

Dagmar Dykyj-Sajfertová:

Atmungspigmente und Phylogenie der Pflanzen

Herrn Prof. Dr. B. Němec zum 85. Geburtstag gewidmet

Einleitung

Die botanische Taxonomie hat das Bestreben, auf Grund verwandtschaftlicher Beziehungen ein natürliches Pflanzensystem zu schaffen. Dazu bedient sie sich nicht nur der Methoden der vergleichenden Morphologie, sondern auch der von der vergleichenden Biochemie und Pflanzenphysiologie gesammelten Ergebnisse. Wenn wir die Entwicklung der biochemischen Methoden verfolgen, begegnen wir immer öfter Versuchen, allgemein gültige Gesetzmässigkeiten zwischen den chemischen Merkmalen, d. h. dem Gehalt an verschiedenen Stoffen in den Pflanzen und ihren phylogenetischen Beziehungen zu finden.

In einer Arbeit von Blagowieschtschenskij, die im Jahre 1950 erschien (1), wird wohl in bisher erschöpfendster Weise die Frage der biochemischen Beziehungen in der Onto- und Phylogenie der Pflanzen behandelt. Sie enthält eine Reihe interessanter Hypothesen und Anschauungen. Die Schlüsse, die sich auf das neue phylogenetische System von Grossheim stützen, erscheinen manchmal recht glaubwürdig. Sie wurden daher zur Ergänzung der Charakteristik von Verwandtschaftsbeziehungen im neuen natürlichen System angewendet, das bei uns in seiner Taxonomie der Telomophyten F. A. Novák (3) entwickelte. Es ist jedoch bedauerlich, dass das faktische Material, das Blagowieschtschenskij zu Grunde legt, erstens schon veraltet, zweitens ziemlich einseitig ist. Blagowieschtschenskij zitiert nämlich ausser klassischen Arbeiten überwiegend nur sowjetische Literatur.

Da die vorliegende Arbeit an eine der Grundthesen von Blagowieschtschenskij anknüpft, erscheint es zweckmässig, diese kurz zu erläutern: Blagowieschtschenskij geht von der Voraussetzung aus, dass man das Darwin'sche Prinzip der Divergenz der Merkmale im Evolutionsprozess ebenso mittels morphologischer als auch mittels biochemischer Merkmale darzulegen vermag. Das biochemische Merkmal, durch das sich die Species und Varietäten voneinander unterscheiden, ist ein Stoffwechseltypus, also ein bestimmter Komplex enzymatischer Reaktionen in der Pflanze. In der Pflanze bildet sich im Laufe der Evolution ein abweichender Typus des Stoffwechsels beispielsweise so aus, dass unter erschwerten Bedingungen die Atmungsvorgänge nicht mit den Endprodukten einer vollkommenen Aerobiose, nämlich mit Kohlensäure und Wasser, abschliessen, sondern dass sich vorübergehend Produkte der anaeroben Atmung in der Pflanze ansammeln. Diese Produkte rufen unter gleichzeitiger Herabsetzung der Energiezufuhr für die Eiweissynthese eine Reihe von Abweichungen vom normalen Metabolismus hervor. An Stelle von normalen Eiweisstoffen und Aminosäuren bilden sich Betaine, Pyridinderivate, Alkaloide, cyklische Terpene, Kautschuk usw. Die Pflanze wandelt also bei unvollkommener Aerobiose auf einem geringeren Energieniveau der enzymatischen Reaktionen den normalen nichtspezialisierten Metabolismus zu einem spezialisierten Stoffwechsel um. Dabei werden Stoffe gebildet, die für manche natürliche systematische Pflanzengruppen charakteristisch sind und auf deren phylogenetische Beziehungen hinweisen können. Schon während der ontogenetischen Entwicklung fällt in der Pflanze das Energieniveau der Enzyme und steigt der Gehalt an spezifischen Verbindungen: so in den Kautschukpflanzen der Kautschukgehalt, in Heilpflanzen der Gehalt an Alkaloiden und Glykosiden, in aromatischen Pflanzen der Terpengehalt usw. Gleichzeitig steigen die Temperaturkoeffizienten der enzymatischen Reaktionen, wie Blagowieschtschenskij an zahlreichen Beispielen darlegt. Dabei fällt das Energieniveau der Enzyme und der Stoffwechsel wird langsamer. Nach Blagowieschtschenskij tritt dieser Vorgang auch in der Phylogenese zutage (das biogenetische Gesetz

auf biochemische Verhältnisse angewendet); So, wie sich die individuelle Jugend der Pflanze in einem nicht spezialisierten Metabolismus und einem höheren Energieniveau der Enzyme bemerkbar macht, so stellen auch in der Phylogese die Arten und ganze Ordnungen mit nicht spezialisiertem Stoffwechsel junge Formen dar, die sich noch in progressiver Entwicklung befinden. Andererseits weist ein hoher Gehalt an spezifischen Verbindungen in anderen Ordnungen auf alte Typen mit beendeten Evolutionsprozess hin. Im Verlaufe der Ontogenese steigt in der Pflanze die Tendenz, die Verbindungen des spezialisierten Stoffwechsels zu speichern. Eine ähnliche Tendenz entwickelte dieselbe Art in ihrer historischen Entwicklung.

Mit Hilfe der Vergleichsmethode gelang *Blagowieschtschenskij* zu einer weiteren Vorstellung, die sich als Grundidee durch sein ganzes Werk zieht, und zwar, dass ein hoher Gehalt an spezifischen Verbindungen in den Pflanzen in direkter Beziehung zum Typus der Atmungsfermente steht. Auf Seite 264 der tschechischen Übersetzung sagt der genannte Verfasser: „In den einzelnen Entwicklungslinien kann man zwei Richtungen beobachten: Einerseits bestehen Ordnungen und Familien, die sich dadurch auszeichnen, dass in ihnen die Vorgänge des nichtspezialisierten Stoffwechsels und des Peroxydasen-Atmungstypus überwiegen (sog. Pflanzen „mit Eisen“), andererseits gibt es Ordnungen und Familien, die einen Oxydasen- (Polyphenolasen-) Typus der Atmung besitzen (Pflanzen „mit Kupfer“) und eine deutliche Neigung zu einem spezialisierten Metabolismus aufweisen. Demnach sind also phylogenetisch alte Arten mit spezifischen Verbindungen durch den Polyphenolasen-Typus der Atmungsfermente charakterisiert, d. h. sie enthalten Paladin's Atmungschromogene, die zu farbigen Pigmenten oxydiert werden. Bei phylogenetisch jungen Arten dagegen, die keine spezifischen Verbindungen bilden und einer Weiterentwicklung fähig sind, überwiegt nach *Blagowieschtschenskij* der Peroxydasen-Typus der Atmung. Diese Einteilung ist allerdings heute unhaltbar, da sie eine fast dreissigjährige Entwicklung der Enzymologie der Pflanzenatmung ausser acht lässt.

Pflanzliche Terminaloxydasen

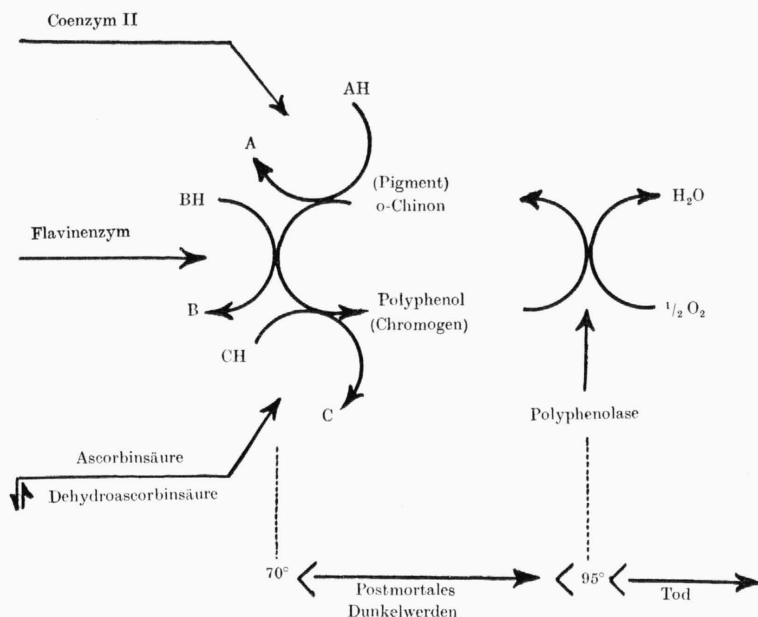
Die terminalen Oxydasen, welche die Oxydation des Substrates durch atmosphärischen Sauerstoff vermitteln, sind in den Pflanzen mit einigen Systemen vertreten. Von den eisenhaltigen Enzymen ist dies z. B. das Cytochrom *a* mit seiner Oxydase, von den kupferhaltigen ist es die Ascorbinsäureoxydase und die Mono- und Polyphenoloxdase, sofern dies überhaupt zwei Enzyme sind. Und eben diese Polyphenolase ist jene Oxydase, die nach *Blagowieschtschenskij* die phylogenetisch alten Arten mit einem spezialisierten Metabolismus charakterisiert. Polyphenolartige Stoffe und deren Oxydationsprodukte, die Chinone, sind in der Pflanzenwelt ausserordentlich verbreitet. Im lebenden, unverletzten Pflanzengewebe werden jedoch die o-Chinone zum entsprechenden Chromogen reduziert. Das dunkle Pigment verbleibt im Gewebe nur nach einer Verletzung oder Tötung und ist die Ursache der postmortalen dunkleren Färbung pflanzlicher Gewebe. Die Reduktion der Chinone zu den Polyphenolen wird von verschiedenen enzymatischen Systemen, aber auch durch nichtenzymatische Reaktionen bewirkt. Es können dies die reduzierten Coenzyme I und II sein, sowie auch Flavoproteide, Ascorbinsäure u. dergl., und zwar nach folgendem Schema: (s. S. 258).

Die Ascorbinsäure ist manchen Autoren zufolge der Hauptfaktor, der die Chinone in den grünen Pflanzen in ihrer reduzierten Form erhält. Ausserdem können die Chinone laut älteren Angaben *Warburgs* (zumindest in vitro) die Rolle von Wasserstoff-Akzeptoren bei der Photosynthese übernehmen.

Die Peroxydase, die *Blagowieschtschenskij* für das Atmungs-System der Pflanzen mit nichtspezialisiertem Metabolismus hält, reagiert nicht direkt mit molekularem Sauerstoff, sondern lediglich mit Wasserstoffsuperoxyd oder mit organischen Peroxyden. Sie kann also kein terminales Atmungsenzym darstellen, das bei manchen Pflanzen die Polyphenolase vertreten würde.

Beide Atmungs-Systeme, nach denen B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j die Pflanzen in zwei verschiedene metabolische Typen einteilt, kommen nicht nur in denselben Pflanzen beisammen vor, sondern stehen auch funktionell zueinander in enger Beziehung.

B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j übernahm diese Einteilung von O n s l o w (5), der im Jahre 1921 das Vorkommen der Oxydasen und Peroxydasen



in höheren Pflanzen untersuchte. O n s l o w formulierte allerdings die Einteilung der Pflanzen je nach dem Atmungsfermentgehalt etwas genauer: In dem Lehrbuch aus dem Jahre 1932, das B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j in seiner Arbeit zitiert, bringt O n s l o w seine Gedanken folgendermassen zum Ausdruck: „Alle Pflanzen enthalten Peroxydasen und nur ein gewisser Teil enthält Stoffe vom Typus des Catechins mit seiner entsprechenden Oxydase“ (4, S. 127).

Heute wissen wir mit Sicherheit, dass die Polyphenolase (wahrscheinlich identisch mit der Monophenolase, bzw. Tyrosinase) und ihre Substrate, z. B. Paladin's Atmungschromogene, ein in höheren Pflanzen allgemein verbreitetes terminales Atmungssystem darstellt.

O n s l o w hat in seiner Arbeit aus dem Jahre 1921 aus Pflanzen sowohl Chromogene, wie auch deren Oxydasen extrahiert. Diese mühsame Methodik gestattete ihm nicht, eine grössere Zahl von Arten zu untersuchen. In vielen Fällen begnügte er sich mit der Analyse eines einzigen Vertreters der ganzen Ordnung, um diese als Peroxydase- oder Polyphenolasetypus zu charakterisieren. So hat er z. B. in der Ordnung der *Pandanales* eine negative Oxydase-reaktion bei einem einzigen Vertreter der Familie der *Typhaceae* bestätigt; oder erwähnt der Verfasser in der Ordnung der *Glumiflorae* einen einzigen

Vertreter aus der Familie der *Gramineen* mit einer positiven Oxydaseraktion usw. Auf diese Weise hat O n s l o w im Ganzen 300 Arten aus 173 Ordnungen geprüft, wovon 63% eine positive Oxydasereaktion ergaben. Seine Schlüsse sind also in beträchtlichem Masse generalisierend und eben in dieser Generalisierung geht B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j noch weiter.

Trotzdem haben beide Verfasser in einer Beziehung grundsätzlich recht: Man kann eine gewisse Beziehung zwischen dem Vorkommen von Polyphenolen (und ihren Oxydasen) und dem Gehalt an Stoffen eines spezialisierten Stoffwechsels in den Pflanzen nicht leugnen: dieser Zusammenhang wiederholt sich in manchen natürlichen Systemgruppen. O n s l o w bestimmte als Polyphenolasen-Typen vor allem folgende Familien: *Compositae*, *Labiatae*, *Umbelliferae*, *Borraginaceae* und manche *Leguminosae* und *Ranunculaceae*. Dagegen bezeichnete er *Cruciferae*, *Crassulaceae*, *Geraniaceae*, *Malvaceae*, aber auch die *Betulaceen* und *Fagaceen* als ausschliessliche Peroxydasen-Typen. Er hat auch bereits darauf hingewiesen, dass die Polyphenolasen fast universell einerseits die am höchsten entwickelten Ordnungen charakterisieren, wie z. B. die *Asterales*, andererseits ausgesprochen archaische Typen, (wie *Ranunculales*, *Anonales*), die ihre Entwicklung schon längst beendet haben. Würde diese Regel allgemeine Gültigkeit haben, so könnte das Vorkommen der Polyphenolasen in den Pflanzen eine phylogenetisch alte, stabilisierte, in ihren Erbmerkmalen jedweden Eingriffen von aussen standhaltende Art anzeigen, die wahrscheinlich für Veredelungen nicht geeignet ist. Andererseits würde dann die Abwesenheit von Phenolasen auf entwicklungsmässig junge, nichtstabilisierte Typen hinweisen, die leichter ihre Merkmale ändern und sich dem Wechsel der Umgebung besser anpassen. Diese sind für die Arbeit des Züchters gefügiger, lassen sich leichter kultivieren, akklimatisieren usw. Am Schlusse der zitierten Arbeit weist B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j auf diese Beziehungen hin, die nicht nur zur Lösung phylogenetischer Fragen herangezogen, sondern auch zum praktischen Leitfaden des Züchters werden können. Dazu müssten allerdings mehr Angaben und Vergleichsmaterial gewonnen werden.

Deshalb mag es wohl nicht ohne Bedeutung sein, die Untersuchungen über das Vorkommen der Polyphenole und ihrer Oxydasen in den Pflanzen weiterzuführen, solange nicht nachgewiesen wird, dass sie in allen Pflanzen anwesend sind.

Material und Methodik

Wollte man sich ein vollständigeres Bild über das Vorkommen der Polyphenolasen in Pflanzen machen, wäre eine einfache Schnellmethode notwendig, die eine wenigstens beiläufige Orientierung bei einer grossen Anzahl von Individuen ermöglichen würde. In der vorliegenden Arbeit sind die ersten Ergebnisse einer sehr einfachen Methode zusammengefasst, die es ermöglicht, in äusserst kurzer Zeit eine grosse Anzahl von Arten direkt in der Natur zu vergleichen.

Die postmortale dunklere Färbung pflanzlicher Gewebe wird für eine enzymatische Oxydation der Atmungschromogene zu dunklen Chinonen gehalten. Sie tritt nach Verletzung von lebendem Gewebe nichtgrüner Organe auf, wie von Knollen, Wurzeln, Früchten, sowie auch nach Verwundung von Chlorophyll enthaltenden Geweben, wie Blättern, Blattstielen u. a. Wird das

Pflanzengewebe rasch getötet, z. B. durch plötzliches Erhitzen über einer Flamme oder in kochendem Wasser, tritt das dunkle Pigment nicht auf. Dagegen rufen mechanische Verletzung, Zerstörung durch ein Narkotikum oder Erwärmung auf niedrigere Temperaturen (65–90 °C) das Dunkelwerden wahrscheinlich deshalb hervor, weil kolloide protoplasmatische Ultrastrukturen verletzt werden, die den Kontakt der Oxydoreduktions-Systeme ver-

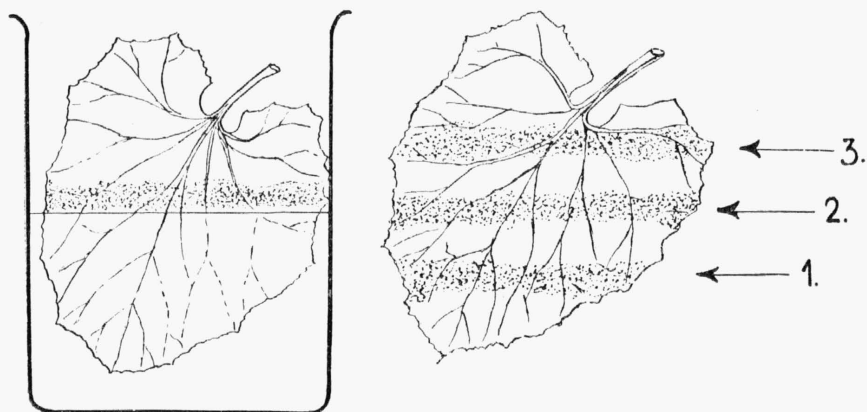


Abb. 1

mitteln, und das freigewordene Chromogen irreversibel zum dunklen Chinon oxydiert wird.

Der Unterschied in der Wirkung verschiedener Temperaturen kann schön gezeigt werden, wenn wir Blattspreiten in ein Wasserbad tauchen, das auf verschiedene Temperaturen erwärmt wird. Bei cca 60 °C beginnt das eingetauchte Gewebe dunkel zu werden, während es bei Temperaturen oberhalb 90 bis 95 °C sofort getötet wird, so dass das Blatt grün bleibt. Bei verschiedenen Arten lassen sich allerdings beträchtliche Unterschiede in der Empfindlichkeit beobachten. Auch die Dauer des Eintauchens in das heiße Wasser ist von Einfluss.

Tauchen wir nur einen Teil der Blattspreite in siedendes Wasser, so wird der eingetauchte Teil sofort getötet und bleibt grün, während über der Wasseroberfläche, wo eine etwas geringere Temperatur herrscht, ein dunkler Streifen entsteht. Dieser Zustand ist dauerhaft, tauchen wir die Blattspreite nach und nach tiefer ein, können wir auf demselben Blatt einige dunkle Streifen hervorrufen. Der in kochendem Wasser getötete Teil, der grün bleibt, wird beim erneuten Eintauchen nicht mehr dunkel (Abb. 1).

Einfluss der Temperatur auf den Verlauf der Reaktion

Wenn wir die Temperaturempfindlichkeit verschiedener Arten vergleichen wollen, müssen wir vor allem die Temperatur bestimmen, welche die Pigmentierung hervorruft, d. h. diejenige Temperatur, die eine Rückbildung des Polyphenols aus Chinon verhindert, und diejenige, die das gesamte Enzymsystem sofort tötet, so dass das eingetauchte Gewebe überhaupt nicht dunkel wird.

Das kann gut im heissen Wasserbade beobachtet werden: In ein Becherglas mit Wasser, das allmählich erhitzt wird, tauchen wir einen Teil der Blattspreite und lesen am Thermometer ab, bei welcher Temperatur (und Dauer des Eintauchens) das dunkle Pigment auftritt, und bei welcher höheren Temperatur diese dunkle Zone überhaupt nicht entsteht. Auf diese Weise kann man beträchtliche Artdifferenzen feststellen:

Beim Eintauchen des Blattes in ein heisses Wasserbad während 5 Sekunden:

	Pigmentierung bei t°	Enzym getötet bei t°
<i>Tussilago farfara</i>	60°	70°
<i>Plantago major</i>	70°	77°
<i>Taraxacum officinalis</i>	70°	97,5° (Siedepunkt)

Beim Eintauchen des Blattes während 30 Sekunden:

	Pigmentierung bei t°	Enzym getötet bei t°
<i>Taraxacum officinalis</i>	60°	95°
<i>Pirus communis</i>	60°	95°
<i>Plantago major</i>	65°	75°

Schon diese einfachen Orientierungsversuche bestätigen zwei wichtige Tatsachen: erstens, dass nach der *it*-Regel nach längerer Erhitzungsdauer das enzymatische System schon durch niedrigere Temperaturen zerstört und getötet wird; zweitens, dass verschiedene Arten nicht nur verschiedenen Temperaturen gegenüber empfindlich sind, sondern dass auch das Intervall zwischen der Pigmentierungstemperatur und derjenigen, die das Enzym vollkommen tötet, verschieden ist. Bei *Tussilago farfara* und *Plantago major* beträgt das Temperaturintervall keine ganzen 10 °C, bei *Taraxacum officinalis* und *Pirus communis* 20 bis 35 °C.

Einen ähnlichen Unterschied in der Einwirkung verschiedener Temperaturen kann man beobachten, wenn man das lebende Gewebe, z. B. eine Blattspreite, mit einem glühenden Gegenstand, z. B. einer glühenden Zigarette, berührt. Bedingung ist allerdings, dass die dünne Schicht des Blattgewebes an der Berührungsstelle mit der glühenden Zigarette so rasch als möglich durchwärmt, nicht aber verbrannt wird.

Nach Beseitigung des glühenden Gegenstandes bildet sich an der durchwärmten Stelle in Kürze ein dunkler Ring, dessen innerer Teil oft grün bleibt, während das umliegende Gewebe sich in verschieden breiten Ringen nach und nach dunkelbraun bis schwarz verfärbt (Abb. 2). In der Mitte des Ringes, wo das Gewebe direkt mit der glühenden Fläche der Zigarette in Berührung war, wurden die Enzyme durch die hohe Temperatur sofort getötet, an der Peripherie aber ist unter dem Einfluss der niedrigeren Temperatur nur der Kontakt des oxydierten Chromogens mit dem reduzierenden System unterbrochen worden.

An Blättern oder anderen grünen Organen ist diese Reaktion sehr gut reproduzierbar und unter den gestellten Bedingungen kann man sie für genügend genaue Vergleichsversuche verwenden.

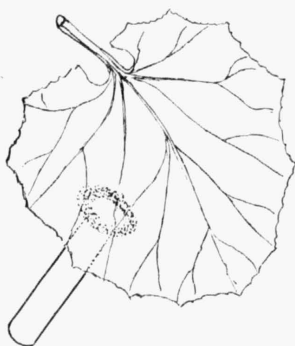


Abb. 2a

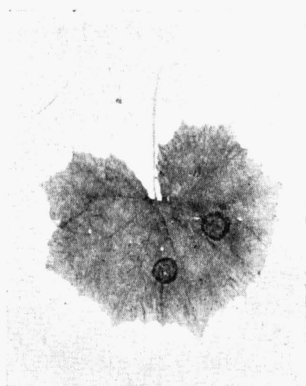


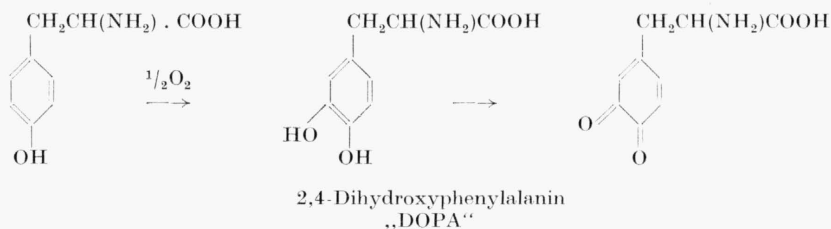
Abb. 2b

Die Methodik der Zigarettenprobe

Die Zigarettenreaktion auf Polyphenole ist nur auf grüne Organe, besonders auf Blätter, anwendbar. Dünne Schnitte durch Knollen, Wurzeln, Fruchtkörper von Schwämmen u. a. geben die Reaktion nicht, auch wenn das Gewebe nachweisbar Polyphenole enthält (z. B. Kartoffelknollen). Ebenso weisse oder verschieden, aber nicht grün gefärbte Petala reagieren nicht, ähnlich wie auch heterotrophe und parasitische nichtgrüne Pflanzen (*Orobanche*, *Cuscuta*, *Monotropa* usw.). Das Nachdunkeln zerdrückter Früchte und Knollen oder von Fruchtsäften kann chemisch durch dieselbe Reaktion verursacht sein, unterscheidet sich aber wahrscheinlich durch die Lokalisierung des Enzyms und seines Substrates in den Ultrastrukturen der Zelle. Eine Ausnahme bilden etiolierte und panaschierte Teile grüner Organe: der nichtgrüne Teil eines panaschierten Blattes bei Arten, welche Polyphenole enthalten, reagiert ebenso intensiv und ebenso schnell wie der grüne Teil.

Mikroskopisch ist die Reaktion genug schwer zu lokalisieren. Bei stärkerer Vergrößerung kann man schwer den verfärbten vom nichtverfärbten Teil unterscheiden, da die Konzentration des Pigmentes nicht so hoch ist. Beobachten wir aber den dunklen Ring unter der Lupe, so bemerken wir, dass der dunkle Teil des Gewebes nicht homogen ist, sondern manchmal eine sehr deutliche Netzstruktur aufweist. Bei mikroskopischer Untersuchung können wir feststellen, dass die dunkle Netzstruktur durch die regelmässig angeordneten Chloroplasten in den Zellen verursacht wird, die zuerst dunkel werden. Erst von hier breitet sich das gelöste Pigment aus den zerstörten protoplasmatischen Strukturen in die einzelnen Adern und in die Blattneratur aus, wo es schon wesentlich rascher vordringt. Die Diffusion bleibt jedoch auf denjenigen Teil des Gewebes beschränkt, der durch die Hitze verletzt wurde. Der gesunde Teil des Mesophylls wird nicht dunkel. Auf Blättern einiger Holzarten (z. B. Pomoideae) kann man ein mosaikartiges Dunkelwerden

ganzer Felder innerhalb der Blattnervatur beobachten. Die Farbe des dunklen Teiles des Blattes ist im allgemeinen dunkelbraun bis tintenschwarz. In Ausnahmefällen, besonders bei schwach grünen Organen, wie z. B. bei Blättern und Nebenblättern von *Cirsium oleraceum*, kann man direkt den Verlauf der bekannten „Dopa“ Reaktion beobachten: die durchwärmte Stelle wird zunächst rot, dann fortschreitend braun bis ganz dunkel. Nach manchen Enzymologen ist die Tyrosinase (Monophenoloxydase) mit der Polyphenolase identisch, wobei dieses enzymatische System stufenweise die Monophenole über die Dihydroxyverbindungen nach folgender Gleichung oxydiert:



Ausser der ausgesprochen positiven oder negativen Reaktion beobachtet man bei einigen Arten eine ockergelbe Färbung, die verhältnismässig rasch auf der Kontaktfläche des Blattes mit der glühenden Zigarette auftritt, und zwar ohne dunklen Rand. Dieser Fall wird in den Tabellen als „Oxalis-Reaktion“ bezeichnet, weil sie erstmals und sehr deutlich bei *Oxalis acetosella* beobachtet wurde. Sie tritt vorwiegend bei Arten mit einer hohen Wasserstoffionen-Konzentration in der Zelle auf, und deshalb wohl auch in Anwesenheit von Ascorbinsäure. Wahrscheinlich kommt es unter dem Einfluss des niedrigen pH-Wertes des Gewebes und der hohen Temperatur zu einer chemischen Umwandlung des Chlorophylls. Ausser bei den Gattungen *Oxalis*, *Rumex*, *Berberis* kann man diese Reaktion auch bei zahlreichen *Coniferen*, bei *Ginkgo* und den Gattungen *Parthenocissus* (Ampelopsis) und bei den *Prunoiden* bei *Prunus armeniaca* beobachten.

Bei einer negativen Reaktion, d. i. bei den Sorten, wo der dunkle Ring auch nach einer halben Stunde nach dem Erwärmen des Blattes nicht auftritt, muss man sorgfältig diejenigen Fälle unterscheiden, in welchen das Gewebe wie infiltriert und demnach dunkler aussieht. Besonders bei Hygrophyten wird durch die hohe Temperatur Wasser aus dem Protoplasma und den Vakuolen frei und infiltriert die Interzellularräume. Hier ist es dann gegebenenfalls notwendig, sich mit der Lupe zu überzeugen, dass das Gewebe nicht unter dem Einfluss des Pigmentes, sondern durch Infiltration dunkel wird.

Ein dunkler Ring tritt am Blatt am deutlichsten hervor, wenn die Zigarette genügend heiss ist (Asche abklopfen). Dabei muss man die Blattspreite zwischen den Fingern der anderen Hand spannen und die glühende Zigarette derart anlegen, dass die Wärme von unten nach oben strömt (Abb. 2a). Bei den üblichen Mesophyten ist die Kontaktzeit von 3 Sekunden am besten, damit das Gewebe genügend durchwärmt und dabei nicht völlig ausgetrocknet oder sogar verkohlt wird. Eine stärkere Cuticula der xerophileren Typen erfordert manchmal eine längere Erwärmungsdauer.

Die Durchwärmung des Gewebes mittels der Zigarette hat vor anderen Methoden den Vorteil, dass es eine einfache, rasche und leicht in der Natur

durchführbare Probe ist, wenn wir ein zahlreiches Material von verschiedenen Vegetationen und Lokalitäten vergleichen wollen.

Die positive Reaktion unterscheidet sich bei verschiedenen Arten auch noch durch ihre Dauer, wie rasch der dunkle Ring hervortritt, weiter durch die Intensität des Dunkelwerdens, in manchen Fällen auch durch den Ton der Verfärbung (braun, grauschwarz, tintenschwarz).

Um die ermittelten Ergebnisse vergleichen zu können, haben wir sowohl die positive als auch die negative Reaktion in vier Kategorien eingeteilt:

I — Intensive, fast augenblickliche Reaktion, der dunkle Ring tritt im Laufe von 5—10 Sek. hervor. (So reagieren alle *Asterales*, manche *Fabales*, viele *Ranunculaceae*, *Daucaceae*, *Lamiaceae*, *Juncaceae* u. a.)

II — Langsamere, aber intensive Reaktion, der Ring tritt nach 1—3 Minuten hervor (die meisten *Rosales*, viele Hölzer).

III — Sehr langsame und schwache Reaktion, (erscheint nach 10—15 Minuten (Pflanzen aus den Ordnungen und Familien, deren übrige Vertreter wie sub I oder II reagieren).

IV — Reaktion negativ, der Ring erscheint auch nach 30 Minuten nicht. Wenn nach dieser Zeit die Reaktion negativ ist, erscheint sie auch später nicht. Das Dunkelwerden des Gewebes nach langem Trocknen ist anderer Art. Eine negative Reaktion liefern fast alle *Brassicaceae*, alle *Campanulaceae*, *Silenaceae*, *Violaceae*, *Chenopodiaceae*, *Primulaceae*, *Polygonaceae*, *Malvaceae*, von den Monocotyledonen die *Liliales*, die Mehrheit der *Poales* und andere.

In diese vier Kategorien konnten wir alle geprüften Monocotyledonen, Dicotyledonen, Gymnospermen und sogar einige höhere Kryptogamen einreihen. Im Ganzen wurden etwa 1000 Arten unserer Flora und eine kleinere Anzahl fremder Vertreter geprüft. Aus unserer Flora wurden die üblichen Ubiquisten: Böhmischemährische Höhe, Vertreter der Kalksteinvegetation (Bojnitzer Park in der Slowakei und seine Umgebung), die Flora in der Umgebung von Handlová (Slowakei), wärmeliebende Arten aus der Umgebung von Mlyňany und Zlaté Moravce und schliesslich die Flora des Slowakischen Karstes und der Niederen Tatra untersucht.

Um ein vollkommeneres Bild der bedeutenderen Ordnungen zu gewinnen, wurden auch manche fremde Arten aus dem Mlyňaner Arboretum und dem Prager botanischen Garten, und schliesslich Vertreter der bei uns gezüchteten Kulturpflanzen untersucht.

Diskussion der Ergebnisse

Manche Familien wurden so behandelt, dass es möglich erscheint, mehrere Arten derselben Gattung oder einander sehr ähnliche Gattungen zu vergleichen. Hier überrascht uns einerseits die enorme Gleichförmigkeit des Reaktionsverlaufes, z. B. in der Familie der *Asteraceae* (I) oder *Brassicaceae*, *Campanulaceae* (IV), wo man den Ausgang der Reaktion fast mit Sicherheit vorhersagen kann. Andererseits ist bei manchen Familien die Variabilität so ungemein gross, dass zwei Arten derselben Gattung wie I : IV verschieden waren. So auffallende Unterschiede finden wir in den Familien der *Fabaceae*, *Scrophulariaceae* und *Solanaceae*. So ergaben z. B. verschiedene Arten der Gattungen *Trifolium* und *Veronica* folgende Reaktionen:

<i>Trifolium pratense</i>	I	<i>Veronica chamaedris</i>	I
<i>T. rubens</i>	I	<i>V. prostrata</i>	I
<i>T. repens</i>	II	<i>V. becabunga</i>	II
<i>T. strepens</i>	IV	<i>V. spicata</i>	II—III
<i>T. spadicum</i>	IV	<i>V. arvensis</i>	IV
		<i>V. agrestis</i>	IV

Eine grosse Überraschung war die Gattung *Solanum*, da die Solanaceen eine ungemein an Verbindungen des spezialisierten Stoffwechsels reichhaltige Familie ist:

<i>Solanum tuberosum</i>	I	<i>S. lycopersicum</i>	II
<i>S. dulcamara</i>	I—II	<i>S. nigrum</i>	IV

Eine negative Reaktion lieferten auch zahlreiche andere Arten, die an Stoffen des spezialisierten Metabolismus reich sind, hauptsächlich Einkeimblättrige: *Colchicum autumnale*, *Paris quadrifolia*, *Convallaria majalis*, *Acorus calamus*, *Arum maculatum*, aber auch andere, wie *Eucalyptus*, alle untersuchten Summacharten, der giftige *Rhus vernicifera* (Mlyňany) u. a. Eine positive Reaktion ergeben manche Schachtelhalme und Farne, dagegen reagieren niedrigere Kryptogamen immer negativ.

Das Dunkelwerden des Gewebes nach dem Erhitzen und infolgedessen auch die Zigarettenprobe sind ein verlässlicher Nachweis für die Anwesenheit von Polyphenolasen in der Pflanze. Allerdings ist ein negatives Resultat der Reaktion keineswegs ein Beweis dafür, dass die Polyphenole und ihre Oxydasen in der Pflanze fehlen. Hier werden direkte chemische Analysen oder Testmethoden notwendig sein, um festzustellen, weshalb zahlreiche Arten, die nachweisbar Phenolase-Systeme enthalten, eine negative Reaktion ergeben (z. B. manche Getreidearten).

Es ist anscheinend so, dass die Unterschiede in der Intensität der Reaktion bei verschiedenen Arten von dem eigentlichen Mechanismus der Oxydation der Chromogene bestimmt werden, höchstens vielleicht noch von dem Unterschiede in der Mikrostruktur der Plastiden, des Protoplasmas und der Vakuolen, welche die Geschwindigkeit des Kontaktes des Enzyms mit seinem Substrat ändern könnten. Demgegenüber sind anatomische Kennzeichen, wie die Dicke der Cuticula, die Stärke der Deckgewebe u. a. von zweitrangiger Bedeutung und lassen sich dadurch ausgleichen, dass das Gewebe länger durchwärmt wird.

Die Intensität der Reaktion (Kategorien I—IV) ist ein konstantes Kennzeichen der Art und ändert sich nicht in Folge von äusseren Umständen. Pflanzen derselben Art auf verschiedenen Substraten, in verschiedenen Überseehöhen und zu verschiedenen Jahreszeiten ergeben gleich intensive Reaktionen: *Bellis perennis* reagiert ebenso intensiv (Kategorie I) in der Niederung wie auf den Gipfeln der Tatra. In ähnlicher Weise gibt *Parnassia palustris* aus niedrig liegenden Lokalitäten ebenso eine negative Reaktion wie ihre Artgenossen, die unter dem Gipfel des Dumbier (Slowakei) leben. Die Art-Konstanz ist wohl am auffälligsten bei den Parasiten und ihren Gastgeber: die chlorophyllose Kleeseide, die auf *Trifolium pratense* schmarotzt, ergibt eine negative Reaktion (IV), während der Klee ein typischer Vertreter der Gruppe I ist. Der grüne *Loranthus europaeus*, ebenso wie die Mistel liefern eine intensive Reaktion der Gruppe I. In Mlyňany schmarotzt *Loranthus europaeus* auf einer alten, stattlichen Eiche (*Quercus cerris*), die konstant die Reaktion der Gruppe III—IV ergibt.

Im allgemeinen kann gesagt werden, dass die jeweils positiven und negativen Reaktionen bei den einzelnen Familien und Ordnungen etwa mit den Angaben von O n s l o w und B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j übereinstimmen. B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j (S. 128) zitiert nach O n s l o w folgende Familien, die keine Reaktion auf Polyphenolasen ergeben: *Cruciferae*, *Crassulaceae*, *Geraniaceae*, *Tropeolaceae*, *Malvaceae*, *Betulaceae*, *Fagaceae*, *Tiliaceae*, *Primulaceae* und *Campanulaceae*. Demgegenüber enthalten alle Gattungen der Familie *Asteraceae* und die meisten Vertreter der Familie *Lamiaceae*, *Daucaceae* und *Borraginaceae* Oxydasen. Diese Einteilung stimmt mit unseren Ergebnissen des Zigarettentestes überein. Lediglich in den Familien der *Betulaceae*, *Fagaceae* und *Tiliaceae* gibt es einige hiesige Arten, die deutlich positiv reagieren. In der Familie der *Fabaceae* enthält die Gattung

Pisum und *Lupinus* nach Angaben von O n s l o w keine Oxydasen. Nach unseren Versuchen finden sich in dieser Familie viel mehr Gattungen, die eine negative Zigarettten-Reaktion liefern, als O n s l o w angibt. Aus der Tabelle ist eine beträchtliche Variabilität in dieser Familie ersichtlich, ebenso wie in den Familien der *Ranunculaceen*, *Solanaceen*, *Lamiaceen* und *Scrophulariaceen*. Wegen Platzmangel erwähnen wir in den Tabellen nur manche bedeutende Familien, wo entweder eine totale Gleichartigkeit der Reaktionen auftritt, oder andererseits eine auffallende Art- und Gattungsvariabilität. Ein erschöpfender Überblick über alle bei uns vertretenen Ordnungen höherer Pflanzen wird später veröffentlicht werden.

Ausser den erwähnten typischen Reaktionen oder Abweichungen konnten noch einige interessante Beziehungen beobachtet werden. Die Reaktionskategorie I (stark positiv), II—III (schwächer positiv) oder IV (negativ) ist ein konstantes Kennzeichen der Art, das sich weder durch das Substrat, noch die Überseeöhe oder andere äussere Umstände beeinflussen lässt. Die Ubiquisten, die sowohl in der Niederung, als auch auf Bergen, auf Kalkstein oder kalkarmem Substrat, auf kultiviertem gedüngten Boden oder auf Schuttplätzen wachsen, ergeben stets eine vollkommen gleichartige Reaktion, wie wir uns im Laufe von 2 Jahren überzeugen konnten. Bei derselben Art verschiebt sich jedoch die Geschwindigkeit der positiven Reaktion im Verlaufe der Ontogenese ganz im Einklang mit den Angaben von B l a g o w i e s c h t s c h e n s k i j: Die entwicklungsmässig älteren Gipfelblätter, die sich erst an dem fast erwachsenen Individuum ausgebildet haben, reagieren etwas rascher als die jüngeren Blätter aus der Keimphase oder einer etwas späteren Phase. Das kann man bei Holzarten, aber auch bei manchen Kräutern beobachten. Bei der kultivierten Kartoffelpflanze, deren Blätter stark positiv reagieren (I), erschien der dunkle Ring auf den untersten Blättern deutlich um einige Sekunden später als bei den Gipfelblättern unter dem Blütenstand. Noch auffallender verhielten sich manche Holzpflanzen: *Philadelphus coronaria* reagierte z. B. an den Blättern von älteren, verholzten Ästen der Gruppe I entsprechend, während Blätter von grünen Wurzelsprossen eine schwächere Reaktion bis zur Gruppe III ergeben. Eine andere interessante Beziehung besteht zwischen einigen in Gemüsekulturen gezüchteten Arten und ihren wild vorkommenden verwandten Typen. In der Familie der *Daucaceen* z. B. haben sämtliche gezüchtete Arten von Wurzelgemüse (Sellerie, Petersilie, Dille und andere) eine weit geringere Aktivität beim Zigarettentest als die übrigen Vertreter dieser Familie, die meist stark positiv reagieren. Ähnlich verhalten sich Vertreter der Familie *Asteraceae* u. a.

Eine weitere interessante Erscheinung weisen die Melonen auf. Die *Cucurbitaceen* liefern grösstenteils eine negative oder schwach positive Reaktion; so auch die asiatische Gattung *Cucumis melo* (III). *C. citrulus* dagegen, der aus dem tropischen Afrika stammt, gibt eine positive Reaktion (I) und unterscheidet sich von den übrigen gezüchteten *Cucurbitaceen* offensichtlich auch durch andere Merkmale.

Aus phylogenetischen Vergleichsstudien wird auf Altersdifferenzen der Gattungen *Salix* und *Populus* geschlossen: die archaischere Gattung *Populus* lieferte bei den untersuchten Vertretern eine positivere Zigaretttenreaktion als die Vertreter der Gattung *Salix*, mit Ausnahme von *Populus pyramidalis*, die fast negativ reagierte und auch weniger Beziehungen zu unseren mittteleuropäischen Arten aufweist.

Einige Hochgebirgs-Hahnenfussgewächse ergaben eine negative Zigaretten-Reaktion, obzwar die Gattung *Ranunculus* stark positiv reagiert. In ähnlicher Weise reagierten die Hochgebirgsarten der Gattung *Hieracium* schwächer (II), obzwar fast alle Arten aus der Familie der *Asteraceae* am verlässlichsten von allen Familien eine stark positive Reaktion ergaben. Von den untersuchten 98 Arten dieser Familie war nur *Carlina vulgaris* als einzige in binnen 2 Jahren einigemal wiederholten Versuchen deutlich negativ. Diese Ausnahme innerhalb einer allgemein positiv reagierenden Familie bleibt uns zunächst schleierhaft, solange die Beziehung zwischen der positiven und negativen Reaktion nicht mit Hilfe chemischer Methoden nachgeprüft werden kann.

Schlussfolgerungen

Alle angeführten Beziehungen wurden einstweilen nur informativ aufgenommen, dafür ermöglichte aber diese äusserst einfache Testmethode eine Übersicht über eine grosse Anzahl von Vertretern höherer Pflanzengruppen. In eingehenderen weiteren Versuchen wird es sich als notwendig erweisen nachzuprüfen, ob die nichtreagierenden Arten tatsächlich keine Polyphenole und Polyphenolasen enthalten, oder welcher Art andernfalls die Hindernisse sind, die es nicht erlauben, dass sich der Einfluss der hohen Temperatur durch das Auftreten von dunklen Pigmenten bemerkbar macht.

Wenn sich der Wärme-(Zigaretten-)Test zur Identifizierung der Polyphenole und deren Oxydasen enthaltenden Arten bewährt, könnte man diesen zur ersten Orientierung bei der Lösung zahlreicher interessanter phylogenetischer und veredelungsmethodischer Fragen heranziehen, auf welche Blagowieschtschenskij hinwies.

Zusammenfassung der Ergebnisse

In der vorliegenden Mitteilung wurde auf eine einfache Methode hingewiesen, die eine orientierende Klassifikation aller Pflanzenarten nach dem Gehalt an Polyphenolasen ermöglicht. Wird diese Feldmethode mit den chemischen oder enzymologischen Ergebnissen übereinstimmen, so könnte man sie als Hilfsmethode zu phylogenetisch-taxonomischen Untersuchungen, wie es Blagowieschtschenskij in seiner Arbeit (1) angeführt hat, benützen.

Literaturverzeichnis

1. Blagověščenskij, A. V. (1950): Biohimičeskije osnovy evolucijonavo procesa u rastěnj, Izd. Akad. Nauk. Moskva.
2. Kleinzeller, A. (1955): Mechanismus biologických reakcí. Chemické listy 49 : 376—442.
3. Novák, F. A. (1954): Taxonomie telomofyt. Systematika vyšších rostlin. Stát. pedagog. naklad. Praha.
4. Onslow, M. W. (1931): The Principles of Plant Biochemistry. Cambridge.
5. Onslow, M. W. (1921): Oxidizing Enzymes IV. The Distribution of Oxidizing Enzymes among the higher Plants. Biol. J. 15 : 107—112.

<i>Ranunculales</i>	
<i>Magnoliaceae</i>	
<i>Magnolia soulangeana</i> Soul.	I
<i>Liriodendron tulipifera</i> L.	I
<i>Lauraceae</i>	
<i>Laurus nobilis</i> L.	III
<i>Nymphaeaceae</i>	
<i>Nymphaea candida</i> Presl	III
<i>Nuphar luteum</i> Sm.	III
<i>Paeoniaceae</i>	
<i>Paeonia</i> sp.	IV
<i>Ranunculaceae</i>	
<i>Ranunculus repens</i> L.	I
<i>R. acer</i> L.	I
<i>R. flammula</i> L.	I
<i>R. lanuginosus</i> L.	I
<i>R. plataniifolius</i> L.	I—II
<i>R. alpestris</i> L.	IV
<i>Batrachium aquatilis</i> Dum.	II
<i>Caltha palustris</i> L.	I
<i>Ficaria verna</i> Huds.	I—II
<i>Anemone nemorosa</i> L.	I
<i>A. ranunculoides</i> L.	II
<i>A. viticella</i>	II
<i>Trollius europaeus</i> L.	I
<i>Hepatica triloba</i> Gil.	I
<i>Pulsatilla alba</i> Rehb.	I
<i>Helleborus foetidus</i>	I
<i>H. niger</i> L.	II
<i>H. viridis</i> L.	II
<i>Actaea spicata</i> L.	I
<i>Cimicifuga foetida</i> L.	I
<i>Clematis vitalba</i> L.	I
<i>Cl. integrifolia</i> L.	I
<i>Cl. alpina</i> Mill.	I
<i>Cl. heracleifolia</i> De.	I
<i>Thalictrum angustifolium</i> L.	II
<i>Th. aquilegifolium</i> L.	IV
<i>Aconitum napellus</i> L.	IV
<i>A. moldavicum</i> Hacq.	IV
<i>Delphinium consolida</i> L.	IV
<i>Aquilegia vulgaris</i>	IV
<i>Nigella damascena</i> L.	IV
<i>Eranthis hiemalis</i> Salisb.	IV
<i>Lardizabalaceae</i>	
<i>Akebia quinata</i>	I
<i>Berberidaceae</i>	
<i>Berberis vulgaris</i> L.	*
<i>B. Julianae</i> Schneid.	*
<i>Epidemium alpinum</i> L.	II
<i>Papaverales (Rhoeadales)</i>	
<i>Papaveraceae</i>	
<i>Papaver somniferum</i> L.	IV
<i>P. argemone</i> L.	IV
<i>P. rhoeas</i> L.	II
<i>P. nudicaule</i>	I—II
<i>Glaucium flavum</i> Cr.	III
<i>Chelidonium majus</i> L.	
<i>Chelidonium majus</i> L.	IV
<i>Funaria officinalis</i> L.	IV
<i>Corydalis cava</i> Schw.	III
<i>Corydalis Gebleri</i> Ledeb.	IV
<i>Dicentra spectabilis</i>	IV
<i>Brassicaceae</i>	
<i>Brassica oleracea</i> L.	
f. <i>gongylioides</i>	IV
<i>B. oleracea</i> L. <i>capitata</i>	IV
<i>B. oleracea</i> L. <i>sabauda</i>	IV
<i>B. rapa</i> L. <i>esculenta</i>	IV
<i>B. napus</i> L. <i>oleifera</i>	IV
<i>B. nigra</i> Koch.	IV
<i>Sinapis alba</i> L.	IV
<i>Sinapis arvensis</i> L.	IV
<i>Raphanus sativus</i> L.	
var. <i>radicula</i>	IV
<i>R. sativus</i> L.	
var. <i>niger</i>	IV
<i>R. raphanistrum</i> L.	IV
<i>Armoracia rusticana</i> Fl. Wett.	III
<i>Nasturtium officinale</i> R. Br.	III
<i>Chamaeplium officinale</i> Wallr.	III
<i>Thlaspi arvense</i> L.	III
<i>Capsella bursa pastoris</i> L.	IV
<i>Cardamine impatiens</i> L.	IV
<i>Cardamine pratensis</i> L.	IV
<i>Barbarea vulgaris</i> R. Br.	IV
<i>Lunaria rediviva</i> L.	IV
<i>Hesperis matronalis</i> L.	IV
<i>Iberis sempervirens</i> L.	IV
<i>I. amara</i> L.	IV
<i>Lepidium draba</i> L.	IV
<i>Dentaria bulbifera</i> L.	IV
<i>Sisymbrium Loeselii</i> L.	IV
<i>Alliaria officinalis</i> Andr.	IV
<i>Allyssum saxatile</i> L.	IV
<i>Erysimum cheiranthoides</i> L.	IV
<i>Arabis alpina</i> L.	II
<i>Resedaceae</i>	
<i>Reseda lutea</i> L.	IV
<i>Cistales</i>	
<i>Cistaceae</i>	
<i>Helianthemum chamaecistus</i> Mill.	IV
<i>H. grandiflorum</i> De.	IV
<i>Tamaricaceae</i>	
<i>Tamarix gallica</i> L.	IV
<i>Violaceae</i>	
<i>Viola odorata</i> L.	IV
<i>V. canina</i> L.	IV
<i>V. palustris</i> L.	IV
<i>V. epipsila</i> Led.	IV
<i>V. arvensis</i> Murr.	IV
<i>V. tricolor</i> L.	IV
<i>V. sudetica</i> Willd.	III
<i>Begoniaceae</i>	
<i>Begonia rex</i>	IV

* Oxalisk,

Cucurbitales

Cucurbitaceae

<i>Bryonia alba</i> L.	IV
<i>Bryonia dioica</i> L.	III—IV
<i>Echallium elaterium</i> Rich.	III
<i>Cucurbita pepo</i> L.	IV
<i>Cucumis sativus</i> L.	III
<i>C. melo</i> L.	III
<i>Citrus vulgaris</i> Schrad.	I

Campanulales

Campanulaceae

<i>Campanula rotundifolia</i> L.	IV
<i>C. patula</i> L.	IV
<i>C. ramunculoides</i> L.	IV
<i>C. trachelium</i> L.	IV
<i>C. persicifolia</i> L.	IV
<i>C. bunoniensis</i> L.	IV
<i>C. pusilla</i> Haenke	IV
<i>C. carpatia</i> Jacq.	IV
<i>C. alpina</i> Jacq.	IV
<i>Phyteuma spicatum</i> L.	IV
<i>Ph. orbiculare</i> L.	IV
<i>Jasione montana</i> L.	IV

Asterales

Asteraceae

<i>Taraxacum officinale</i> Web.	I
<i>T. kok-sagiz</i>	I
<i>Tussilago farfara</i> L.	I
<i>Pelasis officinalis</i> Mneh.	I
<i>P. albus</i> Gärt n.	I
<i>Tragopogon pratensis</i> L.	I
<i>T. orientalis</i> L.	I
<i>Hieracium pilosella</i> L.	I
<i>H. vilosum</i> L.	I
<i>H. aurantiacum</i> L.	II
<i>H. alpinum</i> L.	II
<i>Matricaria matricarioides</i> Porter I	
<i>M. chamomilla</i> L.	I
<i>Anthemis arvensis</i> L.	I
<i>A. tinctoria</i> L.	I
<i>A. cotula</i> L.	I
<i>Solidago virga aurea</i> L.	I
<i>S. alpestris</i> W. K.	I
<i>S. canadensis</i> L.	I
<i>Senecio vulgaris</i> L.	I
<i>S. Fuchsii</i> Gmel.	I
<i>S. carpaticus</i> Herbieh	I
<i>S. viscosus</i> L.	I
<i>S. subalpinus</i> Koch	I
<i>S. erucifolius</i> L.	I
<i>S. silvaticus</i> L.	I
<i>S. eraticus</i> Bert.	I
<i>S. Jacobaea</i> L.	I
<i>Lactuca muralis</i> Gärt n.	I
<i>L. sativa</i> L.	II
<i>L. scariola</i> L.	II
<i>Lampasana communis</i> L.	I
<i>Sonchus arvensis</i> L.	I
<i>S. laceris</i> Gars.	II
<i>S. oleraceus</i> Hill.	II

<i>Cirsium arvense</i> L.	I
<i>C. palustre</i> Scop.	I
<i>C. oleraceum</i> Scop.	I
<i>C. eriophorum</i> Scop.	I
<i>C. pannonicum</i> Gaud.	I
<i>C. acule</i> Web.	I
<i>Carlina acaulis</i> L.	I
<i>C. vulgaris</i> L.	IV
<i>Carduus nutans</i> L.	I
<i>C. acanthoides</i> L.	I
<i>Centaurea cyanus</i> L.	II
<i>C. jacea</i> L.	I
<i>C. rhenana</i> Bor.	II
<i>C. pseudophrygia</i> C. A. Mey.	I
<i>C. pannonica</i> Hay.	I
<i>Achillea millefolium</i> L.	I
<i>Antennaria dioica</i> Gärt n.	I
<i>Leontodon autumnalis</i> L.	I
<i>L. hispidus</i> L.	I
<i>Gnaphalium uliginosum</i> L.	I
<i>G. silvaticum</i> L.	I
<i>Artemisia vulgaris</i> L.	I
<i>A. absinthium</i> L.	I
<i>Chrysanthemum leucanthemum</i> L.	I
<i>Ch. maritimum</i> Pers.	I
<i>Ch. alpinum</i> L.	I
<i>Ch. segetum</i> L.	I
<i>Ch. corymbosum</i> L.	I
<i>Ch. subcorymbosum</i> Schur.	I
<i>Tanacetum vulgare</i> L.	I
<i>Bellis perennis</i> L.	I
<i>Arctium tomentosum</i> Mill.	I
<i>A. minus</i> Bernh.	I
<i>Bidens cernuus</i> L.	I
<i>B. tripartitus</i> L.	I
<i>Galinsoga parviflora</i> Cav.	I
<i>Helianthus annuus</i> L.	I
<i>Doronicum austriacum</i> Jacq.	I
<i>Rudbeckia laciniata</i> L.	I
<i>Calendula officinalis</i> L.	I
<i>Aster linosyris</i> Bernh.	I
<i>A. salicifolius</i> Scholl.	I
<i>A. amellus</i> L.	I
<i>Calistephus chinensis</i> Nees.	I
<i>A. Lamarckianus</i> Wimm.	I
<i>Dahlia</i> sp.	I
<i>Inula helenium</i> L.	I
<i>I. squarosa</i> Bernh.	I
<i>I. salicina</i> L.	I
<i>I. britamica</i> L.	I
<i>Prenanthes purpurea</i> L.	I
<i>Cichorium intibus</i> L.	I
<i>Pulicaria vulgaris</i> Gärt n.	I
<i>Eupatorium cannabinum</i> L.	I
<i>Onopordon acanthium</i> L.	I
<i>Pilago minima</i> Fr.	I
<i>Xanthium spinosum</i> L.	I
<i>X. strumarium</i> L.	I
<i>Onicis benedictus</i> L.	I
<i>Homogyne alpina</i> Cass.	I
<i>Mulgedium alpinum</i> Less.	I
<i>Hypochoeris uniflora</i> Vill.	I
<i>Adenostyles alliariae</i> Kern.	I

Phytolaccales

Phytolaccaceae

Phytolacca decandra L. IV

Silenaceae

Viscaria vulgaris Röhl. I
Melandrium silvestre Röhl. II
M. album Geke. III
Silene inflata Sm. IV
Agrostemma githago L. IV
Dianthus deltoides L. IV
D. carthusianorum L. IV
D. praecox Wk. IV
Saponaria officinalis L. *
Scleranthus perennis L. IV
Spergula arvensis L. IV
Stellaria media Vill. IV
S. uliginosa Murr. IV
Cerastium arvense L. IV
Malachium aquaticum Fr. IV

Amarantaceae

Amarantus retroflexus L. IV

Chenopodiaceae

Chenopodium rubrum L. IV
Ch. album L. IV
Ch. bonus Henricus L. IV
Atriplex patulum L. IV
Betta vulgaris L.
 ssp. *esculenta* var. *alba* IV
B. vulgaris L.
 var. *rubra* IV
Spinacia oleracea L. IV

Primulales

Primulaceae

Lysimachia nummularia L. IV
L. vulgaris L. IV
Anagallis arvensis L. IV
Primula veris L. IV
Cyclamen europaeum L. IV
Dandelionella carpatia Vierh. IV

Polygonales

Polygonaceae

Polygonum lapathifolium L. IV
P. persicaria L. IV
P. hydropiper L. IV
P. amphibium L. IV
P. aviculare L. IV
P. bistorta L. IV
Rumex acetosa L. *
R. obtusifolius L. IV
R. crispus L. IV
R. alpinus L. III
Rheum undulatum L. IV

Urticales

Ulmaceae

Ulmus glabra Mill. I

U. scabra Mill. I
U. laevis Fall. I

Moraceae

Morus alba L. II
Ficus carica L. IV

Urticaceae

Urtica dioica L. I
Urtica urens L. II
Parietaria officinalis L. I

Cannabaceae

Cannabis sativa L. III
Humulus lupulus L. I

Fagales

Fagaceae

Fagus silvatica L. II
Quercus pedunculata Ehrh. III
Q. sessilis Ehrh. III—IV
Q. cerris L. III
Q. pontica K. Koch. IV
Q. coccinea Muench. III
Castanea sativa Mill. IV
C. dentata Borkh. IV

Betulaceae

Alnus glutinosa Gärtn. III
A. incana Dc. III
Betula alba L. III
Coryllus avellana L. III
Carpinus betulus L. III

Juglandales

Juglandaceae

Juglans regia L. I—II

Salicaceae

Salix alba L. I—II
S. herbacea L. III
S. capraea L. IV
Populus tremula L. I
P. nigra L. I—II
P. alba L. I—II
P. pyramidalis Rozier. III

Hamamelidales

Hamamelidaceae

Hamamelis virginiana *

Platanaceae

Platanus orientalis L. III
P. occidentalis L. III

Eucomiaceae

Eucomia ulmoides Oliv. III

Rosales

Crassulaceae

Sedum acre L. IV
S. spurium Mb. IV
S. maximum Suter. IV*

<i>S. carpaticum</i> Reuss	IV
<i>S. rhodiola</i> Dc.	IV
<i>Sempervivum tectorum</i> L.	IV
<i>Parnassiaceae</i>	
<i>Parnassia palustris</i> L.	IV
<i>Ribesaceae</i>	
<i>Ribes rubrum</i> L.	IV
<i>R. grossularia</i> IV.	IV
<i>R. nigrum</i> L.	IV
<i>Saxifragaceae</i>	
<i>Saxifraga granulata</i> L.	IV
<i>S. moschata</i> Wulf.	IV
<i>S. aizoon</i> Jacq.	IV
<i>Chrysosplenium alternifolium</i> L.	IV
<i>Chr. oppositifolium</i> L.	IV
<i>Bergenia</i> sp.	IV
<i>Rosaceae</i>	
<i>Spiraea opulifolia</i> L.	II
<i>S. salicifolia</i> L.	I—II
<i>Filipendula vulgaris</i> Mönch	II
<i>F. ulmaria</i> Max.	I—II
<i>Aruncus silvester</i> Kostel.	II
<i>Rosa rugosa</i> Thunb.	*
<i>Rosa canina</i> L.	III
<i>Potentilla anserina</i> L.	III
<i>P. tormentilla</i> Sibth.	IV
<i>P. argentea</i> L.	IV
<i>P. fruticosa</i> II—III	II—III
<i>Comarum palustre</i> L.	III—IV
<i>Fragaria vesca</i> L.	III
<i>Geum urbanum</i> L.	I
<i>G. montanum</i> L.	II
<i>Agrimonia eupatoria</i> L.	II
<i>Alchemilla vulgaris</i> L.	III
<i>Rubus idaeus</i> L.	III
<i>R. saxatilis</i> L.	II
<i>R. spinulosus</i> Sudre	II
<i>R. caesius</i> L.	II
<i>Sanguisorba officinalis</i> L.	II
<i>Pirus communis</i> L.	I
<i>P. eleagnifolia</i> Pall.	I
<i>Malus silvestris</i> Mill.	II
<i>Malus</i> sp. var. <i>domestica</i>	III
<i>Cydonia oblonga</i> Mill.	I—II
<i>C. japonica</i> Pers.	I
<i>Mespilus germanica</i> L.	II
<i>Sorbus aucuparia</i> L.	II—III
<i>S. aucuparia</i> L.	
var. <i>dulcis</i>	II—III
<i>S. torminalis</i> Cr.	II
<i>S. aria</i> Cr.	I
<i>S. aria</i> x <i>S. aucuparia</i>	II
<i>Crataegus oxyacantha</i> L.	I
<i>Cotoneaster integerrima</i> Med.	I
<i>C. tomentosa</i> Lindl.	I
<i>C. horizontalis</i> var. <i>praecox</i> Decne.	I
<i>Amelanchier canadensis</i> Med.	I
<i>Prunus cerasus</i> L.	I—II
<i>P. avium</i> L.	I—II
<i>P. domestica</i> L.	II
<i>P. insititia</i> L.	II

<i>P. padus</i> L.	II
<i>P. laurocerasus</i> L.	II
<i>P. serotina</i> Ehrh.	II
<i>P. spinosa</i> L.	IV
<i>P. mahaleb</i> L.	IV
<i>P. communis</i> Arcang.	IV
<i>P. armeniaca</i> L.	*
<i>P. persica</i> L.	*
<i>Viciaceae</i>	
<i>Astragalus glycyphillus</i> L.	IV
<i>Sophora japonica</i> L.	III
<i>Genista tinctoria</i> L.	III
<i>Genista germanica</i> L.	III
<i>Lotus corniculatus</i> L.	IV
<i>Coronilla varia</i> L.	IV
<i>Trifolium pratense</i> L.	I
<i>T. rubens</i> L.	I
<i>T. medium</i> L.	II
<i>T. montanum</i> L.	II—III
<i>T. repens</i> L.	II—III
<i>T. strepens</i> Cl.	IV
<i>T. spadicum</i> L.	IV
<i>T. dubium</i> Sibth.	IV
<i>Medicago sativa</i> L.	IV
<i>M. falcata</i> L.	IV
<i>Ononis spinosa</i> L.	I—II
<i>O. hircina</i> Jacq.	II
<i>Onobrychis arenaria</i> Ser.	IV
<i>Anthyllis vulneraria</i> L.	IV
<i>Lupinus polyphyllus</i> Lindl.	IV
<i>Lathyrus pratensis</i> L.	II
<i>L. megalanthus</i> Stend.	IV
<i>L. odoratus</i> L.	III—IV
<i>L. vernus</i> Bernh.	IV
<i>Phaseolus multiflorus</i> Lam.	II—III
<i>Pisum sativum</i> L.	IV
<i>Lens esculenta</i> Mch.	IV
<i>Cicer arietinum</i> L.	IV
<i>Vicia hirsuta</i> Gray	IV
<i>Vicia cracca</i> L.	IV
<i>Vicia sativa</i> L.	IV
<i>Robinia pseudoacacia</i> L.	IV
<i>Cytisus nigricans</i> L.	I
<i>C. laburnum</i> L.	IV
<i>Sarothamnus vulgaris</i> Wimm.	I
<i>Caragana arborescens</i> Lam.	IV
<i>Wistaria sinensis</i> (Sweet) Sims.	II
<i>Colutea arborescens</i> L.	IV
<i>Dorycnium pentaphyllum</i> Scopoli	IV
<i>Melilotus officinalis</i> L.	II
<i>Melilotus albus</i> Desr.	IV

Myrtales

<i>Lythraceae</i>	
<i>Lythrum salicaria</i> L.	I—II
<i>Oenotheraceae</i>	
<i>Oenothera biennis</i> L.	IV
<i>Epilobium angustifolium</i> L.	IV
<i>E. roseum</i> Schreb.	IV
<i>E. parviflorum</i> Schreb.	IV
<i>E. hirsutum</i> L.	IV
<i>Circaea lutetiana</i> L.	IV

<i>Thymeleaceae</i>	IV
<i>Daphne mezereum</i> L.	IV
<i>D. arbuscula</i> Čelak.	IV

<i>Eleagnaceae</i>	
<i>Eleagnus angustifolia</i> L.	III
<i>E. edulis</i> Carr.	IV

<i>Myrtaceae</i>	
<i>Myrtus communis</i> L.	
<i>Eucalyptus globulus</i>	IV

Malvales

<i>Tiliaceae</i>	
<i>Tilia cordata</i> Mill.	I—II
<i>T. platyphylla</i> Scop.	II
<i>Sparmania africana</i> L.	I

<i>Malvaceae</i>	
<i>Malva neglecta</i> Wallr.	III—IV
<i>M. silvestris</i> L.	III
<i>Althaea rosea</i> Cav.	III—IV
<i>A. officinalis</i> L.	III
<i>A. pallida</i> W. K.	III
<i>Lavatera thuringiaca</i> L.	III

Geraniales

<i>Oxalidaceae</i>	
<i>Oxalis acetosella</i> L.	IV
<i>O. stricta</i> L.	IV

<i>Geraniaceae</i>	
<i>Geranium pratense</i> L.	III—IV
<i>G. sanguineum</i> L.	IV
<i>G. palustre</i> L.	IV
<i>G. robertianum</i> L.	IV
<i>Erodium cicutarium</i> Hér.	IV
<i>Pelargonium zonale</i> L.	IV

<i>Linaceae</i>	
<i>Linum usitatissimum</i> L.	I—II

<i>Tropaeolaceae</i>	
<i>Tropaeolum majus</i> L.	IV

<i>Rutaceae</i>	
<i>Ruta graveolens</i> L.	IV
<i>Dictamnus albus</i> L.	IV

<i>Simaroubaceae</i>	
<i>Ailanthus glandulosa</i> Desf.	IV

<i>Polygalaceae</i>	
<i>Polygala vulgaris</i> L.	IV
<i>P. major</i> Jacq.	IV
<i>P. amara</i> L.	IV

Euphorbiales

<i>Euphorbiaceae</i>	
<i>Mercurialis perennis</i> L.	IV
<i>Ricinus communis</i> L.	IV
<i>Euphorbia cyparissias</i> L.	IV
<i>E. helioskopia</i> L.	IV
<i>E. amygdaloides</i> L.	IV
<i>E. peplus</i> L.	IV

Sapindales

<i>Anacardiaceae</i>	
<i>Rhus typhina</i> Torr.	IV
<i>R. verniciflua</i> Stokes	IV
<i>Cotinus coggygria</i> Scop.	IV

<i>Aceraceae</i>	
<i>Acer pseudoplatanus</i> L.	IV
<i>A. platanoides</i> L.	IV
<i>A. negundo</i> L.	IV
<i>A. campestre</i> L.	IV

<i>Sapindaceae</i>	
<i>Xanthoceros sorbifolium</i> Bge.	IV

<i>Aesculaceae</i>	
<i>Aesculus hippocastanum</i> L.	III
<i>Ae. carnea</i> Hayne	III
<i>Ae. pavia</i> L.	III

<i>Impatiens</i>	
<i>Impatiens noli tangere</i> L.	IV
<i>I. parviflora</i> De.	IV

Celastrales

<i>Buxaceae</i>	
<i>Buxus sempervirens</i> L.	IV

<i>Staphyleaceae</i>	
<i>Staphylea pinnata</i> L.	IV

<i>Celastraceae</i>	
<i>Evonymus europaea</i> L.	IV
<i>E. fortunei</i> (Turcz.) H. M.	IV

<i>Illicaceae</i>	
<i>Ilex aquifolium</i> L.	*

Santalales

<i>Loranthaceae</i>	
<i>Loranthus europaeus</i> L.	I
<i>Viscum album</i> L.	I

Oleales

<i>Oleaceae</i>	
<i>Forsythia suspensa</i> Vahl.	I
<i>Syringa vulgaris</i> L.	I
<i>S. persica</i> L.	I
<i>Fraxinus excelsior</i> L.	I
<i>Ligustrum vulgare</i> L.	I

Loganiales

<i>Gentianaceae</i>	
<i>Gentiana ciliata</i> L.	IV
<i>G. asclepiadea</i> Scop.	III
<i>G. polymorpha</i> Wettst.	IV
<i>Centaurium minus</i> Moench	IV
<i>Swertia perennis</i> L.	IV

<i>Menyanthaceae</i>	
<i>Menyanthes trifoliata</i> L.	I

<i>Apocyanaceae</i>	
<i>Vinca minor</i> L.	II

<i>Nerium oleander</i> L.	I
<i>Asclepiadaceae</i>	
<i>Asclepias syriaca</i> L.	IV
<i>A. phytolacoides</i>	IV
<i>Vincetoxicum officinale</i> Moench .	IV

Rhamnales

<i>Rhamnaceae</i>	
<i>Rhamnus cathartica</i> L.	IV
<i>Frangula alnus</i> Mill.	III
<i>Vitaceae</i>	
<i>Vitis vinifera</i> L.	*
<i>Parthenocissus quinquefolia</i> L.	*

Ammiales (Daucales)

<i>Araliaceae</i>	
<i>Hedera helix</i> L.	I
<i>Hedera colchica</i> K. Koch	I
<i>Fatsia japonica</i> (trabia)	I
<i>Dauceaeae (Ammiaceae)</i>	
<i>Hacquetia epipactis</i> Dc.	I
<i>Astrantia major</i> L.	I
<i>Eryngium campestre</i> L.	I
<i>Bupleurum falcatum</i> L.	I
<i>Apium graveolens</i> L.	II
<i>Petroselinum sativum</i> Hoffm.	IV
<i>Falcaria vulgaris</i> Bernh.	I
<i>Carum carvi</i> L.	I
<i>Pimpinella saxifraga</i> L.	I
<i>Aegopodium podagraria</i> L.	I
<i>Seseli glaucum</i> Jacq.	III
<i>Aethusa cynapium</i> L.	I
<i>Angelica silvestris</i> L.	I
<i>Peucedanum alsaticum</i> L.	I
<i>Anethum graveolens</i> L.	II
<i>Pastinaca sativa</i> L.	I
<i>Heracleum sphondylium</i> L.	I
<i>Laserpitium latifolium</i> L.	II
<i>Daucus carota</i> L.	II
<i>Chaerophyllum temulum</i> L.	I
<i>Anthriscus silvestris</i> Hoffm.	I

Cornales

<i>Cornaceae</i>	
<i>Cornus sanguinea</i> L.	I
<i>C. mas</i> L.	IV
<i>Aucuba japonica</i> Thunb.	II

Rubiales

<i>Rubiaceae</i>	
<i>Coffea arabica</i>	I
<i>Asperula glauca</i> Bess.	IV
<i>A. odorata</i> L.	II
<i>Galium mollugo</i> L.	IV
<i>G. verum</i> L.	IV
<i>G. aparine</i> L.	IV
<i>G. asperum</i> Schreb.	II
<i>G. rotundifolium</i> L.	IV

<i>Loniceraceae</i>	
<i>Sambucus nigra</i> L.	I—II
<i>S. ebulus</i> L.	II
<i>S. racemosa</i> L.	II
<i>Viburnum opulus</i> L.	I
<i>V. lantana</i> L.	I
<i>Symphoricarpos racemosa</i> Michx. .	I
<i>Lonicera nigra</i> L.	II
<i>L. tatarica</i> L.	II
<i>L. xylosteum</i> L.	II—III
<i>L. caprifolium</i> L.	I
<i>L. periclymenum</i> L.	I
<i>Weigelia rosea</i> Lindl.	I

<i>Valerianaceae</i>	
<i>Valeriana officinalis</i> L.	IV
<i>V. sambucifolia</i> Celak.	IV
<i>V. dioica</i> L.	IV

<i>Dipsacaceae</i>	
<i>Dipsacus laciniatus</i> L.	II
<i>D. fullonum</i> Huds.	IV
<i>Succisa pratensis</i> Moench	I
<i>Knautia arvensis</i> Coult.	I
<i>K. silvatica</i> Duby	I
<i>Scabiosa columbaria</i> L.	II
<i>S. ochroleuca</i> L.	I

Lamiales

<i>Convolvulaceae</i>	
<i>Convolvulus arvensis</i> L.	IV
<i>Ipomoea purpurea</i> Lam.	IV

<i>Cuscutaceae</i>	
<i>Cuscuta trifolii</i> Bab.	IV

<i>Polemoniaceae</i>	
<i>Polemonium coeruleum</i> L.	IV
<i>Phlox paniculata</i> L.	IV

<i>Hydrophyllaceae</i>	
<i>Phacelia tanacetifolia</i> Benth.	III

<i>Borraginaceae</i>	
<i>Myosotis palustris</i> L.	I
<i>M. arvensis</i> L.	I
<i>M. versicolor</i> Pers.	I
<i>Cerithe minor</i> L.	I
<i>Echium vulgare</i> L.	I
<i>Lycopsis arvensis</i> L.	I
<i>Nonca pulla</i> Dc.	I
<i>Pulmonaria officinalis</i> L.	I
<i>Symphytum officinale</i> L.	I

<i>Verbenaceae</i>	
<i>Verbena officinalis</i> L.	I

<i>Lamiaceae</i>	
<i>Ajuga reptans</i> L.	II
<i>Teucrium chamaedris</i> L.	I
<i>Rosmarinus officinalis</i> L.	I
<i>Lavandula officinalis</i> Chaix	
et Kitt	II
<i>Marrubium vulgare</i> L.	I
<i>Nepeta cataria</i> L.	II
<i>N. pannonica</i> Jacq.	IV
<i>Glechoma hederacea</i> L.	I

<i>G. hirsuta</i> W. K.	I	<i>V. prostrata</i> L.	I—II
<i>Prunella vulgaris</i> L.	I	<i>V. chamaedris</i> L.	I
<i>P. grandiflora</i> Jacq.	I	<i>V. beccabunga</i> L.	II
<i>Melittis melissophyllum</i> L.	I	<i>Digitalis purpurea</i> L.	I
<i>Phlomis tuberosa</i> L.	I	<i>D. grandiflora</i> Mill.	I
<i>Galeopsis tetrahit</i> L.	I	<i>D. lanata</i>	II
<i>G. grandiflora</i> Mill.	I	<i>D. argyrostigma</i>	I
<i>Lamium album</i> L.	III	<i>Melampyrum arvense</i> L.	III
<i>L. galeobdolon</i>	III	<i>M. nemorosum</i> L.	III
<i>L. maculatum</i> L.	I	<i>M. pratense</i> L.	III
<i>L. purpureum</i> L.	I	<i>Euphrasia rostkoviana</i> Hayne ...	I
<i>Leonurus marrubiastrum</i> L.	I	<i>E. salisburgensis</i> Hoppe	II
<i>L. cardiaca</i> L.	I	<i>Scrophulariaceae</i>	
<i>Lamiaceae</i>		<i>Alectorolophus major</i> Rechb.	III
<i>Balota nigra</i> L.	I	<i>Pedicularis verticillata</i> L.	II—II
<i>Stachys palustris</i> L.	II	<i>P. palustris</i> L.	II
<i>S. silvatica</i> L.	I	<i>Bignoniaceae</i>	
<i>S. germanica</i> L.	I	<i>Catalpa bignonioides</i> Walt.	II
<i>Salvia officinalis</i> L.	II	<i>Orobanchaceae</i>	
<i>S. glutinosa</i> L.	I	<i>Lathraea squamaria</i> L.	IV
<i>S. sclarea</i> L.	I	<i>Orobanche flava</i> Mart.	IV
<i>S. verticillata</i> L.	I	<i>Utriculariaceae</i>	
<i>Calamintha clinopodium</i> Spenn. ...	I	<i>Pinguicula vulgaris</i> L.	IV
<i>C. acinos</i> Clairv.	IV	<i>Utricularia vulgaris</i> L.	IV
<i>Origanum vulgare</i> L.	I	<i>Plantaginaceae</i>	
<i>Thymus serpyllum</i> L.	I	<i>Plantago major</i> L.	I
<i>Lycopus europaeus</i> L.	I	<i>P. media</i> L.	I
<i>Mentha arvensis</i> L.	I	<i>P. lanceolata</i> L.	I
<i>M. aquatica</i> L.	I	<i>Liliales</i>	
<i>M. longifolia</i> Nath.	I	<i>Liliaceae</i>	
<i>M. piperita</i> L.	I	<i>Veratrum album</i> L.	I
<i>Scutellaria galericulata</i> L.	IV	<i>V. nigrum</i> L.	II
<i>Buddleia Davidi</i> Franch.	I	<i>Colchicum autumnale</i> L.	IV
<i>Perovskia atriplicifolia</i>	I	<i>Anthericum ramosum</i> L.	IV
<i>Solanaceae</i>		<i>Hosta japonica</i> Tratt. (Funkia) ...	IV
<i>Lycium barbarum</i> Mill.	I	<i>Allium sativum</i> L.	IV
<i>Atropa bella-donna</i> L.	I	<i>A. cepa</i> L.	IV
<i>Physalis alkekengi</i> L.	I	<i>A. porrum</i> L.	IV
<i>P. franchetii</i> Mast.	I	<i>A. schoenoprasum</i> L.	IV
<i>Solanum dulcamara</i> L.	I—II	<i>A. vineale</i> L.	IV
<i>S. nigrum</i> L.	III—IV	<i>Lilium marthagon</i> L.	IV
<i>S. lycopersicum</i> L.	II	<i>Asparagus officinalis</i> L.	IV
<i>S. tuberosum</i> L.	I	<i>A. Sprengeri</i> Regel	IV
<i>Datura stramonium</i> L.	IV	<i>Majanthemum bifolium</i> L.	IV
<i>Nicotiana glauca</i> L.	II	<i>Polygonatum multiflorum</i> L.	IV
<i>N. rustica</i> L.	III	<i>P. officinale</i> All.	IV
<i>Petunia hybrida</i> Hort.	III	<i>P. verticillatum</i> L.	IV
<i>Scrophulariaceae</i>		<i>Streptopus amplexifolius</i> De.	IV
<i>Verbascum thapsus</i> L.	I	<i>Convallaria majalis</i> L.	IV
<i>V. thapsiforme</i> Schrad.	I	<i>Paris quadrifolia</i> L.	IV
<i>V. austriacum</i> Schott.	II	<i>Ruscus hypoglossum</i> L.	IV
<i>V. nigrum</i> L.	I	<i>R. aculeatus</i> L.	IV
<i>Antirrhinum majus</i> L.	IV	<i>R. racemosus</i> L.	IV
<i>Linaria vulgaris</i> Mill.	III—IV	<i>Yucca filamentosa</i> L.	IV
<i>Paulownia tomentosa</i> Steud.	I	<i>Hemerocallis fulva</i> L.	IV
<i>Scrophularia nodosa</i> L.	IV	<i>Amaryllidaceae</i>	
<i>S. scopoli</i> Hoppe	IV	<i>Galanthus nivalis</i> L.	IV
<i>S. alata</i> Gil.	I—II	<i>Leucojum vernum</i> L.	IV
<i>Veronica spicata</i> L.	II—III	<i>Narcissus pseudonarcissus</i> L.	IV
<i>V. arvensis</i> L.	IV	<i>N. poeticus</i> L.	IV
<i>V. agrestis</i> L.	IV		
<i>V. officinalis</i> L.	I		

<i>Iridaceae</i>	
<i>Iris pseudacorus</i> L.	IV
<i>I. germanica</i> L.	IV
<i>Juncaceae</i>	
<i>Juncus trifidus</i> L.	I—II
<i>J. conglomeratus</i> L.	II
<i>J. effusus</i> L.	I
<i>J. articulatus</i> L.	I
<i>J. bulbosus</i> L.	I—II
<i>Luzula pilosa</i> Willd.	I—II
<i>L. campestris</i> Lam. et De.	I

Cyperales

<i>Cyperaceae</i>	
<i>Scirpus silvaticus</i> L.	II
<i>Eriophorum angustifolium</i> Roth.	IV
<i>Carex pseudocyperus</i> L.	IV

Poales

<i>Poaceae</i>	
<i>Lolium perenne</i> L.	IV
<i>L. temulentum</i> L.	IV
<i>Phragmites communis</i> Trin.	IV
<i>Dactylis glomerata</i> L.	IV
<i>Anthoxanthum odoratum</i> L.	IV
<i>Agropyrum repens</i> L.	IV
<i>Holcus lanatus</i> L.	IV
<i>Triticum vulgare</i> Vill.	IV
<i>Secale cereale</i> L.	IV
<i>Avena sativa</i> L.	IV
<i>Zea mais</i> L.	IV

Orchidales

<i>Orchidaceae</i>	
<i>Platanthera bifolia</i> Rich.	IV
<i>Orchis maculata</i> L.	IV
<i>Epipactis latifolia</i> All.	III
<i>Epipogon aphyllus</i> Sw.	IV
<i>Goodyera repens</i> R. Br.	IV

Arales

<i>Araceae</i>	
<i>Calla palustris</i> L.	I
<i>Arum maculatum</i> L.	IV
<i>Acorus calamus</i> L.	IV

Gymnospermae

<i>Ginkgoaceae</i>	
<i>Ginkgo biloba</i> L.	*
<i>Abietaceae</i>	
<i>Pinus silvestris</i> L.	*
<i>Abies alba</i> Mill.	*
<i>Larix decidua</i> Mill.	IV
<i>Cedrus atlantica</i> Man.	IV
<i>Picea excelsa</i> Link.	*

<i>Taxaceae</i>	
<i>Taxus baccata</i> L.	II
<i>Torreya californica</i>	III

<i>Cupressaceae</i>	
<i>Juniperus communis</i> L.	IV
<i>Thuja occidentalis</i> L.	IV
<i>Chamaecyparis lawsoniana</i> Parl.	*

<i>Taxodiaceae</i>	
<i>Cryptomeria japonica</i>	I
<i>Sciadopitys verticillata</i>	III

Cryptogamae

<i>Equisetaceae</i>	
<i>Equisetum palustre</i> L.	III
<i>E. silvaticum</i> L.	III
<i>E. arvense</i> L.	II

<i>Lycopodiaceae</i>	
<i>Lycopodium clavatum</i> L.	IV
<i>L. selago</i> L.	IV

<i>Polypodiaceae</i>	
<i>Polypodium vulgare</i> L.	I
<i>Polystichum lonchitis</i> Roth.	III
<i>Pteridium aquilinum</i> Kun.	II
<i>Dryopteris pulchella</i> Hay.	III
<i>Aspidium filix-mas</i> Sw.	IV
<i>A. spinulosum</i> Sw.	III
<i>Asplenium trichomanes</i> L.	III
<i>Asplenium viride</i> Hud.	IV
<i>A. ruta muraria</i> L.	IV

<i>Sphagnum</i> sp.	IV
<i>Aneura pinguis</i>	IV
<i>Marchantia polymorpha</i>	IV
<i>Peltigera canina</i>	IV

Dr. D. Dykyj-Sajfertová,
Tschechoslowakische Akademie d. Wissenschaften,
Enzyklopädische Abteilung, Praha 3, Opletalova 19