südabschnitt zeigen eine Vielfalt an Braunerden unterschiedlicher Tiefgründigkeit, sauren bis alkalischen Chemismus, in Abhängigkeit vom Ausgangsgestein.

2.1.1.3 Linz-Süd

Geomorphologie

Die Nordgrenze dieses Abschnittes ist der Weidingerbach bis zur Mühlkreisautobahn,

weiter der Jaucker-Bach bis zur Mündung in die Traun, die Traun und die Donau. Im Süden ist das Gebiet durch die Stadtgrenze begrenzt.

Das Untersuchungsgebiet hat Anteil an den naturräumlichen Haupteinheiten „Unteres Trauntal“, „Traun-Ennsplatte“ und „Linzer Donauefeld“.

Das Gebiet ist geprägt durch die weiten Terrassenfelder von Donau und Traun, welche durch Besiedelung stark überformt sind. Markante Geländestufen trennen meist die einzelnen Terrassen.

Die Krems-Ennsplatte ist durch weite Talungen (z. B. Wambach) zerschnitten und liegt zwischen 260 m und 340 m.

Landschaftlich dominieren diesen Abschnitt einerseits die großen Auwälder (Traun / Donau) andererseits landwirtschaftlich genutzte Einheiten (vor allem Ackerbau). Im Raum Pichling bestimmt expandierende Siedlungstätigkeit das Landschaftsbild.

Geologie und Boden

Alluviale Ablagerungen prägen die Terrassenfelder. Als zweiter wichtiger geologischer Faktor sind die Lössablagerungen zu betrachten (z. B. Hochterrasse Ebelsberg). Tonmergel, Schiefertone und andere Wasser stauende Molassesedimente sorgen für Quellaustritte und Vernässungen.

An Böden dominieren diesen Abschnitt kalkreiche, verbraunte Graue Auböden in der Austufe und flachgründige Braunerden auf den Niederterrassen. Die Übergänge sind bisweilen fließend. Auf den Hochterrassen findet man primär tiefgründige Braunerden und vereinzelt Löss- oder Gleyböden.

2.2 Klima

2.2.1 Großklima

Das Klima des Großraumes Linz kann als feucht-temperiertes, warm gemäßigtes Regenklima angesprochen werden.

Die Kennwerte der Station Linz sind wie folgt (nach WALTHER 1984, ROLLER 1959):

2.2.1.1 Temperatur

Mittlere Jahrestemperatur: 8,9 °C; mittleres Jännermittel: 1,7 °C; mittleres Julimittel: 18,9 °C; mittleres tägliches Minimum des kältesten Monats: -4 °C; absolutes Minimum: -28 °C.

Das Jahrestemperaturmittel der Station Linz-Pöstlingberg liegt ca. 1 °C unter dem der Station Linz-Mitte.

2.2.1.2 Niederschläge

Mittlerer jährlicher Niederschlag: 844 mm.

Das Monatsmittel der Niederschläge hat ein deutliches Maximum im Sommer (Juni bis August).

Die Niederschläge der Station Linz-Pöstlingberg liegen im Jahresmittel ca. um 40 mm über jenen von Ebelsberg um 40 mm unter denen der Station Linz-Mitte.

Niederschlagsreicher sind die Talung und die Flanken des Haselgrabens (um 900 mm), während die Trefflinger Berge und das Altenberger Hochland unter den Werten der Station-Pöstlingberg liegen.

2.2.1.3 Luftfeuchtigkeit

Mittlere Jahresluftfeuchte: 77 %; Jännermittel: 83 %; Julimittel: 71 %.

Aufgrund der Beckenlage kommt es verstärkt zu Inversionswetterlagen, vor allem in den Morgen- und Abendstunden der Herbst- und Wintermonate.

Nebelereignisse sind im Süden der Stadt ca. doppelt so häufig wie in Linz Mitte und sogar fünfmal so häufig wie in den Hochlagen von Linz-Urfahr (Amt der Oö. Landesregierung). Bevorzugt treten Nebel im Winterhalbjahr auf.

2.2.1.4 Winde

Allgemein dominieren Westwinde. Die geomorphologischen Gegebenheiten beeinflussen

bisweilen deutlich lokale Windsituationen (z. B. entlang des Donautales im Süden der Stadt NW-Winde, Haselgraben Nord/Süd-Winde). Eine detaillierte Darstellung der Windverhältnisse, die auch maßgeblichen Einfluss auf die Immissionssituation und somit Luftgüte der Stadt haben, geben MURSCH-RADLGRUBER u. a. (1999).

2.2.2 Mikroklima

Den großräumigen klimatischen Angaben stehen die zum Teil stark abweichenden mikroklimatischen Standortbedingungen gegenüber. Die Variationsbreite schwankt von den atlantisch

getönten Bachschluchten einzelner Urfahrer Bäche bis hin zu den kontinental getönten „Industriesteppen“ oder submediterranen Wärmeinseln im Donaudurchbruch bzw. den Heißländern der Traunauen.

In erster Linie sind es die mikroklimatischen Verhältnisse, die das Vorkommen von Moosen bestimmen (z. B. BUSBY u. a. 1978, FURNESS u. GRIME 1982, PITKIN 1975, ZECHMEISTER 1995). Mikroklimatische Daten sind zumeist aber leider kaum durch Messungen belegt. Auf mikroklimatische Eigenheiten wird in der Besprechung der einzelnen Standortstypen immer wieder eingegangen.

3 METHODIK

3.1 Flächenauswahl

3.1.1 Allgemeines

Um die Freilandarbeit möglichst effizient zu gestalten, wurde der Flächenauswahl ein großes Augenmerk geschenkt. Eine flächendeckende Bearbeitung des gesamten Stadtgebietes im Stile einer traditionellen floristischen Kartierung war aus zeitlichen und finanziellen Gründen nicht durchführbar. Es mussten daher alternative Wege ausgearbeitet werden. In mehreren, neueren Untersuchungen wird an Stelle einer flächendeckenden Rasterkartierung mit einer stratifizierten Stichprobenauswahl gearbeitet (z. B. GRABHERR u. a. 1998, HOHENWALLNER u. ZECHMEISTER 1999). Für die Stadt Linz boten sich als Grundlage einer stratifizierten Stichprobenauswahl theoretisch die Ergebnisse der Biotopkartierung der 80er Jahre (z. B. ARGE 1990, LENGACHER u. a. 1990) an. Die Ergebnisse dieser Kartierung lagen aber zum Bearbeitungsbeginn nur teilweise in aufbereiteter, digitalisierter Form vor. Eine ausschließlich automatisierte, zufällige (also „objektive“) Stichprobennahme entfiel daher zu diesem Zeitpunkt. Deshalb mussten zusätzlich subjektive Auswahlkriterien angewendet werden.

Als Vertiefung gegenüber der Biotopkartierung, und um der besonderen Fragestellung der vorliegenden Studie Rechnung tragen zu können, wurden zusätzlich auch Standorte berücksichtigt, welche nicht in der Biotopkartierung ausgewiesen wurden, die aber aus bryologischer Sicht interessant schienen.

3.1.2 Auswahlkriterien

A) Verwendung der Daten der Biotopkartierung 1987-1989:

Im Zuge der bryofloristischen Kartierung wurden ausgewählte, in der Biotopkartierung (ARGE 1990, LENGACHER u. SCHANDA 1990) ausgewiesene Biotope auf ihre Moosflora hin untersucht. Dadurch ist eine direkte Zuordnung der bryologischen Artengarnitur zu den bereits erhobenen Daten eines Biotops möglich, was nicht zuletzt eine Aufwertung der bisherigen bzw. künftigen Biotopkartierung bedeutet. Aufgrund des Wissens um Aut- und Synökologie der in Österreich vorkommenden Bryophyta ließen vorweg bestimmte Biotoptypen eine reichhaltige Moosartengarnitur erwarten (Schluchtwälder, Erlen-Eschenwälder, Wälder mit Blockschutthaldden, unverbaute Bachläufe u. v. m.). Weiters wurde bei der Flächenvor-

auswahl die Schutzkategorie einbezogen. Dabei wurden Biotope der Schutzkategorie A oder B (LEGLACHER u. SCHANDA 1990) besonders berücksichtigt.

Aus einem großen Pool an potentiellen Standorten (z. B. schutzwürdige Einzelbäume) wurden jene herausgegriffen, welche aus bryologischer Sicht als wertvoll einzustufen sind (z. B. Eschen, Linden), andere (z. B. Platanen, Birken) dementsprechend weitgehend vernachlässigt. Durch eine derartige Auswahl konnte trotz eingeschränkten Geländeaufwandes eine umfassende Dokumentation der Bryoflora erwartet werden.

Weiters wurde durch die Biotopkartierung das Auffinden von Flächen für die IAP-Methode sowie die VDI-Methode unterstützt, da diese Methoden an Baumbestände mit bestimmter Artengarnitur und Struktur gebunden sind. Beide Faktoren ließen sich über die Daten der Biotopkartierung ermitteln.

B) Nicht biotopbezogene Flächen

Da die Biotopkartierung primär an Höheren Pflanzen ausgerichtet war, sind bryologische Diversitätszentren nur teilweise erfasst worden. Daher sollten auch ausgewählte Flächen außerhalb der bereits ausgewiesenen Biotope untersucht werden. Besonderes Augenmerk wurde dabei den Industrieflächen (im weiteren Sinne, inkl. Hafen und Bahnanlagen), den Ackerflächen sowie nicht ausgewiesenen Kurzzeitbrachen geschenkt. Weiters wurden auch die Siedlungsbereiche (z. B. der dicht verbaute innerstädtische Bereich) eingehend untersucht.

Ähnlich wurde in den Gebieten verfahren, für die keine einsehbaren Ergebnisse der Biotopkartierung vorlagen (z. B. Römerberg, Freinberg, KG Posch). In diesen Stadtteilen gab es keine Einschränkung auf bestimmte Biotoptypen.

3.1.3 Kartierungsgrundlagen

Zur Herstellung eines räumlichen Bezuges wurde die Stadtkarte von Linz (1 : 5000, Auflage 1990) herangezogen. Biotopbezogene Aufnah-

men sowie bemerkenswerte Einzelfunde wurden darin entsprechend vermerkt. Ebenso wurden VDI- und IAP-bezogene Aufnahmepunkte sowie die Aufsammlungslokalitäten zur Schwermetalluntersuchung in dieser Karte ausgewiesen.

3.2 Methodik der Kartierung

Im Untersuchungsgebiet kamen mehrere Methoden der Kartierung zum Einsatz:

- * Allgemeine floristische Erhebung
- * Bioindikatorische Erhebungen
 - * IAP-Methode
 - * VDI-Methode
 - * Schwermetalluntersuchungen

3.2.1 Allgemein floristische Erhebung

Diese stellte die grundsätzliche Form der Kartierung dar, welche primär auf den im Kapitel „Auswahlkriterien“ genannten Flächen abgelaufen ist.

Neben den biotopbezogenen Aufnahmen (245 Aufnahmen) wurden im gesamten Gebiet punktuell auftretende Einzelarten verzeichnet. In diesen wurden die Moosarten, ein räumlicher Bezug, der Biotoptyp, der Substrattyp (inkl. allfälliger Trägerbäume) und die Häufigkeit in einer dreistufigen Skalierung verzeichnet.

Auf diesen Erhebungen basieren neben den thematischen Artenlisten auch die Beschreibungen der einzelnen Lebensräume und ihres bryologischen Inventars.

Die gesammelten Moose sind in den Privatherbarien von H. G. ZECHMEISTER und A. TRIBSCH belegt. Eine Auswahl an Arten wurde auch dem Herbar des Biologiezentrums Linz (Doz. Dr. Speta) übergeben.

3.2.2 Erhebungen zur Bioindikation

3.2.2.1 IAP-Erhebung

LEBLANC und DE SLOOVER (1970) haben den „Index of Atmospheric Purity“ (IAP) entwickelt.

Dabei werden mehrere Indizes zur Bestimmung der Luftqualität durch Moose (und Flechten) berücksichtigt.

In dieser Methode (wie auch bei der VDI-Methode) kamen in Linz ausschließlich epiphytische Moose zum Einsatz. Diese sind in besonders hohem Ausmaß für die Indikation von Luftschadstoffen geeignet. Dies hat mehrere Ursachen:

Durch die Krone eines Baumes wird ein relativ großer Luftraum „ausgekämmt“. Ein Großteil der im Regenwasser gelösten Schadstoffe wird entlang des Stammes abgeleitet. Da die Borke in viel geringerem Ausmaß als z. B. der Boden diese Schadstoffe filtert bzw. neutralisiert sind die epiphytischen Moose entlang des Stammes in hohem Ausmaß mit den konzentrierten, toxischen Substanzen konfrontiert. Aufgrund fehlender Schutzmechanismen (z. B. einer Cuticula) reagieren die Moose meist unmittelbar auf den Schadstoffeintrag.

Die Zahl der Untersuchungspunkte für die IAP-Kartierung ist vom Untersuchungsgebiet abhängig und hat in Linz 53 Untersuchungsflächen umfasst. Pro Untersuchungspunkt wurde der Moosbewuchs von 4-7 Bäumen analysiert, d. h. in Summe wurden 263 Einzelbäume für diese Art der Kartierung untersucht.

In Linz wurden folgende Baumarten untersucht: Esche (25 Standorte; *Fraxinus excelsior*), Ahorn (13 Standorte; *Acer negundo*, *A. platanoides*, *A. pseudoplatanus*), Linde (4 Standorte; *Tilia cordata*), Nuss (4 Standorte; *Juglans regia*) sowie je zweimal Pappel (*Populus nigra*), Eiche (*Quercus robur*) und Weide (*Salix* spp.). Diese Baumarten sind sich in ihren Borkeneigenschaften weitgehend ähnlich (siehe auch VDI-Kartierung bzw. Ergebnisse).

Der Moosbewuchs jedes Untersuchungsbaumes wird bei dieser Methode bis in eine Höhe von 2 m erfasst. Wurzelnahe Bestände, welche im Einflussbereich des Bodens stehen, wurden nicht berücksichtigt.

3.2.2.2 VDI-Kartierung

Für die Kartierung von Flechten zu bioindikatorischen Zwecken wurde eine standardisierte Methode entwickelt (VDI-Richtlinie 3799, Blatt 1, 1995). Primär finden bei dieser Kartierungsart nur epiphytische Flechten Verwendung. Da Flechten und Moose in ihrem physiologischen Verhalten viele Analogien zeigen, kann diese Methode auch auf Moose übertragen werden (z. B. DILG 1998, FRANZEN 2001).

In der VDI-Richtlinie wird besonders auf die Standardisierung der mikroklimatischen Verhältnisse sowie auf die Vereinheitlichung der Borkeneigenschaften der Trägerbäume Rücksicht genommen:

In der Auswahl der Trägerbäume müssen vergleichbare Licht-, Wind und Feuchtigkeitsbedingungen vorliegen. Demgemäß werden frei oder in Kleingruppen stehende Bäume bevorzugt. Dichte, geschlossene Bestände werden ausgeschlossen.

Die Borkeneigenschaften (Trophiegrad, pH-Wert, Feuchtigkeit etc.) der untersuchten Bäume sollten weitgehend gleich sein. Da sich die Forderung nach der Verwendung einer einzigen Trägerbaumart meist nicht erfüllen lässt, müssen Bäume mit vergleichbaren Eigenschaften herangezogen werden. So gelten z. B. Esche-Walnuss-Apfel-Pappel-Ulme als eine Kartierungsgruppe, Linde-Ahorn-Birne-Robinie als eine weitere. Doch auch Alter und somit Brusthöhendurchmesser und Kronenform/-größe sollen vergleichbar sein. Alle Untersuchungsobjekte müssen gerade Stämme aufweisen, da auf schräg gewachsenen Objekten völlig andere Depositions- und Stammabflussverhältnisse herrschen.

Pro Untersuchungspunkt wurden 4-5 Bäume analysiert. Die Forderung nach einer Anordnung der Kartierungspunkte in einem bestimmten Raster (z. B. 1 Kartierungspunkt/km²) wurde zu Gunsten der grundsätzlichen Realisierbarkeit der Methode auf Stadtgebiet aufgelöst.

Die qualitative (Arten) und quantitative (Häufigkeit) Erfassung der Moose am Baumstamm

erfolgte standardisiert. An der am stärksten bewachsenen Seite des Baumes („Wetterseite“) wurde ein Aufnahmeraster (Netz) angebracht. Dieser bestand aus 10 Quadraten in der Größe von jeweils 10 x 10 cm, angeordnet in einem Rechteck von 20 cm Breite und 50 cm Höhe (siehe auch Abb. 4). Dieses Aufnahmenetz wurde in Augenhöhe über dem Boden angebracht. Anschließend wurde die Frequenz der einzelnen Moosarten ermittelt, indem die Zahl der Teilflächen, in denen eine Moosart vorkommt, aufgezeichnet wurde (max. Häufigkeit/Frequenz 10). Neben der Aufzeichnung der Frequenz der einzelnen Arten wurden auch noch die Parameter Vitalität, Fortpflanzung und Deckung erfasst. Der Raster wurde nach Abschluss der VDI-Aufnahme wieder entfernt.

3.2.2.3 Erhebung der atmosphärischen Schwermetalldepositionen

Aufsammlung

Es wurden an 11 Standorten (siehe Abb. 1) Moosproben zur Erfassung der atmosphärischen Schwermetalldepositionen gesammelt.

Die Verteilung der Sammelpunkte erfolgte möglichst gleichmäßig über das Stadtgebiet. Neben der letztendlich alles entscheidenden Frage ob des Vorhandenseins adäquat sammelbarer Moose wurden für die Flächenauswahl geologische, topographische und geographische Aspekte und deren potentielle Auswirkungen auf Depositionsmuster (z. B. vorherrschende Winde, siehe auch MURSCH-RADLGRUBER u. a. 1999) berücksichtigt. Im dicht verbauten Gebiet von Linz-Mitte, im zentralen Industriegebiet sowie im agrarisch intensiv genutzten Süden war aufgrund fehlender Moose eine über die Fläche gleichmäßige Verteilung der Aufsammlungen nicht möglich.

Die Aufsammlungen erfolgten soweit möglich in Übereinstimmung mit nationalen und internationalen Richtlinien vergleichbarer Untersuchungen (z. B. RÜHLING 1998, ZECHMEISTER 1997).

Grundsätzlich wurde auf Flächen gesammelt, welche nach oben nicht abgeschirmt sind. Moosproben im Bereich des Kronentraufs von Bäumen können stark veränderte Ionengehalte aufweisen. Der Mindestabstand zum nächsten Baum oder Strauch soll 2 m von der Bodenprojektion der äußersten Äste betragen. Der Entnahmepunkt lag somit in jedem Fall außerhalb des regelmäßigen, direkten oder indirekten Abfluss- oder Tropfbereiches diverser Gehölze.

Es sollte ein Mindestabstand von kleineren Straßen und freistehenden Häusern von ca. 100 m sowie von Forstwegen (geschottert, verfestigt) 5 m eingehalten werden. Diese internationale Vorschrift (z. B. ZECHMEISTER 1997; RÜHLING 1998), welche den Mindestabstand zu Gebäuden und Straßen regelt, konnte innerstädtisch natürlich nicht erfüllt werden (Punkte 3, 8 und 9), wurde aber sonst weitgehend berücksichtigt.

Die Flächengröße eines Sammelpunktes umfasste maximal 50 x 50 m.

Die Probenmenge betrug nach Möglichkeit ca. 2 Liter der jeweiligen Moosart. Die gesammelten Moosproben wurden am Standort von größeren Schmutz- und Streupartikeln gesäubert, die Teilproben wurden „top on top“ in Papiertüten verpackt, um eine Kontamination der zu analysierenden Teile mit eventuell anhaftender Erde zu vermeiden.

Die gesammelten Indikatorarten sind weitgehend identisch mit jenen der internationalen Studien und gewähren die diesbezügliche Vergleichbarkeit der Ergebnisse. Es wurden ausschließlich Bodenmoose gesammelt (siehe Tabelle 1).

Den geologischen und klimatischen Bedingungen entsprechend wurde im Granitgebiet *Pleurozium schreberi* und im übrigen Stadtgebiet *Thuidium abietinum* gesammelt.

Die Aufsammlungen erfolgten zeitgleich mit einer nationalen und europaweiten Studie im selben Design. Dadurch ist auch eine zeitlich

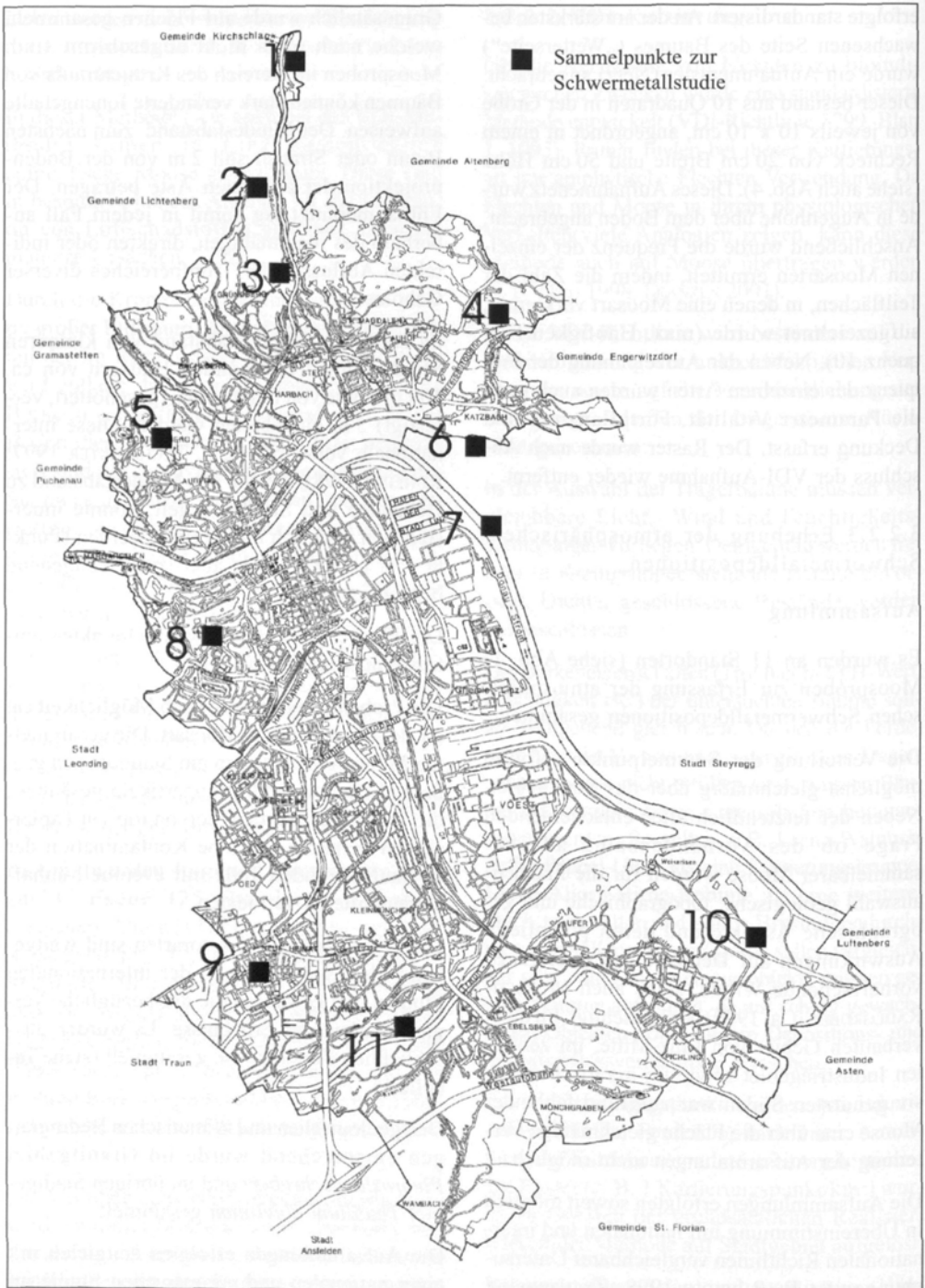


Abb. 1: Karte der Sammelpunkte zur Erfassung der atmosphärischen Schwermetallbelastung.

Tab. 1: Indikatorarten und Standorte der Probennahme zur Untersuchung der Schwermetalldepositionen in Linz.

Nummer	Art	Quadrant	Lokalität	Alter
1	<i>Hylocomium splendens</i>	H40	Haselgraben; Waldrand	2
2	<i>Pleurozium schreberi</i>	G37	Hölmühltal; Weide	2
3	<i>Pleurozium schreberi</i>	G33	Klausenweg; Trockenwiese	2
4	<i>Pleurozium schreberi</i>	N32	Katzbach/Koglerweg; Böschung	2
5	<i>Pleurozium schreberi</i>	D29	Pöstlingberg, Moarwiesen	2.5
6	<i>Thuidium abietinum</i>	O29	Pleschinger Sandgrube	2
7	<i>Thuidium abietinum</i>	N26	Yachthafen; Damm	2
8	<i>Hypnum cupressiforme</i>	F23	Gugl, Roseggerstr.19; Zaun	2.5
9	<i>Entodon concinnus</i>	G13	Neue Heimat, Dieselstraße 22; Innenhof	2
10	<i>Thuidium abietinum</i>	V14	Mitterwasser, Damm	1.5
11	<i>Thuidium abietinum</i>	K12	Kleinmünchen, Damm; Traunauweg	2.5

entsprechende Einbindung in nationale und internationale Ergebnisse möglich.

Aufbereitung

Nach Lufttrocknung der Proben wurden diese von sichtbaren Erd- und Detrituspartikeln befreit. Anschließend wurden die einzelnen Moosstämmchen auf die letzten zwei/drei Jahrestriebe eingekürzt. Diese Arbeit basierte vorwiegend auf den Erfahrungen früherer Studien (ZECHMEISTER 1995, 1998). In manchen Fällen waren die zweijährigen Triebe bereits teilweise oder vollständig dekompostiert und es wurden nur mehr jüngere Triebe für die Analyse aufbereitet.

Die Mindestmenge der aufgearbeiteten Proben betrug 5 g Trockengewicht.

Analytik

Die Proben wurden am 20. Dezember dem Auftraggeber übergeben und im Labor des Amtes für Luftreinhaltung und Energietechnik, Abteilung Umweltschutz, der Oö. Landesregierung analysiert. Für die Analysen ist Mag. Karl Jäger verantwortlich.

Der Aufschluss erfolgte im Mikrowellenofen mit $\text{HNO}_3/\text{H}_2\text{O}/\text{HF}$ -Gemisch unter Druck.

Bestimmt wurden die Gehalte von Aluminium, Antimon, Arsen, Blei, Cadmium, Cobalt,

Chrom, Eisen, Kupfer, Molybdän, Nickel, Quecksilber, Vanadium und Zink.

3.3 Erhebungszeit

Die floristische Kartierung begann im Winter 1998/1999 und wurde in regelmäßigen Abständen bis Sommer 2001 fortgesetzt. Schwerpunktmäßig wurde in den Winterhalbjahren gearbeitet, weil diese Jahreszeit für bryologische Untersuchungen am günstigsten ist (ZECHMEISTER 1998, SCHLÜSSELMAYER 1999, ZECHMEISTER u. MOSER 2001).

Die VDI/IAP Kartierungen fanden vorwiegend im Winter 1999/2000 und im Frühjahr 2000 statt, die Aufsammlung zur Schwermetalluntersuchung im Spätsommer 2000.

3.4 Nomenklatur

Die Nomenklatur der in dieser Arbeit verwendeten Moosnamen bezieht sich bei den Laubmoosen auf GRIMS u. a. (1999), bei den Lebermoosen auf FRAHM u. FREY (1992).

3.5 Eingabe und Verwaltung der Daten

Alle erhobenen Daten wurden in eine selbst entwickelte Datenbank auf ACCESS-Basis eingegeben. Diese Datenbank war die Grundlage für die Auswertung und wurde dem Auftrag-

geber zur Verfügung gestellt. Auf Basis dieser Datenbank können alle Moosdaten georeferenziert werden und in die GIS-Datenbank der Naturkundlichen Station übernommen werden.

3.6 Auswertung der Daten

3.6.1 IAP-Methode

Die Auswertung bezüglich des IAP-Index ist sehr komplex und erfolgte in mehreren Schritten.

Für jede Moosart wird der Toxitolanzfaktor „Q“ und die Frequenz „f“ ermittelt:

Der **Toxitolanzfaktor „Q“** ist ein spezifischer Index für eine Moosart in einem bestimmten Untersuchungsgebiet. Er muss daher in jedem Untersuchungsgebiet (also auch für Linz) neu berechnet werden. Ausgegangen wird von der Annahme, dass artenreichere Bestände in weniger mit Schadstoffen belasteten Gebieten vorkommen als artenärmere. Der Wert „Q“ errechnet sich aus der Summe aller Begleitarten eines Moores dividiert durch die Anzahl an Untersuchungsflächen an denen diese Art vorkommt.

Beispiel: Moos A kommt summarisch mit 66 Arten an 10 Bäumen vor, der „Q“-Wert für Moos A ist demnach 6,6.

Toxitolerante Arten haben demnach kleinere „Q“-Werte als empfindlichere Arten. Die Ermittlung der „Q“-Werte ist ein wichtiges Teilergebnis dieser Untersuchungsmethode, da schon allein der Vergleich der „Q“-Werte eine Reihung der einzelnen Moosarten entlang eines Toxitolanzgradienten erlaubt. Dadurch kann aus dem Vorkommen einer Art indirekt auf den Luftgütezustand des jeweiligen Fundortes geschlossen werden.

Die Skalierung des „**f**“-Wertes einer Art ist unterschiedlich (vgl. MASUCH 1993). Für die Linzer Untersuchungen wurde eine dreistufige Skalierung verwendet:

- 1 Seltene Art und/oder eine Art mit niedrigem Deckungsgrad
- 2 Mäßig häufige Art und/oder eine Art mit mittlerem Deckungsgrad
- 3 Häufige Art und/oder eine Art mit hohem Deckungsgrad

In zahlreichen Studien wird auch die **Vitalität** der Arten berücksichtigt. Diese hat aber in den traditionellen Berechnungen einen, nach Meinung der Autoren der vorliegenden Studie, überdimensionalen Einfluss. Die Vitalität wurde in den Geländebegehungen in einer dreistufigen Skalierung erhoben, aber aus genannten Gründen nicht in die Berechnungen einbezogen.

Der IAP-Wert einer Art ergibt sich dann durch Multiplikation des „Q“-Wertes mit dem durchschnittlichen „f“-Wert.

Der IAP-Index eines Gebietes ergibt sich nach LEBLANC u. DESLOOVER (1970) aus der Formel:

$$\sum_{i=1}^n (Q_i * f_i)$$

Q: Q-Wert, f: Frequenz, n: Anzahl der untersuchten Messpunkte; auf eine Division durch den Faktor 10 in der ursprünglichen Formel (LEBLANC u. DESLOOVER 1970) wurde verzichtet.

Für die Summe aller IAP-Indices wurden statistische Grunddaten einschließlich der Perzentil-Klassen berechnet und auf Basis derer die Einzelwerte in 4 Luftgüteklassen eingeteilt (1-25 % - Klasse 1; 25-50 % - Klasse 2; 50-75 % - Klasse 3; 75-99 % - Klasse 4).

3.6.2 VDI-Methode

Ermittlung des Luftgütwertes:

Pro Untersuchungspunkt (= VDI Fläche) wurde für die einzelnen Arten bzw. für alle Arten eine mittlere Frequenzsumme berechnet und die Standardabweichung bestimmt. Daraus wurde das Vertrauensintervall berechnet. Der Mittelwert der Frequenzsumme wird auch als

Luftgütwert (LGW) einer VDI-Fläche bezeichnet.

Ermittlung der Luftgüteklassen:

Basierend auf der Formel (aus der VDI-Richtlinie 3799)

$$LGK = t_p * S_p / n_p$$

t_p kritischer Wert der Student t-Verteilung, für n Freiheitsgrade

S_p mittlere Standardabweichung aller Messflächen

n_p mittlere Anzahl kartierter Bäume pro Messfläche

wurden die Luftgüteklassen ermittelt und die einzelnen LGW der VDI-Flächen diesen Klassen zugeordnet.

3.6.3 Allgemeine Statistische Methoden

An statistischen Auswertungen wurden jeweils unter den gegebenen Voraussetzungen folgende Tests verwendet:

Beschreibende Statistik:

Mittelwerte, Mediane, Standardabweichungen, Varianz, Perzentil. Die graphische Darstellung dieser Ergebnisse erfolgte mittels Box and Whisker Plots.

Durch diese Diagramme wird die Lage, Streuung und Schiefe einer Messwertreihe dargestellt. Während die „boxes“ den Hälfte-

spielraum eingrenzen, geben die „whiskers“ Auskunft über die Variabilität (5%- bzw. 95%-Grenzen). Extrem abweichende Werte sind als einzelne Sterne markiert. Der Abstand des ersten und dritten Quartils vom Median gibt Auskunft über die Verteilung (Schiefe) der Daten.

Vergleichende Statistik:

t-Test für den Vergleich der Mittelwerte; Mann-Whitney Test zum Vergleich der Mediane, F-Test zum Vergleich der Standardabweichungen; Kolmogorov-Smirnov-Test zum Vergleich der Verteilungen der Daten.

Als Tests zum Vergleich der inneren mit der gegenseitigen Schwankungsbreite des Datenmaterials wurde zur Auswertung der Wachstumsdaten eine einfache Varianzanalyse (one-way analysis) sowie eine Mehrfach-Varianzanalyse (multifactor-analysis) durchgeführt. Als Grundlage diente der Tukey's Range Test.

Spearman Rank Test wurde für die Berechnung der Korrelation ordinaler Daten (z. B. IAP-Klassen) und Pearson's Korrelationskoeffizient für metrische Daten verwendet (in beiden Fällen zweiseitige Tests).

Die Clusteranalyse wurde zur Analyse der Schwermetalldaten verwendet und auf Basis der „nearest neighbour method“ durchgeführt.

Als Signifikanzniveau für alle Tests gilt $P < 0.05$, sofern nicht anders angegeben.

4 ERGEBNISSE

4.1 Floristik

4.1.1 Allgemeines

Im Zuge dieser Untersuchung konnten in Linz 319 Moosarten gefunden werden. Das sind 31,3 % der 1018 in Österreich vorkommenden Arten. Gegliedert nach den großen systematischen Gruppen:

* Anthocerotopsida (Hornmoose): 1 Art

* Marchantiopsida (thallose Lebermoose): 12 Arten

* Jungermanniopsida (vorwiegend foliose Lebermoose): 33 Arten

* Bryopsida (Laubmoose): 273 Arten

Für einen städtischen Lebensraum sind diese Artenzahlen außerordentlich hoch. Moose bestätigen hier einen Trend („artenreiches Linz“), der sich auch bei anderen Organismengruppen

abzeichnet (LAISTER 1996, KUTZENBERGER 2000, SCHWARZ 2000).

Die vollständige Liste aller gefundenen Arten, einschließlich der Angaben zu Häufigkeit und Status in der Roten Liste ist in Tabelle 2 einzusehen.

4.1.2 Gefährdete Arten

Es konnten 63 gefährdete Arten gefunden werden. Das sind 13,9 % aller in Österreich gefährdeten Arten (432 Arten gesamt). Gemessen an der hohen Gesamtartenzahl ist der Anteil bedrohter Arten eher gering. Dies liegt daran, dass auf dem Linzer Stadtgebiet zwar eine hohe Standorts- und somit Artendiversität zu finden ist, aber der Anteil gefährdeter Lebensräume mit ebensolchen Arten klein ist. Gegliedert nach Gefährdungskategorien (GRIMS u. KÖCKINGER 1999, SAUKEL u. KÖCKINGER 1999) wurden in Linz gefunden:

0 = ausgestorben bzw. verschollen: 1 Art

Phascum floerkeanum

1 = vom Aussterben bedroht: 1 Art

Cinclidotus danubicus

2 = stark gefährdet: 6 Arten

Acaulon muticum, *Anthoceros agrestis*, *Bryum algovicum*, *Campylium elodes*, *Metzgeria temperata*, *Riccia cavernosa*

3 = gefährdet: 48 Arten

Andreaea rupestris, *Aneura pinguis*, *Anomodon rugelii*, *Atrichum tenellum*, *Aulacomnium palustre*, *Barbilophozia attenuata*, *Bartramia ityphylla*, *Brachythecium campestre*, *Brachythecium mildeanum*, *Bryum alpinum*, *Bryum intermedium*, *Calliargon cordifolium*, *Cinclidotus aquaticus*, *Didymodon luridus*, *Didymodon tophaceus*, *Drepanocladus aduncus*, *Encalypta ciliata*, *Entosthodon fascicularis*, *Eurhynchium flotowianum*, *Eurhynchium speciosum*, *Fissidens adianthoides*, *Fissidens crassipes*, *Fissidens exilis*, *Fossombronia wondraczekii*,

Grimmia orbicularis, *Lophozia bicrenata*, *Metzgeria fruticulosa*, *Orthotrichum cupulatum*, *Orthotrichum patens*, *Orthotrichum rupestre*, *Orthotrichum stramineum*, *Phascum curvicolle*, *Physcomitrium eurystomum*, *Plagiomnium elatum*, *Plagiothecium succulentum*, *Pohlia cruda*, *Pottia bryoides*, *Pottia davalliana*, *Pottia lanceolata*, *Pseudocrossidium hornschruchianum*, *Pterygoneurum ovatum*, *Rhizomnium magnifolium*, *Riccia fluitans*, *Schistidium papillosum*, *Tortula latifolia*, *Ulotia hutchinsii*, *Weissia condensa*, *Zygodon dentatus*

4 = potentiell gefährdet: 7 Arten

Bryum ruderales, *Didymodon rigidulus*, *Eurhynchium praelongum*, *Homalothecium nitens*, *Pogonatum nanum*, *Pohlia lescuriana*, *Tortula calcicolens*

Im dicht verbauten Bereich findet man die meisten gefährdeten Arten in den Industriebrachen sowie in Gleis- und Bahnanlagen (gesamt 11 Arten). Hier dominieren thermophile Arten. Auch im landwirtschaftlich genutzten Teil sind Brachen das Zentrum gefährdeter Arten (11 Arten) und liegen da noch deutlich vor den extensiv genutzten Feucht- oder Trockenwiesen (jeweils 3 Arten)! In der Kategorie Wälder beherbergen die frischen Laubwälder (z. B. Ahorn-Eschenwälder) die meisten bedrohten Arten (15 Arten).

4.1.3 Funde besonders bemerkenswerter Moosarten

Bryum elegans: 1 Fund; im Bereich des südlichen Donaudurchbruches; diese Art wurde bisher nur in den Alpen gefunden.

Bryum ruderales: Neufund für Oö. 1 Fund in einem Innenhof in der Altstadt. Bisher gibt es nur ganz wenige Funde dieser Art; sie stammen alle von SUANJAK in der Steiermark (GRIMS u. a. 1999).

Cinclidotus aquaticus: 1 Fund an den Ufern der Traun; dieses Moos hat seinen Verbreitungsschwerpunkt in den jungen Gebirgs-

bächen der Alpen; der Fundpunkt an der Traun ist das nördlichste Vorkommen dieser Art in Oö. (Grims, pers. Mitt., Verbreitungskarte bei GRIMS u. a. 1999).

Cinclidotus danubicus: 1 Fund von den Ufern der Donau. Bislang gab es nur einen Fund aus Oö. bei Sarmingstein aus dem Jahr 1925. Ansonst war diese Art bislang primär von der Donau östlich von Wien bekannt. *C. danubicus* dürfte aber in jüngerer Zeit stark in Ausbreitung sein. Ein ähnliches Phänomen wird von FRAHM u. ABTS (1993) vom Rhein berichtet und mit Verbesserung der Wasserqualität und Klimaveränderungen in Verbindung gebracht.

Cirriphyllum tommasinii: 1 Fund vom südl. Donaudurchbruch; in Oö. bisher nur aus den Alpen bekannt, es gibt jedoch einen Fund nahe Passau (Grims, pers. Mitt.).

Metzgeria fruticulosa: Neufund für Oö. 1 Fund. Im Bereich der schattigen, N-exponierten Freinbergwände (südlicher Donaudurchbruch) auf Gestein. Es handelt sich bei dieser Art um ein thalloses Lebermoos mit atlantischem Verbreitungsschwerpunkt, klimatische Bedingungen, wie sie teilweise auch im Bereich der Freinbergwände auftreten.

Metzgeria temperata: Neufund für Oö. 1 Fund. Dieses thallose Lebermoos mit atlantischen Klimaansprüchen wurde einmal epiphytisch in den Traunauen gefunden (Quadrant P16).

Phascum floerkeanum: Neufund für Oö. 3 Funde. Einmal wurde diese Art südlich der Traun an einem Acker gefunden, der andere Fund stammt aus dem Industriegebiet, der dritte von einem S-exponierten Damm. Die Art könnte aufgrund ihrer Kleinheit bisher übersehen worden sein. Eine mögliche Ausbreitung dieser Wärme liebenden Art im Zuge der allgemeinen Klimaerwärmung wird aber von FRAHM u. KLAUS (1997) für möglich gehalten. Auch aus dem pannonischen Osten Österreichs gibt es eine Reihe an Neufunden dieser Art (z. B. ZECHMEISTER u. a. 2001).

Timmia bavarica: 1 Fund. Diese ansonst vor allem in den Kalkalpen vorkommende Art wurde an den Ufern der Traun gefunden und stellt einen klassischen „Alpenschwemmling“ dar; das Überleben der Population sollte verfolgt werden.

4.1.4 Vergleich mit den historischen Angaben

In den historischen Artenlisten für Linz (ASPÖCK 1859, WEGERSDORFER 1892) scheinen 163 Arten auf (siehe Tabelle 2). POETSCH u. SCHIEDERMAIR (1872) geben in ihrer Oö. Flora 225 Arten aus dem Gebiet von Linz an. In ihrem Werk werden aber teilweise Angaben der vorher genannten Autoren berücksichtigt. Insgesamt wurden 249 Arten in den historischen Werken erwähnt.

Die Funde von Arten dieser Untersuchung, welche auch in den historischen Listen aufscheinen sind in Tabelle 2 mit * gekennzeichnet. Vereint man die alten und neuen Moosfunde von Linz, so wurden bisher 366 Arten auf Linzer Stadtgebiet gefunden.

Da die Standortangaben in der historischen Literatur zum Großteil sehr ungenau sind, ist eine sichere Zuordnung zum Linzer Stadtgebiet in vielen Fällen nicht möglich. Arten der historischen Linzer Florenwerke mit einem eindeutig außerhalb von Linz liegenden Standort (z. B. Kirchschlag, Puchenu) wurden nicht berücksichtigt.

Von den historisch genannten Arten konnten bei der aktuellen Kartierung 49 nicht mehr gefunden werden, das sind 19,7 % aller historischen Funde. Von den 93 gefährdeten Arten der historischen Angaben blieben aber 31 Arten (33,3 %) verschollen! Jene Arten, welche in der aktuellen Studie nicht mehr gefunden wurden, sind in Tabelle 2 unter Angabe des Autors genannt.

Die Gründe für das Vorkommen von Arten in historischen Arbeiten, nicht aber in der aktuellen Liste, sind vielschichtig:

Tab. 2: Liste aller bisher in Linz gefundenen Arten unter Einschluss der in historischen Werken erwähnten Arbeiten. RL = Rote Liste Status nach GRIMS u. KÖCKINGER (1999) bzw. SAUKEL u. KÖCKINGER (1999). S = Systematische Gruppe: A = Anthocerotopsida (Hornmoose); M = Marchantiopsida (thallose Lebermoose); J = Jungermanniopsida (vorwiegend foliose Lebermoose); B = Bryopsida (Laubmoose). H = Häufigkeit: ss = sehr selten (1 Fund); s = selten (2–3 Funde); mh = mäßig häufig (4–20 Funde); z = zerstreut (in einzelnen Biotoptypen häufig, sonst eher selten; l = 20 Funde); h = häufig (20 und mehr Funde). Q = Quelle: K = diese Art wurde bei der aktuellen Kartierung gefunden; * = aktuell vorkommende Art die auch in historischen Werken erwähnt wird; A1859 = ASPÖCK 1859; PS1872 = POETSCH u. SCHIEDER MAYR 1872; W1891 = WEGERSDORFER 1891; G1999 = GRIMS u. a. 1999.

Art	RL	S	H	Q
<i>Acaulon muticum</i>	2	B	s	K *
<i>Amblystegium riparium</i>		B	z	K *
<i>Amblystegium serpens</i>		B	h	K *
<i>Amblystegium varium</i>		B	mh	K *
<i>Andreaea rupestris</i>	3	B	ss	K
<i>Aneura pinguis</i>	3	J	z	K
<i>Anomodon attenuatus</i>		B	h	K *
<i>Anomodon rugelii</i>		B	ss	K
<i>Anomodon viticulosus</i>		B	h	K *
<i>Anthoceros agrestis</i>	2	A	ss	K *
<i>Aphanoregma patens</i>		B	s	K
<i>Atrichum tenellum</i>	3	B	z	K *
<i>Atrichum undulatum</i>		B	h	K *
<i>Aulacomnium palustre</i>	3	B	ss	K
<i>Barbilophozia attenuata</i>	3	J	z	K
<i>Barbilophozia barbata</i>		J	z	K *
<i>Barbula convoluta</i>		B	h	K *
<i>Barbula sinuosa</i>		B	z	K
<i>Barbula sp.</i>		B		K
<i>Barbula unguiculata</i>		B	h	K *
<i>Bartramia ithyphylla</i>	3	B	ss	K *
<i>Bartramia pomiformis</i>		B	ss	K *
<i>Bazzania trilobata</i>		J	z	K
<i>Blasia pusilla</i>		M	z	K *
<i>Blepharostoma trichophylla</i>		J	s	K *
<i>Brachythecium albicans</i>		B	h	K *
<i>Brachythecium campestre</i>	3	B	ss	K *
<i>Brachythecium glareosum</i>		B	z	K
<i>Brachythecium mildeanum</i>	3	B	ss	K *
<i>Brachythecium plumosum</i>		B	mh	K *
<i>Brachythecium populeum</i>		B	h	K *

Art	RL	S	H	Q
<i>Brachythecium rivulare</i>		B	h	K *
<i>Brachythecium rutabulum</i>		B	h	K *
<i>Brachythecium salebrosum</i>		B	h	K *
<i>Brachythecium velutinum</i>		B	h	K *
<i>Bryoerythrophyllum recurvirostre</i>		B	s	K *
<i>Bryum algovicum</i>	2	B	z	K *
<i>Bryum alpinum</i>	3	B	s	K *
<i>Bryum argenteum</i>		B	h	K *
<i>Bryum bicolor</i>		B	s	K *
<i>Bryum caespitium</i>		B	mh	K *
<i>Bryum capillare</i>		B	h	K *
<i>Bryum elegans</i>		B	ss	K
<i>Bryum erythrocarpum</i> agg.		B	h	K *
<i>Bryum imbricatum</i>		B	mh	K *
<i>Bryum intermedium</i>	3	B	s	K
<i>Bryum klinggraeffii</i>		B	z	K
<i>Bryum pallens</i>		B	s	K *
<i>Bryum pallescens</i>		B	z	K *
<i>Bryum pseudotriquetrum</i>		B	z	K
<i>Bryum rubens</i>		B	mh	K
<i>Bryum ruderale</i>	4	B	ss	K
<i>Bryum sp.</i>		B		K
<i>Bryum subelegans</i>		B	h	K
<i>Bryum turbinatum</i>		B	z	K *
<i>Bryum violaceum</i>		B	s	K
<i>Calliergon cordifolium</i>	3	B	ss	K *
<i>Calliergonella cuspidata</i>		B	h	K *
<i>Calypogeia azurea</i>		J	z	K *
<i>Calypogeia muelleriana</i>		J	z	K
<i>Campylium calcareum</i>		B	z	K
<i>Campylium elodes</i> cf.	2	B	ss	K
<i>Campylium stellatum</i>		B	s	K *
<i>Cephalozia bicuspidata</i>		J	z	K
<i>Ceratodon purpureus</i>		B	h	K *
<i>Chiloscyphus polyanthos</i>		J	z	K
<i>Chiloscyphus pallescens</i>		J	z	K
<i>Cinclidotus aquaticus</i>	3	B	ss	K
<i>Cinclidotus danubicus</i>	1	B	s	K
<i>Cinclidotus fontinaloides</i>		B	mh	K *
<i>Cinclidotus riparius</i>		B	z	K
<i>Cirriphyllum piliferum</i>		B	h	K *
<i>Cirriphyllum tommasinii</i>		B	s	K
<i>Climacium dendroides</i>		B	mh	K *
<i>Conocephalum conicum</i>		M	mh	K *
<i>Cratoneuron filicinum</i>		B	mh	K *
<i>Ctenidium molluscum</i>		B	z	K *
<i>Cynodontium polycarpon</i>		B	s	K *

Art	RL	S	H	Q
<i>Dichodontium pellucidum</i>		B	s	K *
<i>Dicranella heteromalla</i>		B	h	K *
<i>Dicranella rufescens</i>		B	s	K *
<i>Dicranella schreberiana</i>		B	z	K *
<i>Dicranella sp.</i>		B		K
<i>Dicranella staphylina</i>		B	z	K
<i>Dicranella varia</i>		B	mh	K *
<i>Dicranodontium denudatum</i>		B	z	K
<i>Dicranoweisia cirrata</i>		B	h	K
<i>Dicranum flagellare</i>		B	ss	K *
<i>Dicranum fulvum</i>		B	z	K *
<i>Dicranum fuscescens</i>		B	s	K
<i>Dicranum montanum</i>		B	h	K *
<i>Dicranum polysetum</i>		B	z	K *
<i>Dicranum scoparium</i>		B	h	K *
<i>Didymodon acutus</i>		B	z	K
<i>Didymodon fallax</i>		B	z	K *
<i>Didymodon ferrugineus</i>		B	s	K
<i>Didymodon luridus</i>	3	B	ss	K
<i>Didymodon rigidulus</i>	4	B	s	K *
<i>Didymodon spadiceus</i>		B	z	K
<i>Didymodon tophaceus</i>	3	B	z	K
<i>Diphyscium foliosum</i>		B	s	K *
<i>Ditrichum cylindricum</i>		B	s	K *
<i>Ditrichum heteromallum</i>		B	z	K *
<i>Ditrichum pusillum</i>		B	s	K *
<i>Drepanocladus aduncus</i>	3	B	z	K *
<i>Encalypta ciliata</i>	3	B	ss	K *
<i>Encalypta sp.</i>		B		K
<i>Encalypta streptocarpa</i>		B	z	K *
<i>Encalypta vulgaris</i>		B	s	K *
<i>Entodon concinnus</i>		B	mh	K
<i>Entosthodon fascicularis</i>	3	B	s	K *
<i>Eucladium verticillatum</i>		B	ss	K
<i>Eurhynchium angustirete</i>		B	h	K
<i>Eurhynchium crassinervium</i>		B	s	K
<i>Eurhynchium flotowianum</i>	3	B	z	K
<i>Eurhynchium hians</i>				
var. <i>hians</i>		B	mh	K
<i>Eurhynchium hians</i>				
var. <i>swartzii</i>		B	h	K
<i>Eurhynchium praelongum</i>	4	B	s	K *
<i>Eurhynchium pulchellum</i>		B	s	K *
<i>Eurhynchium speciosum</i>	3	B	s	K *
<i>Eurhynchium striatum</i>		B	z	K *
<i>Fissidens adianthoides</i>	3	B	s	K *
<i>Fissidens bryoides</i>		B	mh	K *
<i>Fissidens crassipes</i>	3	B	z	K
<i>Fissidens dubius</i>		B	z	K

Art	RL	S	H	Q
<i>Fissidens exilis</i>	3	B	z	K *
<i>Fissidens pusillus</i>		B	ss	K *
<i>Fissidens sp.</i>		B		K
<i>Fissidens taxifolius</i>		B	h	K *
<i>Fontinalis antipyretica</i>		B	z	K *
<i>Fossombronina wondraczekii</i>	3	J	ss	K
<i>Frullania dilatata</i>		J	h	K
<i>Funaria hygrometrica</i>		B	h	K *
<i>Grimmia affinis</i>		B	ss	K *
<i>Grimmia hartmannii</i>		B	s	K
<i>Grimmia laevigata</i>		B	ss	K
<i>Grimmia orbicularis</i>	3	B	ss	K
<i>Grimmia ovalis</i>		B	ss	K *
<i>Grimmia pulvinata</i>		B	h	K *
<i>Grimmia sp.</i>		B		K
<i>Gymnostomum calcareum</i>		B	ss	K *
<i>Hedwigia ciliata</i>		B	z	K *
<i>Herzogiella seligeri</i>		B	z	K *
<i>Heterocladium heteropterum</i>		B	z	K *
<i>Homalia trichomanoides</i>		B	h	K *
<i>Homalothecium lutescens</i>		B	mh	K *
<i>Homalothecium nitens</i>	4	B	s	K *
<i>Homalothecium philippeanum</i>		B	ss	K
<i>Homalothecium sericeum</i>		B	mh	K
<i>Homomallium incurvatum</i>		B	z	K *
<i>Hygroamblystegium fluviatile</i>		B	z	K *
<i>Hygroamblystegium tenax</i>		B	z	K *
<i>Hygrohypnum luridum</i>		B	mh	K *
<i>Hylocomium splendens</i>		B	mh	K *
<i>Hypnum cupressiforme</i>		B	h	K *
<i>Hypnum jutlandicum</i>		B	s	K
<i>Hypnum lacunosum</i>		B	s	K
<i>Hypnum lindbergii</i>		B	s	K
<i>Hypnum mammillatum</i>		B	s	K
<i>Hypnum pallescens</i>		B	s	K
<i>Isothecium alopecuroides</i>		B	h	K
<i>Isothecium myosuroides</i>		B	z	K *
<i>Jungermannia obovata</i>		J	z	K
<i>Lejeunea cavifolia</i>		J	z	K
<i>Lepidozia reptans</i>		J	z	K *
<i>Leptobryum pyriforme</i>		B	s	K *
<i>Leskea polycarpa</i>		B	h	K *
<i>Leucobryum glaucum</i>		B	z	K *
<i>Leucodon sciuroides</i>		B	h	K *
<i>Lophocolea bidentata</i>		J	h	K *
<i>Lophocolea heterophylla</i>		J	h	K
<i>Lophocolea minor</i>		J	z	K

Art	RL	S	H	Q
<i>Lophozia bicrenata</i>	3	J	s	K
<i>Lophozia excisa</i>		J	s	K
<i>Lophozia ventricosa</i>		J	z	K
<i>Lunularia cruciata</i>		M	z	K *
<i>Marchantia polymorpha</i>		M	mh	K *
<i>Metzgeria conjugata</i>		J	z	K
<i>Metzgeria fruticulosa</i>	3	J	ss	K
<i>Metzgeria furcata</i>		J	h	K *
<i>Metzgeria temperata</i>	2	J	z	K
<i>Mnium hornum</i>		B	mh	K *
<i>Mnium marginatum</i>		B	mh	K *
<i>Mnium spinosum</i>		B	s	K
<i>Mnium stellare</i>		B	mh	K *
<i>Neckera complanata</i>		B	z	K *
<i>Orthotrichum affine</i>		B	h	K *
<i>Orthotrichum anomalum</i>		B	h	K *
<i>Orthotrichum cupulatum</i>	3	B	s	K *
<i>Orthotrichum diaphanum</i>		B	h	K *
<i>Orthotrichum lyellii</i>		B	mh	K
<i>Orthotrichum obtusifolium</i>		B	h	K *
<i>Orthotrichum pallens</i>		B	h	K *
<i>Orthotrichum patens</i>	3	B	z	K *
<i>Orthotrichum pumilum</i>		B	h	K *
<i>Orthotrichum rupestre</i>	3	B	s	K *
<i>Orthotrichum sp.</i>		B		K
<i>Orthotrichum speciosum</i>		B	h	K *
<i>Orthotrichum stramineum</i>	3	B	mh	K *
<i>Orthotrichum striatum</i>		B	z	K *
<i>Oxystegus tenuirostris</i>		B	z	K
<i>Palustriella commutata</i>		B	z	K
<i>Paraleucobryum longifolium</i>		B	mh	K *
<i>Pellia endiviifolia</i>		M	mh	K
<i>Pellia epiphylla</i>		M	z	K *
<i>Phascum curvicolle</i>	3	B	ss	K *
<i>Phascum cuspidatum</i>		B	h	K *
<i>Phascum floerkeanum</i>	0	B	ss	K
<i>Philonotis fontana</i>		B	s	K *
<i>Philonotis sp.</i>		B		K *
<i>Physcomitrium eurystomum</i>	3	B	ss	K *
<i>Physcomitrium pyriforme</i>		B	s	K *
<i>Plagiochila asplenioides</i>		J	h	K *
<i>Plagiochila porelloides</i>		J	z	K
<i>Plagiomnium affine</i>		B	h	K *
<i>Plagiomnium cuspidatum</i>		B	h	K *
<i>Plagiomnium elatum</i>	3	B	s	K
<i>Plagiomnium rostratum</i>		B	z	K *
<i>Plagiomnium undulatum</i>		B	h	K *
<i>Plagiothecium cavifolium</i>		B	z	K
<i>Plagiothecium denticulatum</i>		B	s	K *

Art	RL	S	H	Q
<i>Plagiothecium laetum</i>		B	h	K
<i>Plagiothecium nemorale</i>		B	h	K *
<i>Plagiothecium succulentum</i>	3	B	z	K
<i>Plagiothecium undulatum</i>		B	z	K
<i>Platydictya subtilis</i>		B	s	K *
<i>Platygyrium repens</i>		B	h	K *
<i>Pleuridium acuminatum</i>		B	s	K
<i>Pleuridium subulatum</i>		B	s	K *
<i>Pleurozium schreberi</i>		B	mh	K *
<i>Pogonatum aloides</i>		B	z	K *
<i>Pogonatum nanum</i>	4	B	ss	K *
<i>Pogonatum urnigerum</i>		B	z	K *
<i>Pohlia annotina</i>		B	s	K *
<i>Pohlia cruda</i>	3	B	s	K *
<i>Pohlia elongata</i>		B	s	K *
<i>Pohlia lescuriana</i>	4	B	s	K
<i>Pohlia lutescens</i>		B	s	K
<i>Pohlia melanodon</i>		B	mh	K *
<i>Pohlia nutans</i>		B	mh	K *
<i>Pohlia sp.</i>		B		K
<i>Pohlia wahlenbergii</i>		B	z	K
<i>Polytrichum commune</i>		B	h	K *
<i>Polytrichum formosum</i>		B	h	K *
<i>Polytrichum juniperinum</i>		B	mh	K *
<i>Polytrichum piliferum</i>		B	mh	K *
<i>Porella platyphylla</i>		B	mh	K *
<i>Pottia bryoides</i>	3	B	ss	K *
<i>Pottia davalliana</i>	3	B	s	K
<i>Pottia intermedia</i>	3	B	s	K *
<i>Pottia lanceolata</i>		B	z	K *
<i>Pottia sp.</i>		B		K
<i>Pottia truncata</i>		B	mh	K *
<i>Pseudocrossidium hornschuchianum</i>	3	B	z	K *
<i>Pseudoleskea catenulata</i>		B	s	K
<i>Pseudotaxiphyllum elegans</i>		B	mh	K
<i>Pterigynandrum filiforme</i>		B	z	K *
<i>Pterygoneurum ovatum</i>	3	B	ss	K *
<i>Ptilidium ciliare</i>		J	z	K
<i>Ptilidium pulcherrimum</i>		J	z	K
<i>Pylaisia polyantha</i>		B	h	K *
<i>Racomitrium aciculare</i>		B	s	K
<i>Racomitrium canescens</i>		B	s	K *
<i>Racomitrium heterostichum</i>		B	z	K *
<i>Racomitrium heterostichum agg.</i>		B	z	K *
<i>Radula complanata</i>		J	h	K
<i>Rhabdoweisia fugax</i>		B	s	K
<i>Rhizomnium magnifolium</i>	3	B	s	K

Art	RL	S	H	Q
<i>Rhizomnium punctatum</i>		B	h	K *
<i>Rhodobryum roseum</i>		B	s	K *
<i>Rhynchostegium confertum</i>		B	s	K
<i>Rhynchostegium murale</i>		B	h	K *
<i>Rhynchostegium riparioides</i>		B	z	K *
<i>Rhytidiadelphus squarrosus</i>		B	h	K *
<i>Rhytidiadelphus triquetrus</i>		B	z	K *
<i>Rhytidium rugosum</i>		B	z	K *
<i>Riccardia pinquis</i>		M	ss	K
<i>Riccia cavernosa</i>	2	M	s	K
<i>Riccia fluitans</i>	3	M	z	K *
<i>Riccia glauca</i>		M	z	K *
<i>Riccia rhenana</i>		M	s	K
<i>Riccia sorocarpa</i>		M	s	K
<i>Sanionia uncinata</i>		B	z	K *
<i>Scapania aspera</i>		J	z	K
<i>Scapania nemorea</i>		J	z	K *
<i>Schistidium apocarpum</i>		B	h	K *
<i>Schistidium rivulare</i>		B	z	K *
<i>Schistostega pennata</i>		B	s	K *
<i>Scleropodium purum</i>		B	h	K
<i>Sphagnum girgensohnii</i>		B	ss	K
<i>Taxiphyllum wisgrillii</i>		B	z	K
<i>Tetraphis pellucida</i>		B	mh	K *
<i>Thamnobryum alopecurum</i>		B	mh	K *
<i>Thuidium abietina</i>		B	mh	K *
<i>Thuidium delicatulum</i>		B	mh	K *
<i>Thuidium philibertii</i>		B	ss	K
<i>Thuidium tamariscinum</i>		B	mh	K *
<i>Timmia bavarica</i>		B	ss	K
<i>Tortella inclinata</i>		B	mh	K
<i>Tortella tortuosa</i>		B	mh	K *
<i>Tortula calcicolens</i>		B	ss	K
<i>Tortula latifolia</i>	3	B	s	K
<i>Tortula muralis</i>		B	h	K *
<i>Tortula papillosa</i>		B	h	K *
<i>Tortula ruralis</i>		B	h	K *
<i>Tortula subulata</i>		B	z	K *
<i>Tortula virescens</i>		B	mh	K
<i>Trichocolea tomentella</i>		J	s	K *
<i>Ulota bruchii</i>		B	s	K
<i>Ulota crispa</i>		B	h	K *
<i>Ulota hutchinsiae</i>	3	B	ss	K *
<i>Warnstorfia fluitans</i>	3	B	s	K *
<i>Weissia condensa</i>	3	B	s	K
<i>Weissia controversa</i>		B	mh	K *
<i>Weissia longifolia</i>		B	s	K *
<i>Weissia sp.</i>		B		K
<i>Zygodon dentatus</i>	3	B	z	K

Historische Arten				
Art	RL	S	H	Q
<i>Aloina rigida</i>	3	B		PS1872
<i>Amblystegium humile</i>	3	B		G1999
<i>Amblystegium saxatile</i>	3	B		PS1872
<i>Anoetangium aestivum</i>		B		A1859
<i>Antitrichia curtipendula</i>	2	B		A1859
<i>Atrichum angustatum</i>		B		A1859
<i>Barbula crocea</i>		B		A1859
<i>Bryum funckii</i>	3	B		G1999
<i>Bryum mildeanum</i>	3	B		PS1872
<i>Bryum versicolor</i>	2	B		G1999
<i>Buxbaumia aphylla</i>	3	B		A1859
<i>Calliargon stramineum</i>	3	B		A1859
<i>Coscinodon cribrus</i>	3	B		A1859
<i>Cynodontium bruntonii</i>	3	B		G1999
<i>Dicranum bergeri</i>	3	B		PS1872
<i>Dicranum majus</i>	3	B		A1859
<i>Distichum capillaceum</i>		B		A1859
<i>Fissidens incurvus</i>	3	B		G1999
<i>Frullania tamarisci</i>	2	J		W1891
<i>Grimmia crinita</i>	0	B		A1859
<i>Grimmia donniana</i>		B		A1859
<i>Hylocomium brevirostre</i>	3	B		A1859
<i>Hypnum pratense</i>	2	B		G1999
<i>Isopterygiopsis pulchella</i>		B		PS1872
<i>Metzgeria pubescens</i>		J		W1891
<i>Myurella julacea</i>	2	B		PS1872
<i>Neckera crispa</i>		B	s	A1859
<i>Neckera pennata</i>	1	B		A1859
<i>Orthohegium intricatum</i>		B		A1859
<i>Orthotrichum rogeri</i>	1	B		G1999
<i>Orthotrichum scanicum</i>	0	B		G1999
<i>Orthotrichum tenellum</i>	2	B		A1859
<i>Phaeoceros laevis</i>	2	A		W1891
<i>Platydictia confervoides</i>		B		A1859
<i>Porella arboris-vitae</i>	3	J		W1891
<i>Preissia quadrata</i>		M		PS1872
<i>Pseudoleskea incurvata</i>		B		A1859
<i>Ptilium crista-castrensis</i>		B		A1859
<i>Racomitrium affine</i>	2	B		A1859
<i>Racomitrium aquaticum</i>	3	B		G1999
<i>Rhabdoweisia crispata</i>	3	B		G1999
<i>Rhytidiadelphus loreus</i>		B		A1859
<i>Riccardia multifida</i>		M		W1891
<i>Ricciocarpus natans</i>	2	M		PS1872
<i>Seligeria pusilla</i>		B		A1859
<i>Sphagnum capillifolium</i>		B		PS1872
<i>Tortula laevipila</i>	3	B		PS1872
<i>Tritomaria quinquedentata</i>		J		W1891
<i>Ulota coarctata</i>	1	B		A1859

Einige Arten (z. B.: *Antitrichia curtipendula*, *Orthotrichum rogeri*) sind zweifellos ein Opfer der Luftverschmutzung der letzten Jahrzehnte (siehe auch Kapitel Bioindikation).

In einzelnen Fällen müssen die historischen Angaben als fragwürdig eingestuft werden. Vor allem eine Reihe von Angaben von ASPÖCK (1859) scheinen problematisch zu sein (z. B. *Barbula crocea* in GRIMS u. a. 1999). Diese Unsicherheit erwähnen schon POETSCH u. SCHIEDER-MAYR (1872) und wird auch nach Herbardurchsicht von GRIMS bestätigt (pers. Mitt.).

Hauptgrund ist aber in den meisten Fällen der Umstand, dass adäquate Substrate durch städtebauliche oder landwirtschaftliche Maßnahmen verschwunden sind oder Veränderungen in der unmittelbaren Umgebung die Standortbedingungen massiv verändert haben (z. B. für *Pheaceros laevis*, *Neckera pennata*).

Viele der nicht mehr nachgewiesenen Arten sind aber selten und somit möglicherweise in einer auf Stichproben basierenden Untersuchung nicht gefunden worden. In manchen Fällen hat aber auch eine gezielte, intensive Nachsuche keinen Erfolg gebracht (z. B. *Buxbaumia aphylla*, *Sphagnum capillifolium*). Der besonders hohe Anteil an nicht mehr gefundenen Arten der Roten Liste unterstreicht aber auch die Tatsache, dass gefährdete Arten nicht zu Unrecht als solche eingestuft sind und von einem kontinuierlichen Rückgang aus verschiedensten Gründen bedroht sind.

4.2 Moose der Biotoptypen

Die Verbreitung der Moose in der Stadt ist primär von edaphischen, makro- und mikroklimatischen Bedingungen abhängig sowie von der menschlichen Nutzungsintensität. Darin gibt es Unterschiede zu ländlichen Lebensräumen (z. B. HOHENWALLNER u. ZECHMEISTER 2001, ZECHMEISTER u. MOSER 2001). Ein weiterer wichtiger Faktor ist die Konkurrenz durch Höhere Pflanzen. Moose treten vielfach als Lückenbüßer („ruderals“ im Sinne von GRIME 1990) auf. Dies bewirkt, dass Moose oft ganz

unabhängig von soziologischen Verbänden Höherer Pflanzen vorkommen und z. B. ein und dieselbe Moosflora in unterschiedlichsten Wiesengesellschaften zu finden ist. Andererseits spielen für Moose kleinräumige ökologische Differenzierungen eine Rolle (z. B. Kleinklima, Mikrotopographie), welche für Gefäßpflanzen unbedeutend sind. Eine Darstellung in dieser Arbeit und eine Gliederung der Moosflora nach traditionellen Pflanzengesellschaften ist daher nicht sinnvoll.

Im Folgenden werden die Moose nach ihrem Vorkommen in Biotoptypen und Siedlungsräumen dargestellt. Die folgende Großgliederung bzw. Nomenklatur orientiert sich an jener der Biotopkartierungen von 1987-1989 (ARGE 1990, LENGACHER u. SCHANDA 1990), wobei aber zahlreiche Gruppen mangels deutlicher bryologischer Differenzierung (insbesondere Waldtypen) vereinigt wurden. Zusätzlich werden besondere naturräumliche Einheiten (z. B. Donaudurchbruch, Pleschinger Sandgrube), die sich durch eine enge Verzahnung unterschiedlichster Standorttypen und einer sehr eigenständigen Moosflora auszeichnen, gesondert beschrieben.

Neben einer allgemeinen Beschreibung der Moosflora und den zugrunde liegenden ökologischen Charakteristika der Standorte werden besonders häufige, aber auch die gefährdeten Arten genannt sowie einige bemerkenswerte Vertreter der einzelnen Biotoptypen.

Im Anhang sind die Arten der jeweiligen Biotoptypen aufgelistet (nur aktuelle Funde, ohne Einbeziehung der historischen Angaben).

4.2.1 Siedlungsgebiete

Die verschiedenen Wohnformen und öffentliche Gebäude unterscheiden sich in Bezug auf das Vorkommen von Moosen sowohl qualitativ als auch quantitativ. Nicht die absolute Größe eines Grünraums, sondern die Vielzahl an Kleinstandorten (edaphisch und klimatisch) ist entscheidend für die Biodiversität von Moosen in den Wohngebieten. Ältere Wohnanlagen

weisen diesbezüglich meist eine größere Standortvielfalt auf als die oft ausschließlich nach ökonomischen Grundsätzen erbauten Neuanlagen. HOHENWALLNER u. ZECHMEISTER (2001) haben für Wien einen signifikanten Zusammenhang zwischen der Anzahl an Habitattypen und der Artenvielfalt von Moosen in der Wiener Innenstadt gefunden.

Kleinstrukturen im Wohnbereich und ihre Moosflora haben manchmal eine lange Genese und sind mit subjektiven Idealen der Bewohner eng verknüpft. Traditionelles Ordnungsdenken bzw. Gleichgültigkeit oder bewusstes Natur förderndes Vorgehen im engeren und weiteren Wohnbereich zeigen naturgemäß unterschiedliche Auswirkungen. Dementsprechend sind Kategorisierungen von Wohnanlagen auch nicht allgemein gültig. Bestimmte Siedlungstypen geben aber Rahmenbedingungen vor; die wichtigsten Typen werden getrennt dargestellt.

4.2.1.1 Innenstadt

Die intensive Nutzung lässt nur an wenigen Stellen Raum für üppigere Moosvegetation. Meistens existieren höchstens in unbeachteten Nischen ubiquistische Moose. Die bisweilen günstigen klimatischen Bedingungen der Höfe und engen Gassen der Altstadt können aufgrund des Nutzungsdruckes (inkl. der regelmäßigen Entfernung von Moosen aus Reinigungsgründen) nicht nachhaltig genutzt werden.

Die Innenhöfe der weiteren Innenstadt sind aber insgesamt sehr unterschiedlich und reichen von versiegelten Parkplätzen bis zu artenreichen, baumbestandenen Flächen mit kleinen Teichen (z. B. Mozartstraße 35).

57 Arten wurden in der Innenstadt gefunden, davon 16 Arten auf Bäumen, 32 Bodenmoose, 23 Gesteinsmoose und 1 Wassermoose (manche Moosarten kommen auf mehreren Substraten vor).

Trittfeste Pflasterritzengesellschaften, dominiert von *Bryum argenteum*, sind typisch. Der

Anteil von Epiphyten an der Gesamtartenzahl ist hoch. Bäume stellen in vielen Bereichen das einzige dauerhaft besiedelbare Substrat dar. Die meisten der baumbewohnenden Arten sind dementsprechend keine echten Epiphyten, sondern wachsen auch an anderen Substraten. Viele von ihnen sind Nährstoff- bzw. Säurezeiger (*Orthotrichum diaphanum*, *Orthodicranum montanum*) und reflektieren die Umweltbedingungen der Innenstadt mit hohem Staubanteil und erhöhten Immissionen. Der Anteil an (thallosen) Lebermoosen ist für den verbauten Bereich relativ hoch. *Lunularia cruciata*, *Marchantia polymorpha* und *Pellia endiviaefolia* bevorzugen feucht-schattige, nährstoffreiche Böden, wie sie in den Innenhöfen manchmal zu finden sind.

Häufigste Arten des Strukturtypes: *Ambylstegium serpens*, *Bryum argenteum*, *Ceratodon purpureus*, *Eurhynchium hians* var. *hians*, *Fissidens taxifolius*, *Orthotrichum diaphanum*, *Pylaisia polyantha*, *Tortula muralis*

Rote Liste Arten des Strukturtypes: *Bryum algovicum* (2), *Bryum ruderales* (4), *Orthotrichum cupulatum* (3), *Pseudocrossidium hornschiuchianum* (3)

4.2.1.2 Blockrandbauten

Die in den 40er Jahren entstandenen Blockrandbauten prägen das Erscheinungsbild zahlreicher Stadtteile von Linz (z. B. Bindermichl, Spallerhof, Neupeint, Urfahr). Viele dieser Wohnanlagen zeichnen sich durch auffällig artenreichen Moosbewuchs aus. Moose besiedeln vorwiegend die Innenhöfe. Kleine Innenhöfe sind stärker beschattet und haben ein ausgeglichenes Lokalklima. Sie werden im Gegensatz zu größeren Anlagen meist auch nicht befahren und sind daher oft recht artenreich. Von besonderer Bedeutung sind die epiphytenreichen Bestände in Urfahr (siehe zum Beispiel Abb. 2). Im dicht besiedelten Bereich sind vor allem die Blockrandbauten im Bereich Leonfeldnerstraße und Freistädterstraße als Biodiversitätszentren anzusprechen.



Abb. 2:
Innenhof einer
Blockrandsiedlung in
Linz Urfahr.
Epiphytische Moose
sind hier besonders
zahlreich.

Die Zahl von 15 epiphytischen Arten in den Blockrandbauten von Urfahr muss als bemerkenswert eingestuft werden, zumal es sich meist um obligate (= nur auf Bäumen vorkommende) Epiphyten handelt. Der Moosbewuchs ist meist üppig. Dies ist primär auf die alte Baumstruktur (± 60 Jahre) der Innenhöfe zurückzuführen. An Trägerbäumen dominieren Spitzahorn (*Acer platanoides*) und Weiden (*Salix ssp.*), vereinzelt gibt es auch Eschen (*Fraxinus excelsior*) und Bergahorn (*Acer pseudo-platanus*). Diese Bäume haben eine nährstoffreiche Borke mit relativ hoher Wasserhaltekapazität. Dominant sind Arten der Gattung *Orthotrichum* (8 Arten!), sowie *Tortula papillosa*, *T. virescens* und *Pylaisia polyantha*. Die häufigsten Arten (siehe Tabelle 3) sind mehr oder weniger alle Nährstoffzeiger. Der regelmäßige Kronenschnitt könnte neben der in den Innenhöfen erhöhten Luftfeuchtigkeit ein weiterer Grund für den reichen Moosbewuchs sein. Die Verbesserung der Luftsituation in den letzten Jahren ist zweifelsfrei ein weiterer Faktor für das häufige Vorkommen der Epiphyten. Mit Ausnahme des Bergahorns (kaum Bewuchs) zeigen alle Baumarten eine annähernd gleiche Artengarnitur.

Bodenmoose konzentrieren sich vor allem auf die Rasenflächen und, wo vorhanden, Gartenbeete. Schattige Rasen zeigen bis zu 80 %

Moosdeckung; hier dominieren raschwüchsige pleurokarpe Arten wie *Rhytidiadelphus squarrosus*, *Cirriphyllum piliferum* oder *Brachythecium rutabulum*. Neben den zahlreich vertretenen Ubiquisten sind in den Gartenbeeten auch immer wieder hoch interessante Einzelarten zu finden, etwa das seltene *Entosthodon fascicularis* und das aus mediterranen Gebieten eingewanderte thallose Lebermoos *Lunularia cruciata*. Letzere Art ist

Tab. 3: Epiphytische Arten der Blockrandbauten, inkl. der Anzahl an Funden.

Art	Anzahl Funde
<i>Amblystegium serpens</i>	4
<i>Dicranoweisia cirrata</i>	1
<i>Hypnum cupressiforme</i>	8
<i>Leskea polycarpa</i>	4
<i>Orthotrichum affine</i>	21
<i>Orthotrichum anomalum</i>	1
<i>Orthotrichum diaphanum</i>	20
<i>Orthotrichum lyellii</i>	6
<i>Orthotrichum obtusifolium</i>	4
<i>Orthotrichum pumilum</i>	19
<i>Orthotrichum sp.</i>	1
<i>Orthotrichum speciosum</i>	6
<i>Orthotrichum stramineum</i>	4
<i>Orthotrichum striatum</i>	1
<i>Pylaisia polyantha</i>	15
<i>Tortula papillosa</i>	17
<i>Tortula ruralis</i>	6
<i>Tortula virescens</i>	11

eine von drei neophytischen Moosen, die in Österreich vorkommen. *Lunularia cruciata* kann nur an geschützten Standorten wachsen. Die Innenhöfe mit ihrem ausgeglichenen Kleinklima stellen ein ideales Refugium für diese Art dar.

Wichtigste Vertreter des Strukturtyps: Blockrandbauten im Bereich der Leonfeldnerstraße, Freistädterstraße, Franckstraße, Spallerhof, Dauphinestraße.

Häufigste Arten des Strukturtyps: *Amblystegium serpens*, *Brachythecium rutabulum*, *Bryum argenteum*, *Cirriphyllum piliferum*, *Eurhynchium hians* var. *hians*, *Hypnum cupressiforme*, *Orthotrichum affine*, *O. diaphanum*, *O. pumilum*, *Plagiomnium undulatum*, *Rhytidiadelphus squarrosus*

Rote Liste Arten des Strukturtyps: *Entosthodon fascicularis* (3), *Orthotrichum stramineum* (3)

4.2.1.3 Neuere Bauten (z. B. Großformen, Wohnzeilen)

Die seit den 60er Jahren entstandenen Siedlungsanlagen und öffentlichen Gebäude sind in Bezug auf ihre Grünraumausstattung relativ homogen. Meist prägen Rasenflächen und Ziergehölze das Erscheinungsbild. Beschattung und Pflegeintensität sind die wichtigsten ökologischen Faktoren für die Quantität der Moos-

populationen, bei denen Ubiquisten dominieren (siehe: häufigste Arten). Der Reichtum an Kleinstrukturen (Brunnen, Steinhaufen, Brachen) und ihrer Moosflora ist meist gering. Natürlich gibt es davon aber auch Ausnahmen.

Es konnten 60 Arten in diesem Strukturtyp gefunden werden. Die relativ hohe Artenzahl ist nicht zuletzt das Ergebnis des großen Flächenanteils dieser Bauform. Die meisten Arten sind Bodenmoose (51 Arten), Epiphyten spielen im Gegensatz zu den meisten anderen Bauformen nur eine untergeordnete Rolle. Von 11 auf den Bäumen gefundenen Moosarten sind nur 2 echte Epiphyten. Dies hängt einerseits damit zusammen, dass in den Grünflächen viele exotische Gehölze gepflanzt wurden, welche kaum besiedelt werden, andererseits sind die Gehölze oft noch zu jung, um schon reichlich von Epiphyten bewachsen zu sein.

Als Eigenheit dieses Typus können Flachdächer angesprochen werden. Je nach Alter und Pflegeintensität weisen geschotterte Dächer eine in Menge und Artenzahl auffällige Moosflora auf (siehe Abb. 3). Dieser Trend ist in zahlreichen Städten zu beobachten (z. B. ZECHMEISTER 1992, HOHENWALLNER u. ZECHMEISTER 2001). Als Beispiel dient eine Aufnahme von einem zu 100 % bewachsenen Flachdach eines Gebäudes der Universität Linz in Auhof:



Abb. 3:
Üppige Bodenmoos-
vegetation auf einem
mit Feinschotter
bedecktem Flachdach.

Bryum imbricatum, dom.; *Ceratodon purpureus*, dom.; *Bryum caespiticium*, sub.; *Barbula unguiculata*, B.; *Brachythecium rutabulum*, B.; *Bryum algovicum*, B.; *Bryum argenteum*, B.; *Funaria hygrometrica*, B.; *Polytrichum juniperinum*, B.; *Scleropodium purum*, B.; *Weissia controversa*, B.; (dom. - dominant; sub. - subdominant; B. - Begleiter)

Häufigste Arten des Strukturtypes: *Amblystegium serpens*, *Brachythecium rutabulum*, *Bryum argenteum*, *Bryum capillare*, *Ceratodon purpureus*, *Hypnum cupressiforme*, *Orthotrichum diaphanum*, *Tortula ruralis*

Rote Liste Arten des Strukturtypes: *Bryum algovicum* (2), *Pseudocrossidium hornschurchianum* (3), *Tortula latifolia* (3)

4.2.1.4 Historische Befestigungsanlagen

Zu den historischen Befestigungsanlagen gehören zum Beispiel das Linzer Schloss oder die Pulvertürme. Das bei diesem Bautyp zu findende Substrat und Kleinklima ist mannigfaltig: Große Granitblöcke sind meist mit Kalkmörtel verputzt, dadurch entsteht auf engstem Raum Substratdiversität, die sich in einer entsprechenden Flora widerspiegelt. Die Rauheit der Oberflächen ist im Gegensatz zu den glatten Flächen der modernen Bauten ein guter „Boden“ für Moossukzessionen. Aufgrund der Nischen, Erker, Bögen und ähnlicher Strukturen wechseln extrem sonnen- und windexponierte Flächen mit feucht schattigen Bereichen auf engem Raume ab. Hygrophyten, Sciophyten, aber auch trockenresistente Arten wachsen am gleichen Bauwerk nur wenige Meter voneinander entfernt.

Mit 81 Arten gehören die Befestigungsanlagen zu den artenreichsten Beständen im bebauten Stadtgebiet.

Häufigste Arten des Strukturtypes: *Amblystegium serpens*, *Brachythecium rutabulum*, *Ceratodon purpureus*, *Grimmia pulvinata*, *Orthotrichum anomalum*; *Tortula muralis*

Rote Liste Arten des Strukturtypes: *Bryum algovicum* (2), *Pseudocrossidium hornschurchianum* (3), *Didymodon rigidulus* (4), *Orthotrichum cupulatum* (3)

4.2.1.5 Einzelhäuser

Einzelhäuser sind je nach Alter, Bauweise, Standort etc. extrem unterschiedlich und nicht generell zu bewerten. In den Einzelhäusern und ihren Gärten spiegeln sich Trends aus allen beschriebenen Typen wider. Aufgrund mangelnder Zugänglichkeit ist eine detaillierte Darstellung in dieser Untersuchung nicht möglich. Den Erfahrungen aus anderen Städten entsprechend sind aber Neufunde in diesem Bereich nicht zu erwarten.

Einzelhausanlagen spielen aber quantitativ für das Überleben von Moospopulationen eine nicht zu unterschätzende Rolle. Menge und Artenspektrum sind vor allem von Größe, Strukturvielfalt und dem persönlichen Naturverständnis der Bewohner geprägt.

4.2.2 Parkanlagen

Parkanlagen sind bezüglich ihres Moosbewuchses sehr unterschiedlich. Die Artenzahlen liegen in 21 untersuchten Parks zwischen eins und sechzig! Die Diversität der Moosflora hängt primär vom Strukturreichtum der Parkanlagen ab. Monotone Rasenflächen mit Zierbeeten und Ziergehölzen weisen kaum Moosarten auf, um so mehr aber, wenn Felsen, alte Brunnen, kleine Gebäude oder alte Baumgruppen das Substrat- und Kleinklimaspektrum erweitern. Grundsätzlich sind ältere Anlagen fast immer artenreicher als jüngere, ein Phänomen, das gerade bei Moosen nicht generell auf andere Biotoptypen übertragbar ist. Je geringer die Pflegeintensität ist (auch im Bereich der Gebäudesäuberung), desto moosreicher sind die Anlagen.

Belegt wird dies u. a. durch den Botanischen Garten der Stadt Linz auf der Gugl, in dem die meisten Moosarten (60, ohne Glashauss) gefun-

den wurden. Dies ist primär auf die hohe Substratvielfalt zurückzuführen (saure, basische Böden und Gesteine, Feuchtzonen, Halbtrockenrasen). Es dominieren im Botanischen Garten dementsprechend Bodenmoose, gefolgt von Epilithen. Epiphyten sind trotz der vielen Bäume und Baumarten im Botanischen Garten eher spärlich. Auch die Bauernberganlage oder der Freinbergpark sind gute Beispiele für artenreiche Parks, hier vor allem auch im Bereich der Epiphyten.

Von 95 Arten in Parkanlagen wachsen 48 als Bodenmoose, 32 auf Bäumen, 29 auf Gestein und jeweils eine Moosart auf Totholz bzw. aquatisch in einem Teich. Mit Ausnahme einzelner epiphytischer Arten sind die Moose der Parkanlagen aber eher weit verbreitete, kommune Arten. Der Epiphytenreichtum ist einerseits mit der hohen Artenzahl an heimischen Laubbäumen und andererseits mit dem Umstand zu erklären, dass frei stehende Bäume bzw. kleinere Baumgruppen, wie sie in Parkanlagen üblich sind, ein für das Mooswachstum günstigeres Mikroklima bieten als die Bäume in Wäldern.

Wichtige Vertreter des Typs: Botanischer Garten, Freinberganlage, Bauernberganlage, Ökopark Linz Neue-Heimat

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium rutabulum*, *Eurhynchium hians*, *Fissidens taxifolius*, *Hypnum cupressiforme*, *Orthotrichum affine*, *O. pumilum*, *Plagiomnium undulatum*, *Scleropodium purum*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Didymodon rigidulus* (4), *Orthotrichum patens* (3), *Orthotrichum stramineum* (3), *Fissidens exilis* (3), *Lophozia bicrenata* (3), *Plagiothecium succulentum* (3), *Tortula latifolia* (3)

4.2.3 Einzelbäume und Alleen

Einzelbäume und Alleen zeigen einen auf vergleichbaren ökologischen Bedingungen basierenden, sehr ähnlichen Artenbestand und werden demnach in dieser Gliederung zusammengefasst.



Abb. 4: Reichlich mit epiphytischen Moosen und Flechten bewachsener Alleebaum in Linz Urfaar. Der Baum ist auch Aufnahmeort für die Bioindikationsmethoden nach IAP und VDI. Das für die VDI Methode verwendete Untersuchungsnetz ist zu sehen.

Der Artenreichtum hängt von der Art und dem Alter der Trägerbäume sowie dem Standort ab. Ältere Bäume sind generell artenreicher (Abb. 4). Vor allem die Borken von Linde, Esche, Berg-, Spitz- und Eschenahorn werden bevorzugt besiedelt. Hohe Luftfeuchtigkeit fördert den Bewuchs (z. B. entlang der Donau oder bei einzeln stehenden Bäumen in der Traunau).

Der Zusammenhang zur Luftqualität wird im Kapitel Bioindikation näher erläutert. An dieser Stelle sei nur auf die große Anzahl und die Häufigkeit nitrophiler Arten hingewiesen. Mit Ausnahme von *Orthotrichum affine* sind alle unten als „Häufigste Arten“ angeführten Moose Nährstoffzeiger. Manche dieser Arten wa-



Abb. 5:
Das Rote Hornzahnmoos (*Ceratodon purpureus*), ein in städtischen Lebensräumen überall vorkommender Ubiquist, hier mit den namensgebenden roten Sporenkapseln.

ren früher nur im Überschwemmungsbereich von Bächen oder ähnlich natürlich-nährstoffreichen Standorten zu finden!! (z. B. *Tortula latifolia*). Das heutige Vorkommen steht in engem Zusammenhang mit dem Luftstickstoffeintrag (z. B. Stickoxide aus Autoabgasen, Landwirtschaft) und wird besonders deutlich an den straßennahen Bäumen oder den Alleen im Werksgelände der VOEST. In den VOEST besiedeln sogar sonst ausschließlich als Bodenmoos vorkommende Arten (*Ceratodon purpureus* - Abb. 5, *Bryum argenteum*) die eutrophen bzw. auch versauerten Borken des Mittelstammes.

Die dennoch hohe Zahl von 33 Arten spiegelt aber gleichzeitig die Verbesserung der Luftgüte, vor allem die Reduktion von SO_2 in den letzten beiden Jahrzehnten wider. SO_2 ist gegenüber Moosen hoch toxisch und war hauptverantwortlich für das Verschwinden vieler Moosarten.

Wichtige Vertreter des Typs (Auszug): Alleen an der Donau zwischen Nibelungen- und Eisenbahnbrücke, Eschenahornallee im Haidgattern (Neue Heimat), Lindenallee Doppelbauerweg, eschendominierte Alleen in der Heilhamer-Au, Lindenallee in der Krankenhausstraße

Häufigste Arten der Biotoptypen: *Dicranoweisia cirrata*, *Leskea polycarpa*, *Orthotrichum affine*, *O. diaphanum*, *O. obtusifolium*, *Tortula papillosa*

Rote Liste Arten der Biotoptypen: *Orthotrichum patens* (3), *Orthotrichum stramineum* (3), *Zygodon dentatus* (3)

4.2.4 Friedhöfe

Das feucht-schattige, morbide Klima, die beschauliche Ruhe der Friedhöfe werden in der Belletristik häufig mit „Moos“ assoziiert. 47 Moosarten auf Linzer Friedhöfen scheinen das zu bestätigen. Ein Drittel davon sind gesteinsbewohnende Arten auf Grabsteinen und Mauern. Viele ältere Friedhöfe haben aber Waldcharakter und eben aus diesem Grund eine reiche Moosflora, bereichert um einige Substrate wie Grabsteine unterschiedlichster geologischer Herkunft oder vermehrt offenerdige Bereiche auf den Gräbern selbst.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Bryum subelegans*, *Orthotrichum anomalum*, *Porella platyphylla*, *Thuidium tamariscinum*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Fissidens exilis* (3), *Orthotrichum cupulatum* (3), *Tortula calcicolens* (3)

4.2.5 Feldgehölze

Bei diesem Biotoptyp muss man deutlich zwischen gepflanzten Feldgehölzen und naturnahen Beständen unterscheiden. Erstere sind vor allem im dichter bebauten Bereich zu finden und haben oft einen hohen Anteil an Ziergehölzen. Dementsprechend gering ist auch die Zahl an vorhandenen Moosarten (14), unter denen Ubiquisten dominieren. Bodenmoose gibt es wenige (4 Arten), Epiphyten nur bei Baumbestand.

Naturnahe Feldgehölze sind meist Reste der Naturlandschaft und daher ein Rückzugsgebiet für eine Vielzahl an (Moos-)Arten. Aufgrund der geringen Größe von Feldgehölzen sind diese lichtreicher und trockener als die Waldbestände, aus denen sie sich vielfach herleiten. Bei den Bodenmoosen findet man vor allem Trockniszeiger (*Brachythecium albicans*, *Thuidium delicatulum*). Totholzmoose fehlen fast gänzlich. Dies ist neben der Bewirtschaftung auf die geringe Luftfeuchtigkeit zurückzuführen. Weil der Lichtreichtum höher ist als in den geschlossenen Wäldern und eine oft große Baumartenvielfalt herrscht, wachsen deutlich mehr Epiphyten. Von insgesamt 55 Arten der naturnahen Feldgehölze sind 33 als Epiphyten anzusprechen.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Hypnum cupressiforme*, *Orthotrichum affine*, *O. pumilum*, *Pylaisia polyantha*, *Radula complanata*, *Ulotrichum crispum*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Bryum algovicum* (2), *Orthotrichum stramineum* (3), *Zygodon dentatus* (3)

4.2.6 Industriegebiete

In diesem Kapitel wird aufgrund ähnlicher struktureller und edaphischer Gegebenheiten und somit weitgehender Übereinstimmung in der Artenstruktur, die Moosvegetation der Industriegebiete im engeren Sinne, des Hafens sowie der Bahn- und Gleisanlagen besprochen. Während ein Großteil der Flächen der Indus-

triebgebiete weitgehend versiegelt und somit vegetationsfrei ist, sind extensiv genutzte Bereiche gleichfalls ein Charakteristikum der industriellen Strukturtypen. Kennzeichnend für diese Standorte sind anthropogen überformte Böden, meist mit Sand-, Schotter- oder Schuttbedeckung, bzw. Ablagerungen industrieller Prozesse (z. B. Schlackenhalde der VOEST). Das Substrat ist stark wasserdurchlässig. Die Mineralstoffversorgung ist extrem unterschiedlich und reicht von nährstoffarm (Schlacke) bis nährstoffreich (Deponien). Hohe Sonneneinstrahlung und geringe Substratmobilität sind weitere Charakteristika. Durch regelmäßige, aber extensive Nutzung entwickelt sich in solchen Bereichen eine moosdominierte Pioniervegetation. Die verschiedenen anatomischen und physiologischen Anpassungsmechanismen sowie effiziente Vermehrungsstrategien der Moose sind Grundlage für die Etablierung vielfältiger Moospopulationen. Die Konkurrenz durch Blütenpflanzen ist meist gering. Moose sind die physiognomisch dominierende Vegetationsform und bilden bisweilen hundert Quadratmeter große Rasen.

Einige wenige Arten können bestandsbildend sein (siehe häufigste Arten), daneben tritt aber regelmäßig eine große Zahl an z. T. sehr seltenen Moosen auf, die meisten von ihnen sind ephemere Arten (z. B. *Phascum curvivolle*, *Pterygoneurum ovatum*). Viele Arten sind Wärmezeiger und haben ihren Verbreitungsschwerpunkt in submediterranen Gebieten. Akrokarpe Moose dominieren, pleurokarpe Arten, die spätere Sukzessionsstadien bevorzugen, wachsen primär in echten sekundären Halbtrockenrasen an sehr schattigen Standorten bzw. in älteren Industriebrachen, hier in starker Konkurrenz zu Höheren Pflanzen. Insgesamt wurden in den Industriegebieten 75 Moosarten gefunden.

Wie die Untersuchungsergebnisse zeigen, ist die Bedeutung von einzelnen Industrieanlagen für den Naturschutz aus bryologischer Sicht unumstritten, hat aber mangels vergleichbarer Untersuchungen bislang kaum Beachtung gefunden. Nicht Flächenschutz per se, sondern



Abb. 6:
Flachgründige Dämme
(hier im Bereich des
Winterhafens) sind
aufgrund der geringen
Konkurrenz durch
Höhere Pflanzen meist
sehr reich an Moosen.

die Erhaltung der Dynamik potentieller Standorte ist hier anzustreben (einschließlich der Substrathomogenität).

Die wichtigsten Standorttypen innerhalb der Industriegebiete sind Dämme, Gleisanlagen, Industriebrachen, Schlackenhalde und Baumbestände:

4.2.6.1 Dämme

Hochwasserschutzdämme (z. B. im Bereich der Hafenanlagen) oder Bahndämme sind meist von einer Vegetation bedeckt, welche in vielen Fällen (vor allem bei S-Exposition) jener von natürlichen Trockenrasen entspricht (Abb. 6). *Entodon concinnus*, *Thuidium abietinum* (Abb. 19) oder *Homalothecium lutescens* sind typische, quantitativ häufige Arten. Der Grad kleinflächiger Störung beeinflusst das Auftreten von zum Teil seltenen ephemeren Arten, darunter die als bislang ausgestorben eingestufte Art *Phascum floerkeanum*. In N-Exposition dominieren aber bisweilen auch Schatten- oder Feuchtigkeitzeiger, wie *Scleropodium purum* oder *Calliergonella cuspidata*.

4.2.6.2 Gleisanlagen

Diese sind durch kurzrasige Moosgesellschaften mit besonders ausgeprägter saisonaler Dynamik gekennzeichnet. Von den 31 gefun-

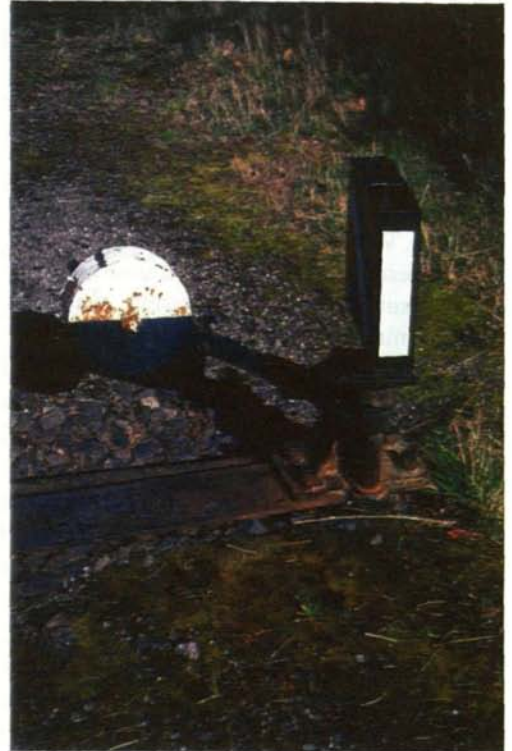


Abb. 7: Bodenmoose in intensiv genutzten Bahnanlagen sind meist extrem trocken- und trittresistent.

denen Arten haben nur 11 eine pleurokarpe Wuchsform. Die Standorte sind durchwegs alle extrem heiß und oberflächlich rasch austrock-

nend. Schadstoff- und trittresistente Arten dominieren (Abb. 7).

Intensivgleisanlagen sind aufgrund von Spritzmittelapplikation weitgehend moosfrei oder nur von besonders resistenten Arten wie *Bryum argenteum*, *Funaria hygrometrica* oder *Ceratodon purpureus* besiedelt.

Die besten Moosbestände sind in Extensivbereichen zu finden. Dazu zählen vor allem die Gleisanlagen des Hafens und weite Teile der Verschiebehahnhöfe. Meist sind die Randbereiche bzw. Flächen zwischen den einzelnen Gleisen bewachsen, nur ganz selten der Bahnkörper selbst. Vier gefährdete Arten konnten in diesen Gleisanlagen gefunden werden, darunter *Phascum curvicolle* oder *Bryum algovicum*.

4.2.6.3 Industriebrachen

Hierher werden Flächen gestellt, welche meist kurzfristig außer Nutzung gestellt sind (echte Brachen) oder nur sehr spärlich genutzt sind (z. B. Lagerplätze, Flächen im Nahbereich großer Industriebauten). Hier finden sich häufig nitrophile Arten (z. B. *Funaria hygrometrica* - Abb. 8, *Marchantia polymorpha*). Die Artenzusammensetzungen sind neben dem menschlichen Einfluss vor allem von edaphischen Bedingungen geprägt. In feuchten Dellen von Industriebrachen konnten sogar *Riccia*-Arten oder *Drepanocladus aduncus* gefunden werden.

Industriebrachen sind heute ein Diversitätszentrum kurzlebiger Arten (z. B. Arten des *Bryum atrovirens* agg., *Pottia* spp.), da die Lebensdauer dieser Flächen meist über der Dauer eines vollständigen Reproduktionszyklus der annualen Moose liegt. Sie ersetzen damit in vielen Fällen die Ackerbrachen, welche ehemals eine ähnliche Funktion hatten, welche aber heute durch zu häufigen Umbruch als Refugien dieser Arten ausfallen. Industriebrachen sind heute ein ganz wichtiger Bestandteil der urbanen Bryoflora (siehe auch Kapitel 5; Schlussfolgerungen für den Naturschutz).



Abb. 8: Das Drehzahnmoos (*Funaria hygrometrica*) ist ein Zeiger für nährstoffreiche Böden und daher an Brandplätzen, Lagerplätzen etc. häufig zu finden.

4.2.6.4 Schlackenhalde (im Werkbereich der VOEST)

Die Schlackenhalde sind ein bryologischer Sonderstandort mit einer Vielzahl an Arten (siehe Tabelle 4). Die Böden sind meist stark kalkhaltig und wasserdurchlässig. Allgemein ist die Substratvielfalt (Korngröße, Nährstoffgehalt, chemische Zusammensetzung) aber sehr groß. Trockenmoose dominieren, Schwermetallarten konnten keine gefunden werden. Die Besiedelung durch Moose erfolgt nur sehr langsam, erst nach oberflächlicher Verfestigung der Ablagerungen. Auf den Schlackenhalde der VOEST konnten die größten zusammenhängenden Moospopulationen der Stadt Linz gefunden werden. Diesbezüglich ist besonders die Einebnung am Spitz im Bereich des Zusammenflusses von Traun und Donau hervorzuheben (siehe Abb. 9).

Tab. 4: Artenliste von 6 Aufnahmen in den Schlackenhalden der VOEST einschließlich der Häufigkeit des Auftretens.

Art	Häufigkeit
<i>Amblystegium serpens</i>	1
<i>Barbula convoluta</i>	6
<i>Barbula unguiculata</i>	6
<i>Brachythecium glareosum</i>	1
<i>Brachythecium rutabulum</i>	1
<i>Bryum argenteum</i>	5
<i>Bryum atrovirens</i> agg.	3
<i>Bryum caespiticiu</i>	4
<i>Bryum capillare</i>	1
<i>Bryum imbricatum</i>	1
<i>Bryum rubens</i>	1
<i>Ceratodon purpureus</i>	5
<i>Dicranella</i> sp.	1
<i>Didymodon acutus</i>	1
<i>Didymodon luridus</i>	1
<i>Didymodon rigidulus</i>	1
<i>Ditrichum flexicaule</i>	1
<i>Encalypta streptocarpa</i>	1
<i>Entodon concinnus</i>	1
<i>Eurhynchium hians</i>	1
<i>Funaria hygrometrica</i>	2
<i>Orthotrichum anomalum</i>	1
<i>Phascum curvicolle</i>	1
<i>Phascum cuspidatum</i>	2
<i>Phascum floerkeanum</i>	1
<i>Pohlia cruda</i>	1
<i>Pottia</i> sp.	2
<i>Pseudocrossidium hornschruchianum</i>	1
<i>Pterygoneurum ovatum</i>	1
<i>Schistidium apocarpum</i> agg.	1
<i>Tortella inclinata</i>	5
<i>Tortula muralis</i>	2
<i>Tortula ruralis</i>	2
<i>Weissia controversa</i>	2
<i>Weissia</i> sp.	3



Abb. 9: Ältere Schlackenhalde in den VOEST am Spitz zwischen Donau und Traunmündung.

finden (z. B. direkt neben der Kokerei in den VOEST).

Wichtigste Vertreter des Strukturtypes: Schlackenhalde der VOEST, Hochwasserschutzdamm der Donau im gesamten Verlauf, z. B. Biotopnummern 537, 602, 604; Gleisanlagen im Hafengebiet, VOEST und Verschiebebahnhof.

Häufigste Arten des Strukturtypes: *Barbula unguiculata*, *B. convoluta*, *Bryum argenteum*, *Bryum caespiticiu*, *Ceratodon purpureus*, *Tortula ruralis*

Rote Liste Arten des Strukturtypes: *Acaulon muticum* (2), *Bryum algovicu* (2), *Bryum intermedium* (3), *Didymodon luridus* (3), *Didymodon rigidulus* (4), *Drepanocladus aduncus* (3), *Phascum floerkeanum* (0), *Phascum curvicolle* (3), *Pohlia cruda* (3), *Pseudocrossidium hornschruchianum* (3), *Pterygoneurum ovatum* (3), *Weissia condensa* (3)

4.2.6.5 Baumbestände

Die Borken der Bäume im Industriegebiet sind oft stark staubimprägniert. Echte Epiphyten gibt es wenige, der Anteil an Nährstoff- bzw. Säurezeigern ist hoch (*Dicranoweisia cirrata*). Dafür besiedeln aber viele Boden- bzw. Gesteinsmoose diese Borken. Bei entsprechender Luftfeuchte sind dadurch auch an hoch belasteten Standorten noch Moose auf Bäumen zu

4.2.7 Landwirtschaftliche Nutzflächen

Landwirtschaftliche Nutzung spielt auf Linzer Stadtgebiet eine bedeutende Rolle. Im Spannungsfeld zwischen Ökonomie und nachhaltiger Nutzung wirtschaften in Linz derzeit 111 landwirtschaftliche Betriebe, die größtenteils im Grüngürtel des nördlichen Stadtteils Urfahr sowie im Süden des Stadtgebietes ansässig sind. Einige wenige Betriebe bewirtschaften noch Restflächen in Zentrumsnähe bzw. sind von Bauland gänzlich umschlossen (z. B. Wasserschutzgebiet in Urfahr und Scharlinz, Industriegebiet westl. Stadtberge).

Die Zusammensetzung der Moosflora auf den Wirtschaftsflächen steht neben der Nutzungsart in engem Zusammenhang zur Nutzungsintensität. Extensive Bewirtschaftung fördert in fast allen Fällen die Moosflora der Ackerflächen. Durch regelmäßigen, aber nicht zu häufigen Umbruch erreicht das Artenspektrum eine Fülle, welche zum Teil über jener von Wiesen liegt. Dieses Phänomen wird auch in der wissenschaftlichen Literatur als „intermediate disturbance theory“ beschrieben (z. B. COLLINS u. a. 1995, ZECHMEISTER u. MOSER 2001) und ist besonders für die Entwicklung von ephemeren Moospopulationen von überaus großer Bedeutung.

4.2.7.1 Ackerflächen

Die Artenzusammensetzung der Ackerflächen variiert wie oben erwähnt primär in Abhängigkeit von der Nutzungsintensität und erst in zweiter Linie von den Bodentypen. Generell ist eine deutliche Verarmung der Moosflora gegenüber früheren Angaben zu bemerken (z. B. ASPÖCK 1859). Dies ist auf die massive Intensivierung der Landwirtschaft seit Mitte des 20. Jahrhunderts zurückzuführen und ein globaler Trend (z. B. NILSSON 1997, SCHUMACHER 1997, EUROPEAN COMMISSION 1998).

Reichere Moosstandorte sind selten und stehen meist mit extensiver Bewirtschaftung in direktem Zusammenhang. Der agrarisch dominierte Süden der Stadt, in dem ein hoher

Prozentsatz an intensiv genutzten Äckern vorliegt, zeigt deshalb kaum größere Artenzahlen als die wenigen Flächen im Norden. Aber auch die Ackermooßflora über Silikat, in der Literatur früher oft als sehr reichhaltig beschrieben, ist gleichfalls relativ stark eingeschränkt. Manche ehemals ganz typische Arten (z. B. aus der Gruppe der Hornmoose) konnten trotz intensiver Nachforschung nicht mehr gefunden werden. WEGERSDORFER (1892) erwähnt für Linz sowohl *Anthoceros agrestis* (wurde nur außerhalb von Äckern gefunden) als auch *Phaeoceros laevis*.

Auf den heute wenigen, gut bewachsenen Flächen sind *Riccia*-, *Dicranella*- bzw. *Pottia*-Arten charakteristisch, die aber auch in anderen Biotoptypen mit Pioniercharakter vorkommen. Kein einziges Ackermooß kommt nur in diesem Biotyp vor! Getreideäcker beherbergen die meisten Arten; sehr viel weniger Arten kommen bei Hackfrüchten vor (Abb. 10).



Abb. 10: Ackerflächen sind nur dann moosreich wenn die Nutzungsintensität (z. B. Umbruchrate) gering ist.

Auch in den Ackerbrachen sind im Gegensatz zu anderen Gebieten Österreichs (ZECHMEISTER u. a. 2001) keine Arten zu finden, welche nicht auch in den bewirtschafteten Äckern wachsen.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Barbula unguiculata*, *B. convoluta*, *Bryum argenteum*, Arten des *Bryum atrovirens* agg. und der Gattung *Dicranella*, *Phascum cuspidatum*, *Riccia glauca*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Entosthodon fascicularis* (3), *Phascum floerkeanum* (0), *Pottia davalliana* (3), *Riccia cavernosa* (2), *Pottia lanceolata* (3)

4.2.7.2 Fettwiesen und Weiden

Auch bei diesen Biotoptypen entscheidet primär die Nutzungsintensität über die Artenzusammensetzung, zusätzlich spielen aber edaphische Begebenheiten eine wichtige Rolle.

Frisch- und Fettwiesen sowie Weiden sind aufgrund der hohen Konkurrenz durch Blütenpflanzen keine besonders moosfreundlichen Standorte. Die Artenzahlen und Deckungen der Moose sind daher meist gering. Eine Reihe von Wiesen und Weiden ist aber relativ bodenfeucht; in diesen sind dann Moose zwar quantitativ reicher, die Artenzahlen bleiben aber gering. Ubiquisten wie *Brachythecium rutabulum* dominieren. In Fettwiesen wachsen großteils pleurokarpe, also langlebige Arten, die konkurrenzkräftiger sind als die kleinen akrokarpen Moose. Letztere kommen fast ausschließlich auf offenerdigen Freistellen als Folge von Erosion oder tierischer Grabtätigkeit vor.

Die mit Abstand artenreichsten Wiesenbestände sind die Trockenwiesen. Diese, aufgrund von Exposition und Steilheit oft wenig genutzten Bestände, stellen einen fließenden Übergang zu den naturnahen Halbtrockenrasen dar und sind auch dort beschrieben.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium rutabulum*, *Calliergonella cuspidata*,

Plagiomnium undulatum, *Rhytidiadelphus squarrosus*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium mildeanum* (3)

4.2.7.3 Obstbaumwiesen und -alleen

Obstbaumwiesen sind charakteristische Landschaftselemente der bäuerlich geprägten Landschaft Oberösterreichs, im Besonderen auch von Linz. Aufgrund zurückgehender Nutzung des Obstes, auch aufgrund der Landwirtschaft im Allgemeinen, verschwinden diese Biotope immer mehr.

Die Moosartenvielfalt zeigt einen erstaunlich großen Unterschied zwischen den Beständen nördlich und südlich der Donau.

Auf Birne (*Pyrus communis* agg.) kommen nördlich der Donau nur 2 Arten vor, südlich der Traun hingegen 14! Ähnlich, wenn nicht ganz so dramatisch ist der Unterschied (4/11) bei Apfelbäumen (*Malus domestica*). Nur Nussbäume sind nördlich der Donau ähnlich artenreich besiedelt wie die Obstbäume im Süden der Stadt (in Summe 11 Arten). Der Bereich zwischen Donau und Traun nimmt auch bei den Artenzahlen eine intermediäre Stellung ein, der Anteil der Vergleichsflächen ist aber geringer.

Gründe für diese divergierende Verteilung müssen spekulativ bleiben, könnten aber mit den unterschiedlichen geologischen Bedingungen in Zusammenhang gebracht werden. Wieso sich dies aber auch auf die vom Boden unabhängigen Epiphyten auswirkt, bleibt dahingestellt.

Die Wiesenmoose zwischen den Bäumen entsprechen meist jenen von Fettwiesen, in Ausnahmefällen denen von Trockenwiesen und können dort nachgelesen werden.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Hypnum cupressiforme*, *Orthotrichum diaphanum*, *O. pumilum*, *Pylaisia polyantha*

Keine Rote Liste Arten in diesen Beständen!

4.2.7.4 Feuchtwiesen

Feuchtwiesen, welche generell als gefährdeter Lebensraum gelten und sehr artenreich sein können, sind im Stadtgebiet kaum vorhanden. Dennoch sind Deckung und Biomasse der Moose in diesen Beständen zum Teil hoch. Die schönsten Beispiele sind zwischen Dießenleitenbachtal und Pöstlingberg zu finden. Die Feuchtwiesen sind die (größtenteils drainierten) Reste ehemaliger Quellmoore. Sehr kleinflächig findet man in Kleinseggenbeständen auch noch typische Feucht- bzw. Moorbiesenarten, die größtenteils als gefährdete Arten eingestuft sind (siehe unten).

Landwirtschaftliche Intensivierung in den letzten Jahrzehnten hat (auch) auf Linzer Stadtgebiet die Feuchtwiesen drastisch reduziert. Aufgrund von Eutrophierung (Düngung) bzw. zu hohem Viehbestand (Zertrampelung) sind aber auch ein Großteil der heute noch vorhandenen, potentiellen Standorte (z. B. mehrfach östlich der Oberbairingerstraße) frei von charakteristischen Feuchtwiesenmoosen.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium rivulare*, *Bryum pseudotriquetrum*, *Calliergonella cuspidata*, *Climacium dendroides*, *Philonotis fontana*, *Plagiomnium affine*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Aulacomnium palustre* (3), *Calliergon cordifolium* (3), *Homalothecium nitens* (4)

4.2.8 Magerwiesen und Halbtrockenrasen

In den diesem Biotoptypus zugeordneten Flächen finden sich mehr als 60 Arten. Die Vegetation wird durch Blütenpflanzen (meist Gräser) dominiert, ist aber zumindest stellenweise lückig. Offenerdige Bereiche können vorkommen.

Als typische Bestände sind Halbtrockenrasen, aber auch die Dämme entlang Donau und Traun, Böschungskanten oder die Heißbländen

der Auen zu nennen. Echte Trockenrasen fehlen im Gebiet.

Die klassischen Trockenrasenelemente, wie *Thuidium abietinum* oder *Entodon concinnus*, dominieren häufig mit hohen Deckungswerten. Die offenerdigen Bereiche geben einer Vielzahl an kleinen, zum Teil Wärme liebenden Pionierarten Raum zur Besiedelung (z. B. *Pseudocrossidium hornschurchianum*). Die Dynamik dieser offenen „patches“ ist hoch. Regenfälle, Tiere, Menschen reißen immer wieder die leicht verletzliche Vegetationsnarbe auf und ermöglichen ständige Neubesiedelung durch wechselnde Moospopulationen. Der Großteil der hier vorkommenden Moosarten ist durch spezielle Verbreitungsmechanismen dieser Dynamik bestens angepasst (siehe z. B. DURING 1992, LONGTON 1997).

Die Anzahl der seltenen Arten (Rote Liste) ist bemerkenswert, der Biotoptyp für die bryologische Diversität einer Stadt bedeutsam.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Barbula convoluta*, *Thuidium abietinum*, *Ceratodon purpureus*, *Entodon concinnus*, *Homalothecium lutescens*, *Scleropodium purum*, *Tortella inclinata*, *Tortula ruralis*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Bryum intermedium* (3), *Pottia davalliana* (3), *Pseudocrossidium hornschurchianum* (3)

4.2.9 Brachen

Brachflächen können unterschiedlichster Genese sein. Zum Teil wurden sie bereits erwähnt (Ackerflächen, Industrie - Abb. 9). Gerade in städtischen Bereichen herrscht eine große Vielfalt an Brachetypen, verbunden mit deren raschem Wandel. Oft werden Flächen kurzfristig außer Nutzung gestellt oder nur extensiv genutzt. Dies steht meist im Zusammenhang mit Umwidmungen oder neuen Bauvorhaben. Die Vegetation von Brachflächen ist geprägt von deren Dynamik.

Ein- bis dreijährige Brachen sind ein wichtiges Verbreitungszentrum von ephemeren bzw.

konkurrenzschwachen Arten. Der Anteil der Moose an den Vertretern dieses Strategietyps ist als besonders hoch einzustufen. Brachen sind deshalb für Moose äußerst wichtige Biodiversitätszentren in der Stadt. Ältere Brachen sind aus bryologischer Sicht meist erst dann wieder interessant, wenn Bäume als Träger für Epiphyten auftauchen.

In den Brachen konnten 105 Arten gefunden werden; das ist in etwa ein Drittel aller Moosarten, die in Linz vorkommen. Davon kommen nur 8 in Ackerbrachen vor.

Je nach „Vorgeschichte“ bzw. edaphischen Verhältnissen findet man unterschiedlichste Zusammensetzungen der Moosflora, die von Trockenrasenarten über Nährstoffzeiger bis hin zu Sumpfsarten reicht. In Brachen sind immer wieder Arten vorhanden, welche aus ihren typischen Lebensräumen verdrängt wurden. Beispielhaft ist das Vorkommen von *Anthoceros agrestis*, einem ehemals häufigen, heute selten gewordenen Ackermooß, auf einem feuchten, verbrachten Lagerplatz.

Häufigste Arten des Biototypes: *Barbula convoluta*, *B. unguiculata*, *Brachythecium rutabulum*, *Bryum atrovirens* agg., *Ceratodon purpureus*, *Eurhynchium hians*, *Phascum cuspidatum*, *Pottia* spp., *Riccia glauca*

Rote Liste Arten des Biototypes: *Anthoceros agrestis* (2), *Atrichum tenellum* (3), *Brachythecium campestre* (3), *Bryum algovicum* (2), *Drepanocladus aduncus* (3), *Entosthodon fascicularis* (3), *Orthotrichum rupestre* (3), *Phascum curvicolle* (3), *Physcomitrium eurysotomum* (3), *Pottia bryoides* (3), *Pseudocrossidium hornschuchianum* (3), *Riccia cavernosa* (2)

4.2.10 Gewässer

Allgemeine Ökologie

Fließgeschwindigkeit, Wasserstandsschwankungen und Wasserqualität sind die wichtigsten ökologischen Parameter, welche Einfluss

auf Vorkommen und Verbreitung von Wassermoose haben.

Als weitere maßgebende Faktoren sind Chemismus des Wassers, Nährstoffgehalt (vor allem in Verbindung mit Gewässerverschmutzung), Wassertemperatur sowie Lichtmenge, Lichtqualität und Temperatur anzugeben. Daneben sind noch die allgemein wirksamen Faktoren wie Höhenlage, Florenregion etc. von Bedeutung.

In Bezug auf die Fließgeschwindigkeit unterscheidet man limnophile Arten, welche in langsam fließenden oder stehenden Gewässern ihre Hauptverbreitung haben (in Linz nur in einigen Altarmen vertreten) sowie rheophile Arten mit Entwicklungsoptimum in schnell fließenden Gewässern (z. B. *Cinclidotus* spp.).

Bezüglich des Faktors Wasserstandsschwankung kann man folgende Typen unterscheiden:

- * die obligaten Wassermoose, welche stets submers leben und nur geringe Schwankungen des Wasserstands erdulden (z. B. *Fontinalis antipyretica*)

- * fakultative Wassermoose, welche die Schwankungen gut ertragen und sowohl untergetaucht leben können als auch periodische Austrocknung ihres Lebensraumes tolerieren (z. B. *Hygrohypnum luridum*)

- * semi-aquatische Arten, welche mit dem unteren Teil des Gametophyten ständig unter Wasser sind, deren Wachstumszone aber die meiste Zeit terrestrisch ist (z. B. *Drepanocladus aduncus*).

Wassermoose zeigen eine Reihe von morphologischen und physiologischen Anpassungen an das Leben im Wasser. Als wichtigste morphologische Anpassungen seien dickwandige Zellen, Verstärkungen der Mittelrippe und der Blattränder bzw. flexible Stämmchen als Schutz gegen Zerreißen durch Strömung genannt.

Sichelblätter und Papillen auf den Blättern sind typische Anpassungen fakultativ aquatischer

Moose; untergetauchte Arten verlieren oft rasch die sichelige Wuchsform ihrer Blätter (*Hygrohypnum*); Papillen sind xerophytische Schutzeinrichtungen, um die Austrocknungsperiode der Blätter zu überdauern.

Anpassungen im Bereich des Sporophyten sind vielfältig: die meisten Wassermoose produzieren Sporophyten in der Austrocknungsphase oder heben ihren Sporophyten über die Wasseroberfläche hinaus. Eine kleinere Gruppe echter Wassermoose (*Fontinalis*, *Cinclidotus*) hat auch ihren Sporophyten dem Leben im Wasser angepasst.

Physiologische Anpassungen an die Feuchtigkeit sind veränderte Feuchtigkeitskompensationspunkte, tiefere Temperaturoptima als terrestrische Arten, ein verändertes Spektrum an photosynthetischen Pigmenten sowie eine differenzierte CO₂-Versorgung. Echte Wassermoose können im Gegensatz zu aquatischen Höheren Pflanzen Bikarbonat nicht als CO₂-Quelle nutzen. Aufgrund der niederen CO₂-Diffusionsraten im Wasser kommen Wassermoose daher vor allem an schnell fließenden, turbulenten Gewässern vor. Dies erklärt unter anderem den Artenreichtum der kleinen Bäche im Mühlviertel.

4.2.10.1 Fließgewässer und Quellfluren

Im Stadtgebiet von Linz müssen primär drei Gewässertypen unterschieden werden, welche sich aufgrund der unterschiedlichen ökologischen Verhältnisse in ihren Artengarnituren sehr stark unterscheiden.

- * Große Flüsse (Donau, Traun)
- * Bäche im Granit- und Gneisgebiet auf Urfahrer Seite
- * Quellfluren und Quellbäche im Süden der Stadt

Mit 108 Arten sind die Fließgewässer und ihre Ufer der an Moosen artenreichste Standorttyp.

Donau

Die meisten Wassermoose der Donau sind auf den Blockschüttungen bzw. in deutlich geringerem Ausmaß auf sandig-tonigen Anlagerungen zwischen den Blöcken im Uferbereich zu finden. Ein Großteil der Arten (quantitativ und qualitativ) befindet sich knapp unter bzw. an der Mittelwasserlinie. Wasserstandsschwankungen sind aufgrund des Kraftwerkes Asten-Abwinden sehr gering.

An obligat submersen Wassermooseen ist nur *Fontinalis antipyretica* zu nennen. Alle anderen Arten sind semiaquatische oder fakultative Wassermoose. Aus Beobachtungen während der Kartierungsperiode geht hervor, dass durch die Wellenbildung größerer Schiffe, welche auf der Donau verkehren, eine regelmäßige Benetzung der fakultativen Arten auch bei niederen Wasserständen gewährleistet wird.

Das Artenspektrum ist für einen Strom dieser Größenordnung sehr reich: 14 echte Wassermoosearten konnten am Donauufer gefunden werden (siehe Tabelle 5, A). Als äußerst bemerkenswert muss das Vorkommen von drei *Cinclidotus*-Arten (*C. danubicus*, *C. fontinaloides*, *C. riparius*) bewertet werden. *Cinclidotus*-Arten sind mäßig empfindlich gegenüber Schadstoffen und demnach erst in jüngerer Zeit, nach Verbesserung der Qualität unserer Gewässer wieder im Vormarsch. Vor allem *C. danubicus* gilt als äußerst selten. Die Art gilt als entwicklungsgeschichtlich jung, und dürfte nach FRAHM (1997) allgemein in Ausbreitung sein. Als eine der ganz wenigen Moosgruppen hat die Gattung *Cinclidotus* einen europäischen Verbreitungsschwerpunkt.

Zusätzlich kommen im Blockwurfbereich des Donauufers 22 weitere Moosarten vor (Tabelle 5, G, B). Neben ubiquistischen Arten gibt es hier Moose, welche zum Teil an die hohe Luftfeuchtigkeit bzw. Bodenfeuchte im Uferbereich gebunden sind und daher in Linz gleichfalls nur an der Donau zu finden waren (z. B. *Didymodon spadiceus*, *D. tophaceus*). Andererseits wachsen am oberen Rande des Block-

Tab. 5: Arten an und in der Donau. A = aquatische / semiaquatische Arten; G = Gesteinsmoose am Blockwurf; B = Bodenmoose.

Art	Habitat
<i>Amblystegium varium</i>	A
<i>Brachythecium rivulare</i>	A
<i>Bryum pseudotriquetrum</i>	A
<i>Cinclidotus danubicus</i>	A
<i>Cinclidotus fontinaloides</i>	A
<i>Cinclidotus riparius</i>	A
<i>Cratoneuron filicinum</i>	A
<i>Fissidens crassipes</i>	A
<i>Fontinalis antipyretica</i>	A
<i>Hygroamblystegium fluviatile</i>	A
<i>Hygroamblystegium tenax</i>	A
<i>Hygrohypnum luridum</i>	A
<i>Palustriella commutata</i>	A
<i>Schistidium alpicola</i>	A
<i>Barbula sinuosa</i>	B
<i>Brachythecium salebrosum</i>	B
<i>Bryum pallescens</i>	B
<i>Bryum pseudotriquetrum</i>	B
<i>Bryum turbinatum</i>	B
<i>Ceratodon purpureus</i>	B
<i>Rhizomnium punctatum</i>	B
<i>Barbula convoluta</i>	G
<i>Barbula unguiculata</i>	G
<i>Brachythecium albicans</i>	G
<i>Bryum algovicum</i>	G
<i>Didymodon spadiceus</i>	G
<i>Didymodon tophaceus</i>	G
<i>Grimmia orbicularis</i>	G
<i>Grimmia pulvinata</i>	G
<i>Leskea polycarpa</i>	G
<i>Orthotrichum anomalum</i>	G
<i>Orthotrichum diaphanum</i>	G
<i>Orthotrichum rupestre</i>	G
<i>Oxystegus cylindricus</i>	G
<i>Scapania aspera</i>	G
<i>Tortula muralis</i>	G

wurfs auch echte thermophile Elemente. Dies ist auf die hohe Sonneneinstrahlung und den Pioniercharakter dieser Arten zurückzuführen (z. B. die mediterrane *Grimmia orbicularis*).

Nord- und Südufer der Donau unterscheiden sich primär quantitativ, schwächer auch qualitativ, wobei das Nordufer - orographisch gesehen linke Donauufer - moosreicher ist. Dies dürfte zwei Gründe haben:

- * höhere Sonneneinstrahlung am S-exponierten Nordufer
- * linksseitig mündenden silikatreichen, d. h. nährstoffarmen Bäche

Diese Verteilung von Pflanzenarten wird u. a. auch von JANAUER (1999) für andere Abschnitte des Donaustroms in Österreich bestätigt.

Als eines der auffälligsten Phänomene muss das völlige Fehlen von Wassermooseen im Bereich der Hafenbecken betrachtet werden. Eine Erklärung dafür könnte in der geringen CO₂-Diffusion in stehenden Gewässern liegen. Höhere Makrophyten sind auch reichlich vorhanden. Ähnliche Ergebnisse werden von anderen Stellen berichtet (z. B. SUREN 1996). Das Ausbleiben von Moosen könnte aber auch mit dem Eutrophierungsgrad der Hafenbecken in Zusammenhang stehen, welcher sich unter bestimmten Bedingungen ebenfalls negativ auf die Entwicklung von Bryophyten auswirkt (siehe z. B. KARTTUNEN u. TOIVONEN 1995).

Indikatorischer Ansatz:

Biondifikation mit Wassermooseen findet vor allem im Bereich der Akkumulationsindikation Anwendung (ZECHMEISTER u. a. 2002). Radionukleide (KIRCHMANN u. LAMBINON 1973), Schwermetalle (z. B. SAY u. WHITTON 1983, SIEBERT u. a. 1996, GLIME 1992, DOERING u. a. 1999, GAGNON u. a. 1999) und toxische organische Schadstoffe (CHOVANEC u. a. 1994) sind die wichtigsten untersuchten Komponenten. Derartige Untersuchungen waren aber nicht Ziel dieser Studie.

Vergleichbare indikatorische Ansätze, welche auf die Artenzusammensetzung als Folge der allgemeinen Wasserqualität aufbauen, gibt es vor allem aus Deutschland, Frankreich und Belgien (z. B. EMPAIN 1978, VANDERPOORTEN u. PALM 1998, FRAHM 1998). Ein Vergleich des Artenspektrums der Donau im Stadtbereich mit diesen Studien weist die Wasserqualität der Donau als „gut“ aus. Die gefundenen Arten weisen auf mäßige Verunreinigung (b-mesosaprobe Stufe) hin. Mit den gängigen Einstufungs-

methoden wird die Donau im eigentlichen Stadtbereich der Güteklasse 2 (mäßig verunreinigt) zugeordnet. Zum selben Ergebnis kommt man auch im 5. UMWELTKONTROLLBERICHT des UBA (1998).

Häufigste Arten des Biotoypes: *Brachythecium rivulare*, *Cinclidotus fontinaloides*, *C. riparius*, *Hygrohypnum luridum*

Rote Liste Arten des Biotoypes: *Bryum algovicum* (2), *Cinclidotus danubicus* (1), *Didymodon tophaceus* (3), *Fissidens crassipes* (3), *Grimmia orbicularis* (3), *Orthotrichum rupestre* (3)

Traun

Auch an der Traun sind primär die Blockschüttungen der Ufer bewachsen. Da sich die Blockschüttungen sowohl aus Kalk- als auch aus Silikatblöcken zusammensetzen, ist der Artenreichtum größer als jener der Donau. Zusätzlich sind die Schwankungen des Wasserstandes viel stärker als an der Donau (mehrere Meter). Die Traun beherbergt 21 echte Wassermoose bzw. Arten im unmittelbaren Schwankungsbereich um den Mittelwasserpegel. Zu den drei bereits in der Donau vorkommenden *Cinclidotus*-Arten gesellt sich in der Traun z. B. noch *C. aquaticus*, eine Charakterart sauerstoffreicher, schnell fließender Bäche und Ströme.

Unter den Moosen über der Mittelwasserlinie fallen besonders jene Arten auf, welche einen ursprünglichen Verbreitungsschwerpunkt in den Alpen haben und über den Fluss in das Vorland verbreitet wurden. Dazu zählen u. a. *Timmia bavarica* und *Gymnostomum calcareum*. Für diese Moose kann man durchaus auch den von Höheren Pflanzen bekannten Ausdruck der „Alpenschwemmlinge“ verwenden.

Häufigste Arten des Biotoypes: *Amblystegium riparium*, *Amblystegium varium*, *Cinclidotus fontinaloides*, *Cratoneuron filicinum*

Rote Liste Arten des Biotoypes: *Cinclidotus aquaticus* (3), *Drepanocladus aduncus* (3), *Fissidens crassipes* (3) .

Bäche im Silikatgestein

Eine Vielzahl von kleinen Bächen durchzieht das Granit- und Gneisgebiet des nördlichen Linzer Stadtgebietes. Der Wasserkörper ist geprägt durch überwiegend starke Turbulenzen wechselnder, aber meist schwacher Wasserführung. Der Gewässerchemismus ist sauer, die Gewässergüte in den oberen Abschnitten meist oligotroph. Freiliegende Gesteinsblöcke und überwiegend starke Beschattung kennzeichnen das Bachbett (Abb. 11).



Abb. 11: Fließgewässer sind umso moosreicher je naturnäher die Bäche sind. Spritzwasser und hohe Luftfeuchtigkeit fördern viele Arten (hier z. B. *Thamnobryum alopecuroides*).

Hinsichtlich ihres Moosbewuchses müssen der Haselbach, der Höllmühlbach oder der Dießenleitenbach - alle in den oberen Abschnitten - als quantitativ und qualitativ „bemerkenswert“ eingestuft werden.

Beinah unberührt und dementsprechend artenreich sind abschnittsweise die Bäche und zu-

gehörigen Schluchten kleinerer Seitenbäche des Haselbaches, wie der Kitzelsbach. Beispielfür diesen Gewässertyp steht Tabelle 6 (Aufnahme vom Kitzelsbach).

Tab. 6: Artenliste vom Kitzelsbach mit Angabe zur Dominanz. 1 = dominante Art; 2 = häufige Art; 3 = vereinzelt auftretende Art.

Art	Dominanz
<i>Rhynchostegium riparioides</i>	1
<i>Thamnobryum alopecurum</i>	1
<i>Anomodon attenuatus</i>	3
<i>Brachythecium plumosum</i>	2
<i>Brachythecium populeum</i>	3
<i>Brachythecium rivulare</i>	3
<i>Climacium dendroides</i>	3
<i>Conocephalum conicum</i>	3
<i>Dicranodontium denudatum</i>	3
<i>Dicranum scoparium</i>	3
<i>Eurhynchium angustirete</i>	3
<i>Homalia trichomanoides</i>	3
<i>Hypnum cupressiforme</i>	3
<i>Jungermannia obovata</i>	3
<i>Lejeunea cavifolia</i>	3
<i>Metzgeria conjugata</i>	3
<i>Mnium hornum</i>	3
<i>Mnium marginatum</i>	3
<i>Plagiochila asplenioides</i>	3
<i>Plagiomnium cuspidatum</i>	3
<i>Plagiothecium nemorale</i>	3
<i>Plagiothecium succulentum</i>	3
<i>Pseudotaxiphyllum elegans</i>	3
<i>Racomitrium aciculare</i>	3
<i>Rhizomnium punctatum</i>	3

Wie es der Dynamik dieser Bäche entspricht, kommen hier keine ausschließlich submersen Arten vor. Alle aquatischen Arten sind fakultative Wassermoose. Die häufigsten Wassermoosearten sind *Rhynchostegium riparioides*, welches auch in der stärksten Strömung vorkommt, *Brachythecium rivulare*, *B. plumosum* sowie *Thamnobryum alopecuroides*.

Aufgrund der starken Beschattung und der hohen Luftfeuchtigkeit ist das Vorkommen von terrestrischen, „atlantischen“ Arten (z. B. *Thamnobryum alopecuroides*) für diese Standorte gleichfalls charakteristisch.

Die Bäche und ihre engere Umrahmung sind auch der einzige Standort der Stadt Linz mit einer reicheren Garnitur an Lebermoosen. Dies ist primär auf die relativ geringe Austrocknungsresistenz der meisten foliosen Lebermoose zurückzuführen. Häufig sind die Arten *Lejeunea cavifolia*, *Metzgeria conjugata*, *Jungermannia obovata* oder *Chiloscyphus* ssp. zu finden.

Die genannten Bäche sind meist umrahmt von artenreichen Schluchtwäldern oder bachbegleitenden Gehölzen (siehe dort).

Wichtigste Vertreter des Typs (Biotopnummer): Kitzelsbach (231), Höllmühlbach (294/301), Haselbach (H39), Dießenleitenbach (110), Bach (183), Esterbach (11)

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium plumosum*, *B. rivulare*, *Rhynchostegium riparioides*, *Schistidium rivulare*, *Thamnobryum alopecuroides*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Atrichum tenellum* (3), *Drepanocladus aduncus* (3), *Plagiothecium succulentum* (3), *Rhizomnium magnifolium* (3), *Racomitrium aquaticum* (3)

Kalk-Quellfluren und Quellbäche

Eine ökologische Besonderheit von Linz stellen die Kalkquellfluren und ihre bruchwaldartigen Umrahmungen im Süden dar (K.G. Mönchgraben, Quadrant Q10). Generell müssen Kalkquellfluren der tieferen Lagen als stark gefährdet eingestuft werden (ZECHMEISTER 1993), zumal, wenn es sich wie hier um Quellen mit Sinterbildung handelt. Für die Ausfällung der Kalktuffe spielen Moose, in diesem Fall *Palustriella commutata*, eine entscheidende Rolle. Als weitere Rarität dieses Bestandes tritt *Campylium elodes* auf. Die Artenliste dieser Quellfluren zeigt Tabelle 7.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium rivulare*, *Palustriella commutata*, *Cratoneuron filicinum*, *Ctenidium molluscum*, *Plagiomnium undulatum*

Tab. 7: Artenliste einer reichen Kalkquellflur im Süden von Linz.

Amblystegium serpens
Amblystegium varium
Aneura pinguis
Brachythecium rivulare
Brachythecium rutabulum
Brachythecium salebrosum
Bryum sp.
Bryum subelegans
Calliergonella cuspidata
Campylium elodes
Chiloscyphus polyanthos var. *pallidus*
Cratoneuron commutatum
Cratoneuron filicinum
Ctenidium molluscum
Eurhynchium hians var. *swartzii*
Eurhynchium speciosum
Eurhynchium striatum
Fissidens adianthoides
Hypnum cupressiforme
Lophocolea heterophylla
Pellia endiviifolia
Plagiomnium cuspidatum
Plagiomnium elatum
Plagiomnium undulatum
Plagiothecium denticulatum
Radula complanata
Rhizomnium punctatum
Rhynchostegium murale

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Aneura pinguis* (3), *Campylium elodes* (2), *Eurhynchium speciosum* (3), *Fissidens adianthoides* (3), *Plagiomnium elatum* (3)

4.2.10.2 Stillgewässer

Stillgewässer beherbergen grundsätzlich nicht jene Artenfülle, welche Fließgewässer erreichen, auch Linz bildet hier keine Ausnahme. Nur *Riccia fluitans*, *R. rhenana* und *Drepanocladus aduncus* können in diesem Sinne als echte Stillwassermoos bezeichnet werden, wobei nur *R. fluitans* ausschließlich submers vorkommt. Das in der Literatur erwähnte Moos *Ricciocarpus natans* konnte im

Untersuchungszeitraum nicht gefunden werden. Wie auch an anderen Altarmen der Donau (z. B. bei Wien) tritt dieses Moos in sehr unregelmäßigen Abständen auf, mit seinem Vorkommen muss daher gerechnet werden.

Nur die Rand- und Uferbereiche von Stillgewässern sind vielfach von artenreicheren Moosgesellschaften bewachsen.

Die schlammig-tonigen Böden dieser Standorte besiedelt eine Vielzahl an seltenen Arten. Die meisten dieser Moose sind ephemere, also kurzlebige Arten, welche die Ufer und Uferböschungen in der Zeit der Niedrigwasserstände besiedeln. Ein nach ökologischen Kriterien differenzierendes Lebensformkonzept bezeichnet derlei Arten als „Annual Shuttle Species“ (DURING 1979, 1992). Ein Großteil dieser Moose besitzt einen sehr kleinen Gametophyten, der schnell Sporophyten entwickelt, mit meist großen, längerlebigen Sporen. Letztere warten unbestimmte Zeit auf die Wiederkehr günstiger Bedingungen, in diesem Fall auf das Trockenfallen der Uferbänke. Typische Vertreter dieser Gruppe sind in Linz vor allem *Riccia*-Arten, *Aphanorhegma patens*, *Dicranella varia*, *D. staphylina* aber auch verschiedene Arten der Gattung *Pottia* sowie Brutkörper tragende *Bryum*-Arten. Da das Überleben dieser Arten auf die natürlichen Wasserspiegelschwankungen angewiesen ist, sollte diesem Umstand aus Naturschutzgründen Rechnung getragen werden.

Zum Habitattypus Stillgewässer werden in dieser Arbeit auch die Uferabschnitte der langsam fließenden Abschnitte der Altwässer (Mitterwasser) und die Ufer künstlicher Gerinne (z. B. Biotop 533-600) sowie die nur bei Hochwasser der Traun durchströmten Gräben in den rechtsufrigen Traunauen oberhalb von Ebelsberg gestellt.

Nur vereinzelt findet man in den Stillgewässern und an den Teichufern von Linz-Urfahr und Linz-Mitte dichtere Moospopulationen, wenn gleich auch hier, meist punktuell, nicht häufige Arten auftauchen können. Als Beispiel wäre

Pleuridium acuminatum beim Teich auf dem Universitätsgelände zu nennen. Dieses unstete Erscheinen entspricht, wie bereits erwähnt, ganz der Lebensstrategie dieser Moose.

Wichtige Vertreter des Typs (Biotopnummer bzw. Quadrant): Ufer Altarm 444 R16, Ufer Altarm 620 U15, Ufer Altarm 632 W13, Ufer Austand 531 U16, Teich L32

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Riccia* ssp., *Bryum atrovirens* agg, *Dicranella varia*, Funariaceae

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Aneura pinguis* (3), *Drepanocladus aduncus* (3), *Riccia fluitans* (3)

4.2.11 Der Linzer Donaudurchbruch

Abweichend vom Modus der Biotoptypbeschreibung soll der Linzer Donaudurchbruch aufgrund seiner besonderen Bedeutung für die Mooswelt gesondert besprochen werden. Eine Aufspaltung in eine Vielzahl an Biotoptypen könnte diesem Umstand nicht in adäquatem Ausmaß Rechnung tragen.

In diesem Donautalabschnitt vereinigt sich eine große Anzahl von für Linz teils einzigartigen Standorttypen. Allgemein wird der Durchbruch durch steile, anstehende Felswände, Felsrasen, diverse Wälder über flachgründigen Böden mit unterschiedlicher Hangneigung sowie durch schwierige Zugänglichkeit gekennzeichnet.

Aufgrund der unterschiedlichen Exposition und den damit verbundenen, völlig unterschiedlichen ökologischen Bedingungen müssen Nord- und Südseite getrennt besprochen werden.

4.2.11.1 Urfahrer Wände

Sie sind der nördlich der Donau gelegene, S-exponierte Teil des Donaudurchbruchs.

Die Urfahrer Wände sind im unteren Teil von flachgründigen, eher niedrigwüchsigen Wäldern bewachsen. Die Bodenfeuchte nimmt nach unten hin deutlich zu. Es treten temporäre

Wasseraustritte auf. Die Mooswelt entspricht jener von sauren, eher feuchten Eichen-Buchenwäldern.

Die oberen Teile der Urfahrer Wände sind aufgrund ihrer exponierten Lage ein schon lange bekanntes Refugium für submediterrane und kontinentale Elemente der Tier- und Pflanzenwelt (DUNZENDORFER 1980, KUTZENBERGER 1993).

Dies kann in geringerem Umfang auch für die Mooswelt bestätigt werden. An Wärme liebenden Elementen können *Grimmia laevigata*, *Hypnum lacunosum* oder *Rhyidium rugosum* genannt werden. Eine größere Zahl an Fels bewohnenden Arten konnte nur an diesem Standort gefunden werden (z. B. *Grimmia ovalis*, *Andreaea rupestris*). Diese Arten sind aber nicht typisch für heiße, sonnige sondern halbschattige Lagen. Die in vergleichbaren panonischen Lagen typischen ephemeren Arten konnten trotz intensiver Suche im Winterhalbjahr nicht gefunden werden.

Häufigste Arten des Standortes: *Hypnum lacunosum*, *H. cupressiforme*, *Polytrichum piliferum*, *Ceratodon purpureus*, *Grimmia pulvinata*, *G. ovalis*, *Tortula ruralis*

Rote Liste Arten des Standortes: *Eurhynchium praelongum* (4), *Andreaea rupestris* (3)

4.2.11.2 Südlicher Donaudurchbruch

Der südlich der Donau gelegene Abschnitt des Donaudurchbruchs erstreckt sich zwischen Schlossberg und dem Zaubertal (St. Margarethen). Bryologisch am beeindruckendsten ist der südliche Abschnitt des Donaudurchbruchs im Bereich Freinberg/Kalvarienberg (Abb. 12). Hier sind gewaltige Felsschrofen ausgebildet, welche auch als Freinbergwände bezeichnet werden. Die Wände, deren Anstehen teilweise auf historische Abbautätigkeit zurückzuführen ist und die dazwischen liegenden Waldfragmente sind wohl die moosreichsten Standorte (quantitativ und qualitativ) in ganz Linz. Hier konnten auf begrenz-



Abb. 12:
In den schattig-feuchten
Abhängen des
Freinbergs zur Donau
hin (südlicher Donau-
durchbruch) wachsen
fast die Hälfte aller in
Linz vorkommenden
Moosarten.

tem Raum mehr als 70 Arten auf und zwischen den Felsen gefunden werden. Dieser enorme Artenreichtum ist einerseits auf die expositions- und steilheitsbedingte, ganztägige Beschattung, andererseits auf die Luftfeuchte des Donautales zurückzuführen. Zusätzlich kommt es im Unterhang und Hangfußbereich zu Sickerwasseraustritten. Zählt man die dadurch bedingten Biototypen unter den Wänden (z. B. eine extrem artenreiche Brache) bzw. die Moose auf anthropogenem Gestein in diesem Bereich (Kreuzweg Kalvarienberg) und die Epiphyten im Oberhangbereich dazu, kommt man in diesem räumlich sehr begrenzten Abschnitt auf ca. 150 Arten, also fast die Hälfte aller in Linz vorkommenden Moosarten!

Die Artengarnituren des Ober- und Unterhangbereiches differenzieren teilweise stark. Während im oberen Teil Moose schattig-trockener Bereiche dominieren, sind unten vor allem Moose nasser Felsen und Böden zu finden.

Die Epiphyten sind erstaunlicherweise sowohl quantitativ als auch qualitativ nur spärlich ausgebildet. Dies dürfte u. a. auch mit der Luftgütesituation in Zusammenhang stehen (siehe Bioindikation). Nur sehr alte Bäume und Holunder zeigen regelmäßig Moosbewuchs. Beide haben stark eutrophe Borken mit hoher Wasserspeicher- aber auch Pufferkapazität.

Bodenmoose sind aufgrund des Laubfalls nur sehr spärlich ausgebildet; die Artengarnituren sind ident mit anderen Buchen dominierten Wäldern.

Häufigste Arten des Standortes: Da sich die ökologischen Bedingungen kleinräumig oft sehr stark ändern, wechseln auch die Dominanzverhältnisse ständig - nur unter diesem Aspekt sind die im Nachfolgenden angegebenen Arten zu sehen:

Cynodontium polycarpum, *Hypnum cupressiforme*, *H. mamillatum*, *Paraleucobryum longifolium*, *Plagiochila asplenoides*, *Plagiothecium nemorale*, *P. laetum*, *Rhynchostegium murale*, *Schistidium apocarpum* s.l.

Rote Liste Arten des Standortes: *Aneura pinguis* (3), *Barbilophozia attenuata* (3), *Bryum alpinum* (3), *Fissidens exilis* (3), *Metzgeria fruticulosa* (3), *Rhizomnium magnifolium* (3)

4.2.12 Pleschinger Sandgrube

Die Pleschinger Sandgrube ist ein äußerst vielfältiger Standort mit verschiedensten Sukzessionsstadien. Am auffälligsten sind die Lösswände im obersten Abschnitt. Hier wachsen flächendeckend die Wärme liebende Art *Didymodon acutus* sowie der Ubiquist *Tortula muralis*. Die zu erwartenden Lössmoose aus

der Gattung *Aloina* konnten trotz intensiver Suche nicht gefunden werden.

Der Fuß der Wände, das eigentliche Sandgrubengebiet, ist durch verschiedene Pionierstadien geprägt, wobei Grabetätigkeit immer wieder neue Freiflächen schafft. Diese sind bevorzugtes Siedlungsgebiet kleinwüchsiger Moose (*Pottia* ssp., *Bryum* ssp.). In etablierten Bereichen findet man je nach Lichtverhältnissen Trockenrasenarten (z. B. *Thuidium abietinum*, *Entodon concinnus*) oder Waldarten (z. B. *Brachythecium velutinum*). In jedem Fall sind es, den edaphischen Verhältnissen entsprechend, meist Säurezeiger. Rote Liste Arten konnten im Untersuchungszeitraum nicht gefunden werden, ihr Vorkommen ist aber gerade in den dynamischen Bereichen zu erwarten.

4.2.13 Wälder

Wälder sind durch die Lebensform des Baumes geprägt. Bäume beeinflussen die ökologischen Bedingungen in den tiefer liegenden Schichten und somit auch deren Moosbewuchs. Im Schatten der Bäume entwickelt sich in Abhängigkeit vom Waldtyp häufig ein gemäßigtes Kleinklima mit weitgehend ausgeglichenen Temperatur- und Feuchtigkeitsverhältnissen, was Moosen entgegenkommt. Gleichzeitig haben sie ein geringeres Lichtoptimum als die meisten Höheren Pflanzen und sind daher schattenadaptiert. (Zur ökophysiologischen Anpassung von Waldmoosen siehe auch ZECHMEISTER in RICEK 1994). Wälder sind in Bezug auf Quantität und Qualität ein ganz wichtiges Verbreitungszentrum. Nicht zuletzt deshalb konnten ca. 180 Arten in Linzer Wäldern gefunden werden.

Selbst in sehr gleichförmigen Waldgesellschaften setzt sich der Waldboden fast immer aus einer Vielzahl von „Sonderstandorten“ zusammen. Dies kann Totholz unterschiedlichen Verrottungsgrades sein, aber auch anstehende Felsen, Waldwege, Kleinlichtungen oder Stammabflussbereiche. Diese Kleinstandorte unterscheiden sich voneinander durch die

chemische und physikalische Beschaffenheit, die Oberflächenstruktur und die Feuchtigkeitsverhältnisse sowie den daraus resultierenden mikroklimatischen Unterschieden. Sind viele dieser „Sonderstandorte“ vorhanden, ist eine reichhaltige Moosflora garantiert. Das Mikroklima ist in den meisten Fällen der Hauptfaktor für die Moosverbreitung, was dazu führt, dass unterschiedliche Waldgesellschaften (deren Gliederung ja auf den Höheren Pflanzen basiert) durchaus die gleiche Moosvegetation haben können. Nur so ist auch die unten angeführte Gliederung der Wälder zu verstehen.

4.2.13.1 Auwälder

Auwälder machen einen großen Teil der naturnahen Landschaft in Linz aus. Besonders hervorzuheben sind dabei natürlich die Traunauen. Entsprechend dem Flächenanteil und der inneren Diversität von Auen in Bezug auf die ökologischen Bedingungen (harte Au, weiche Au, Auforste etc.) sind Auwälder auch reich an Moosarten (87 Arten). Zählt man die zahlreichen typischen Auwaldbiotope außerhalb der Auwälder dazu (z. B. Altarme, Flusssufer, Heißländen) kommt man z. B. in den Traunauen auf über 140 Moosarten (Abb. 13). Generell ist die Moosdeckung höher als in anderen Waldgesellschaften.

Der Moosbewuchs in den einzelnen Auwäldern der Stadt ist ähnlich. Die Traunauen sind natürlich nicht zuletzt aufgrund ihrer Größe am artenreichsten. Die Auwaldreste in Linz Mitte (entlang der Donau) sind teilweise stark anthropogen beeinflusst. Dementsprechend findet man z. B. zusätzlich zu den typischen Auarten Ruderalzeiger (*Brachythecium velutinum*, *Bryum argenteum*) bzw. Wiesenarten (*Climacium dendroides*, *Thuidium delicatulum*). Die Auwälder im Norden der Stadt (Reste der Heilhamer Au, kleinere Auen entlang von Bächen) haben keine additiven Arten.

Die Verteilung der Moose auf die unterschiedlichen Substrate ist bemerkenswert. Es dominieren Arten mit einer sehr breiten Standorts-



Abb. 13:
Moose sind ein wichtiger Bestandteil der Auen, wie hier die Epiphyten am Mitterwasser.

amplitude (euryöke Arten), die auch auf mehreren Substraten vorkommen können. Dieses Phänomen tritt in Auwäldern weitaus stärker auf als in allen anderen Biotoptypen.

Aufgrund des teilweise hohen Anteils an Totholz wurden 17 Moosarten auf diesem Substrat gefunden, aber mit Ausnahme des Lebermooses *Lophocolea heterophylla* sind alle anderen Arten keine obligaten Totholzbesiedler, sondern Ubiquisten, die auch andere Substrate (Wurzeln, Boden) besiedeln. Die geringe Anzahl von 7 Felsmoosen spiegelt vor allem das Nicht-Vorkommen von anstehenden Felsen in Auwäldern wieder. Meist sind Gesteine anthropogen eingebrachte Substrate (Beton u. ä.). Unter den 39 Bodenmoosen dominieren Eutrophierungszeiger (z. B. *Eurhynchium hians* var. *swartzii*, *Brachythecium salebrosum*) bzw. auch kleine, kurzlebige Arten (z. B. *Fissidens* ssp., *Physcomitrium pyriforme*). Die Verteilung der Bodenmoose ist sehr stark beeinflusst von der Dichte des Laubfalls und der Größe des von Laub bedeckten Bodens. Bemerkenswert ist die große Anzahl an Epiphyten (51 Arten!). Die meisten Arten sind im Stammfußbereich zu finden, dementsprechend viele Bodenmoose wachsen in Auen auch epiphytisch (Abb. 13). Trotzdem ist noch immer fast die Hälfte aller Epiphyten als obligate Epiphyten anzusprechen. So wurden z. B. acht *Ortho-*

trichum-Arten gefunden. Der Epiphytenreichtum ist vorwiegend durch die relativ hohe Luftfeuchtigkeit in Auwäldern sowie die große Anzahl an Baumarten, die eine für die Besiedelung günstige Borke aufweisen (Eschen, Weiden) bedingt. Das Vorhandensein von Altbauwäldern ist ebenfalls wichtig. Auffallend ist das seltene, aber regelmäßige Auftreten von *Thamnobryum alopecuroides* auf Stammbasen.

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Amblystegium serpens*, *Brachythecium salebrosum*, *Bryum subelegans*, *Eurhynchium swartzii*, *Fissidens taxifolius*, *Homalia trichomanes*, *Hypnum cupressiforme*, *Leskea polycarpa*, *Orthotrichum affine*, *Plagiomnium undulatum*, *Radula complanata*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Bryum algovicum* (2), *Fissidens adianthoides* (3), *Metzgeria temperata* (2), *Plagiomnium elatum* (3), *Plagiothecium succulentum* (3), *Zygodon dentatus* (3)

4.2.13.2 Trockene bis frische Laubmischwälder

Der Moosbewuchs von Buchen-, Eichen-Hainbuchen- und Ahorn-Eschenwäldern ist weitgehend gleich, auch wenn diese Wälder physiognomisch und in Bezug auf ihr Arteninventar

bei Höheren Pflanzen deutliche Unterschiede zeigen. Dies ist - bei gleichen edaphischen Voraussetzungen - vorwiegend auf ein identes Mikroklima zurückzuführen (siehe oben). Diese drei Waldtypen nehmen flächenmäßig den größten Anteil aller Wälder ein. Sie kommen großflächig sowohl nördlich der Donau als auch im Süden (südlich der Traun) vor. Eine Sonderform (auch in Bezug auf die Artengarnituren) stellen die Wälder des südlichen Donaudurchbruchs dar (siehe 4.2.11.2), welche in diesen Abschnitt nicht inkludiert werden.

In den genannten Laub(misch)wäldern konnten insgesamt 120 Moosarten gefunden werden. Die Bestände im Norden sind aber weit aus artenreicher (106 Arten) als jene im Süden (46 Arten). Diese Wälder gehören zu den artenreichsten Biotoptypen auf Linzer Stadtgebiet. Die Verteilung auf die einzelnen Substrate ist wie folgt: 71 Bodenmoose, 52 gesteinsbesiedelnde Moosarten, 28 Epiphyten, 16 Arten auf Totholz.

Bodenmoose in Laubwäldern kommen im Gegensatz zu Nadelwäldern meist nur auf wenigen Stellen vor. Ursache dafür ist der jährliche Laubfall, welcher die Moose aufgrund ihrer Kleinheit vollständig bedecken würde. Bodenmoose wachsen daher nur an Sonderstandorten. Dazu zählen die Oberkanten von windexponierten Hügeln, steile Böschungen und Wege bzw. Wegränder. Aufgrund der vielfältigen, kleinräumig wechselnden Bodenverhältnisse von nass zu trocken, bzw. ausgehagert, nährstoffarm zu eutroph oder sauer zu basisch, ist die Artenfülle trotz beschränkter räumlicher Ausdehnung groß. Die Bestände des Nordens sind deutlich artenreicher. Im Süden dominieren Mesophyten. Basenzeiger, wie dem geologischen Untergrund entsprechend zu erwarten wären, gibt es kaum, ausgesprochene Säurezeiger fehlen ebenfalls fast völlig. Im Norden gibt es neben Mesophyten auf ausgehagerten Böden auch eine große Anzahl an echten Acidophyten (z. B. *Dicranum montanum*, *Plagiothecium laetum*). Neben einer Reihe seltener Arten konnte auch das aufgrund seiner

Ökologie und Standortqualität bemerkenswerte Leuchtmoos (*Schistostega pennata*) gefunden werden.

Über den Boden hinausragende Felsen und deren Moose sind von Laubfall meist unbeeinflusst. In Abhängigkeit vom Standortklima entwickelt sich eine typische Flora, die soziologisch gut bearbeitet ist. Die Artengarnituren im Silikatgebiet sind deutlich reicher als jene im Süden der Stadt (50 Arten Urfahr / 8 Arten Süd). Dies ist sowohl auf den größeren Anteil an anstehenden Felsen in den Urfahrer Wäldern zurückzuführen als auch auf die höhere Luftfeuchtigkeit in jenem Bereich. Zusätzlich unterscheiden sich die Artengarnituren über Kalk und Silikat vollständig, nur *Brachythecium populeum* kommt auf beiden Felstypen vor.

Die Epiphyten sind in Zusammensetzung und Anzahl in den Wäldern des Nordens und des Südens der Stadt annähernd gleich (18 im Norden / 17 im Süden). Generell findet man in geschlossenen Beständen weniger Arten als in den lichtreicheren Feldgehölzen oder in Allen. Obligate Epiphyten (also nur auf Borke vorkommende Arten) sind selten; die meisten Moose wachsen im Stammfußbereich und können auch auf Substraten im Wald wachsen (z. B. *Anomodon attenuatus*, *Amblystegium serpens*).

Ausschließlich auf Totholz wachsende Moose (z. B. *Tetraphis pellucida*, *Herzogiella seligeri*) haben besondere Habitatansprüche. Sie sind meist wenig austrocknungsresistent und kommen daher nur auf schattigem Totholz vor, das eine hohe Wasserspeicherkapazität besitzt. In lichtreichen oder trockenen Wäldern findet man höchstens Totholzarten, die auch Lebendholz oder Böden besiedeln. Dementsprechend sind auch bei Totholzmoosen die nördlich der Donau gelegenen, grundsätzlich luftfeuchteren Wälder artenreicher, als jene im südlichen Teil der Stadt (13 / 7).

Beispiele für den Biotoptyp: Buchenwald Biotop 323 (F33); Biotop 50 (P34); Biotop 921

(R11); Eichen-Hainbuchenwald Biotop 272 (G35); keine Biotopnummer (D26); Ahorn-Eschenwald Biotop 427 (N31)

Häufigste Arten der Biotoptypen: *Atrichum undulatum*, *Brachythecium velutinum*, *Dicranella heteromalla*, *Fissidens taxifolius*, *Hypnum cupressiforme*, *Isoetecium alopecuroides*, *Lophocolea heterophylla*, *Plagiothecium laetum*, *Polytrichum formosum*

Rote Liste Arten der Biotoptypen: *Atrichum tenellum* (3), *Barbilophozia attenuata* (3), *Bartramia ithyphylla* (3), *Eurhynchium flotowianum* (3), *Eurhynchium praelongum* (4), *Fissidens exilis* (3), *Fossombronina wondraczekii* (3), *Lophozia bicrenata* (3), *Pohlia lescuriana* (4), *Zygodon dentatus* (3)

4.2.13.3 Erlen-Wälder

Erlendominierte Wälder sind Feucht- bis Nasswälder, die neben staunassen oder sogar überfluteten Böden eine hohe relative Luftfeuchtigkeit aufweisen. Ein Fünftel aller vorkommenden Moose sind daher Lebermoose; dies liegt ganz deutlich über dem Gesamtdurchschnitt (10 %)! Erlenwälder sind meist nur kleinflächig ausgebildet und wenig bis gar nicht genutzt. Dementsprechend hoch ist z. B. der Anteil an Totholz bzw. Totholz besiedelnden Moosen (13 Arten). Dies ist die größte Anzahl an Totholzmoosen aller untersuchten Biotoptypen! Auffällig ist auch das meist völlige Fehlen von Gestein besiedelnden Moosen. Erlenwälder entstehen eben meist in Senken mit tonigem Untergrund ohne anstehendes Gestein. Die hohe Luftfeuchte und der große Lichtanteil ermöglichen das Wachstum vieler echter Epiphyten (25 Arten) mit einem hohen Lebermoosanteil (z. B. *Frullania dilatata*, *Metzgeria furcata*). Bei den Bodenmoosen dominieren große, häufig starkwüchsige Hygrophyten (*Rhizomnium punctatum*, *Pellia epiphylla*). Zu erwähnen ist auch das Vorkommen des seltenen *Eurhynchium praelongum* in diesen Biotopen. Insgesamt kommen 56 Arten in erlendominierten Wäldern vor.

Beispiele für den Biotoptyp: Erlensümpfe: Biotop 78 (N34); Biotop 773 (N07); Erlen-Eschenwälder: Biotop 768 (N06); Biotop 940 (Q11); Biotop 880 (P10)

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium rivulare*, *Chiloscyphus polyanthus*, *Homalia trichomanoides*, *Lophocolea bidentata*, *Orthotrichum affine*, *Plagiomnium undulatum*, *Rhizomnium punctatum*, *Ulotia crispa*

Rote Liste Arten der Biotoptypen: *Aneura pinguis* (3), *Eurhynchium praelongum* (4), *Metzgeria fruticulosa* (3), *Orthotrichum patens* (3), *Plagiothecium succulentum* (4), *Rhizomnium magnifolium* (3)

4.2.13.4 Fichtendominierte Wälder und Forste

Die Fichte ist im Untersuchungsgebiet wahrscheinlich nicht heimisch. An den meisten Standorten wurde sie aus wirtschaftlichen Gründen eingebracht. Möglicherweise natürliche Fichtenbestände gibt es nur vereinzelt in engen, schluchtartigen Bereichen entlang von Bächen. Großflächige Fichtenforste sind vor allem im Süden der Stadt zu finden. Diese weisen eine mäßige Moosdeckung bei gleichzeitig relativ geringer Artenzahl auf. Die Forste und vor allem die möglicherweise natürlichen Bestände des nördlichen Linz sind hingegen moosreicher.

In den Nadelwäldern fehlt ein saisonal bedingter Laubwurf, wodurch abgesehen von jahreszeitlichen Rhythmen, das ganze Jahr hindurch ähnliche Lichtverhältnisse herrschen. Niederschläge werden ganzjährig von den Kronen der Bäume abgefangen, teilweise absorbiert oder über Stammabläufe konzentriert abgeleitet, wodurch nach kurzen Niederschlagsereignissen weite Teile des Bodens oberflächlich auch verhältnismäßig trocken bleiben können. Allgemein wird die Rohhumusbildung gefördert und es kommt häufig zu Oberflächenversauerungen. Einige acidophile Arten kommen im Süden fast ausschließlich in Fichtenforsten vor (z. B. *Thuidium tamariscinum*).

In Fichtenbeständen wurden insgesamt 65 Moosarten gefunden, davon 43 in Forsten. Die Verteilung ist im Vergleich Forste/naturnahe Bestände interessant (in Klammer stehen die Artenzahlen der Forste): 5 (2) Epiphyten, 29 (5) Gesteinsmoose, 5 (5) Totholzarten und 37 (35) Bodenmoose. Nur 5 Arten kommen auf zwei Substraten vor. Vor allem die Verarmung bei den Gesteinsmoosen im Bereich der Forste ist auffällig; sie ist primär auf die Naturferne der Bestände und den geringen Lichtanteil zurückzuführen. Totholzarten wachsen vor allem auf den Strünken umgeschnittener Bäume, liegendes Totholz fehlt weitgehend. Epiphyten wachsen auf Fichten nur auf dem Stammfußbereich.

Säurezeiger dominieren in allen Bereichen, einerseits wegen der starken Rohhumusbildung durch die saure Nadelstreu andererseits im Norden der Stadt auch aufgrund des natürlich sauren Substrats (Silikatfelsen, Totholz) bzw. im Süden zusätzlich durch Aushagerung des Oberbodens.

Beispiele für den Biotoptyp: Biotop 943 (Q12); Biotop 750 (N06); Biotop 292 (F37); Biotop 157 (E30); Biotop 231 (H40; naturnahe); Biotop 234 (H40; naturnahe)

Häufigste Arten des Biotoptypes: *Brachythecium velutinum*, *Dicranum scoparium*, *Eurhynchium angustirete*, *Lophocolea heterophylla*, *Paraleucobryum longifolium* (nur naturnahe Wälder!), *Plagiothecium laetum*, *Polytrichum formosum*, *Thuidium tamariscinum*

Rote Liste Arten des Biotoptypes: *Encalypta ciliata* (3), *Eurhynchium flotowianum* (3),

Eurhynchium praelongum (4), *Ulota hutchinsii* (3)

4.3 Ellenberg'sche Zeigerwerte

Der Datensatz wurde mit Hilfe der Ellenberg'schen Zeigerwerte (DÜLL 1991) ausgewertet.

In Tabelle 8 sind die Mittelwerte der Zeigerwerte berechnet und nach dem Vorkommen aller Arten aufgelistet. Zusätzlich ist auch in der Spalte (Mittelwert/quantitativ) die Anzahl des Vorkommens der einzelnen Arten berücksichtigt. Dadurch ergeben sich Verschiebungen, da das Vorkommen einzelner „Exoten“ nicht mehr so stark ins Gewicht fällt.

In Abb. 14 sind die Zeigerwerte in Form von box u. whisker plots dargestellt, welche die Verteilung der Daten besser wiedergeben.

Insgesamt liegen alle Werte genau im Mittelbereich. Die Lichtwerte weisen die meisten Moose als Halbschattenpflanzen aus, die Temperaturzahl liegt zwischen Kühlezeiger und Mäßigwärmezeiger, die Kontinentalitätszahl ist intermediär (schwach subozeanisch bis schwach subkontinental), bei der Feuchtezahl überwiegen Frischezeiger und bei der Reaktionszahl Mäßigsäurezeiger.

Die große Schwankungsbreite der Zeigerwerte ist aber bemerkenswert. Fast in allen Klassen sind jeweils beide Extremwerte anzutreffen. Dies belegt die große Bandbreite an Standorten auf Linzer Stadtgebiet (z. B. von den feuchtschattigen Bachschluchten zu den submediterranen Trockensteppen).

Tab. 8: Mittelwerte, Standardabweichung, Minimum und Maximum der einzelnen Zeigerwerte; Mittelw. quant. = Mittelwert quantitativ; zeigt die Zeigermittelwerte unter Berücksichtigung der Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Arten.

	Licht	Temperatur	Kontinentalität	Feuchte	Reaktion
Mittelwert	6,23	4,06	5,02	5,1	5,41
Standardabw.	1,91	1,52	0,99	1,77	2,11
Minimum	1	1	2	1	1
Maximum	9	9	7	9	9
Mittelw. quant.	6,28	3,59	4,86	4,28	5,87

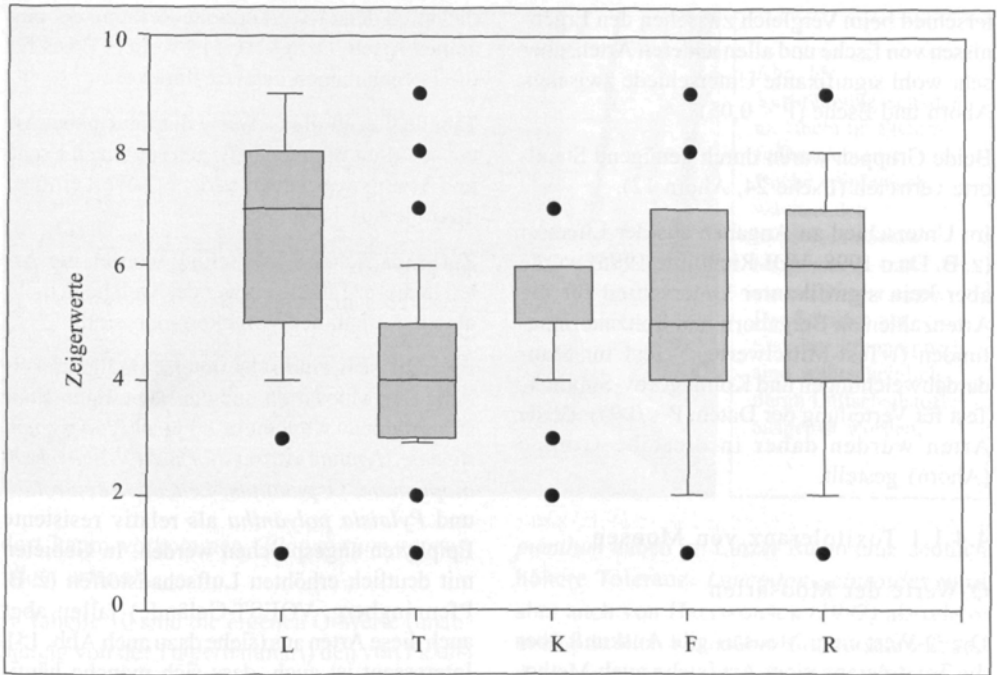


Abb. 14: Die Zeigerwerte nach Ellenberg für die in Linz gefundenen Moose (nach DÜLL 1991) dargestellt als „box and whisker plots“; L = Licht, T = Temperatur, K = Kontinentalität, F = Feuchte, R = Reaktionszahl.

Diskussion der Zeigerwerte

Die Zeigerwerte der Moose werden und wurden vielfach kritisch diskutiert (z. B. FRAHM 1992, ZECHMEISTER u. GRABHERR 1998, HILL u. a. 2000, SCHAFFERS u. SYKORA 2000). Dies ist primär auf die Datenbasis zurückzuführen, welche überwiegend auf subjektiver Einschätzung der Werte, basierend auf der persönlichen Erfahrung von Düll beruht. Die Zuordnungen sind stark auf seine Kenntnisse in Deutschland konzentriert und stimmen vor allem im Osten Österreichs, aber auch in den Alpen teilweise nicht. Für Linz scheinen viele Werte großteils adäquat zu sein. Andererseits werden Moose im Vergleich zu Höheren Pflanzen durch andere Standortqualitäten geprägt. Der Ellenberg'sche Faktor Feuchtigkeit spiegelt z. B. Bodenfeuchte wider, für Moose ist aber die relative Luftfeuchte viel entscheidender. Standortcharakterisierungen durch die Zeigerwerte sind bei Moosen daher kritisch zu betrachten.

4.4 Bioindikation mit Moosen

4.4.1 IAP und VDI Kartierung

Im Zuge dieser Studie wurden an 52 Standorten 263 Bäume mittels IAP- bzw. VDI-Methode untersucht. In Österreich ist dies die erste flächendeckende Studie mit Moosen unter Anwendung dieser beiden Methoden. Auch europaweit gibt es nur wenige vergleichbare Untersuchungen in städtischen Lebensräumen in dieser Größenordnung.

Für eine adäquate Auswertung war es notwendig, getrennt nach den Hauptbaumgruppen Esche und Ahorn auszuwerten. Sowohl für die Erstellung der Q-Werte der einzelnen Moosarten (siehe Methodik) als auch in Folge für die IAP-Werte der Erhebungsflächen ergaben sich statistisch signifikante Unterschiede, wenn die Baumarten getrennt oder gemeinsam analysiert wurden. t-Test, Vorzeichen-Test und Kolmogorov-Smirnov-Test zeigten keinen Un-

terschied beim Vergleich zwischen den Ergebnissen von Esche und allen anderen Arten, aber sehr wohl signifikante Unterschiede zwischen Ahorn und Esche ($P < 0,05$).

Beide Gruppen waren durch genügend Standorte vertreten (Esche 24, Ahorn 12).

Im Unterschied zu Angaben aus der Literatur (z. B. DILG 1998, VDI-Richtlinie 1995) wurde aber kein signifikanter Unterschied für die Artenzahlen an Bergahorn und Spitzahorn gefunden (t-Test-Mittelwerte, F-Test für Standardabweichungen und Kolmogorov-Smirnov-Test für Verteilung der Daten; $P < 0,05$). Beide Arten wurden daher in dieselbe Gruppe (Ahorn) gestellt.

4.4.1.1 Toxitoleranz von Moosen

Q-Werte der Moosarten

Der Q-Wert einer Moosart gibt Auskunft über die Toxitoleranz einer Art (siehe auch Methodik). Er muss in jedem Gebiet neu berechnet werden und ist daher als Absolutwert nicht mit Literaturdaten zu vergleichen, sehr wohl aber

die durch den Q-Wert erzielte Reihung der einzelnen Arten. Der Q-Wert ist weiters Basis für die Berechnungen des IAP-Indexes.

Tabelle 9 zeigt die Q-Werte der häufigsten Arten auf allen Bäumen bzw. getrennt nach Esche und Ahorn, wobei ein niedriger Q-Wert erhöhte Toxitoleranz bedeutet.

Zur statistischen Absicherung wurden nur Arten in dieser Tabelle verwendet, welche in mehr als 10 Aufnahmen vorgekommen sind.

Es zeigt sich eine sehr unterschiedliche Reihung der Moosarten auf den jeweiligen Substratgruppen. Allgemein können *Platygyrium repens*, *Hypnum cupressiforme*, *Orthotrichum diaphanum*, *O. pumilum*, *Leucodon sciurioides* und *Pylaisia polyantha* als relativ resistente Epiphyten angesprochen werden. In Gebieten mit deutlich erhöhten Luftschadstoffen (z. B. Pfenningberg, VOEST-Gelände) fallen aber auch diese Arten aus (siehe dazu auch Abb. 15). Interessant ist auch, dass sich manche häufigen Arten (z. B. *Hypnum cupressiforme*, *Orthotrichum diaphanum*) auf Ahorn ganz anders verhalten als auf den restlichen Bäumen oder

Art	Q-Wert Unabhängig	Q-Wert Esche	Q-Wert Ahorn	Tab. 9: Toxitoleranzwert von Moosen (Q-Wert); niedrig - sehr resistent; hoch - wenig resistent; n > 10; * diese Art kommt auf Esche nicht vor.
<i>Platygyrium repens</i>	2,70	3,70	6,33	
<i>Orthotrichum diaphanum</i>	3,38	5,17	3,73	
<i>Leucodon sciurioides</i>	3,39	2,00	4,00	
<i>Orthotrichum pumilum</i>	3,75	4,42	4,55	
<i>Hypnum cupressiforme</i>	3,81	4,31	6,33	
<i>Ulota crispa</i>	3,83	4,63	5,50	
<i>Pylaisia polyantha</i>	3,83	4,42	5,36	
<i>Orthotrichum affine</i>	3,86	4,50	5,52	
<i>Tortula papillosa</i>	4,27	4,60	4,20	
<i>Dicranoweisia cirrata</i>	4,45	*	5,44	
<i>Radula complanata</i>	4,54	5,37	5,67	
<i>Orthotrichum stramineum</i>	4,67	5,25	6,33	
<i>Leskea polycarpa</i>	4,68	4,52	7,00	
<i>Tortula ruralis</i>	5,06	8,00	5,68	
<i>Orthotrichum speciosum</i>	5,08	5,00	7,00	
<i>Orthotrichum lyellii</i>	5,13	5,40	9,00	
<i>Amblystegium serpens</i>	5,26	4,70	8,70	
<i>Orthotrichum obtusifolium</i>	5,27	5,71	7,33	
<i>Bryum subelegans</i>	5,56	6,33	6,25	
<i>Tortula virescens</i>	5,61	4,00	6,38	



Abb. 15:
Verbräunungsschäden
an einem im Stamm-
fußbereich einer
Buche epiphytisch
wachsenden
Zypressenmooses
(*Hypnum
cupressiforme* agg.).
Die Schäden am
Standort Pfenningberg
sind wahrscheinlich
durch Luftschadstoffe
ausgelöst worden.

dort kaum vorkommen (*Platygyrium repens*, *Ulotia crispa*).

In Tabelle 10 sind die eigenen Q-Werte (unabhängig von der Trägerbaumart) den von FRAHM (1998) und SAUER (2000) erstellten Toxikoleranzwerten gegenübergestellt. Dabei zeigen sich deutliche Inkohärenzen vor allem mit den Einstufungen von FRAHM. Besonders *Leucodon sciuroides*, *Ulotia crispa* und *Orthotrichum*

pumilum haben im Linzer Raum eine deutlich höhere Toleranz. *Leucodon sciuroides* wird aber auch von HALLINGBÄCK (1992) als relativ unempfindlich gegenüber Luftverschmutzung dargestellt. Die eigenen Ergebnisse bestätigen auch die von HALLINGBÄCK angegebene Resistenz von *Orthotrichum affine*, hier wiederum im Gegensatz zu FRAHM (1998). Generell müssen die Einstufungen der Gattung *Orthotrichum*

Art	n	Q-Wert	SAUER	FRAHM
<i>Platygyrium repens</i>	47	1,74	1	6
<i>Orthotrichum diaphanum</i>	100	2,80	2	8
<i>Leucodon sciuroides</i>	10	2,88	4	3
<i>Hypnum cupressiforme</i>	69	3,04	1	8
<i>Orthotrichum pumilum</i>	74	3,13	3	2
<i>Ulotia crispa</i>	20	3,13	4	4
<i>Pylaisia polyantha</i>	104	3,16	3	5
<i>Orthotrichum affine</i>	111	3,17	3	6
<i>Dicranoweisia cirrata</i>	12	3,40	0	7
<i>Tortula papillosa</i>	42	3,58	2	3
<i>Radula complanata</i>	21	3,67	3	2
<i>Orthotrichum stramineum</i>	12	3,75	5	2
<i>Leskea polycarpa</i>	38	4,07	4	-
<i>Orthotrichum lyellii</i>	11	4,11	5	3
<i>Orthotrichum speciosum</i>	26	4,36	5	3
<i>Tortula ruralis</i>	26	4,37	2	-
<i>Orthotrichum obtusifolium</i>	30	4,48	4	4
<i>Bryum subelegans</i>	15	4,88	2	7
<i>Amblystegium serpens</i>	14	5,10	1	7
<i>Tortula virescens</i>	13	5,22	3	-

Tab. 10: Gegenüberstellung der Angaben zur Toxikoleranz von Moosen. Q-Wert: aus den Ergebnissen der eigenen Untersuchung (je niedriger, desto resistenter ist eine Art); SAUER: Empfindlichkeit von Moosen nach SAUER (2000) von 1 (unempfindliche Arten) bis 6 (äußerst empfindliche Arten); FRAHM: Toxikoleranzwert nach FRAHM (1998) von 1 (nicht toxisch) bis 9 (toxiphil); n: Anzahl der untersuchten Populationen (nur n>10).

sehr differenziert gesehen werden. Gute Übereinstimmung gibt es mit den Angaben von SAUER (2000) aus Baden-Württemberg, obwohl die Skalierung der angeführten Arten vor allem außerhalb städtischer Lebensräume entstanden ist. Teilweise Entsprechungen gibt es mit den von DÜLL (1974) getroffenen Einstufungen (aus dem Raum Duisburg), auch wenn die zu vergleichende Artengarnitur eher gering ist.

Diese Unterschiede zur Literatur und die abweichenden Reihungen innerhalb der verschiedenen Trägerbäume, könnten auf unterschiedliche klimatische, mikroklimatische und edaphische Bedingungen zurückzuführen sein. Eine genetisch bedingte Resistenzbildung einzelner Arten kann ebenfalls eine Rolle spielen, da Linz noch vor wenigen Jahren zu den am stärksten belasteten Gebieten in Österreich gezählt hat, andererseits heute aber wieder eine sehr hohe Artenfülle aufzuweisen hat. Mangels Vergleichsuntersuchungen aus dieser hoch belasteten Zeit, kann nicht beurteilt werden, welche Arten tatsächlich aus der Stadt verschwunden sind oder ob Populationen vereinzelte doch innerhalb überlebt haben oder ob der Artenzuwachs nach Sinken der SO₂ Konzentrationen ausschließlich aus dem Umland erfolgt ist.

Vermehrung der Moose

Es gibt zahlreiche Hinweise, dass Moose in ihrer Fortpflanzung sensibel auf Luftschadstoffe reagieren (RAO 1982, GREVEN 1992, BATES u. FARMER 1992).

Es wurden daher die Quantität und die Art der Vermehrung in den einzelnen IAP-Klassen analysiert. Das Ergebnis ist in Tabelle 11 ersichtlich.

Die Vermehrung der Moose ist in IAP-Klasse 1 am geringsten (34 %). Der Anteil vegetativer Fortpflanzungseinheiten an der Gesamtvermehrung ist in dieser Klasse aber besonders hoch (27 %). Insgesamt nimmt aber der Anteil der vegetativen Vermehrung an der

Tab. 11: Vermehrung von epiphytischen Moosen in den einzelnen IAP-Klassen; 1 (belastet) bis 4 (wenig belastet); 0 = keine Vermehrung, 1 = sexuelle Vermehrung; 2 = vegetative Vermehrung; N = absolute Anzahl der Populationen; % = Angaben in % aller in einer Klasse vorkommenden Populationen.

IAP-Klasse	Vermehrung	N	%
1	0	177	66
1	1	67	25
1	2	24	9
2	0	233	52
2	1	160	36
2	2	56	12
3	0	496	60
3	1	228	28
3	2	102	12
4	0	370	60
4	1	203	33
4	2	41	7

Gesamtvermehrung mit zunehmender Luftgüte ab.

Die Anzahl der sich fortpflanzenden Populationen ist in Luftgütekategorie 2 am höchsten (48 %!). Auch hier beträgt der Anteil der vegetativen Vermehrung noch 25 %. Die hohe Fortpflanzungsrate in dieser Stufe ist bemerkenswert und steht im Widerspruch zu den (wenigen) vergleichbaren Literaturangaben aus städtischen Lebensräumen, nicht aber zu Berichten aus der agrarisch genutzten Kulturlandschaft, wo es bei mittlerem Störungsregime die höchsten Fortpflanzungsraten gibt (ZECHMEISTER u. MOSER 2001). Auch bei epiphytischen Moosen scheint eine mittlere Reizschwelle (geprägt durch Luftschadstoffe) die Bildung von Fortpflanzungseinheiten zu stimulieren. Nur die Arbeit von HUTTUNEN (2001) zeigt ein ähnliches Ergebnis.

In Luftgütekategorie 3 und 4 beträgt der Anteil der sich fortpflanzenden Populationen jeweils 40 %, bei sinkendem Anteil an vegetativer Vermehrung.

Dass Fortpflanzung linear mit der Vitalität korreliert (RAO 1982), kann für diese Untersuchung nicht bestätigt werden.

4.4.1.2 IAP-Index

Von 263 untersuchten Bäumen auf 52 Standorten waren 35 Bäume ohne Moosbewuchs. Die Anzahl der gefundenen Moosarten auf den einzelnen Bäumen reicht von null bis zu 17 Arten (siehe Tabelle 12). Dies betrifft nur echte Epiphyten, Moose am Stammfuß wurden nicht berücksichtigt.

Die IAP-Werte, welche unter Einbeziehung der Q- und f-Werte berechnet werden (siehe Methodik), wurden der statistischen Verteilung (Perzentil) entsprechend in Klassen eingeteilt, wobei dem Vorschlag in der VDI-Richtlinie entsprechend die geringste Gütestufe mit Klasse 1 bezeichnet wurde:

Gütekategorie 1: Perzentil 1-25 % - Gütekategorie 2: Perzentil 25-50 % - Gütekategorie 3: Perzentil 50-75 % - Gütekategorie 3: Perzentil 75-99 %.

Statistik der IAP-Werte

Die Ergebnisse sind nach Baumartengruppen getrennt:

Esche 24 Werte; Durchschnitt 109,8; Varianz 1814; Standardabweichung 42,6; Min. 15,5; Max. 179,7; Perzentil: 5 %-37,5; 10 %-55,8; 25 %-84,2; 50 %-114,5; 75 % 147,8; 90 % 157,1; 95 % 158,5; 99 % 179,7.

Ahorn 12 Werte, Durchschnitt 121,2; Varianz 5902; Standardabweichung 76,8; Min. 11,2; Max 228,3; Perzentil: 5 %-11,2; 10 % 32,8; 25 % 55,7; 50 % 112,9; 75 % 190,1; 90 % 216,1; 95 % 228,3; 99 % 228,3.

Alle anderen Arten werden auf die Gesamt-datenmenge bezogen. Perzentil: 5 % 4; 10 % 21; 25 % 55,5; 50 % 86,5; 75 % 128; 90 % 150; 95 % 157; 99 % 180.

Kartenerstellung

Die IAP-Klassen wurden als Zahlenwerte in eine Linz-Karte eingetragen (Abb. 16).

Weiters wurde durch Interpolierung der IAP-Klassen unter Einbeziehung topografischer

Bedingungen eine Isolinienkarte auf Basis der Ergebnisse der Mooskartierung erstellt (Abb. 17).

4.4.1.3 VDI-Methode

Es wurden 263 Bäume an 52 Standorten untersucht. 45 Bäume waren ohne Moosarten, pro Baum wurden bis zu 13 Moosarten gefunden (siehe Tabelle 12). Die gegenüber der IAP-Methode verringerte Artenzahl erklärt sich aus der deutlich verringerten Größe der Untersuchungsfläche, die bei der VDI-Methode nur 10 m² beträgt.

Zur Ermittlung der Luftgüte mittels VDI-Methode werden einerseits der Luftgütwert (LGW) jedes einzelnen Standortes andererseits durch Berechnung die Luftgüteklassenwerte (LKW) des gesamten Untersuchungsgebietes ermittelt.

Luftgütwerte (LGW)

Der Luftgütwert ist der Mittelwert der Frequenzsumme der Moose an den einzelnen Standorten. Seine Aussagekraft wird durch Berechnung der Standardabweichung und der Vertrauensintervalle überprüft.

Wie bei der IAP-Methode wurden die einzelnen Trägerbaumarten getrennt analysiert.

In Tabelle 13 sind die LGWs und die LGKs dargestellt.

Luftgüteklassen (LGK)

Unter Beachtung der VDI-Vorschrift können durch Berechnung aus den LGWen die Luftgüteklassen berechnet werden. Je enger der Schwankungsbereich der einzelnen LGWe, bzw. je größer die zahlenmäßige Differenz (als Resultat eines Luftschadstoffgefälles), umso mehr Klassen können gebildet werden.

Berechnung der LGK:

Esche: Am Beispiel der Esche soll die Berechnung vorgeführt werden:

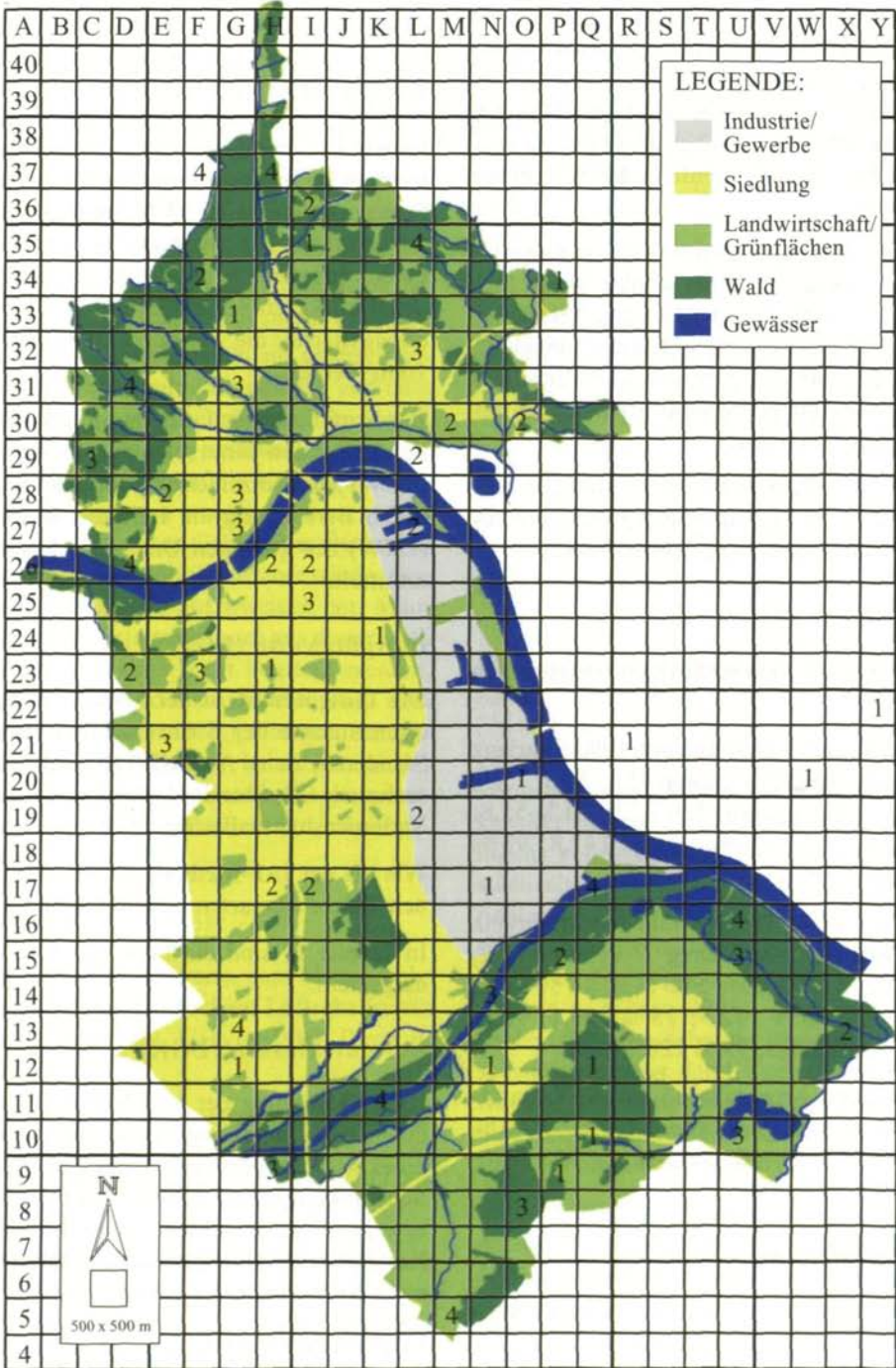


Abb. 16: IAP-Werte an den einzelnen Untersuchungspunkten.

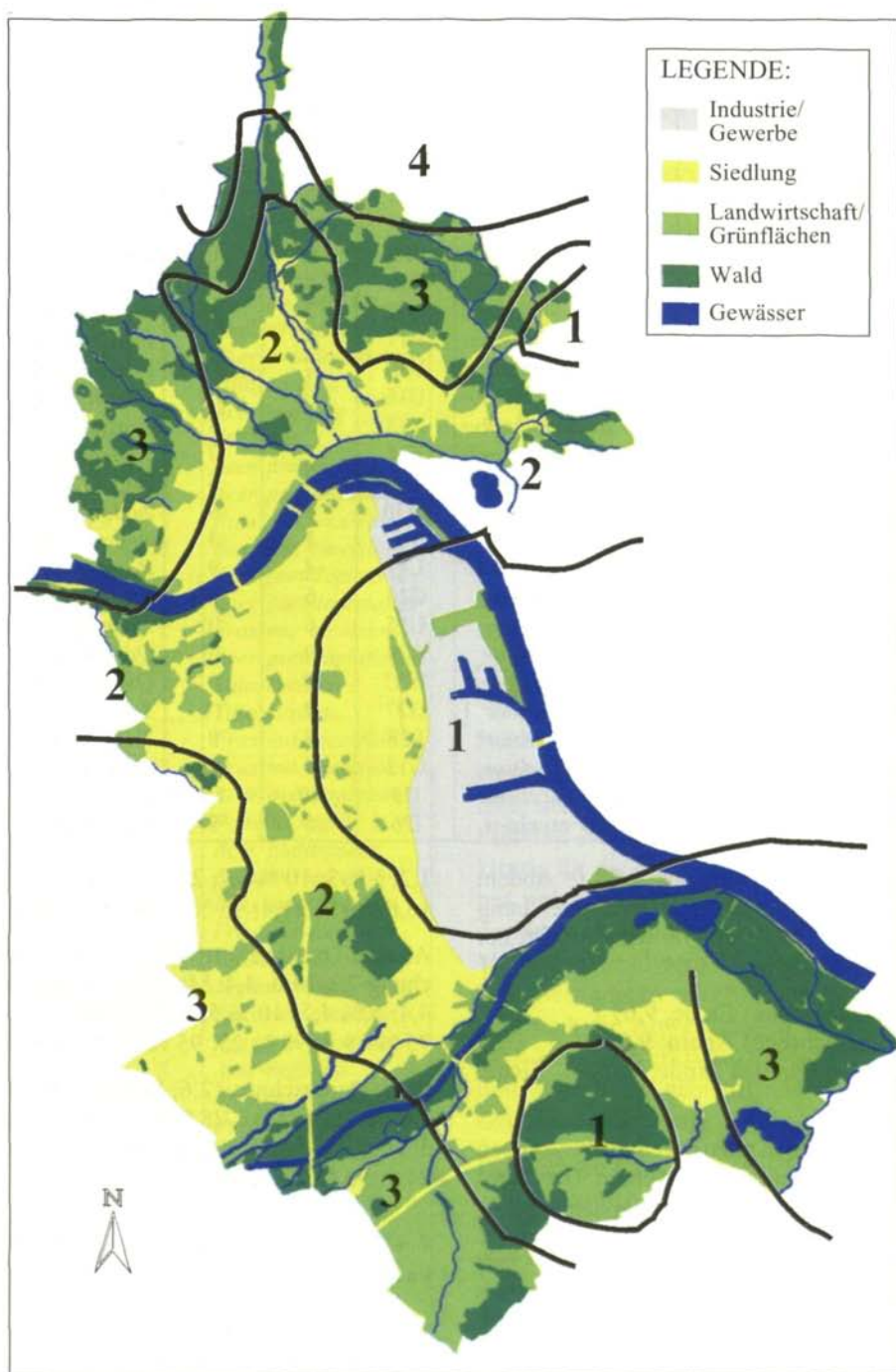


Abb. 17: Isolinienkarte auf Basis der Interpolierung der einzelnen IAP-Klassen unter Einbeziehung topographischer Bedingungen.

Tab. 12: Anzahl der Moosarten an den einzelnen Untersuchungspunkten in Abhängigkeit von der Erhebungsmethode (IAP, VDI); Angabe der Trägerbaumart.

Quad	VDI	IAP	Trägerart	Quad	VDI	IAP	Trägerart
G13	13	13	<i>Acer negundo</i>	O08	5	12	<i>Fraxinus excelsior</i>
N17	0	4	<i>Acer negundo</i>	O30	6	9	<i>Fraxinus excelsior</i>
D26	10	15	<i>Acer platanoides</i>	P15	6	9	<i>Fraxinus excelsior</i>
E21	9	12	<i>Acer platanoides</i>	P34	2	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
F23	9	12	<i>Acer platanoides</i>	PFA	8	8	<i>Fraxinus excelsior</i>
G28	8	10	<i>Acer platanoides</i>	PFB	0	0	<i>Fraxinus excelsior</i>
L27	6	6	<i>Acer platanoides</i>	Q10	4	6	<i>Fraxinus excelsior</i>
F37	6	17	<i>Acer pseudoplatanus</i>	Q12	2	6	<i>Fraxinus excelsior</i>
G31	9	12	<i>Acer pseudoplatanus</i>	R17	6	13	<i>Fraxinus excelsior</i>
H17	4	5	<i>Acer pseudoplatanus</i>	U10	7	11	<i>Fraxinus excelsior</i>
H23	1	1	<i>Acer pseudoplatanus</i>	U16	10	13	<i>Fraxinus excelsior</i>
I17	10	13	<i>Acer pseudoplatanus</i>	X13	5	8	<i>Fraxinus excelsior</i>
K24	4	4	<i>Acer pseudoplatanus</i>	F34	7	7	<i>Juglans regia</i>
D23	6	9	<i>Fraxinus excelsior</i>	I35	4	5	<i>Juglans regia</i>
D31	9	14	<i>Fraxinus excelsior</i>	M30	8	9	<i>Juglans regia</i>
G33	4	6	<i>Fraxinus excelsior</i>	P9	1	3	<i>Juglans regia</i>
H09	7	11	<i>Fraxinus excelsior</i>	L19	4	9	<i>Populus nigra</i>
H37	12	12	<i>Fraxinus excelsior</i>	O20	6	6	<i>Populus nigra</i>
I36	8	8	<i>Fraxinus excelsior</i>	U15	6	10	<i>Pyrus communis</i>
K11	8	15	<i>Fraxinus excelsior</i>	C29	9	10	<i>Quercus robur</i>
L29	8	8	<i>Fraxinus excelsior</i>	PFC	0	0	<i>Quercus robur</i>
L32	8	10	<i>Fraxinus excelsior</i>	G27	9	11	<i>Salix sp.</i>
L35	10	12	<i>Fraxinus excelsior</i>	E28	8	8	<i>Tilia cordata</i>
M05	7	11	<i>Fraxinus excelsior</i>	G12	4	4	<i>Tilia cordata</i>
N12	4	8	<i>Fraxinus excelsior</i>	I25	10	14	<i>Tilia cordata</i>
N14	7	11	<i>Fraxinus excelsior</i>	I26	5	8	<i>Tilia cordata</i>

Klassenbreite ergibt sich aus: $2,78 (= \text{student Wert}) * 7,8 (= \text{mittlere Standardabweichung aller Flächen}) / 2,236 (= \text{mittlere Anzahl der untersuchten Bäume}) = 9,69$.

LGK (Klassenbreite) Esche: 9,69

LGK (Klassenbreite) Ahorn: 9,08

LGK (Klassenbreite) Linde, Pappel, Eiche, Nuss: 9,79

Für Linz konnten in allen drei Substratgruppen drei LGK-Klassen ermittelt werden. Die räumliche Verteilung ist in Abb. 18 ersichtlich.

Um die VDI-Werte mit den IAP-Werten vergleichen zu können wurden die LGWe zusätzlich auch in eine vierteilige Skala eingeordnet. Die Klasseneinteilung erfolgte wie bei IAP entsprechend den Haupt-Perzentilgrenzen:

Esche: Durchschnitt 11,66; Standardabweichung 7,3; Min. 1,2; Max. 30,4. Perzentil: 1 %

1,2; 5 % 3; 10 % 3,2; 25 % 5; 50 % 11,5; 75 % 16,6; 90 % 21,4; 95 % 21,8; 99 % 30,4.

Ahorn: Durchschnitt 15,2; Standardabweichung 7,3; Min. 4,4; Max. 27,4. Perzentil: 1 % 4,4; 5 % 4,5; 10 % 5,4; 25 % 9,8; 50 % 16,6; 75 % 19,2; 90 % 25; 95 % 27,4; 99 % 27,4.

Rest: Durchschnitt 12,6; Standardabweichung 7,87; Min. 5; Max. 28,8. Perzentil: 1 % 5; 5 % 5; 10 % 5; 25 % 5,96; 50 % 9; 75 % 15,2; 90 % 24,9; 95 % 28,5; 99 % 28,8.

4.4.1.4 Interpretation der Luftgütekarten

Geringe Artenzahlen, bis zum völligen Ausfall von epiphytischen Moosen, sind auf den Untersuchungspunkten am Pfenningberg bzw. im Industriegebiet und teilweise in der Innenstadt zu finden. Als Ursachen sind lokale

Tab. 13: Auswertung der VDI-Kartierung; Luftgütwerte (LGW) und Luftgüteklassen (LGK) der einzelnen Untersuchungspunkte.

Quadrant	LGW	LGK	Art
C29	15,2	2	<i>Quercus robur</i>
D23	16,6	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
D26	27,4	3	<i>Acer platanoides</i>
D31	17	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
E21	15,2	2	<i>Acer platanoides</i>
E28	21	3	<i>Tilia cordata</i>
F23	18	2	<i>Acer platanoides</i>
F34	7,2	1	<i>Juglans regia</i>
F37	10,6	2	<i>Acer pseudoplatanus</i>
G12	9,4	1	<i>Tilia cordata</i>
G13	19,4	2	<i>Acer negundo</i>
G27	5,96	1	<i>Salix sp.</i>
G28	18,4	2	<i>Acer platanoides</i>
G31	25	3	<i>Acer pseudoplatanus</i>
G33	10,6	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
H09		3	<i>Fraxinus excelsior</i>
H17	5,4	1	<i>Acer pseudoplatanus</i>
H23	4,4	1	<i>Acer pseudoplatanus</i>
H37	18,2	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
I17	19	2	<i>Acer pseudoplatanus</i>
I25	28,8	3	<i>Tilia cordata</i>
I26	8,6	1	<i>Tilia cordata</i>
I36	15,4	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
K11	12,4	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
K24	10,8	2	<i>Acer pseudoplatanus</i>
L19	5	1	<i>Populus nigra</i>
L27	9	1	<i>Acer platanoides</i>
L29	21,4	3	<i>Fraxinus excelsior</i>
L32	21,8	3	<i>Fraxinus excelsior</i>
L35	8,4	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
M30	15	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
M5	11,6	2	<i>Juglans regia</i>
N12	3,8	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
N14	8,2	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
N17	7	1	<i>Acer negundo</i>
O08	6,8	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
O20	5	1	<i>Populus nigra</i>
O30	13	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
P15	11,4	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
P34	1,2	1	<i>Juglans regia</i>
Pfenn.b1	0	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
Pfenn.b2	0	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
Pfenn.b3	0	1	<i>Quercus robur</i>
Q10	3,2	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
Q12	5	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
R17	3	1	<i>Fraxinus excelsior</i>
U10	12,6	2	<i>Fraxinus excelsior</i>
U16	30,4	3	<i>Fraxinus excelsior</i>
X13	4,6	1	<i>Fraxinus excelsior</i>

Schadstoffbelastung bzw. ungünstige klimatische Effekte (Wärmeinsel) anzunehmen.

Der Einfluss der Industrie und des städtischen Großlebensraumes im Allgemeinen (Stadtklima, Hausbrand, Verkehr etc.) macht sich auch in den angrenzenden Wohnbereichen bemerkbar (z. B. Katzbach, Bindermichl). Auffällig ist auch die schlechte Einstufung des Gebietes südlich der Traun, das von MURSCH-RADLGRUBER u. a. (1999) als Stagnationsgebiet der nächtlichen Luftströmungen ausgewiesen wurde und daher in dieser Zeit erhöhten Schadstoffen ausgesetzt ist. Der Gasaustausch und die Primärproduktion der Moose ist aber gerade zu dieser Tageszeit erhöht, die Pflanzen sind daher besonders anfällig.

Der Freinberg und seine weitere Umgebung liegen im Spannungsfeld zwischen den Belastungen bei Ostwind, lokalen Luftströmungen und den angrenzenden naturnahen Beständen. Die Zahl der Nitrophyten (u. a. *Tortula latifolia*) ist hier besonders hoch.

Die Aufnahmepunkte im Nahbereich von Fließgewässern (z. B. U16, K11, G27) müssen differenziert gesehen werden. Gerade an diesen Punkten wird die Bedeutung des Standortklimas für die Verbreitung von Moosen sichtbar, welches die Wirkung der Schadstoffe überdecken kann und die Aussagekraft der Moosmethoden relativiert. Mit mikroklimatischen bzw. besonderen edaphischen Bedingungen sind auch die Abweichungen an den Punkten I25 oder G13 zu erklären. In beiden Fällen handelt es sich um nährstoffreiche Borken mit Grünraumumgebung.

Die äußeren Randlagen (Hochlagen) in Urfahr zeigen deutlich den abnehmenden Schadstoffgradienten und die erhöhte Luftfeuchtigkeit bzw. geringeren Temperaturen (= geringere Verdunstung) der beginnenden Mühlviertler Hochlagen. Auffällig sind die schlechten Werte der Randlagen der Bebauung in Urfahr, die in den Bereich ungünstiger lokaler Luftströmungen fallen (MURSCH-RADLGRUBER u. a. 1999) und wohl deshalb sowohl unter ungüns-

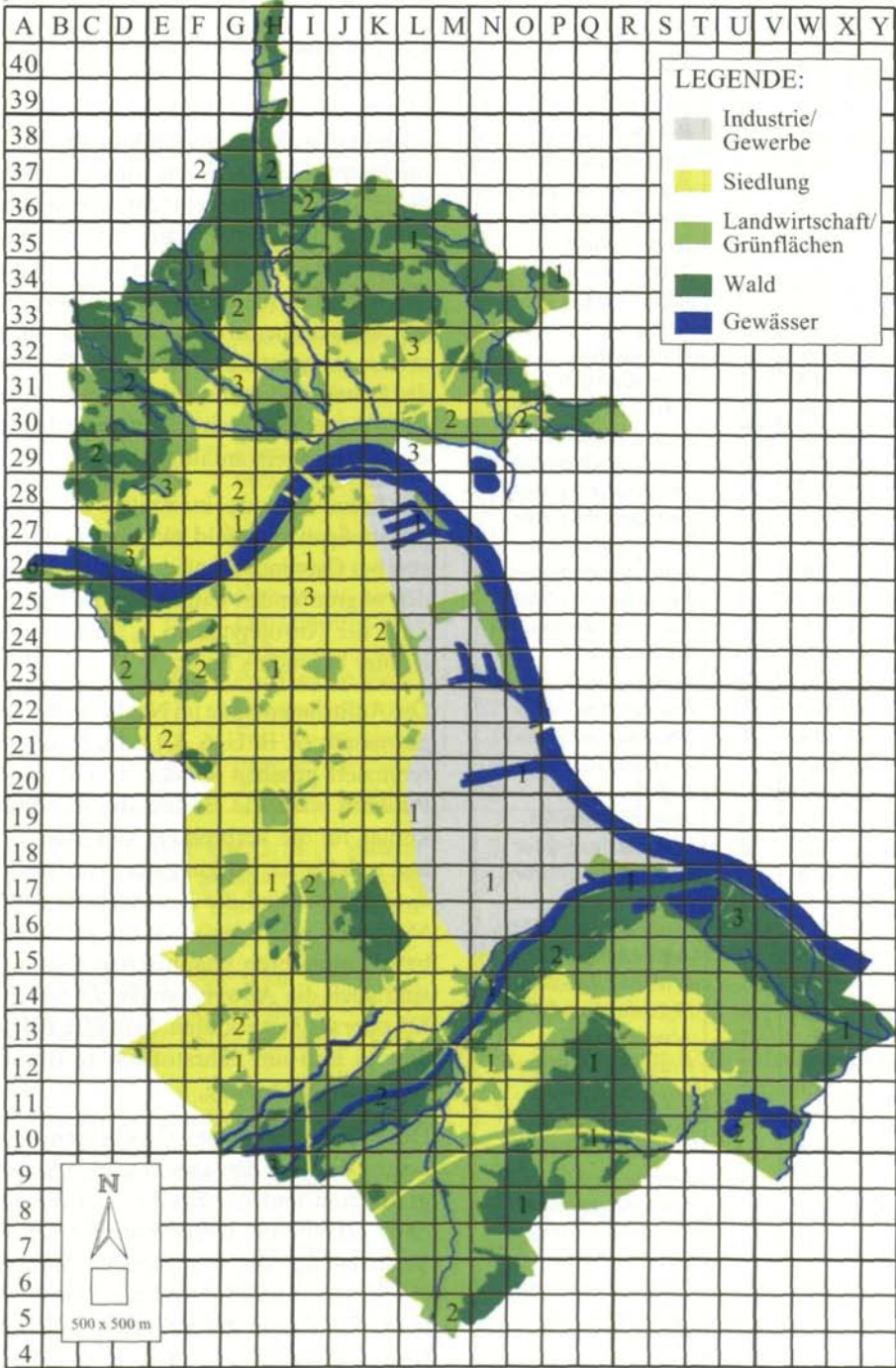


Abb. 18: Luftgüteklassen (LGK) der einzelnen Untersuchungspunkte nach der VDI-Methode.

tigen Temperatur- als auch Schadstoffverhältnissen zu leiden haben.

Die interpolierte Karte (Abb. 17) spiegelt die Luftgütesituation auf Basis der Moosdaten überblicksmäßig wider, ohne auf die eben besprochenen Details einzugehen. Es werden lokalklimatische oder durch die Trägerbaumart bestimmte Eigenheiten in dieser Darstellungsweise weniger stark berücksichtigt.

4.4.1.5 Methodenvergleich von IAP und VDI

Da die VDI-Methode nur 3 Klassen lieferte, war ein direkter statistischer Vergleich der VDI-Luftgüteklassen mit der IAP-Methode nicht möglich.

Wenn aber die Ergebnisse beider Methoden gegliedert nach der Perzentil-Skala verglichen werden, zeigte die vergleichende Statistik (t-Test; F-Test; Mann-Whitney-Test) keinen signifikanten Unterschied zwischen den beiden Methoden. Spearman Rank-Test ergab eine signifikante Korrelation zwischen beiden Datenreihen ($P < 0,01$).

Die Gradienten in der IAP-Methode sind aufgrund einer größeren Klassenzahl steiler. Dadurch werden aber bei der VDI-Methode auffällige, oft nicht erklärbare Abweichungen der IAP-Methode nivelliert (z. B. Werte des Quadrant G13 oder L35). Auch die Standorte der Auwälder mit hohen Artenzahlen und den dadurch stark erhöhten IAP-Werten passen sich bei der VDI-Methode besser in das Gesamtbild der Stadt ein.

Vergleicht man den für beide Methoden notwendigen Zeitaufwand im Gelände, so dauert die Erhebung nach der IAP-Methode weniger lang, da das Hantieren mit dem Netz wegfällt. Quantifizierungen der Artmengen pro Baum sind bei der IAP-Methode schwieriger. Da der f-Wert sich aber immer auf den gesamten Standort bezieht, nivellieren sich allfällige Fehler. Nach der IAP-Methode werden alle Arten berücksichtigt, daher ist der Bestim-

mungsaufwand meist größer, was den Mehraufwand der VDI-Methode im Gelände meist ausgleicht. Dafür erhält man bei der IAP-Methode umfassendere floristische Information, die gerade bei sensiblen, oft seltenen Epiphyten auch von großem bioindikatorischen Wert sein kann. Seltene Arten werden bei der VDI-Methode meist nicht erfasst. Die Anzahl der Luftgüteklassen ist bei der VDI-Methode durch die Methode festgelegt und objektiv. Bei der IAP-Methode unterliegt sie weitgehend subjektiven Kriterien, die Klassenbildung kann allerdings auf Basis statistischer Methoden erfolgen (z. B. Perzentil-Klassen, wie in dieser Studie).

4.4.2 Vergleich der Moosdaten mit den Luftschadstoffmessungen

Es wurden die Ergebnisse der VDI bzw. IAP Kartierung mit den Messdaten von NO , NO_2 und SO_2 der Jahre 1995-1999 verglichen. Diese Messergebnisse wurden vom Magistrat Linz (Hrn. Dipl.-Ing. W. H a g e r) zur Verfügung gestellt. Die Werte der 11 Messstationen wurden mit den IAP-Indizes bzw. LGK (VDI) der nächstgelegenen Messpunkte korreliert (Spearman-Rank-Test).

Dabei konnte für SO_2 ein signifikanter Zusammenhang ($P < 0,05$) zwischen den Messwerten von 1995, 1996, 1997 bzw. dem Mittel von 1995-1999 und den Werten der IAP-Kartierung gefunden werden. Keinen statistisch signifikanten Zusammenhang gibt es zwischen den Messwerten und der VDI-Kartierung!

Die Messwerte von NO und NO_2 korrelieren weder mit den IAP- noch mit den VDI-Ergebnissen.

Dass die Jahre 1995-1997, nicht aber 1998 und 1999 mit den Moosdaten korrelieren, könnte damit zusammenhängen, dass die SO_2 -Werte der letzten Jahre für eine akute Schädigung der Gametophyten (der eigentlichen Moospflanzen) zu gering sind. Die SO_2 -Werte von 1998 und 1999 sind niedriger als jene der Jahre zuvor. Ein möglicher Einfluss rezenter Schadstof-

fe auf das empfindlichere Protonema hätte eine zeitliche Verzögerung zur Folge und allfällige Artveränderungen könnten erst in ein oder zwei Jahren beobachtet werden.

Die Ergebnisse bestätigen, dass primär SO₂ einen Einfluss auf die Verbreitung von Moosen hat. Weiters zeigen die Korrelationen zwischen Messergebnissen und der IAP-Kartierung eindringlich, dass aus dem Vorkommen und der Verbreitung von epiphytischen Moosen auf die SO₂ Belastung bzw. die Luftgüte im Allgemeinen geschlossen werden kann. Die „Moosmethode“ ist (wie auch bei der Schwermetallerfassung) kostengünstiger und kann deshalb an deutlich mehr Punkten durchgeführt werden, wodurch ein genaueres Messnetz geliefert werden kann. Der Aspekt einer zeitlichen Verzögerung bei niedrigen Konzentrationen muss allerdings beachtet werden (s. o.).

Aus dem Vergleich der beiden Methoden mit den Messwerten kann geschlossen werden, dass die IAP- gegenüber der VDI-Methode zu bevorzugen ist.

4.4.3 Bioindikation der atmosphärischen Schwermetalldepositionen

4.4.3.1 Allgemeines

Die Produktion von Konsumgütern hat im Laufe der Menschheitsgeschichte zur beachtlichen Anreicherung von Schwermetallen geführt. Diese Elemente haben - in Abhängigkeit von ihrer Konzentration - vielfach negative Auswirkungen auf Pflanze, Mensch und Tier. Es existiert eine große Anzahl wissenschaftlicher Arbeiten zu diesem Thema. Herkunft und Wirkung der einzelnen Metalle soll daher hier nicht beschrieben werden (siehe u. a. ADRIANO 1986, VERRY u. VERMETTE 1992, VERNET 1992, ZECHMEISTER 1997, MARKERT u. FRIESE 1999).

Linz als „Stahlstadt“ kämpft seit Jahrzehnten mit der Schwermetallproblematik. Eine Vielzahl an Konzepten und Umweltschutzmaßnahmen hat in den letzten Jahren zu einer deutlichen Reduktion der Schwermetalle-

missionen geführt. Dies ist in den industrialisierten Ländern ein allgemeiner Trend, nicht jedoch in den Ländern des ehemaligen Ostblocks bzw. in Entwicklungsländern (z. B. RÜHLING 1998).

Seit 1991 gibt es in Österreich ein regelmäßiges Monitoring der atmosphärischen Schwermetallbelastungen mit Moosen (ZECHMEISTER 1994). Diese Untersuchungen sind in ein europaweites Programm eingebettet und zugleich die einzigen Studien mit flächendeckendem Charakter. In Linz wurde die Methode zum ersten Mal angewendet; Methodik und Indikatoren (z. B. Abb. 19) sind die gleichen, wie bei der Internationalen Studie (siehe Methodik).



Abb. 19: Das Tännchenmoos (*Thuidium abietinum*) ist eine der Hauptindikatorarten für die Untersuchungen zur atmosphärischen Schwermetallbelastung.

4.4.3.2 Ergebnisse

In Tabelle 14 sind die Messergebnisse (Konzentrationen in Moosen) der Schwermetalle Aluminium, Antimon, Arsen, Blei, Cadmium,

Tabelle 14. Schwermetallkonzentrationen in Moosen ($\mu\text{g/g}$ Trockengewicht); Probepunkte siehe Tabelle 1.

	Mo	Al	Fe	Zn	V	Sb	Pb	Ni	Hg	Cu	Cr	Co	Cd	As
Haselgraben	0,25	550	470	37	1,2	0,26	4,9	1,2	0,02	6,1	1,2	0,18	0,26	0,1
Höllmühltal	0,2	1100	810	35	2,2	0,21	5,8	2,7	0,03	4,4	1,7	0,29	0,17	0,14
Katzbach	0,31	700	700	22	2,2	0,25	4	1,4	<0,02	4,3	2,1	0,26	0,08	0,09
Klausenweg	0,25	710	710	43	2,2	0,3	6,6	1,5	0,03	4,7	2,3	0,2	0,23	0,16
Pöstlingberg	0,28	1300	1100	35	3,2	0,22	6,2	1,9	0,02	5,2	2,4	0,43	0,26	0,16
Plesching	0,3	820	940	33	2,7	0,21	4,9	1,6	<0,02	4,4	1,9	0,3	0,09	0,18
Jachthafen	1,1	980	1500	50	5,9	0,29	7	2,9	0,03	22	5,2	0,31	0,14	0,21
Gugl	0,75	1100	2300	74	9,7	0,4	11	2,9	0,05	6,9	5	0,37	0,19	0,26
Neue Heimat	0,54	1700	1400	66	3,1	0,48	14	3,1	0,05	8,1	4,2	0,74	0,21	0,34
Mitterwasser	0,85	2000	1800	37	4	0,21	5,6	2,8	0,03	6	4,4	0,57	0,13	0,42
Kleinmünchen	0,35	1500	1300	37	2,9	0,28	6,2	2,9	0,03	5,6	3,3	0,39	0,15	0,3

Cobalt, Chrom, Eisen, Kupfer, Molybdän, Nickel, Quecksilber, Vanadium und Zink an den einzelnen Untersuchungspunkten angegeben. Die Konzentrationen geben primär die Depositionen in den Jahren 1999 und 2000 wieder.

4.4.3.3 Interpretation der Ergebnisse

Die höchsten Werte sowohl bei den primär anthropogen freigesetzten Elementen Pb oder Cu als auch allgemein, finden sich bei den Standorten Jachthafen, Neue Heimat oder Gugl. Der Jachthafen ist der der Industriezone nächst gelegene Sammelpunkt, in den anderen beiden Fällen sind die Standorte unmittelbar dem Verkehr ausgesetzt.

Bemerkenswert ist das davon abweichende Verteilungsmuster der Cd-Werte, die sonst meist mit den oben genannten Metallen korrelieren. Hier weisen Haselgraben oder Klausenweg deutlich erhöhte Werte auf.

Die Clusteranalyse zeigt primär die Gruppierung der Standorte Höllmühltal und Katzbach und trennt sie vom Rest. Beide Standorte sind in Summe eher gering belastet. Beim Standort Katzbach ist dies aufgrund seiner Nähe zur Mühlkreisautobahn eher überraschend. Sehr eigenständig ist der Standort Klausenweg. Jachthafen und Mitterwasser, die ebenfalls eine Untergruppe bilden zeichnen sich vor allem durch unmittelbare Beeinflussung

aus dem Industriegebiet aus. In sich ähnliche Elementverteilungen zeigen die Standorte des Clusters Kleinmünchen, Gugl und Pöstlingberg.

Die Schwermetallergebnisse korrelieren teilweise gut mit den Ergebnissen der IAP-Methode.

Bei der Interpretation der Ergebnisse muss auch eine sekundäre Kontamination mit Bodenteilchen berücksichtigt werden. Hohe Aluminium- und Eisenwerte deuten auf eine (natürliche) Verunreinigung der Proben mit vom Wind verwehter Erde hin. Dafür ist u. a. die lange Trockenperiode des Sommers 2000 verantwortlich. Das heißt, dass durch die Moosmethode nicht nur Emissionen der Jahre 1999 und 2000 erfasst werden, sondern auch „Altlasten“ eines in seiner Länge nicht erfassbaren Zeitraumes zuvor. Nachdem aber auch die derart deponierten Teilchen Teil des Kreislaufs der Schwermetalle sind und auf diesem Weg z. B. in die Nahrungskette gelangen, sind sie ökotoxikologisch relevant. Vor allem an den Standorten Mitterwasser und Neue Heimat scheinen die Sekundärkontaminationen höher.

4.4.3.4 Vergleich mit den Messdaten der Bergerhoff-Sammler

Grundsätzlich werden bei der „Moosmethode“ Konzentrationen ($\mu\text{g/g}$ Trockengewicht Moos)

miteinander verglichen. Für eine Reihe von Maßnahmen im Bereich der Legislative sind aber bisher Depositionsdaten ($\mu\text{g}/\text{m}^2/\text{Zeiteinheit}$) als Grundlage verwendet worden.

Über die Formel:

$$D = C \cdot A / E$$

lassen sich aus den Konzentrationen in Moosen Depositionsdaten ermitteln. Dabei sind C - die gemessenen Konzentrationen; A - ein Wert für die Biomassezuwächse pro Jahr und E - ein Faktor für die Effizienz der Aufnahme der einzelnen Schwermetalle (nach ZECHMEISTER u. a. 2001).

Die Ergebnisse dieser Berechnungen sind in Tabelle 14 ersichtlich.

Die technische Messung mittels Bergerhoff oder WADOS liefert gleichfalls flächenbezogene Daten. Im Zeitraum 1998/1999 wurden in Linz umfangreiche Depositionsmessungen mittels Bergerhoff durchgeführt. Zu jedem Moossammelpunkt gibt es Bergerhoff-Daten aus der unmittelbaren Umgebung. Zur Eichung der Moosmethode sind dies äußerst wertvolle Daten.

Es wurde ein t-Test zum Vergleich der technisch erfassten Depositionen (Bergerhoff 1998-1999) mit jenen der Moosdaten durchgeführt. Die Moose umfassen den Depositionszeitraum (1999-2000). Die Ergebnisse sind daher nur annähernd, aber nicht vollständig vergleichbar.

Kein signifikanter Unterschied der Ergebnisse ($P < 0,05$) ergibt sich bei: As, Cd, Cr, Fe, Hg, Ni, Sb und V. Signifikante Unterschiede gibt es bei den Metallen Al, Cu, Pb und Zn.

Die Plausibilität oder „Richtigkeit“ der technisch gewonnenen Daten wird heute vielfach in Frage gestellt, zumal sehr oft die Konzentrationen in den Bergerhoff-Bechern unter der Nachweisgrenze liegen und Messfehler aufgrund der geringen Konzentrationen sehr häufig sind (z. B. THÖNI u. a. 1996). Solange keine

weit reichenden Vergleichsuntersuchungen vorliegen, kann keine der beiden Methoden als besser oder schlechter qualifiziert werden; die „Moosmethode“ ist sicher deutlich kostengünstiger.

Eine adäquate Einbindung in Richtlinienverordnungen wäre wünschenswert.

4.4.3.5 Vergleich der Ergebnisse mit den gesamtösterreichischen Ergebnissen

Zeitgleich mit den Aufsammlungen in Linz wurde auch österreich- bzw. europaweit nach derselben Methode gesammelt.

Die Vergleichbarkeit der Ergebnisse ist nur bedingt möglich. Die in Linz gesammelten Proben wurden im Labor des Amtes für Luftreinhaltung und Energietechnik, Abteilung Umweltschutz, der Oö. Landesregierung analysiert, jene der Österreichstudie im Umweltbundesamt Wien. Die beiden Labors verwenden unterschiedliche Aufschlussmethoden, welche nur sehr schwer zu vergleichen sind. Der in Oö. übliche Mikrowellenaufschluss liefert durchwegs höhere Konzentrationen als jener des UBA Wien. Eine Angleichung der Methoden war aufgrund unterschiedlicher Laboranweisungen übergeordneter Dienststellen nicht möglich.

Ein Vergleich mit den Werten von 1995 zeigt bei den aktuellen Linz-Daten für die Metalle Blei, Cadmium und Quecksilber niedrigere Werte als 1995. Dies obwohl aufgrund des Aufschlusses durchaus höhere Werte zu erwarten gewesen wären. Alle drei Elemente stammen primär aus anthropogenen Quellen. Der markante Rückgang entspricht einem aktuellen Trend in ganz Europa.

Die Konzentrationen aller anderen Metalle liegen über den Werten der Studie von 1995. Die Ursache dafür dürfte in den oben genannten Gründen liegen.

5 SCHLUSSFOLGERUNGEN FÜR DEN NATURSCHUTZ

Aus botanischer Sicht bauen Naturschutzstrategien und Konzepte primär auf das Vorkommen von Höheren Pflanzen und den von ihnen gebildeten physiognomischen und soziologischen Einheiten auf.

Diese Studie zeigt einmal mehr, dass Moose in Bezug auf ihre Verbreitung und Artenvielfalt zum Teil deutliche Unterschiede zu Höheren Pflanzen aufweisen. Diese Tatsache hat verschiedenste Gründe und wurde bereits diskutiert, fordert aber auch neue Konzepte im Naturschutz.

Grundsätzlich kann man in Linz zwei Typen von bryologischen Diversitätszentren nennen:

- * Stabile, ungestörte Standorte mit großer Substratdiversität und oft hoher Luftfeuchte
- * Regelmäßig anthropogen beeinflusste Standorte mit mittlerem Störungsregime

Zum ersten Typus gehören z. B. die Bäche der Böhmisches Masse, naturnahe Wälder wie die Schlucht- oder Auwälder aber auch die so genannten Freinbergwände. Diese Standorte sind teilweise auch für andere Organismengruppen von Bedeutung und daher auch in naturschutzkundlicher Sicht „unter Beobachtung“. Die Moose dieser Standorte sind aus diesem Grund in den meisten Fällen in Linz nicht wirklich gefährdet, auch wenn es sich bisweilen um seltene Arten handelt.

Der zweite Typ wird vor allem durch Flächen repräsentiert, die in einem zwei- bis dreijährigen Rhythmus erneuert werden, zumeist sind dies Brachen. Intensivierung in der Landwirtschaft verlagert den Brache-Schwerpunkt aus den traditionellen Ackerbauflächen in den Bereich der Industrieanlagen. Aber auch andere verschiedenste Formen der Besiedelung (Flachdächer der Großbauten, Innenhöfe der Blockrandbauten, Friedhöfe) sind zu den periodisch gestörten Bereichen zu zählen. Wichtig ist an all diesen Standorten neben edaphischen Pa-

rametern die Intensität des menschlichen Einflusses, die Periodizität der Störung. Häufige oder zu intensive Störung lässt die Populationen schwinden, genauso wie fehlender Eingriff, der im Zuge der Sukzession konkurrenzstärkere Pflanzen fördert.

Die Dynamik und Verbreitung von Brachen oder moosfreundlichen Innenhöfen ist aus naturschutzkundlicher Sicht natürlich schwer zu managen, nicht zuletzt weil eine „Schutzstellung“ im klassischen Sinn für Moose ja sogar kontraproduktiv ist. Solange aber das „Brachepotential“ lebt, besteht auch die Chance einer Besiedelung. Natürlich gelten für Brachen und ihre Bewohner alle Gesetze der Populations- und Metapopulationsbiologie. Das heißt, dass das langfristige Überleben der Moospopulationen natürlich auch von Faktoren wie Brachegröße, Entfernung der einzelnen Brachen zueinander oder den Ausbreitungsmechanismen der einzelnen Arten geprägt ist (JANZEN 1983, WILCOVE u. a. 1986, KAULE 1991, MEFFE u. CARROLL 1997).

Nicht vergessen werden sollen natürlich auch die anderen moosreichen Standorte (Parks, Alleen, Feuchtwiesen u. v. a.: siehe Ergebnisse). Grundsätzlich ist es immer die Struktur-, Substrat- und Habitatvielfalt eines Lebensraumes, der Sein oder Nichtsein von Moospopulationen bestimmt. In den meisten Fällen steht aber über all diesen Faktoren der menschliche Einfluss und die Prämisse: je mehr, desto weniger (Arten).

Der Einfluss von Luftschadstoffen auf die urbane Bryoflora hat sich in den letzten Jahren aufgrund des SO_2 Rückganges verringert. Die Bedeutung und Auswirkung der noch immer steigenden NO_x -Konzentrationen und N-Depositionen im Allgemeinen kann derzeit noch nicht wirklich zur Gänze abgeschätzt werden. Wie andere Untersuchungen aber zeigen, ist dies als gefährlich einzustufen und sollte in jedem Fall langfristig überwacht werden. Das

für diese Studie aufgebaute und dokumentierte Monitoringnetz stellt sicherlich eine ausgezeichnete Basis für derartige künftige Untersuchungen dar.

Zusammenfassend kann gewünscht werden, dass die Ergebnisse dieser Studie auch in künftigen städtebaulichen und naturkundli-

chen Verfahren berücksichtigt werden. Moosreiche Standorte sind ein Abbild von Vielfalt. Diversität hat ökologische und, wie in jüngster Zeit immer mehr erkannt, auch ökonomische Aspekte. In diesem Sinne:

„Ohne Moos nix los!“

6 DANKSAGUNG

Die Autoren danken Hrn.Dr. F. Schwarz für die Hilfe bei der Organisation des Projektes, Hrn. Ing. G. Laister für die Kooperation bei der Drucklegung und dem Institut für Ökologie und Naturschutzforschung, Abteilung für Naturschutzforschung, Vegetations- und Landschaftsökologie (Leitung: Hr. Univ.-Prof.

Mag. Dr. G. Grabherr) für die Unterstützung der bryologischen Forschung. Hrn. Prof. F. Grims, Taufkirchen, danken wir für die Unterstützung bei der Erforschung historischer Daten sowie für Anmerkungen zu den bemerkenswerten Funden.

7 LITERATUR

- ADRIANO D. C. (1986): Trace elements in the terrestrial environment. New York, Springer.
- ARGE FÜR NATURSCHUTZFORSCHUNG UND ANGEWANDTE VEGETATIONSÖKOLOGIE (1990): Stadtbiotopkartierung Linz-Mitte. Endbericht zum Bearbeitungsabschnitt Linz-Mitte. Unveröff. Manuskript, Naturk. Station Linz.
- ASPÖCK F. (1859): Laubmoose der Flora von Linz. Österreichische Botanische Zeitschrift 9: 298-302.
- BATES J., FARMER A. (1992): Bryophytes and lichens in a changing environment. Oxford, Clarendon Press.
- BURTON M. A. S. (1990): Terrestrial and aquatic bryophytes as monitors of environmental contaminants in urban and industrial areas. Botanical Journal of the Linnean Society 104: 267-280.
- BUSBY J. R., BLISS L. C., HAMILTON C. D. (1978): Microclimate control of growth rates and habitats of the boreal forest mosses, *Tomenthypnum nitens* and *Hylocomium splendens*. Ecological Monographs 48: 95-110.
- CHOVANEC A., VOGEL W. R., LORBEER G., HANUS-ILLNAR A., SEIF P. (1994): Chlorinated organic compounds, PAHs, and heavy metals in sediments and aquatic mosses of two Upper Austrian rivers. Chemosphere 29: 2117-2133.
- COLLINS S. L., GLENN S. M., GIBSON D. J. (1995): Experimental analysis of intermediate disturbance and initial floristic composition: decoupling cause and effect. Ecology 76: 486-492.
- COMEAU G., LEBLANC F. (1971): Influence de l'ozone et de l'anhydride sulfureux sur la regeneration des feuilles de *Funaria hygrometrica*. Hedw. Nat. Can. (Que.) 98: 347-358.
- DILG C. (1998): Epiphytische Moose und Flechten als Bioindikatoren der Luftqualität im Stadtgebiet von Bonn. Limprichtia 11: 1-94.
- DOERING S., OETKEN M., KORHAMMER S., MARKERT B. (1999): Investigation of induction of phytochemicals in *Fontinalis antipyretica* and its use as a biomarker. Proceedings of the 9th Annual Meeting of SETAC-Europe. 25.-29. May 1999, Leipzig.
- DUNZENDORFER W. (1980): Felssteppen und Wälder der „Urfahrwänd“ (Donaudurchbruch Linz). Nat.kdl. Jahrb. Stadt Linz 15: 13-30.
- DURING H. (1979): Life strategies of bryophytes: a preliminary review. Lindbergia 5: 2-17.
- DURING H. (1992): Ecological classification of bryophytes and lichens. In: BATES J., FARMER A.

- (Hrsg.): Bryophytes and lichens in a changing environment. Oxford, Clarendon Press: 2-32.
- DÜLL R. (1974): Neuere Untersuchungen über Moosse als abgestufte ökologische Zeigerarten für die SO₂-Immissionen im Industriegebiet zwischen Rhein und Ruhr. VDI Kommission Reinhaltung der Luft 1974: 1-23.
- DÜLL R. (1991): Zeigerwerte von Moosen. In: ELLENBERG H. (Hrsg.): Zeigerwerte von Pflanzen in Mitteleuropa. Scripta Geobot. 18.
- DÜRHAMMER O. (1992): Bestand und Wandel der Moosflora von Regensburg. Hoppea 56: 117-342.
- EMPAIN A. (1978): Quantitative relationships between populations of aquatic bryophytes and pollution of streams definition of an index of water quality. Hydrobiologia 60: 49-74.
- EUROPEAN COMMISSION (1998): First report on the implementation of the convention on biological diversity by the European Commission. Brussels, DG XII, European Community.
- FRAHM J.-P. (1997): Zur Ausbreitung von Wassermoosen am Rhein (Deutschland) und an seinen Nebenflüssen seit dem letzten Jahrhundert. Limnologica 27: 251-261.
- FRAHM J.-P. (1998): Moose als Bioindikatoren. Wiesbaden, Quelle u. Mayer.
- FRAHM J.-P. (1992): Ein Beitrag zur Wassermoosvegetation der Vogesen. Herzogia 9: 141-148.
- FRAHM J.-P., ABTS U. (1993): Veränderungen in der Wassermoosflora des Niederrheins 1972-1992. Limnologica 23: 123-130.
- FRAHM J.-P., FREY W. (1992): Moosflora. 3. Aufl. Stuttgart, Ulmer.
- FRAHM J.-P., KLAUS D. (1997): Moose als Indikatoren von Klimafluktuationen in Mitteleuropa. Erdkunde 51: 181-190.
- FRANZEN I. (2001): Epiphytische Moose und Flechten als Bioindikatoren der Luftqualität am Westrand des Ruhrgebietes. Limprichtia 19: 1-85 + Karten.
- FURNESS S. B., GRIME J. P. (1982): Growth rate and temperature responses in bryophytes. Journal of Ecology 70: 525-536.
- GAGNON C., VAILLANCOURT G., PAZDERNIK L. (1999): Cadmium accumulation and elimination by two aquatic mosses, *Fontinalis dalecarlica* and *Platyhypnidium riparioides*: Effect of Cd concentration, exposure time, water hardness and moss species. Revue des Sciences de l'Eau 12: 219-237.
- GILBERT O. L. (1970): Bryophytes as indicators of air pollution in the Tyne valley. New Phytologist 67: 15-30.
- GILBERT O. L. (1992): Lichen reinvasion with declining air pollution. In: BATES J., FARMER A. (Hrsg.): Bryophytes and lichens in a changing environment. Oxford, Clarendon Press: 159-177.
- GLIME J. M. (1992): Effects of pollutants on aquatic species. In: BATES J., FARMER A. (Hrsg.): Bryophytes and lichens in a changing environment. Oxford, Clarendon Press: 333-361.
- GRABHERR G., KOCH G., KIRCHMEIR H., REITER K. (1998): Hemerobie österreichischer Waldsysteme. Veröff. des österr. MaB-Programms. Bd.17. Innsbruck, Universitätsverlag Wagner.
- GREVEN H. C. (1992): Changes in the moss flora of the Netherlands. Biological Conservation 59: 133-137.
- GRIME J. P., RINCON E. R., WICKERSON B. E. (1990): Bryophytes and plant strategy theory. Bot. J. of the Linnean Society 104: 175-186.
- GRIMS F., KÖCKINGER H. (1999): Rote Liste gefährdeter Laubmoose (Musci) Österreichs. In: NIKLFELD H. (Hrsg.): Rote Liste gefährdeter Pflanzen Österreichs. Wien, Austria Medien Service: 157-171.
- GRIMS F., KÖCKINGER H., SCHRIEBL F., SUANJAK M., ZECHMEISTER H. G., EHRENDORFER F. (1999): Die Laubmoose Österreichs. Catalogus Florae Austriae, II. Teil, Bryophyten (Moose), Heft 1, Musci (Laubmoose). Wien, Österr. Akademie d. Wissenschaften.
- GRUBER J. (2001): Die Moosflora der Stadt Salzburg und ihr Wandel im Zeitraum von 130 Jahren. Stapfia 79: 1-155.
- HALLINGBÄCK T. (1992): The effect of air pollution on mosses in southern Sweden. Biological Conservation 59: 163-170.
- HEDDERSON T. A., CHAPMAN R., COX C. J. (1998): Bryophytes and the origins and diversification of land plants: new evidence from molecules. In: BATES J. W., ASHTON N. W., DUCKETT J. G. (Hrsg.): Bryology for the twenty-first century. Leeds, Maney Publ: 65-77.
- HILL M. O., ROY D. B., MOUNTFORD J. O., BUNCE R. G. H. (2000): Extending Ellenberg's indicator values to a new area: an algorithmic approach. Journal of Applied Ecology 37: 3-15.
- HOHENWALLNER D. (2000): Bioindikation mittels Moosen im dicht verbauten Stadtgebiet Wiens. Limprichtia 15: 1-91.

- HOHENWALLNER D., ZECHMEISTER H. G. (1999): Mooskartierung der Wiener Innenstadt unter Anwendung eines stratifizierten random sampling design. In: ZECHMEISTER H. G. (Hrsg.): Bryologische Forschung in Österreich. Abh. Zoolog.-Bot. Ges. Wien 30: 93-102.
- HOHENWALLNER D., ZECHMEISTER H. G. (2001): Factors influencing bryophyte species richness and populations in urban environments: a case study. Nova Hedwigia. Nova Hedwigia 73: 87-96.
- HUMER K., ZECHMEISTER H. G. (1999): Die epiphytischen Moose des Wienerwaldes - eine Flächenauswahl unter Verwendung von Daten der Biotopkartierung Wien und der Wienerwaldforschung des ÖBIG. In: ZECHMEISTER H. G. (Hrsg.): Bryologische Forschung in Österreich. Abh. Zoolog.-Bot. Ges. Wien 30: 103-109.
- HUMER K., ZECHMEISTER H. G. (2001): Die epiphytischen Moose des Wienerwaldes auf Wiener Stadtgebiet und ihre Bedeutung für die Bioindikation. Limprichtia. Limprichtia 18: 1-99.
- HUTTUNEN S. (2001): Reproduction of *Pleurozium schreberi* (Brid.) Mitt. and *Pohlia nutans* (Hedw.) Lindb. At surroundings of copper smelter in Harjavalta, south western Finland. Abstracts of the NorFa Meeting on 'Methods in Bryophyte Ecology'. NorFa, Lammi.
- JANAUER G. A. (1999): Macrophytes of the River Danube: a diversity study of the Austrian stretch. Large Rivers Vol. 11/3; Arch. Hydrobiolog. Suppl. 115(3): 399-412.
- JANIK V. C. (1961): Die Böden des Linzer Raumes. Linzer Atlas. Heft 1. Bodenkarte. Linz, Kulturverwaltung der Stadt Linz.
- JANZEN D. H. (1983): No park is an island - increase in interference from outside as park size decreases. Oikos 41: 402-410.
- KARTTUNEN K., TOIVONEN H. (1995): Ecology of aquatic bryophyte assemblages in 54 small Finnish lakes, and their changes in 30 years. Annales Botanici Fennici. 32 (2): 75-90.
- KAULE G. (1991): Arten- und Biotopschutz. Zweite überarbeitete und erweiterte Auflage. Stuttgart, Ulmer.
- KIRCHMANN R., LAMBINON J. (1973): Bioindicateurs végétaux de la contamination D'un cours d'eau par des effluents d'une centrale nucléaire a eau pressurisée. Bulletin Société Royale de Botanique de Belgique 106: 187-201.
- KOHL H. (1960a): Naturräumliche Gliederung I. Großeinheiten. Karte im Maßstab 1 : 500.000. Ergänzende Legende. Institut für Landeskunde von Oberösterreich (Hrsg.). Atlas von Oberösterreich 2. Blatt 21. Linz.
- KOHL H. (1960b): Naturräumliche Gliederung II. Haupteinheiten und Typen. Karte im Maßstab 1 : 500.000. Ergänzende Legende. Institut für Landeskunde von Oberösterreich (Hrsg.). Atlas von Oberösterreich 2. Blatt 22. Linz.
- KUTZENBERGER H. (1993): Ökologisches Gutachten zur 4. Linzer Donaubrücke bei St. Margarethen. Teilbericht Standortsbeurteilung Zoologie. ARGE Linzer Donaubrücke. Manuskript im Auftrag der Oö. Landesregierung. Wilhering, Wien.
- KUTZENBERGER H. (2000): „Zirpzirp“, es lebt - Artenschutzprogramm Heuschrecken Linz. ÖKO-L 22(4): 3-13.
- LAISTER G. (1996): Bestand, Gefährdung und Ökologie der Libellenfauna der Großstadt Linz. Nat.kdl. Jahrb. Stadt Linz 40/41: 9-305.
- LEBLANC F., DESLOOVER J. (1970): Relation between industrialization and the distribution and growth of epiphytic lichens and mosses in Montreal. Canadian Journal of Botany 48: 1485-1496.
- LEGLACHER F., SCHANDA F. (1990): Biotopkartierung Traun-Donau-Auen Linz 1987. Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz 34/35: 9-188.
- LEGLACHER F., STRAUCH M., SCHANDA F. (1990): Biotopkartierung Linz-Süd 1989. Bestandesaufnahme und Gesamtkonzept für Naturschutz und Landschaftspflege. Bericht und Biotopbeschreibungen. Unveröff. Manuskript, Naturkundliche Station Linz.
- LONGTON R. E. (1997): Reproductive biology and life-history strategies. Advances in Bryology 6: 65-101.
- LÜTT S., ECKSTEIN L., SCHULTZ F. (1994): Artenschutzprogramm Moose in Hamburg. Naturschutz und Landschaftspflege in Hamburg 42.
- MÄGDEFRAU K. (1982): Life-forms of bryophytes. In: SMITH A. J. E. (Hrsg.): Bryophyte ecology. London, Chapman u. Hall: 45-58.
- MARKERT B., FRIESE K. (Hrsg.) (1999): Trace elements - their distribution and effects in the environment. Trace elements in the environment. Volume 4. Amsterdam, Elsevier.
- MASUCH G. (1993): Biologie der Flechten. UTB 1546. Heidelberg, Quelle u. Meyer.
- MEFFE G. K., CAROLL C. R. (1997): Principles of conservation biology. Sutherland, Sinauer.

- MURSCH-RADLGRUBER E., GEPP W., MURSCH-RADLGRUBER G. (1999): Wärmeinsel Linz und belüftungsrelevante Strömungssysteme. Endbericht. Wien, Univ. Bodenkultur.
- NILSSON S. G. (1997): Biodiversity over the last one thousand years in the cultural landscape of southern most Sweden. *Svensk Botanisk Tidskrift* 91: 85-102.
- PESCHEL R. (1983): Geologische Karte von Linz und Umgebung von Schadler, J. (Erläuterungstext). Linzer Atlas. Heft 6: Geologische Karte. Linz, Kulturverwaltung der Stadt Linz.
- PITKIN H. P. (1975): Variability and seasonality of the growth of some corticolous pleurocarpous mosses. *Journal of Bryology* 8: 337-356.
- POETSCH J. S. (1859): Neue Beiträge zur Kryptogamenflora Nieder-Österreichs. *Verh. Zool.-Bot. Ges. in Österreich* 9: 127-138.
- POETSCH J. S., SCHIEDERMAYR K. B. (1872): Systematische Aufzählung der im Erzherzogthume Oesterreich ob der Enns bisher beobachteten samenlosen Pflanzen (Kryptogamen). Wien, K. u. K. Zool.-Bot. Gesellschaft.
- POKORNY A. (1854): Vorarbeiten zur Kryptogamenflora von Unter-Österreich. *Verh. Zool.-Bot. Verein Wien* 4: 35-168.
- RAO D. N. (1982): Responses of bryophytes to air pollution. In: SMITH A. J. E. (Hrsg.): *Bryophyte Ecology*. London, Chapman and Hall: 445-471.
- RICEK E. (1994): Die Waldbodenmoose Österreichs - mit Illustrationen. Bearbeitet von H. G. ZECHMEISTER. *Abh. Zool.-Bot. Ges. Österreich*. 28: 1-331.
- ROLLER M. (1959): Die 105jährigen meteorologischen Betrachtungen in Linz von 1852 bis 1956. In: LAUSCHER F. (Hrsg.): *Witterung und Klima von Linz*. Wien, Österr. Ges. f. Meteorologie: 87-152.
- RÜHLING Å. (Hrsg.) (1998): Atmospheric heavy metal deposition in Europe 1995-1996. Nord 1998: 15. Nordic Council of Ministers, Copenhagen.
- SAUER M. (2000): Moose als Bioindikatoren. In: NEBEL M., PHILIPPI G. (Hrsg.): *Die Moose Baden-Württembergs*. Band 1. Stuttgart, Ulmer.
- SAUKEL J., KÖCKINGER H. (1999): Rote Liste gefährdeter Lebermoose (Hepaticae) und Hornmoose (Anthocerotae) Österreichs. In: NIKL FELD H. (Hrsg.): *Rote Liste gefährdeter Pflanzen Österreichs*. Wien, Austria Medien Service: 172-177.
- SAY P. J., WHITTON B. A. (1983): Accumulation of heavy metals by aquatic mosses. 1: *Fontinalis antipyretica* Hedw. *Hydrobiologia* 100: 245-260.
- SCHADLER J. (1964): Geologische Karte von Linz und Umgebung. Karte im Maßstab 1:50.000. Linzer Atlas. Heft 6. Geologische Karte. Linz, Kulturverwaltung der Stadt Linz.
- SCHAFFERS A. P., SYKORA K. V. (2000): Reliability of Ellenberg indicator values for moisture, nitrogen and soil reaction: a comparison with field measurements. *Journal of Vegetation Science* 11: 225-244.
- SCHAEPE A. (1986): Die Moosflora von Berlin-West. *Bryophyta Bibliotheca* 33. Vaduz, Bornkamm.
- SCHLÜSSELMAYR G. (1999): Die wärme- und lichtliebenden Kalkmoosgesellschaften der Hainburger Berge (Niederösterreich). In: ZECHMEISTER H. G. (Hrsg.): *Bryologische Forschung in Österreich*. Wien, Zoologisch-Botanische Gesellschaft: 143-151.
- SCHUMACHER W. (1997): Naturschutz in agrarisch geprägten Landschaften. In: ERDMANN K. H., SPANDUA L. (Hrsg.): *Naturschutz in Deutschland*. Stuttgart, Ulmer.
- SCHWARZ M. (2000): Linz, eine wespenreiche Stadt. *ÖKOL* 22(3): 3-20.
- SIEBERT A., BRUNS I., KRAUSS G.-J., MIERSCH J., MARKERT B. (1996): The use of the aquatic moss *Fontinalis antipyretica* L. ex Hedw. as a bioindicator for heavy metals. *The Science of the Total Environment* 177: 137-144.
- SMITH A. J. E. (1982): *Bryophyte ecology*. London, Chapman u. Hall.
- SOLGA A. (1998): Ergebnisse der Mooskartierung auf dem Stadtgebiet von Münster. *Natur und Heimat* 58(4): 107-121.
- SORIA A., RON M. E. (1995): Contribution to the knowledge of Spanish urban bryoflora. *Cryptogamie Bryologie et Lichenologie* 16: 285-299.
- STAPPER N., FRANZEN I., GOHRBANDT S., FRAHM J.-P. (2000): Epiphytische Moose und Flechten kehren ins Ruhrgebiet zurück. *LÖBF-Mitteilungen* 2/2000: 12-21.
- SUREN A. (1996): Bryophyte distribution patterns in relation to macro-, meso-, and micro-scale variables in South Island, New Zealand streams. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research* 30: 501-523.
- THÖNI L., SCHNYDER N., KRIEG F. (1996): Comparison of metal concentrations in three species of mosses and metal freights in bulk precipitations. *Fresenius J. Anal. Chem.* 354: 703-708.
- UMWELTKONTROLLBERICHT (1998): *Umweltsituation in Österreich*. 5. Umweltkontrollbericht. Wien, Umweltbundesamt.

- VANDERPOORTEN A., PALM R. (1998): Canonical variables of aquatic bryophyte combinations for predicting water trophic level. *Hydrobiologia* 386: 85-93.
- VDI-RICHTLINIE 3799. Blatt 1. (1995): Messen von Immissionswirkungen. Ermittlung und Beurteilung phytotoxischer Wirkungen von Immissionen mit Flechten; Flechtenkartierung zur Ermittlung des Luftgütwertes (LGW). VDI Handbuch Reinhaltung der Luft. Band 1.
- VERNET J.P. (1991): Heavy metals in the environment. Amsterdam, Elsevier.
- VERRY E. S., VERMETTE S. J. (Hrsg.) (1992): The deposition and fate of trace metals in our environment. Main, USDA-Forest service.
- WALTHER H. (1984): Vegetation und Klimazonen. 6. Aufl. Stuttgart, Ulmer.
- WEGERSDORFER M. (1892): Die Laub- und Lebermoose des Vegetationsgebietes von Linz. Jahresbericht öff. Handels-Akademie Linz 10: 2-66.
- WELWITSCH F. (1834): Systematische Aufzählung der Farne und Moose von Unterösterreich. Wien, Beck'sche Universitätsbuchhandlung.
- WILCOVE D. S., McLELLAN C. H., DOBSON A. P. (1986): Habitat fragmentation in the temperate zone. In: SOULÉ M. E. (Hrsg.): Conservation biology: The science of scarcity and diversity. Sunderland, Massachusetts, Sinauer Ass. Publ.: 237-256.
- ZECHMEISTER H. G. (1992): Die Vegetation auf Flachdächern von Großbauten aus der Jahrhundertwende. *Tüxenia* 12: 307-314.
- ZECHMEISTER H. G. (1993): Quellfluren (Montio-Caradaminetea). In: GRABHERR G., MUCINA L. (Hrsg.): Die Pflanzengesellschaften Österreichs. Teil II: Jena, G. Fischer: 213-239.
- ZECHMEISTER H. G. (1994): Biomonitoring der Schwermetalldeposition mittels Moosen in Österreich. Monographien des Umweltbundesamtes Wien 42: 1-168.
- ZECHMEISTER H. G. (1995): Growth rates of five pleurocarpous moss species under various climatic conditions. *Journal of Bryology* 18(3): 455-468.
- ZECHMEISTER H. G. (1997): Schwermetalldepositionen in Österreich. Aufsammlung 1995. Monographien des Umweltbundesamtes Wien 94: 1-145.
- ZECHMEISTER H. G. (1998): Annual growth of four pleurocarpous moss species and their applicability for biomonitoring heavy metals. *Environmental Monitoring u. Assessment* 52: 441-451.
- ZECHMEISTER H. G., GRABHERR G. (1998): Die Flora des Wiener Stefansdomes. *Verh. Zool.-Bot. Ges. Wien* 135: 323-342.
- ZECHMEISTER H. G., MOSER D. (2001): The influence of agricultural land-use intensity on bryophyte species richness. *Biodiversity and Conservation* 10: 1609-1625.
- ZECHMEISTER H., TRIBSCH A., MOSER D., WRBKA T. (2002). Distribution of endangered bryophytes in Austrian cultural landscapes. *Biological Conservation* 103: 173-182.
- ZECHMEISTER H. G., GRODZINSKA K., SZAREK-LUKASZEWSKA G. (2002): Bryophytes. In: BREURE A. M., MARKERT B. A., ZECHMEISTER H. G. (Hrsg.): Bioindicators / Biomonitors (principles, assessment, concepts). Amsterdam, Elsevier. In Druck.

8. ANHANG

Arten der jeweiligen Biotoptypen; es werden nur Funde der aktuellen Kartierung genannt, ohne Einbeziehung der historischen Angaben.

Habitattypen: 1 = Altstadt/Innenstadt; 2 = Befestigungsanlage; 3 = Blockrandbauten; 4 = Einzelhaus; 5 = Wohnflächen-Großform; 6 = Parkanlagen; 7 = Einzelbaum; 8 = Allee; 9 = Friedhöfe; 10 = Baumgruppen; 11 = Feldgehölze naturfern; 12 = Feldgehölze naturnah; 13 = Hecken; 14 = Bahnanlagen; 15 = Hafenanlagen; 16 = Industrieanlagen (diverse Typen); 17 = Äcker; 18 = Fettwiesen; 19 = Weide; 20 = Obstwiesen; 21 = Feuchtwiesen; 22 = Magerwiesen; 23 = diverse Brachen; 24 = Ackerbrachen; 25 = Fließgewässer; 26 = Pionier-Alluvionen; 27 = Stillgewässer; 28 = Quellfluren; 29 = Fichtenforste; 30 = Pappelforste; 31 = Ahorn-Eschenwälder; 32 = Buchenwälder; 33 = Auwälder; 34 = Eichen-Hainbuchenwälder; 35 = Eschenwälder; 36 = Erlen-Sümpfe; 37 = Schluchtwälder; 38 = diverse andere Wälder.

[illegible]

ART	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
<i>Bryum algovicum</i>	X				X							X		X						
<i>Bryum alpinum</i>																				
<i>Bryum argenteum</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X			X
<i>Bryum bicolor</i>																				
<i>Bryum caespitium</i>					X	X								X	X	X				
<i>Bryum capillare</i>	X	X	X	X	X	X	X			X		X				X				
<i>Bryum elegans</i>																				
<i>Bryum erythrocarpum</i> agg.	X		X		X									X	X	X	X	X		
<i>Bryum imbricatum</i>	X	X			X							X				X	X			X
<i>Bryum intermedium</i>																X				
<i>Bryum klinggraeffii</i>			X														X			
<i>Bryum pallens</i>																				
<i>Bryum pallescens</i>																				
<i>Bryum pseudotriquetrum</i>						X														
<i>Bryum rubens</i>	X	X	X		X											X	X		X	
<i>Bryum ruderale</i>	X																			
<i>Bryum</i> sp.	X				X							X		X			X			
<i>Bryum subelegans</i>					X	X	X	X	X	X		X								X
<i>Bryum turbinatum</i>																				
<i>Bryum violaceum</i>																	X			
<i>Calliergon cordifolium</i>																				
<i>Calliergonella cuspidata</i>	X		X	X	X	X			X			X	X	X		X		X	X	X
<i>Calypogeia azurea</i>																				
<i>Calypogeia muelleriana</i>																				
<i>Campylium calcareum</i>																				
<i>Campylium elodes</i>																				
<i>Campylium stellatum</i>																				
<i>Cephalozia bicuspidata</i>																				
<i>Ceratodon purpureus</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X	X	X		X		X
<i>Chiloscyphus pallescens</i>																				
<i>Chiloscyphus polyanthos</i>																				
<i>Cinclidotus aquaticus</i>																				
<i>Cinclidotus danubicus</i>																				
<i>Cinclidotus fontinaloides</i>																				
<i>Cinclidotus riparius</i>																				
<i>Cirriphyllum piliferum</i>	X	X	X	X	X	X						X		X	X	X				
<i>Cirriphyllum tommasinii</i>																				
<i>Climacium dendroides</i>		X	X	X	X	X			X									X	X	X
<i>Conocephalum conicum</i>	X			X		X														
<i>Cratoneuron filicinum</i>																				
<i>Ctenidium molluscum</i>						X														
<i>Cynodontium polycarpon</i>																				
<i>Dichodontium pellucidum</i>																				
<i>Dicranella heteromalla</i>		X		X																
<i>Dicranella rufescens</i>																				
<i>Dicranella schreberiana</i>																				
<i>Dicranella</i> sp.	X		X		X				X							X	X		X	
<i>Dicranella staphylina</i>																X	X			
<i>Dicranella varia</i>																	X			

[illegible]

[illegible]

[illegible]

ART	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
<i>Pohlia lescuriana</i>																				
<i>Pohlia lutescens</i>	X																			
<i>Pohlia melanodon</i>																	X			
<i>Pohlia nutans</i>			X																	
<i>Pohlia</i> sp.			X						X								X			
<i>Pohlia wahlenbergii</i>																				
<i>Polytrichum commune</i>						X														
<i>Polytrichum formosum</i>			X																	
<i>Polytrichum juniperinum</i>					X															
<i>Polytrichum piliferum</i>			X																	
<i>Porella platyphylla</i>						X	X		X											
<i>Pottia bryoides</i>																				
<i>Pottia davalliana</i>																	X			
<i>Pottia intermedia</i>				X																
<i>Pottia lanceolata</i>																	X			
<i>Pottia</i> sp.	X				X	X								X	X	X	X		X	X
<i>Pottia truncata</i>			X											X	X		X		X	
<i>Pseudocrossidium hornschuchianum</i>	X				X							X		X		X				
<i>Pseudoleskea catenulata</i>						X														
<i>Pseudotaxiphyllum elegans</i>																				
<i>Pterigynandrum filiforme</i>						X						X								
<i>Pterygoneurum ovatum</i>																X				
<i>Ptilidium ciliare</i>			X																	
<i>Ptilidium pulcherrimum</i>																				
<i>Pylaisia polyantha</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X								X
<i>Racomitrium aciculare</i>																				
<i>Racomitrium aquaticum</i>																				
<i>Racomitrium canescens</i>						X														
<i>Racomitrium heterostichum</i>			X																	
<i>Racomitrium heterostichum</i> agg.																				
<i>Radula complanata</i>						X				X		X								
<i>Rhabdoweisia fugax</i>																				
<i>Rhizomnium magnifolium</i>																				
<i>Rhizomnium punctatum</i>				X		X	X					X								
<i>Rhodobryum roseum</i>																				
<i>Rhynchostegium confertum</i>																				
<i>Rhynchostegium murale</i>	X	X		X	X	X			X											
<i>Rhynchostegium riparioides</i>																				
<i>Rhytidiadelphus squarrosus</i>	X	X	X	X	X	X			X					X	X	X		X	X	
<i>Rhytidiadelphus triquetrus</i>		X				X														
<i>Rhytidium rugosum</i>														X	X	X				
<i>Riccardia pinquis</i>																				
<i>Riccia cavernosa</i>																	X			
<i>Riccia fluitans</i>																				
<i>Riccia glauca</i>																	X			
<i>Riccia rhenana</i>																				
<i>Riccia sorocarpa</i>																				
<i>Sanonia uncinata</i>																				
<i>Scapania aspera</i>																				

ART	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
<i>Scapania nemorea</i>		X																		
<i>Schistidium apocarpum</i>	X	X	X	X	X	X			X					X		X				
<i>Schistidium rivulare</i>																				
<i>Schistostega pennata</i>																				
<i>Scleropodium purum</i>			X	X	X	X			X				X	X	X	X				
<i>Taxiphyllum wisgrillii</i>																				
<i>Tetraphis pellucida</i>																				
<i>Thamnobryum alopecurum</i>		X																		
<i>Thuidium abietinum</i>	X	X	X	X		X			X						X	X				X
<i>Thuidium delicatulum</i>		X		X	X	X			X			X				X				
<i>Thuidium philibertii</i>				X		X														
<i>Thuidium tamariscinum</i>		X		X		X			X			X								
<i>Timmia bavarica</i>																				
<i>Tortella inclinata</i>																X				
<i>Tortella tortuosa</i>						X														
<i>Tortula calcicolens</i>									X											
<i>Tortula latifolia</i>					X	X														
<i>Tortula muralis</i>	X	X	X	X	X	X		X	X			X		X	X	X		X		
<i>Tortula papillosa</i>			X		X	X	X	X		X		X								X
<i>Tortula ruralis</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X	X	X				X
<i>Tortula subulata</i>		X																		
<i>Tortula virescens</i>	X	X	X			X	X	X		X										X
<i>Trichocolea tomentella</i>																				
<i>Ulota bruchii</i>																				
<i>Ulota crispa</i>						X		X		X		X								X
<i>Ulota hutchinsii</i>																				
<i>Warnstorfia fluitans</i>																				
<i>Weissia condensa</i>																				
<i>Weissia controversa</i>					X									X	X	X			X	
<i>Weissia longifolia</i>																				
<i>Weissia sp.</i>						X										X				X
<i>Zygodon dentatus</i>							X	X		X		X								

[illegible]

ART	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38
<i>Barbula sinuosa</i>					X													
<i>Barbula sp.</i>			X		X													
<i>Barbula unguiculata</i>		X	X		X	X						X						
<i>Bartramia itiphylla</i>												X						
<i>Bartramia pomiformis</i>																	X	
<i>Bazzania trilobata</i>									X									
<i>Blasia pusilla</i>			X		X											X		X
<i>Blepharostoma trichophylla</i>																	X	
<i>Brachythecium albicans</i>		X	X		X													X
<i>Brachythecium campestre</i>			X															
<i>Brachythecium glareosum</i>			X											X				
<i>Brachythecium mildeanum</i>																		
<i>Brachythecium plumosum</i>					X												X	
<i>Brachythecium populeum</i>			X		X	X					X	X	X	X			X	X
<i>Brachythecium rivulare</i>	X		X		X	X	X	X			X	X	X	X	X	X		X
<i>Brachythecium rutabulum</i>	X	X	X		X	X	X	X	X		X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Brachythecium salebrosum</i>	X		X		X			X	X		X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Brachythecium velutinum</i>			X		X				X		X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Bryoerythrophyllum recurvirostre</i>					X													
<i>Bryum algovicum</i>			X		X								X					
<i>Bryum alpinum</i>																	X	
<i>Bryum argenteum</i>		X	X	X	X	X							X					
<i>Bryum bicolor</i>			X		X	X												
<i>Bryum caespiticium</i>		X	X		X													
<i>Bryum capillare</i>		X	X		X	X					X	X	X	X	X		X	
<i>Bryum elegans</i>																		X
<i>Bryum erythrocarpum</i> agg.		X	X				X											
<i>Bryum imbricatum</i>			X		X													
<i>Bryum intermedium</i>		X																
<i>Bryum klinggraeffii</i>			X	X		X							X					
<i>Bryum pallens</i>	X																	
<i>Bryum pallescens</i>					X													
<i>Bryum pseudotriquetrum</i>	X				X													X
<i>Bryum rubens</i>		X	X			X												
<i>Bryum ruderale</i>																		
<i>Bryum sp.</i>			X		X		X	X										
<i>Bryum subelegans</i>					X		X	X	X	X		X	X					
<i>Bryum turbinatum</i>					X													
<i>Bryum violaceum</i>																		
<i>Calliergon cordifolium</i>	X																	
<i>Calliergonella cuspidata</i>	X	X	X		X		X	X					X		X			
<i>Calypogeia azurea</i>																		
<i>Calypogeia muelleriana</i>												X					X	
<i>Campylium calcareum</i>		X	X									X						
<i>Campylium elodes</i>								X				X						
<i>Campylium stellatum</i>					X								X					
<i>Cephalozia bicuspidata</i>									X									
<i>Ceratodon purpureus</i>		X	X		X	X						X		X		X		X
<i>Chiloscyphus pallescens</i>							X	X				X				X		
<i>Chiloscyphus polyanthos</i>					X								X			X		
<i>Cinclidotus aquaticus</i>					X													

ART	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38
<i>Cinclidotus danubicus</i>					X													
<i>Cinclidotus fontinaloides</i>					X													
<i>Cinclidotus riparius</i>					X													
<i>Cirriphyllum piliferum</i>	X	X	X		X							X	X					
<i>Cirriphyllum tommasinii</i>																	X	
<i>Climacium dendroides</i>	X	X			X							X	X				X	
<i>Conocephalum conicum</i>				X	X					X	X	X						
<i>Cratoneuron filicinum</i>				X	X		X	X						X			X	
<i>Ctenidium molluscum</i>		X	X		X			X					X				X	
<i>Cynodontium polycarpon</i>												X						X
<i>Dichodontium pellucidum</i>				X														
<i>Dicranella heteromalla</i>				X					X		X	X		X			X	X
<i>Dicranella rufescens</i>					X													
<i>Dicranella schreberiana</i>				X														
<i>Dicranella sp.</i>					X			X					X					
<i>Dicranella staphylina</i>				X			X											
<i>Dicranella varia</i>				X			X					X						
<i>Dicranodontium denudatum</i>					X							X		X			X	X
<i>Dicranoweisia cirrata</i>																		
<i>Dicranum flagellare</i>									X									
<i>Dicranum fulvum</i>												X		X			X	
<i>Dicranum fuscescens</i>									X			X					X	
<i>Dicranum montanum</i>									X			X	X		X		X	X
<i>Dicranum polysetum</i>																		X
<i>Dicranum scoparium</i>		X			X				X			X	X	X	X	X	X	X
<i>Didymodon acutus</i>				X														
<i>Didymodon fallax</i>		X	X															
<i>Didymodon ferrugineus</i>		X	X															
<i>Didymodon luridus</i>																		
<i>Didymodon rigidulus</i>																		
<i>Didymodon spadiceus</i>					X													
<i>Didymodon tophaceus</i>					X	X												
<i>Diphyscium foliosum</i>									X			X						
<i>Ditrichum cylindricum</i>																	X	
<i>Ditrichum heteromallum</i>												X		X			X	X
<i>Ditrichum pusillum</i>		X																
<i>Drepanocladus aduncus</i>				X			X											
<i>Encalypta sp.</i>				X														
<i>Encalypta ciliata</i>									X									
<i>Encalypta streptocarpa</i>				X	X							X						
<i>Encalypta vulgaris</i>		X																
<i>Entodon concinnus</i>		X	X		X													
<i>Entosthodon fascicularis</i>				X														
<i>Eucladium verticillatum</i>					X													
<i>Eurhynchium angustirete</i>		X			X				X		X	X	X	X	X		X	X
<i>Eurhynchium crassinervium</i>												X						
<i>Eurhynchium flotowianum</i>					X						X	X					X	X
<i>Eurhynchium hians</i>		X	X		X		X				X			X	X			
<i>Eurhynchium hians var. hians</i>													X				X	
<i>Eurhynchium hians var. swartzii</i>		X	X		X	X	X	X	X		X	X	X	X	X	X		X

ART	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38
<i>Eurhynchium praelongum</i>									X					X		X		
<i>Eurhynchium pulchellum</i>			X								X	X						
<i>Eurhynchium speciosum</i>								X										
<i>Eurhynchium striatum</i>								X					X				X	
<i>Fissidens adianthoides</i>								X					X					
<i>Fissidens bryoides</i>									X		X	X	X	X				X
<i>Fissidens crassipes</i>					X													
<i>Fissidens dubius</i>			X										X				X	
<i>Fissidens exilis</i>														X				X
<i>Fissidens pusillus</i>			X															
<i>Fissidens sp.</i>																X		
<i>Fissidens taxifolius</i>		X	X			X					X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Fontinalis antipyretica</i>					X													
<i>Fossombronina wondraczekii</i>													X					
<i>Frullania dilatata</i>										X		X	X	X	X		X	
<i>Funaria hygrometrica</i>		X	X			X						X						
<i>Grimmia affinis</i>		X																
<i>Grimmia hartmannii</i>													X					
<i>Grimmia laevigata</i>		X																
<i>Grimmia orbicularis</i>					X													
<i>Grimmia ovalis</i>		X																
<i>Grimmia pulvinata</i>		X			X							X						
<i>Grimmia sp.</i>			X		X													
<i>Gymnostomum calcareum</i>					X													
<i>Hedwigia ciliata</i>		X									X			X			X	
<i>Herzogiella seligeri</i>								X				X		X	X			
<i>Heterocladium heteropterum</i>					X												X	X
<i>Homalia trichomanoides</i>			X								X	X	X	X	X			
<i>Homalothecium lutescens</i>		X	X															
<i>Homalothecium nitens</i>	X																	
<i>Homalothecium philippeanum</i>		X																
<i>Homalothecium sericeum</i>			X		X								X			X		X
<i>Homomallium incurvatum</i>					X												X	X
<i>Hygroamblystegium fluviatile</i>					X													
<i>Hygroamblystegium tenax</i>					X													
<i>Hygrohypnum luridum</i>					X													
<i>Hylocomium splendens</i>	X	X	X											X			X	X
<i>Hypnum cupressiforme</i>		X	X		X			X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Hypnum jutlandicum</i>														X				
<i>Hypnum lacunosum</i>		X																
<i>Hypnum lindbergii</i>			X															
<i>Hypnum mammillatum</i>																	X	X
<i>Hypnum pallescens</i>															X			
<i>Isotheodium alopecuroides</i>					X						X	X	X	X			X	X
<i>Isotheodium myosuroides</i>																	X	X
<i>Jungermannia obovata</i>					X													
<i>Lejeunea cavifolia</i>					X							X		X				X
<i>Lepidozia reptans</i>									X									
<i>Leptobryum pyriforme</i>																		
<i>Leskea polycarpa</i>			X		X		X						X		X			X
<i>Leucobryum glaucum</i>									X									

ART	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38
<i>Leucodon sciurioides</i>											X	X	X				X	X
<i>Lophocolea bidentata</i>		X	X		X						X		X		X	X		X
<i>Lophocolea heterophylla</i>							X	X			X	X	X		X	X	X	
<i>Lophocolea minor</i>			X		X								X					
<i>Lophozia bicrenata</i>											X							
<i>Lophozia excisa</i>												X						
<i>Lophozia ventricosa</i>																	X	X
<i>Lunularia cruciata</i>																		
<i>Marchantia polymorpha</i>	X		X	X	X		X						X			X		
<i>Metzgeria conjugata</i>					X							X	X	X			X	X
<i>Metzgeria fruticulosa</i>																	X	
<i>Metzgeria furcata</i>											X	X	X	X	X	X	X	
<i>Metzgeria temperata</i>													X					
<i>Mnium hornum</i>					X							X	X	X		X	X	X
<i>Mnium marginatum</i>					X						X	X	X	X			X	X
<i>Mnium spinosum</i>											X							
<i>Mnium stellare</i>			X									X	X					
<i>Neckera complanata</i>												X	X				X	
<i>Orthotrichum affine</i>			X						X	X	X	X	X		X	X	X	X
<i>Orthotrichum anomalum</i>			X		X					X	X	X						
<i>Orthotrichum cupulatum</i>																		
<i>Orthotrichum diaphanum</i>			X							X			X				X	X
<i>Orthotrichum lyellii</i>										X		X	X		X		X	X
<i>Orthotrichum obtusifolium</i>										X		X	X		X		X	X
<i>Orthotrichum pallens</i>												X					X	X
<i>Orthotrichum patens</i>															X	X		
<i>Orthotrichum pumilum</i>			X						X	X		X					X	X
<i>Orthotrichum rupestre</i>			X		X													
<i>Orthotrichum sp.</i>												X						
<i>Orthotrichum speciosum</i>			X						X			X			X			
<i>Orthotrichum stellatum</i>																		
<i>Orthotrichum stramineum</i>																		
<i>Orthotrichum striatum</i>																		
<i>Oxystegus tenuirostris</i>					X							X						
<i>Palustriella commutata</i>					X			X										
<i>Paraleucobryum longifolium</i>									X			X		X	X		X	X
<i>Pellia endiviifolia</i>			X				X	X		X	X		X			X	X	
<i>Pellia epiphylla</i>					X											X	X	
<i>Phascum curvicolle</i>			X															
<i>Phascum cuspidatum</i>		X	X	X		X												
<i>Phascum floerkeanum</i>																		
<i>Philonotis fontana</i>	X																	
<i>Philonotis sp.</i>						X												
<i>Physcomitrium eurystomum</i>			X															
<i>Physcomitrium pyriforme</i>													X					
<i>Plagiochila asplenioides</i>					X						X	X	X				X	X
<i>Plagiochila porelloides</i>									X		X	X	X				X	X
<i>Plagiomnium affine</i>	X	X			X		X		X	X	X	X	X	X	X	X		
<i>Plagiomnium cuspidatum</i>		X	X		X		X	X	X	X	X	X	X	X			X	
<i>Plagiomnium elatum</i>								X					X					
<i>Plagiomnium rostratum</i>									X				X					

ART	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38
<i>Plagiomnium undulatum</i>	X	X	X		X			X	X		X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Plagiothecium cavifolium</i>												X				X	X	X
<i>Plagiothecium denticulatum</i>								X										
<i>Plagiothecium laetum</i>									X		X	X		X	X	X	X	X
<i>Plagiothecium nemorale</i>									X		X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Plagiothecium succulentum</i>					X								X			X	X	
<i>Plagiothecium undulatum</i>									X									
<i>Platydictia subtilis</i>																		
<i>Platygyrium repens</i>									X		X	X	X	X	X		X	X
<i>Pleuridium acuminatum</i>	X						X											
<i>Pleuridium subulatum</i>																		
<i>Pleurozium schreberi</i>	X	X	X						X									
<i>Pogonatum aloides</i>		X									X	X		X			X	X
<i>Pogonatum nanum</i>												X						
<i>Pogonatum urnigerum</i>																		X
<i>Pohlia annotina</i>					X													
<i>Pohlia cruda</i>																		
<i>Pohlia elongata</i>																		X
<i>Pohlia lescuriana</i>														X				
<i>Pohlia lutescens</i>																		
<i>Pohlia melanodon</i>			X			X	X			X								
<i>Pohlia nutans</i>									X			X		X				
<i>Pohlia sp.</i>				X								X		X				
<i>Pohlia wahlenbergii</i>			X		X	X	X											
<i>Polytrichum commune</i>		X							X		X	X		X			X	X
<i>Polytrichum formosum</i>									X		X	X		X			X	X
<i>Polytrichum juniperinum</i>												X						
<i>Polytrichum piliferum</i>		X										X		X				X
<i>Porella platyphylla</i>					X								X	X			X	
<i>Pottia bryoides</i>			X															
<i>Pottia davalliana</i>		X				X												
<i>Pottia intermedia</i>			X			X												
<i>Pottia lanceolata</i>																		
<i>Pottia sp.</i>		X	X		X													
<i>Pottia truncata</i>			X	X		X												
<i>Pseudocrossidium hornschiuchianum</i>		X	X															
<i>Pseudoleskea catenulata</i>																		
<i>Pseudotaxiphyllum elegans</i>					X							X		X			X	X
<i>Pterigynandrum filiforme</i>										X	X	X	X		X		X	X
<i>Pterygoneurum ovatum</i>																		
<i>Ptilidium ciliare</i>											X	X						
<i>Ptilidium pulcherrimum</i>											X	X				X		
<i>Pylaisia polyantha</i>			X						X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Racomitrium aciculare</i>					X													
<i>Racomitrium aquaticum</i>					X													
<i>Racomitrium canescens</i>																		
<i>Racomitrium heterostichum</i>		X										X					X	
<i>Racomitrium heterostichum agg.</i>														X				
<i>Radula complanata</i>			X					X			X	X	X	X	X	X	X	
<i>Rhabdoweisia fugax</i>														X				

ART	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38
<i>Rhizomnium magnifolium</i>					X											X	X	X
<i>Rhizomnium punctatum</i>			X		X			X			X	X	X	X		X	X	X
<i>Rhodobryum roseum</i>																X		
<i>Rhynchostegium confertum</i>																		X
<i>Rhynchostegium murale</i>			X					X	X				X	X				X
<i>Rhynchostegium riparioides</i>					X							X						
<i>Rhytidiadelphus squarrosus</i>	X	X	X									X	X					
<i>Rhytidiadelphus triquetrus</i>	X	X																
<i>Rhytidium rugosum</i>		X																
<i>Riccardia pinquis</i>																	X	
<i>Riccia cavernosa</i>			X															
<i>Riccia fluitans</i>							X											
<i>Riccia glauca</i>			X	X														
<i>Riccia rhenana</i>							X											
<i>Riccia sorocarpa</i>						X												
<i>Sanonia uncinata</i>					X													X
<i>Scapania aspera</i>					X													
<i>Scapania nemorea</i>									X								X	X
<i>Schistidium apocarpum</i>		X	X		X							X	X				X	X
<i>Schistidium rivulare</i>					X													
<i>Schistostega pennata</i>											X	X					X	
<i>Scleropodium purum</i>		X	X															
<i>Sphagnum girgensohnii</i>	X																	
<i>Taxiphyllum wisgrillii</i>			X									X	X				X	
<i>Tetraphis pellucida</i>									X			X		X	X			
<i>Thamnobryum alopecurum</i>					X							X	X					
<i>Thuidium abietinum</i>		X	X															
<i>Thuidium delicatulum</i>	X		X								X		X					
<i>Thuidium philibertii</i>		X	X															
<i>Thuidium tamariscinum</i>		X			X				X		X	X		X	X		X	
<i>Timmia bavarica</i>					X													
<i>Tortella inclinata</i>		X	X															
<i>Tortella tortuosa</i>			X										X					
<i>Tortula calcicolens</i>																		
<i>Tortula latifolia</i>																		
<i>Tortula muralis</i>		X	X		X	X						X	X					
<i>Tortula papillosa</i>										X		X	X					
<i>Tortula ruralis</i>		X	X		X						X	X	X		X			
<i>Tortula subulata</i>																		
<i>Tortula virescens</i>			X															
<i>Trichocolea tomentella</i>									X									
<i>Ulota bruchii</i>													X				X	X
<i>Ulota crispa</i>											X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Ulota hutchinsii</i>																X	X	X
<i>Warnstorfia fluitans</i>							X											
<i>Weissia condensa</i>																		
<i>Weissia controversa</i>			X		X							X						
<i>Weissia longifolia</i>		X																
<i>Weissia sp.</i>		X	X															
<i>Zygodon dentatus</i>											X				X		X	

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz \(Linz\)](#)

Jahr/Year: 2002

Band/Volume: [48](#)

Autor(en)/Author(s): Zechmeister Harald Gustav, Tribsch Andreas, Hohenwallner Daniela

Artikel/Article: [Die Moosflora von Linz und ihre Bedeutung für die Bioindikation 111-191](#)