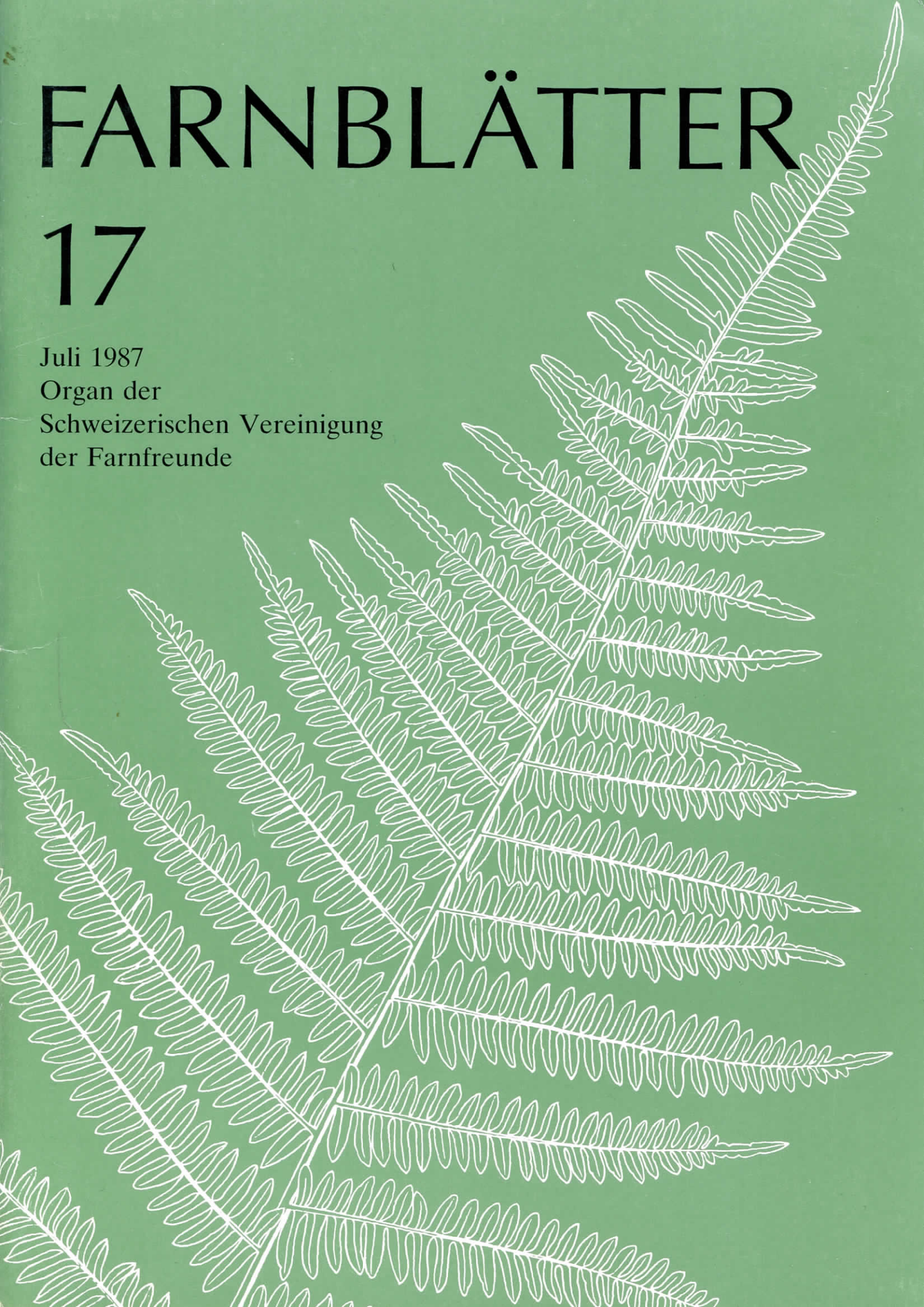


FARNBLÄTTER

17

Juli 1987

Organ der
Schweizerischen Vereinigung
der Farnfreunde



Unsere Adresse:

SCHWEIZERISCHE VEREINIGUNG DER FARNFREUNDE (SVF)

Präsident ad interim:

Prof. K. U. Kramer

Inst. für systemat. Botanik

Zollikerstr. 107

CH-8008 Zürich

Tel. (01) 251 36 70

Redaktor: Dr. J. Schneller

Inst. für systemat. Botanik

Zollikerstrasse 107

CH-8008 Zürich

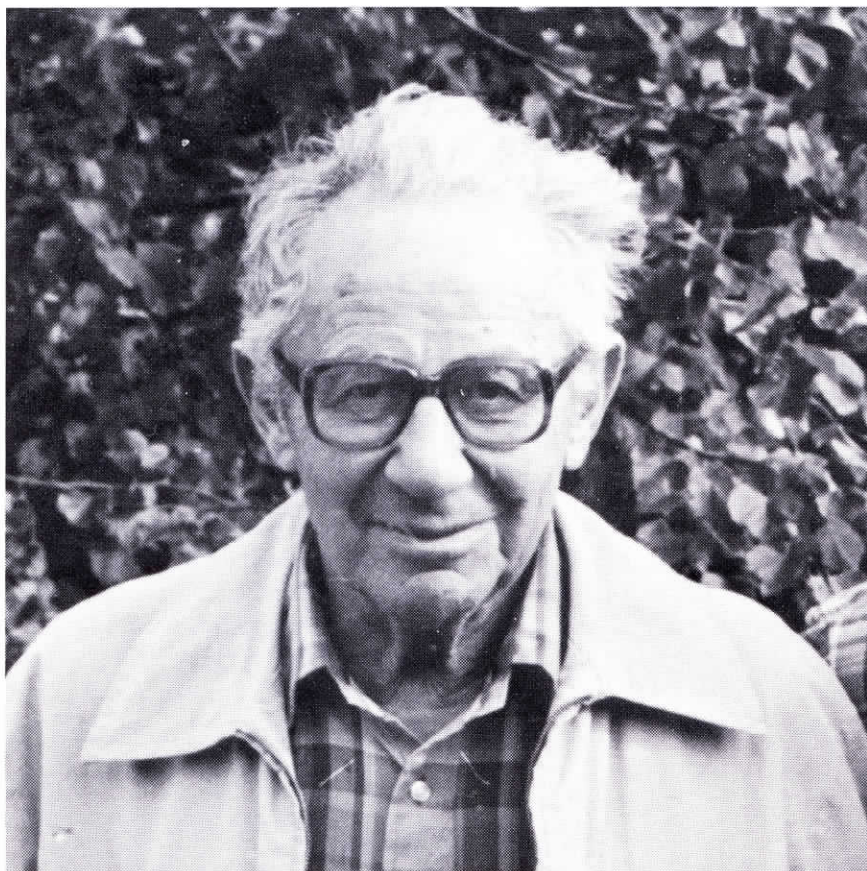
Satz: Basler Druck- und Verlagsanstalt

Druck: Basler Druck- und Verlagsanstalt

Zeichnung auf Titelseite (*Pteridium aquilinum*) von Rosmarie Hirzel.

Wiedergabe mit Erlaubnis des Verschönerungsvereins Zürich

*Zum 90. Geburtstag
von Prof. Dr. Tadeus Reichstein
am 20. Juli 1987*



Lieber Herr Professor Reichstein

Wir freuen uns besonders, ein Heft unserer «Farnblätter» Ihnen widmen zu dürfen. Zu Ihrem Geburtstag gratulieren wir Ihnen herzlich.

Als Gründungsmitglied der SVF und als – trotz hohem Alter – treuer Besucher der Vorträge und Exkursionen haben Sie viel zum Erfolg unseres Farnvereins beigetragen. Danken wollen wir für die vielen schönen und interessanten Gespräche bei Zusammenkünften, für Ihre Vorträge und Veröffentlichungen in unserer Zeitschrift, für die wichtigen, das Wesentliche klar herausstellenden Anregungen und vor allem für Ihre grossen Leistungen in der Farnwissenschaft. Dass wir heute so vieles über die Gattungen *Dryopteris* und *Asplenium* wissen, haben wir zu einem wichtigen Teil Ihnen zu verdanken. Wir staunen immer wieder, wie breit und reich Ihre wissenschaftliche Tätigkeit ist, und wir bewundern nicht weniger Ihre grosse menschliche Ausstrahlung. Ihre Liebe zu den Farnen, so spüren wir, beruht nicht allein auf wissenschaftlicher Neugier. Wer Sie einmal in Ihrem Gewächshaus in Basel besuchen durfte, wer sah, mit welcher Sorgfalt Sie Farne anziehen, der erfuhr, dass Ihnen eine grosse innere Neigung eigen ist.

Viele Arbeiten sind noch im Gange. Wir wünschen Ihnen die Kraft und die Ausdauer, die nötig sind für ihr Gelingen.

Im Namen der Schweizerischen Vereinigung der Farnfreunde

J.J. Schneller und K. U. Kramer

× *Asplenoceterach barrancense* Bennert et Meyer (Aspleniaceae, Pteridophyta) – Neufunde und cytologische Untersuchungen

Helga Rasbach, Kurt Rasbach, Dätscherstrasse 23, D-7804 Glottertal,
und H. Wilfried Bennert, Spezielle Botanik, Ruhr-Universität
Bochum, Universitätsstrasse 150, D-4630 Bochum 1

Herrn Prof. Dr. T. Reichstein zu seinem 90. Geburtstag gewidmet

Abstract

A report is given on the rediscovery of × *Asplenoceterach barrancense* Bennert et Meyer near Sóller, Mallorca, and its cytology. It is a tetraploid plant and shows a varying number of bivalents (28–35) and univalents (74–88) at meiosis. This cytological result is in full agreement with the original interpretation given by BENNERT & MEYER (1972) on morphological grounds; they claimed that × *Asplenoceterach barrancense* represents an intergeneric hybrid, with the endemic *Asplenium majoricum* and *Ceterach officinarum* subsp. *officinarum* being its parents. The high number of bivalents formed at meiosis indicates that *Ceterach officinarum* subsp. *officinarum* is most probably of autotetraploid origin.

Einführung

Die Familie der Aspleniaceae umfasst in Europa die Gattungen *Asplenium*, *Ceterach*, *Phyllitis*, *Phyllitopsis* und *Pleurosorus* (TUTIN et al. 1964, JALAS & SUOMINEN 1972, REICHSTEIN 1981 u. a.). Alle Arten dieser Gattungen zeichnen sich u. a. dadurch aus, dass sie dieselbe Chromosomengrundzahl, nämlich $x = 36$, aufweisen. Die Gattung *Asplenium* ist in Europa, aber auch weltweit, die artenreichste innerhalb der Familie und durch das Auftreten zahlreicher interspezifischer Hybriden gekennzeichnet (REICHSTEIN 1981).

Solche Bastarde sind unter verschiedenen Gesichtspunkten von Interesse: Sie haben oftmals eine eng begrenzte Verbreitung und stellen

ausgesprochene Seltenheiten dar, die nur in Einzelexemplaren gefunden wurden. Auch morphologisch weisen sie häufig Besonderheiten auf. Ihrer Cytologie aber, insbesondere der Chromosomenzahl und dem Paarungsverhalten der Chromosomen während der Meiose, kommt besondere Bedeutung zu. In vielen Fällen lassen diese cytologischen Merkmale nicht nur Rückschlüsse auf die mutmasslichen Ausgangsarten zu, sondern ermöglichen unter Umständen auch Aussagen über eine Verwandtschaft der Elternarten.

In der Natur sind ausser Hybriden zwischen Arten einer Gattung auch solche zwischen Arten aus verschiedenen Gattungen gefunden worden. Solche sog. Gattungsbastarde (intergenerische Hybriden) sind bisher bekannt zwischen Arten der Gattungen *Asplenium* und *Ceterach* sowie zwischen *Asplenium* und *Phyllitis* (MEYER 1957; VIDA 1960, 1970; GIRARD & LOVIS 1968; LOVIS & VIDA 1969; REICHSTEIN 1981). In diesem Zusammenhang sollte auch *Phyllitopsis hybrida* (= *Phyllitis hybrida*) erwähnt werden, eine in der gesamten europäischen Farnflora einzigartige und besonders eigentümliche Art, die ihre Entstehung einem Bastard zwischen den Gattungen *Ceterach* und *Phyllitis* verdankt. Der ursprüngliche, diploide Bastard (*Ceterach officinarum* subsp. *bivalens* $\times$ *Phyllitis sagittata*) konnte zwar in der Natur bisher nicht gefunden, wohl aber künstlich erzeugt werden (VIDA 1965). *Phyllitopsis hybrida* muss daraus durch Chromosomenverdoppelung entstanden sein und wurde so zu einer sich normal fortpflanzenden eigenständigen allotetraploiden Art; im Experiment konnte dieser Vorgang nachvollzogen werden (VIDA 1973). Auch bei der auf Korsika gefundenen und als *Asplenium* $\times$ *dutartrei* Berthet (BERTHET 1981) beschriebenen Hybride handelt es sich um einen Gattungsbastard zwischen den Gattungen *Ceterach* und *Phyllitis*. Diese Pflanze war steril, und BERTHET (1981) vermutet, dass sie aus einer Kreuzung zwischen *Ceterach officinarum* subsp. *officinarum* (tetraploid) und *Phyllitis sagittata* (diploid) entstanden ist; die Cytologie dieser bemerkenswerten Hybride ist leider nicht geprüft worden. Einen Bastard zwischen den Gattungen *Asplenium* und *Pleurosorus* hat LOVIS (1973) künstlich hergestellt.

In unserem Zusammenhang interessieren die Bastarde zwischen den Gattungen *Asplenium* und *Ceterach*, für die, wie in solchen Fällen üblich, ein eigener Hybridgattungsname geprägt wurde, der sich aus den Namen der ElternGattungen zusammensetzt und mit einem vorangestellten Kreuz versehen ist. Die Hybridgattung heisst in unserem Fall $\times$ *Asplenoceterach* D. E. Meyer (MEYER 1957).

Die Hybridgattung $\times$ *Asplenoceterach*

Bisher sind in Europa zwei verschiedene Bastarde gefunden worden, die zur Hybridgattung $\times$ *Asplenoceterach* gehören. Im Jahre 1956 gelang D. E. Meyer im Kaiserstuhl/Baden der Fund von $\times$ *Asplenoceterach badense* D. E. Meyer (MEYER 1957). Dieses Vorkommen ist infolge von Baumassnahmen inzwischen wieder erloschen. Die Chromosomenzählung in den Wurzelspitzen dieser Hybride ergab eine Zahl von $2n = 144$, die Pflanze war also tetraploid. Die Meiose wurde nicht untersucht. Aus der Chromosomenzahl liess sich schliessen, dass auch die Eltern tetraploid sein müssten. Nach sorgfältigem Studium der Morphologie und aufgrund der am Wuchsort vorkommenden Farnarten kam Meyer zu dem Ergebnis, dass es sich bei den Eltern um das tetraploide *Asplenium ruta-muraria* und das ebenfalls tetraploide *Ceterach officinarum* handeln müsse. Die Wedel der Hybride waren auffällig unregelmässig gestaltet und zeigten Merkmale der beiden mutmasslichen Elternarten. Meyer fand eine zweite Pflanze von $\times$ *Asplenoceterach badense* an einer Gartenmauer in Bôle bei Neuchâtel/Schweiz (MEYER 1959, p. 46); von ihr wurden weder Angaben über die Chromosomenzahl noch eine Abbildung publiziert.

Die zweite aus der Natur bekannt gewordene Hybride zwischen den Gattungen *Asplenium* und *Ceterach* wurde auf der Insel Mallorca gefunden und als $\times$ *Asplenoceterach barrancense* Bennert et Meyer beschrieben (BENNERT & MEYER 1972). Benannt wurde die Hybride nach ihrem Fundort, einer grossen Bachschlucht des Torrent d'es Barranc östlich von Sóller. Da die Pflanze, nachdem sie in Kultur genommen worden war, einging, konnten keine cytologischen Untersuchungen durchgeführt werden; die Chromosomenzahl blieb zunächst unbekannt. BENNERT & MEYER (1972) mussten sich daher bei der von ihnen gegebenen Deutung der Entstehung dieses Bastards weitgehend auf morphologische und anatomische Merkmale stützen. Einige auffällige Besonderheiten, so vor allem die der Rhachis breit ansitzenden, ungestielten Fiedern sowie die Ausbildung eines deutlichen, wenn auch dünnen Schuppenkleides auf der Wedelunterseite, konnten nur durch die Annahme erklärt werden, dass *Ceterach officinarum* eine der beiden Elternarten darstellt. Auch die Ausprägung der Blattnervatur und die Anatomie der Spreuschuppen liessen einen deutlichen Einfluss von *Ceterach officinarum* erkennen. Unter Berücksichtigung aller in der Umgebung des Gattungsbastardes wachsenden Farnarten ermittelten BENNERT & MEYER (1972) als zweite Elternart *Asplenium majori-*

cum. Neben anderen Merkmalen sprach dafür vor allem die Grünfärbung der Rhachis und des Wedelstiels. Die Hybride, die 1971 in einem einzigen Exemplar gefunden wurde, wuchs an einer alten Stützmauer eines Olivenhaines. Diese Stützmauern bieten reichlich Möglichkeiten zur Besiedlung durch Felsspaltenbewohner wie *Ceterach officinarum*, *Asplenium petrarchae*, *Asplenium trichomanes* und *Asplenium majoricum*. Letztere ist eine auf Mallorca endemische Art, die selbst auf dieser Insel nur ein ziemlich kleines Verbreitungsgebiet mit Schwerpunkt bei Sóller besitzt (JAQUOTOT & ORELL 1968).

Der Vollständigkeit halber sei erwähnt, dass auch ein bereits 1852 von C. Bolle auf der Insel La Palma (Kanarische Inseln) gesammelter Farn, der von ihm als *Asplenium newmani* C. Bolle beschrieben wurde, offenbar einen Gattungsbastard darstellt. MEYER (1968, 1969) interpretiert diese Pflanze als eine Hybride zwischen *Asplenium anceps* und *Ceterach aureum* und benennt sie neu als $\times$ *Asplenoceterach newmani* (Bolle) D. E. Meyer. Es sei dahingestellt, ob tatsächlich die genannten Arten als Eltern beteiligt waren (vgl. auch LOVIS 1973, p. 221); die Diagnose von Meyer, dass es sich um einen Gattungsbastard zwischen *Asplenium* und *Ceterach* handelt, dürfte jedoch zutreffend sein. Weitere intergenerische Bastarde dieser Gattungskombination sind ausserhalb von Europa offensichtlich nicht bekannt geworden (vgl. KNOBLOCH 1976, KNOBLOCH et al. 1984).

Neuere Funde von $\times$ Asplenoceterach barrancense

Nach dem Erstfund im Jahre 1971 wurde $\times$ *Asplenoceterach barrancense* längere Zeit nicht mehr beobachtet. Offenbar in der Nähe des locus classicus entdeckte Herr Dr. H. Diekjobst, Iserlohn, im Jahre 1983 eine weitere Pflanze (DIEKJOBST, mdl. Mitteilung). Der Vergleich mit dem in Berlin aufbewahrten Typusmaterial von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* bestätigte die Zugehörigkeit zu dieser Bastardsippe.

Anlässlich einer Exkursion, die von den Autoren der vorliegenden Arbeit im Herbst 1986 nach Mallorca durchgeführt wurde und die in erster Linie dem Studium einer neuen *Asplenium*-Hybride (*Asplenium* $\times$ *reichsteinii*, vgl. BENNERT et al. 1987) diente, konnten am 14. 10. 1986 zwei weitere Exemplare von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* gefunden werden (Ras-543, jetzt in Kultur bei Prof. T. Reichstein, Basel, als TR-6542 und Ras-563, in Kultur in Basel als TR-6543). Beide

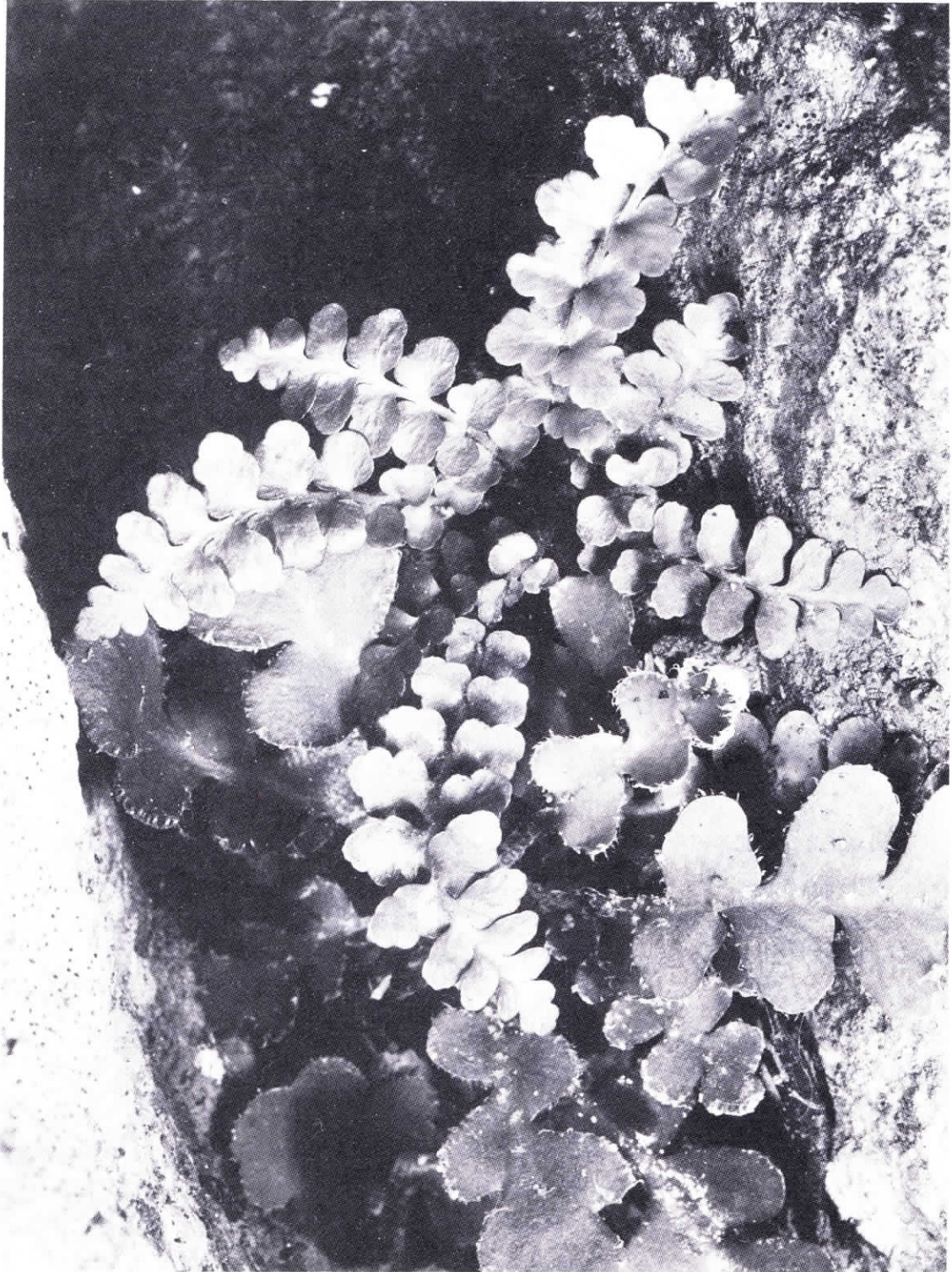


Abb. 1. $\times$ *Asplenoceterach barrancense* am Standort auf Mallorca (Ras-563). Oben im Bild eine Pflanze von *Ceterach officinarum*. Foto: Rasbach.

Pflanzen wuchsen zwischen den vermuteten Elternarten an Stützmauern von Olivenhainen oberhalb des Torrent d'es Barranc bei Biniaraix unweit Sóller, in der gleichen Region, in der auch 1971 die erste Pflanze von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* gefunden wurde. Eine der Pflanzen

wuchs bei ca. 160 m, die andere bei ca. 220 m Höhe, beide in etwa nordexponierter Lage. In ihrer Morphologie entsprachen die Pflanzen dem Erstfund von 1971. In den der Exkursion vorangegangenen Wochen waren auf Mallorca ungewöhnlich hohe Niederschläge gefallen, so dass die Farne in sehr guter Verfassung waren; sowohl Wedel mit reifen Sporen als auch frisch ausgetriebene Wedel waren vorhanden.

Ein weiteres, allerdings sehr kleines Exemplar dieses Gattungsbastardes wurde von Herrn T. Rebassa, Sóller, gefunden, der einen Wedel

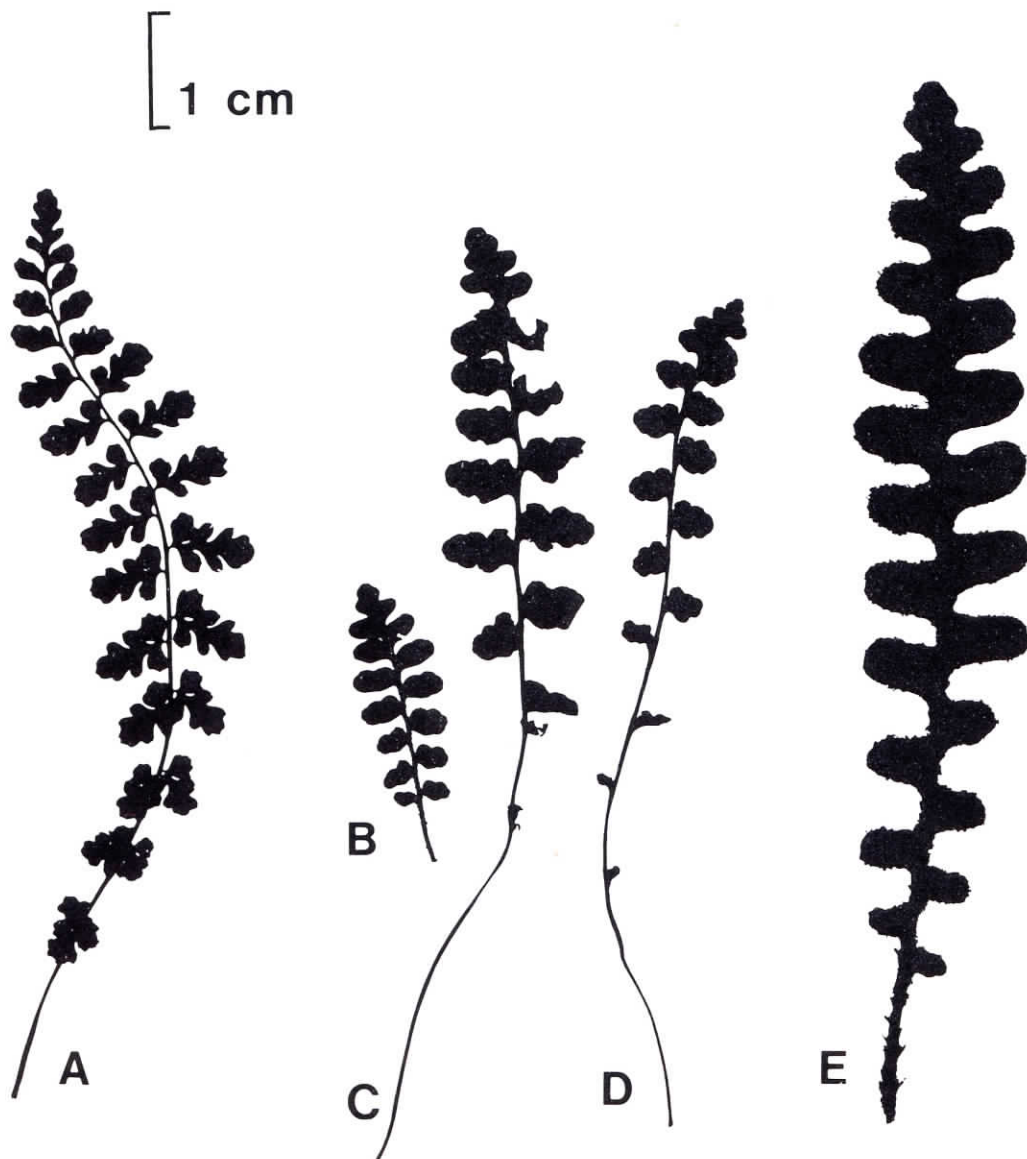


Abb. 2: Silhouetten von Wedeln von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* (B-D) und seinen Elternarten. A: *Asplenium majoricum*; bei Sóller, Mallorca; WB 167/71. B-D: $\times$ *Asplenoceterach barrancense*; Biniaraix bei Sóller, Mallorca; B: Ras-563, C: Ras-543, D: 24.3.1983, leg.: H. Diekjobst (in Herbar WB). E: *Ceterach officinarum*; bei Sóller, Mallorca; WB 8/71.

davon im Dezember 1986 zur Ansicht sandte. Die Zugehörigkeit zu $\times$ *Asplenoceterach barrancense* war eindeutig. Dieser Beleg stammte von einer Pflanze, die an einer Olivenhainmauer oberhalb des Friedhofes von Sóller wuchs und damit aus einer etwas anderen Region als die übrigen hier beschriebenen Funde. Dies zeigt, dass der Gattungsbastard zwar sehr selten ist, sich aber grundsätzlich überall dort bilden kann, wo auch die Elternarten vorkommen.

Da vielen Lesern der «Farnblätter» die Originalarbeit über $\times$ *Asplenoceterach barrancense* von BENNERT & MEYER (1972), in der sowohl eine Fotografie der Hybride als auch Einzelwedel abgebildet sind, nicht ohne weiteres zugänglich ist, geben wir hier ein Standortfoto (Abb. 1) sowie Silhouetten von Einzelwedeln (Abb. 2) wieder, die auf Mallorca gesammelt wurden.

Erläuterungen zur Cytologie der Elternarten von $\times$ Asplenoceterach barrancense

Um die Interpretation des Chromosomenbildes, das $\times$ *Asplenoceterach barrancense* in der Meiose zeigt (s. das folgende Kapitel), und die darauf aufbauende Deutung der Entstehung dieser Hybride besser verständlich zu machen, seien zunächst die cytologischen Verhältnisse der beiden mutmasslichen Elternarten erläutert. Wir verwenden dafür sog. Genomformeln.

In jeder Zelle des Sporophyten (d. h. der eigentlichen Farnpflanze) sind bei einer tetraploiden *Asplenium*- und *Ceterach*-Art 144 Chromosomen vorhanden, $2n = 144$. Diese Chromosomen liegen in zwei homologen (oder fast homologen) Sätzen, den Genomen, vor, wobei je ein Genom von den Elternpflanzen stammt. *Asplenium majoricum* Litar-dièrè ist eine allotetraploide Art; sie stammt von zwei diploiden Arten ab, nämlich von *Asplenium fontanum* (L.) Bernh. mit der Genomformel FoFo und von *Asplenium petrarchae* (Guérin) DC. subsp. *bivalens* (Meyer) Lovis et Reichstein mit der Genomformel PePe. *Asplenium majoricum* enthält infolgedessen im Sporophyten die Genome FoFo-PePe (SLEEP 1967, 1983; LOVIS & REICHSTEIN 1969; LOVIS et al. 1969). Während der Sporenbildung findet eine Reduktionsteilung (Miose) statt, bei der in komplizierten Vorgängen einerseits die Chromosomenzahl reduziert wird, andererseits das Erbgut der Elternpflan-

zen mehr oder weniger unverändert in die Sporen übergeht. Es ordnen sich dabei die Chromosomen so an, dass sich jeweils ein väterliches mit dem entsprechenden mütterlichen (dem homologen) Chromosom zu einem Paar (einem Bivalenten) zusammenlegt; im Fall von *A. majoricum* sind dies 72 Paare, $n = 72$. In bestimmten Stadien der Meiose, der Diakinese und Metaphase I, sind die Chromosomen in den Sporenmutterzellen dann besonders gut zu erkennen und zu zählen. Im weiteren Verlauf der Meiose werden die Paare wieder getrennt und die Hälften der Bivalenten gegen den Rand der Zelle transportiert. Es bilden sich zwei Gruppen von Chromosomen, die in statistischer Verteilung das väterliche und mütterliche Erbmaterial enthalten. Es schliesst sich eine zweite Reifeteilung an, die wie eine normale Zellteilung (Mitose) verläuft, und es entwickeln sich Sporen mit reduzierter Chromosomenzahl, in unserem Fall mit 72 Einzelchromosomen und der Genomformel FoPe.

Der Vorgang der Sporenbildung bei *Ceterach officinarum* läuft im Prinzip genauso ab, nur handelt es sich bei dieser Art nicht um eine allo-, sondern um eine autopolyploide Sippe (VIDA 1963, 1965). Man nimmt an, dass sich durch besondere Vorgänge in der Meiose zu einem Zeitpunkt, den wir nicht kennen, aus einer diploiden Sippe von *Ceterach officinarum* (Genomformel CeCe) eine tetraploide gebildet hat, der man die Genomformel CeCeCe'Ce' geben kann; der Sporophyt enthält also vier gleiche (oder fast gleiche) Genome. Das Auffinden der triploiden Hybride *Ceterach* $\times$ *mantoniae* Váróczy et Vida (= *Ceterach officinarum* subsp. *bivalens* $\times$ *C. officinarum* subsp. *officinarum*) (VIDA 1963) und deren cytologische Untersuchung lieferten einen guten Beweis für die autotetraploide Natur des vierwertigen *Ceterach officinarum*. Die Hybride zeigt in der Meiose 5 Trivalente, 35 Bivalente und 23 Univalente, ein Resultat, welches für eine weitgehende Homologie der Chromosomen spricht.

Aus dem bisher Gesagten lässt sich ableiten, welches cytologische Bild zu erwarten ist, wenn sich *Asplenium majoricum* und tetraploides *Ceterach officinarum* miteinander kreuzen. In der dann entstehenden Hybride vereinigen sich die Genome FoPe mit den Genomen CeCe'. Letztere sind homolog (oder fast homolog) und sollten in der Meiose ca. 36 Paare bilden. Die Chromosomen der beiden Genome FoPe dagegen finden keinen homologen Partner und sollten infolgedessen als ungepaarte Einzelchromosomen (Univalente) vorliegen. Dies ist auch der Grund, weshalb die Sporenbildung nicht normal ablaufen kann und sich abortierte Sporen entwickeln.

Die Cytologie von $\times$ *Asplenoceterach barrancense*

Bereits im Gelände konnte Material von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* für Chromosomenuntersuchungen fixiert werden; die Pflanzen hatten, wie schon erwähnt, im Oktober 1986 neue Wedel gebildet. In kleinen Glasröhrchen wurden Wedelteile mit unreifen Sporangien in

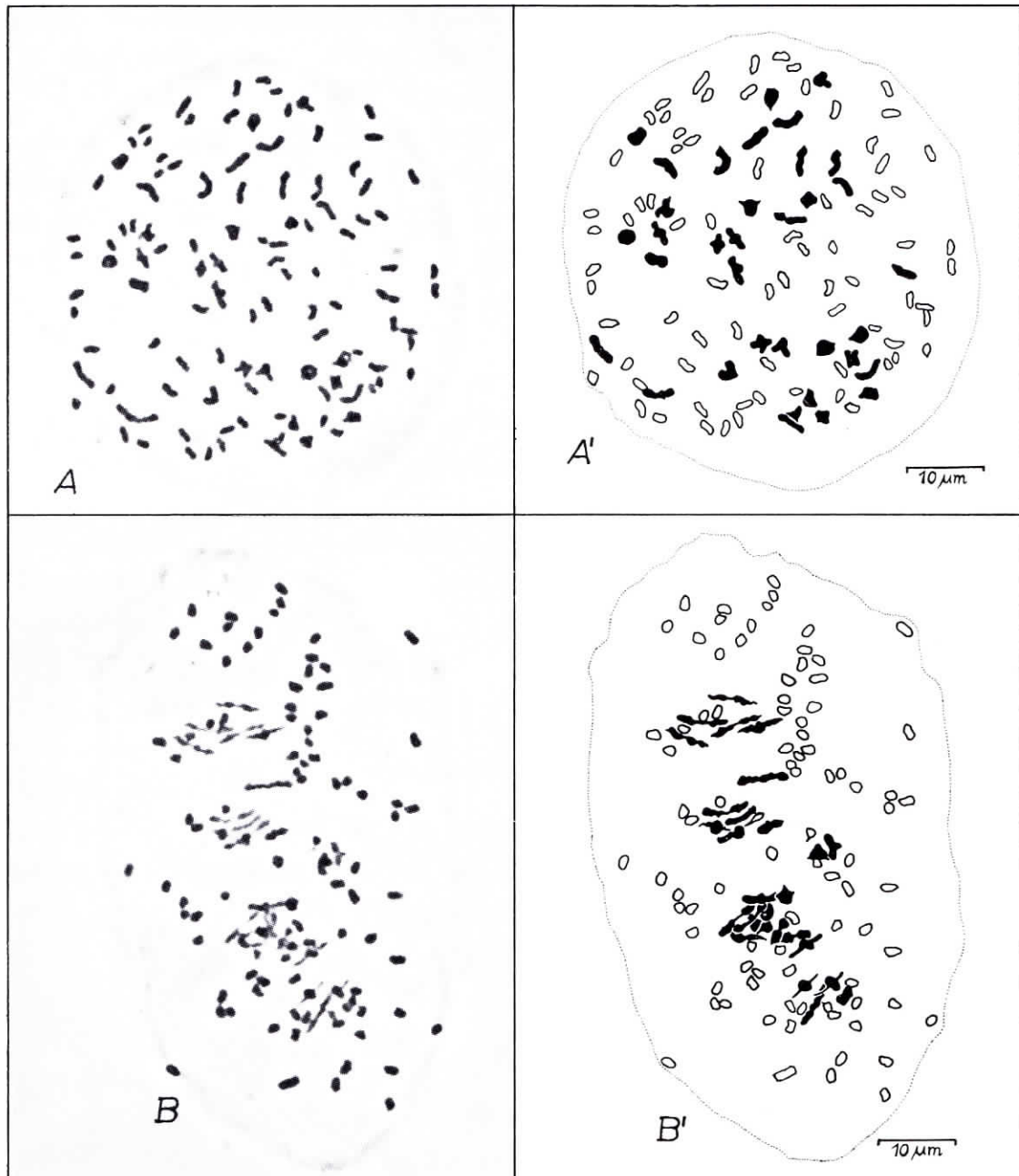


Abb. 3: Cytologie von $\times$ *Asplenoceterach barrancense*. A: Ras-543; Foto von Sporen-mutterzelle in der Meiose mit $n = 35^{II}$ und 74^I ; A': erläuterndes Diagramm. B: Ras-563; Foto von Sporen-mutterzelle in der Meiose mit $n = 28^{II}$ und 88^I ; B': erläuterndes Diagramm. Bivalente schwarz, Univalente im Umriss. Präp. und Foto: H. R.

einem frisch hergestellten Gemisch aus Eisessig und absolutem Alkohol im Verhältnis 1 : 3 fixiert. Die Lösung wurde nach 24 Stunden erneuert und nach drei Tagen durch 70%igen Alkohol ersetzt. Sobald als möglich wurden die Fixierungen bei etwa -18°C gelagert und so bis zur Untersuchung aufbewahrt. Die Präparation der Sporenmutterzellen erfolgte nach der klassischen Methode, bei der mit Karmin-Essigsäure angefärbt wird und die Zellen mit den Chromosomen in einem Quetschpräparat ausgebreitet werden (MANTON 1950).

Die beiden untersuchten Pflanzen zeigen eine gestörte Meiose, beide besitzen 144 Chromosomen, sind also tetraploid. In den Sporenmutterzellen findet sich eine wechselnde Zahl von 28 bis 35 Paaren (Bivalenten) und 74 bis 88 einzelnen Chromosomen (Univalenten) (Abb. 3). Dabei stammen die Bivalenten von den beiden Genomen, die *Ceterach* beigesteuert hat (CeCe'), die Univalenten überwiegend vom *Asplenium*-Elter (FoPe). Insgesamt 10 Zellen konnten bei 1000facher Vergrößerung genau analysiert werden; die Resultate sind in Tab. 1 zusammengefasst.

Sammelnummer der Pflanze	Anzahl der Zellen mit entsprechender Chromosomen- verteilung	Anzahl der Bivalenten	Anzahl der Univalenten
Ras-543	1	35	74
	2	34	76
	3	31	82
	3	28	88
Ras-563	1	28	88

Tab. 1. Cytologie von $\times$ *Asplenoceterach barrancense*; Anzahl der Bivalenten und Univalenten in 10 verschiedenen Sporenmutterzellen der beiden untersuchten Pflanzen.

Diskussion der cytologischen Ergebnisse

Die Deutung von BENNERT & MEYER (1972), dass es sich bei $\times$ *Asplenoceterach barrancense* um eine Hybride zwischen *Asplenium majoricum* und *Ceterach officinarum* subsp. *officinarum* handelt, wird durch die vorliegenden cytologischen Ergebnisse bestätigt. Keine der

theoretisch möglichen Kreuzungskombinationen zwischen Sippen von *Asplenium* und *Ceterach*, die bei Berücksichtigung aller am Fundort der Hybride vorkommenden *Asplenium*-Arten denkbar sind, würde das gleiche cytologische Bild wie bei den hier untersuchten Pflanzen ergeben, ganz abgesehen von den morphologischen Merkmalen. Dies gilt auch dann, wenn man in Betracht zieht, dass diploides *Ceterach officinarum* subsp. *bivalens* und diploides *Asplenium petrarchae* subsp. *bivalens* vorkommen könnten (beide Sippen sind jedoch bis heute auf Mallorca nicht nachgewiesen). Wäre eine solche diploide Sippe beteiligt, müsste die Hybride triploid oder, falls beide Eltern diploid wären, diploid sein. Einen endgültigen Beweis könnte allerdings nur die künstliche Erzeugung des Bastards aus seinen Elternarten liefern.

Bei einer Pflanze von *Ceterach officinarum*, die in der Nachbarschaft von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* wuchs, wurden die Sporen ausgemessen; es ergaben sich für die Länge des Exospors folgende Werte: (35–)38–41(–45) μm . Dies entspricht genau der für die tetraploide Sippe von *Ceterach officinarum* zu erwartenden Sporenlänge (vgl. REICHSTEIN in KRAMER 1984).

In keiner der ausgezählten Zellen von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* wurde die theoretisch mögliche Zahl von 36 Bivalenten gefunden. Dies kann darauf beruhen, dass die *Ceterach*-Genome CeCe' nicht mehr völlig homolog sind. Wenn der Vorgang der Polyploidisierung sich vor langer Zeit abgespielt hat, was man angesichts der weiten Verbreitung dieser Sippe annehmen kann, ist es möglich, dass die Genome infolge von Rekombinationsvorgängen ihre volle Homologie verloren haben. Man hat diesen Vorgang als «Diploidisierung» bezeichnet (REICHSTEIN in KRAMER 1984) und drückt die Unterschiede der Genome deshalb in der Genomformel durch die Schreibweise CeCeCe'Ce' aus.

Als Schlussfolgerung kann festgehalten werden, dass die cytologischen Befunde sowohl bei *Ceterach* $\times$ *mantoniae* als auch bei $\times$ *Asplenoceterach barrancense* einen starken Verdacht auf die autotetraploide Natur von *Ceterach officinarum* subsp. *officinarum* begründen. Zwar schreibt LOVIS (1977, p. 363), dass dies noch nicht schlüssig bewiesen sei; jedoch lassen gerade die hier mitgeteilten neuen Ergebnisse bei $\times$ *Asplenoceterach barrancense* kaum eine andere Deutung zu.

Die vorliegende Untersuchung schildert zum ersten Mal das während der Meiose auftretende Bild bei einer Sippe der Hybridgattung $\times$ *Asplenoceterach*. Für zusätzliche Informationen über die Cytologie solcher bemerkenswerten Pflanzen wäre es wünschenswert, weitere Hybriden dieser Gattungskombination unter Beteiligung anderer *Asplenium*-Arten zu finden und untersuchen zu können. Vielleicht

kann diese Arbeit auch dazu anregen, an Orten mit gemischten Populationen von *Asplenium*- und *Ceterach*-Sippen intensiver nach Hybriden zu suchen.

Asplenium majoricum und seine Hybriden

Mit den hier geschilderten Untersuchungen sind nunmehr alle 4 bekannten Hybriden, an denen *Asplenium majoricum* beteiligt ist, cytologisch bearbeitet. Abb. 4 gibt einen Überblick über diese Hybriden, die beteiligten Arten sowie ihre Ploidiestufen und Genomformeln

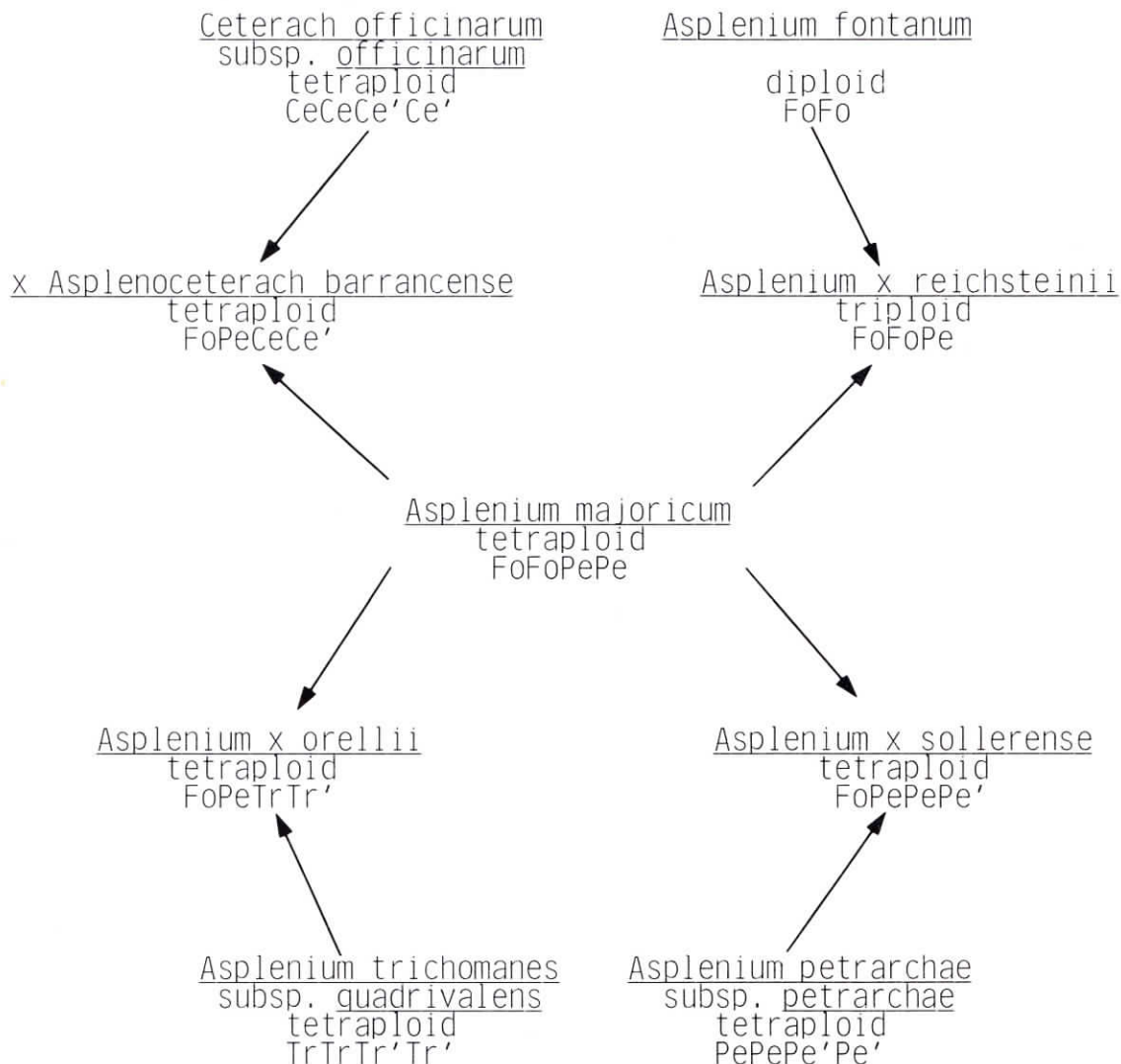


Abb. 4. Übersicht über die 4 bisher bekannten Bastarde, an denen *Asplenium majoricum* beteiligt ist; es sind die jeweiligen Ploidiestufen und Genomformeln angegeben (siehe hierzu insbesondere REICHSTEIN 1981).

(LOVIS & REICHSTEIN 1969, LOVIS et al. 1969, BENNERT & MEYER 1972, BENNERT et al. 1987). Auffällig ist die Neigung von *Asplenium majoricum*, mit fast allen Aspleniaceen-Arten, mit denen es auf Mallorca vergesellschaftet ist, Hybriden zu bilden. Dies steht ganz im Gegensatz zu dem Verhalten seiner Ausgangssippen; von *Asplenium petrarchae* subsp. *bivalens* sind überhaupt keine, von *Asplenium fontanum* nur 2 gesicherte Bastarde bekannt und dies, obwohl zumindest letztere Art wesentlich weiter verbreitet ist als *Asplenium majoricum* selbst.

Danksagung

Wir danken Herrn Dr. H. Dieckjobst, Iserlohn, für die Überlassung eines von ihm im Jahre 1983 gesammelten Wedels von $\times$ *Asplenoceterach barrancense* sowie Frau I. Künzel, Bochum, für die Anfertigung des Silhouetten-Fotos.

LITERATUR

- BENNERT, H. W. & D. E. MEYER 1972. Der Gattungsbastard $\times$ *Asplenoceterach barrancense* hybr. nov. (*Asplenium majoricum* Lit. $\times$ *Ceterach officinarum* Lam. et DC.). Willdenowia 6: 461–470.
- BENNERT, H. W., H. RASBACH & K. RASBACH 1987. *Asplenium* $\times$ *reichsteinii* (= *Asplenium fontanum* $\times$ *A. majoricum*; Aspleniaceae, Pteridophyta), a new endemic fern hybrid from Mallorca, Balearic Islands. Fern Gaz. Im Druck.
- BERTHET, P. 1981. Un nouvel hybride d'*Asplenium*: *A.* $\times$ *dutartrei* (fougères). Bull. mens. Soc. Linn. Lyon 50: 250–253.
- GIRARD, P. J. & J. D. LOVIS 1968. The rediscovery of $\times$ *Asplenophyllitis microdon*, with a report on its cytogenetics. Brit. Fern Gaz. 10: 1–8.
- JALAS, J. & J. SUOMINEN (Eds.) 1972. Atlas Florae Europaeae. 1. Pteridophyta (Psilotaceae to Azollaceae). 121 Seiten. The Committee for Mapping the Flora of Europe and Societas Biologica Fennica Vanamo, Helsinki.
- JAQUOTOT, M. C. & J. ORELL 1968. *Asplenium majoricum* R. Litardière; su area de expansion en la sierra norte de Mallorca. Collectanea Bot. 7: 559–571.
- KNOBLOCH, I. W. 1976. Pteridophyte hybrids. Publ. Museum Michigan State University, Biol. Ser. 5: 273–352.
- KNOBLOCH, I. W., M. GIBBY & C. FRASER-JENKINS 1984. Recent advances in our knowledge of pteridophyte hybrids. Taxon 33: 256–270.
- LOVIS, J. D. 1973. A biosystematic approach to phylogenetic problems and its application to the Aspleniaceae. In: JERMY, A. C., J. A. CRABBE & B. A. THO-

- MAS (Eds.), The Phylogeny and Classification of the Ferns. Bot. J. Linn. Soc. 67, Suppl. No. 1, 211–228.
- LOVIS, J.D. 1977. Evolutionary patterns and processes in ferns. Adv. Bot. Res. 4: 229–415.
- LOVIS, J.D. & T. REICHSTEIN 1969. Der Farnbastard *Asplenium* × *orellii* hybr. nov. = *Asplenium majoricum* Litard. × *A. trichomanes* L. subsp. *quadrivalens* D.E. Meyer und die Abstammung von *A. majoricum*. Ber. Schweiz. Bot. Ges. 79: 335–345.
- LOVIS, J.D. & G. VIDA 1969. The resynthesis and cytogenetic investigation of × *Asplenophyllitis microdon* and × *A. jacksonii*. Brit. Fern Gaz. 10: 53–67.
- LOVIS, J.D., A. SLEEP & T. REICHSTEIN 1969. Der Farnbastard *Asplenium* × *sollerense* hybr. nov. = *Asplenium majoricum* Litard. × *A. petrarchae* (Guérin) DC. subsp. *petrarchae*. Ber. Schweiz. Bot. Ges. 79: 369–376.
- MANTON, I. 1950. Problems of cytology and evolution in the Pteridophyta. 316 Seiten. Cambridge University Press, Cambridge.
- MEYER, D.E. 1957. Zur Zytologie der Asplenien Mitteleuropas (I–XV). Ber. Deutsch. Bot. Ges. 70: 57–66.
- MEYER, D.E. 1959. Zur Zytologie der Asplenien Mitteleuropas (XXI–XXIII). Ber. Deutsch. Bot. Ges. 72: 37–48.
- MEYER, D.E. 1968. Über neue und seltene Asplenien Europas. 5. Mitteilung. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 81: 92–106.
- MEYER, D.E. 1969. *Asplenium newmani* Bolle von den Kanarischen Inseln ist ein × *Asplenoceterach*. Willdenowia 5: 221–229.
- REICHSTEIN, T. 1981. Hybrids in European Aspleniaceae (Pteridophyta). Bot. Helv. 91: 89–139.
- REICHSTEIN, T. 1984. Aspleniaceae. In: KRAMER K. U. (Hrsg.). Hegi G. Illustrierte Flora von Mitteleuropa. Bd. I. Pteridophyta. S. 211–275 Parey, Berlin & Hamburg.
- SLEEP, A. 1967. A contribution to the cytotaxonomy of *Asplenium majoricum*. Brit. Fern Gaz. 9: 321–329.
- SLEEP, A. 1983. On the genus *Asplenium* in the Iberian Peninsula. Acta Bot. Malacitana 8: 11–46.
- TUTIN, T.G., V.H. HEYWOOD, N.A. BURGESS, D.H. VALENTINE, S.M. WALTERS & D.A. WEBB (Eds.) 1964. Flora Europaea. Vol. 1. Lycopodiaceae to Platanaceae. 464 Seiten. Cambridge University Press, Cambridge.
- VIDA, G. 1960. Ein neuer intergenerischer Farnbastard. Acta Bot. Hung. VI/3–4: 427–432.
- VIDA, G. 1963. A new *Asplenium* (sectio *Ceterach*) species and the problem of the origin of *Phyllitis hybrida* (Milde) C. Christ. Acta Bot. Acad. Sci. Hung. 9: 197–215.
- VIDA, G. 1965. Ursprung und Systematik der tetraploiden *Asplenium*-Arten. Bot. Közlem. 52: 166.
- VIDA, G. 1970. The nature of polyploidy in *Asplenium ruta-muraria* L. and *A. lepidum* C. Presl. Caryologica 23/4: 525–547.
- VIDA, G. 1973. A polyploidias evolucio vizsgalata Filicidae fajakon. (The study of polyploid evolution in species of Filicidae) Dissertation. Hung. Acad. of Sciences, Budapest.

*Beobachtungen zur Verbreitung vom Frauenfarn (*Athyrium filix-femina*) und Alpen-Frauenfarn (*A. distentifolium*)*

J.J. Schneller, Institut für Systematische Botanik, Zollikerstrasse 107,
CH-8008 Zürich

Für Herrn Prof. Dr. T. Reichstein zu seinem 90. Geburtstag

Summary

In a mountain region of Switzerland (Ricken, Kt. St. Gallen, ca. 1200 m) the distribution of two Lady-fern species (*Athyrium filix-femina* and *A. distentifolium*) was studied in detail. It became evident, that within a selected area (6240 m²) the population of the Alpine Lady-fern has a very distinctive lower border which occurs in an otherwise more or less homogeneous vegetation within a spruce-forest. The reasons for the existence of such a clear border are not known. There is no sign that it is due to evident environmental factors. Without further studies not enough is known about a general applicability of these observations. The Lady-fern on the other hand is able to colonize either areas outside of the altitudinal range of the Alpine Lady-fern (more successfully) or gaps within the latter's range. The zone of the Alpine Lady-fern falls completely within the range of tolerance of the Lady-fern.

Einleitung

Die beiden Frauenfarnarten unserer Breiten unterscheiden sich bei nur oberflächlicher Betrachtung wenig voneinander; das kann manchmal zu Falschbestimmungen führen. Die Bestimmung wird allerdings eindeutig, wenn man reife Wedel vor sich hat. Die Form und Ausbildung der Sori erlaubt eine gute Trennung (Abb. 1). Überprüfen kann man sein Resultat, wenn die Sporen reif sind; die Ausgestaltung des Perisporis ist nämlich recht verschieden (Abb. 2). Ein weiteres Merkmal, das es erlaubt, auch steriles Material zu erkennen, zeigt sich bei der Nervatur. Die Nerven (Leitbündel) der Fiederchen enden bei *A.*

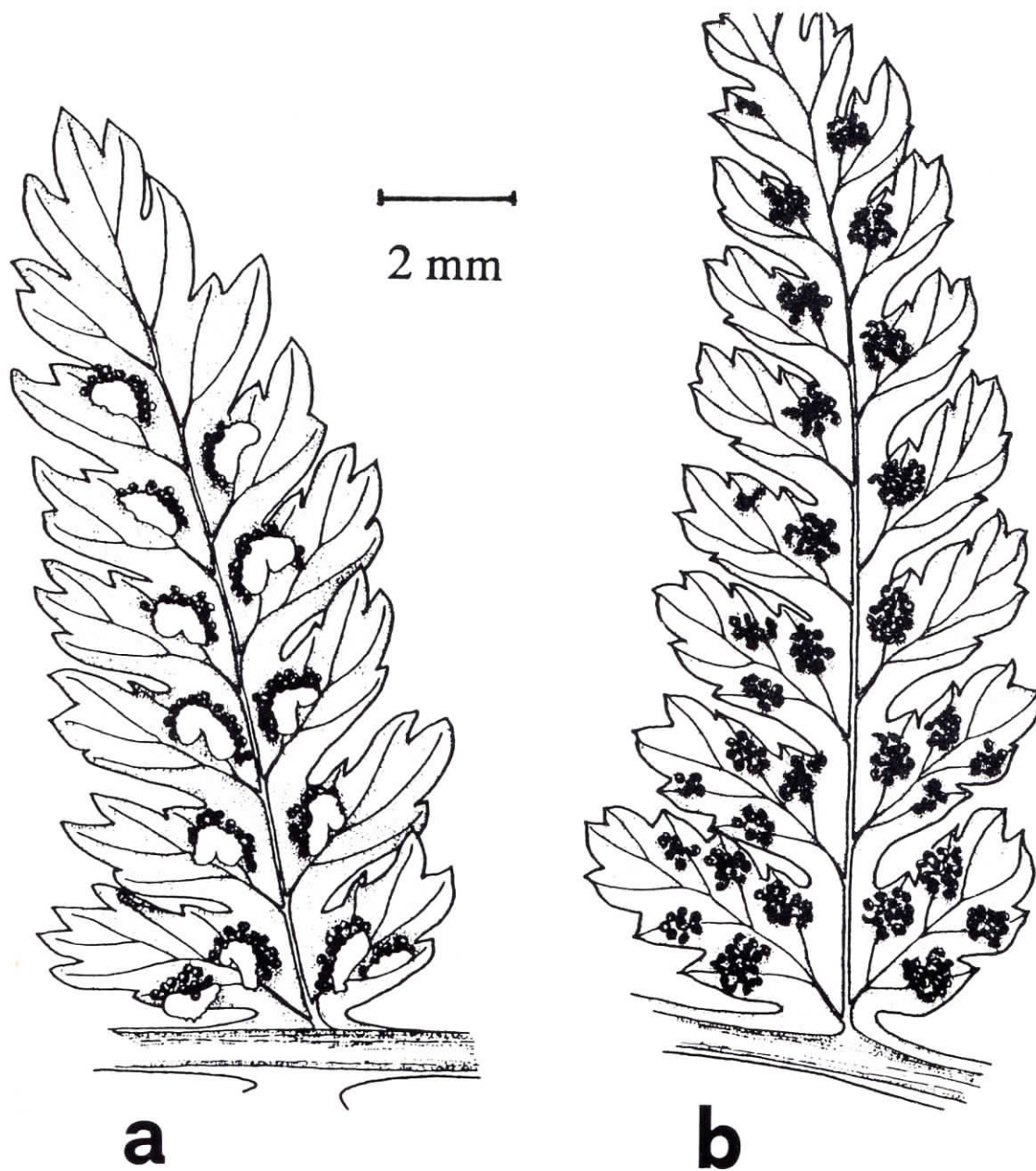


Abb. 1
Fiederchen von *Athyrium filix-femina* (a) und *A. distentifolium* (b) mit Sori (Zeichnung von H. Rasbach)

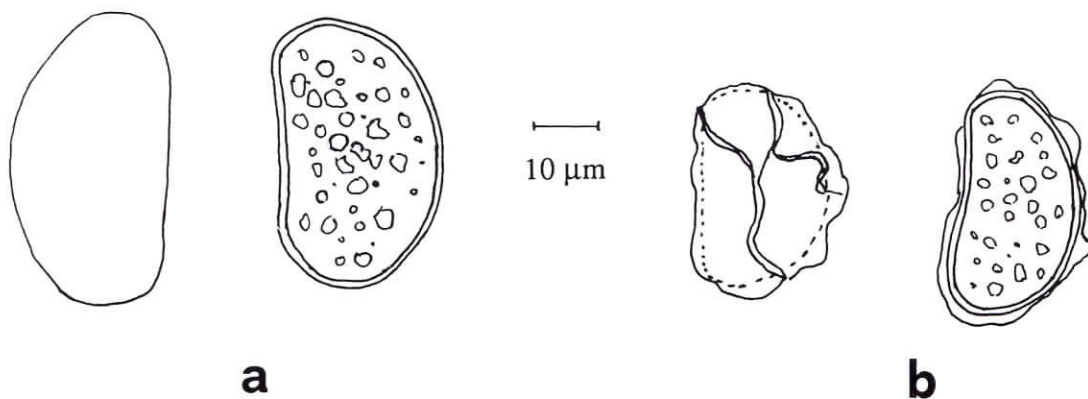


Abb. 2
Sporen von *Athyrium filix-femina* (a) und *A. distentifolium*. (b)

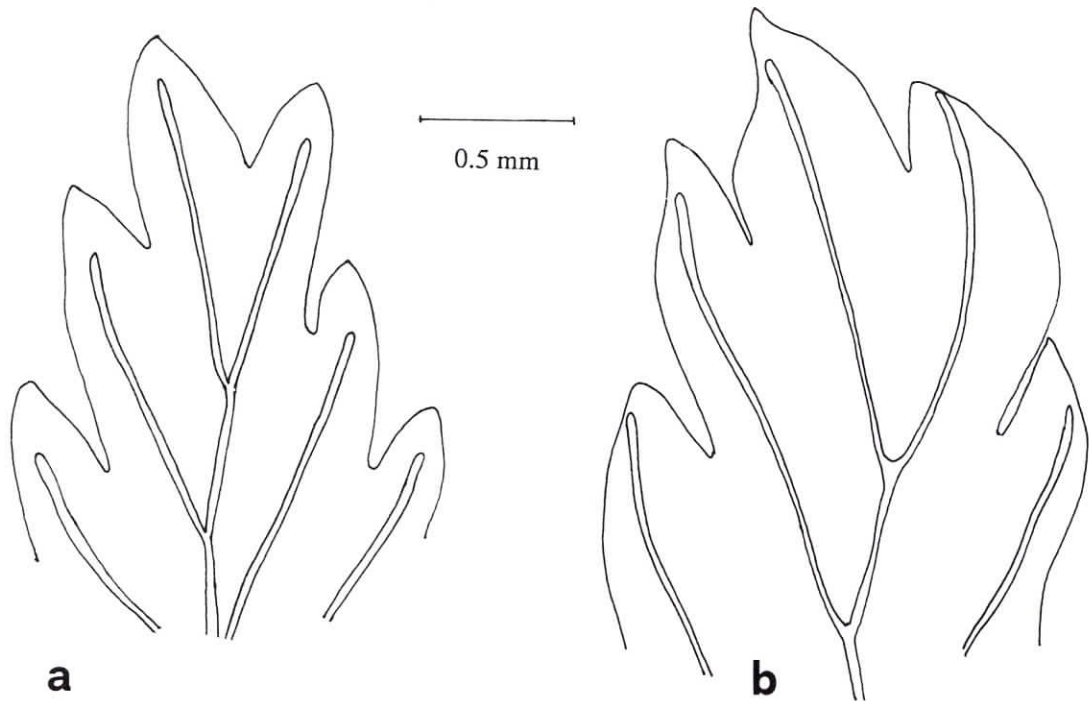


Abb. 3
Fiederchenspitzen mit Nervatur von *Athyrium filix-femina* (a) und *A. distentifolium* (b)

filix-femina in der Fläche, bei *A. distentifolium* hingegen am Rand oder ganz nahe am Rand (Abb. 3). Wie früher gezeigt werden konnte (SCHNELLER & RASBACH 1984), sind die Verhältnisse allerdings unter Umständen noch komplizierter, denn nämlich, wenn die beiden Arten sich kreuzen und Polyploidisierungsvorgänge zusätzliche «Verwirrung» schaffen.

Neben den Form- und Strukturmerkmalen zeigen sich wesentliche Unterschiede in der Verbreitung, was ja schon aus den deutschen Namen herausklingt. Und auf die Verbreitung will ich hier nun besonders eingehen. Der Alpen-Frauenfarn ist in seinem Vorkommen viel stärker eingeschränkt als der Frauenfarn, er weist eine engere ökologische Amplitude auf. Der Frauenfarn hingegen besiedelt ein ökologisch recht unterschiedliches Areal, das sich mit dem des Alpen-Frauenfarns überschneidet. Es gibt also Zonen, wo die beiden Arten gemeinsam vorkommen (sympatrische Verbreitung). Im besonderen interessierte mich die untere Verbreitungsgrenze des Alpen-Frauenfarns und das Verhalten des Frauenfarns in dieser Zone. Wenn das Resultat auch auf Untersuchungen in einer recht kleinen Fläche beruht, so ist es, glaube ich, doch interessant genug, um Erwähnung zu verdienen. Die Arbeit ist aber auch als Anregung zu verstehen, dieses hier vorgestellte Ergebnis an anderen Stellen zu überprüfen.

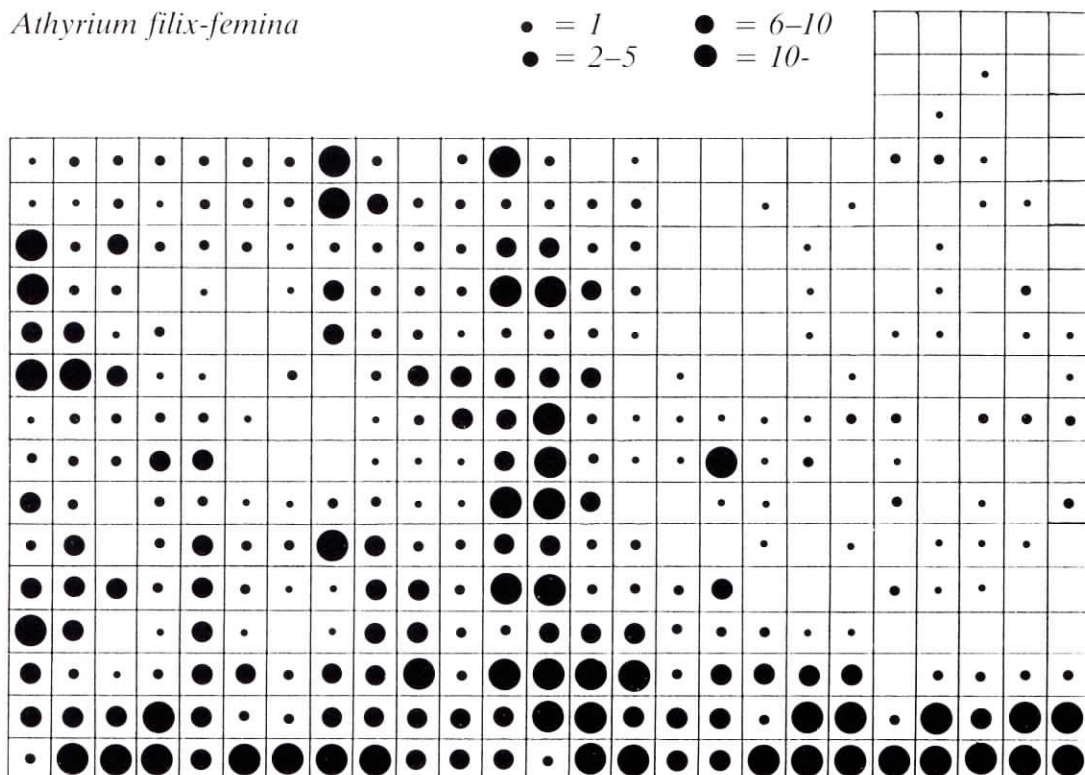
Untersuchungsgebiet und Methoden

Das Gebiet befindet sich im der Umgebung des Rickenpasses (Kt. St. Gallen) und zwar in der Nähe des Regelsteins (Egg). Die untersuchte Fläche ist nordwest-exponiert und liegt zwischen 1190 m und 1220 m ü. M. Es handelt sich um einen Fichtenwald mit recht einheitlicher Krautschicht, in der besonders das Vorkommen von *Streptopus amplexifolius* zu erwähnen ist. In der die beiden Frauenfarnarten begleitenden Vegetation sind keine besonderen «Grenzen» oder Übergänge zu sehen. Das ganze Gebiet ist sehr reich an Farnen, neben den genannten zwei Arten kommen noch vor: *Dryopteris filix-mas*, *D. affinis*, *D. carthusiana*, *D. expansa*, *D. spinulosa*, *Thelypteris limbosperma*, *Phegopteris connectilis*, *Blechnum spicant*, *Gymnocarpium dryopteris*.

Um die Verteilung der Individuen beider Arten zu erfassen, wurden im Gelände Quadrate von 4 auf 4 m ausgesteckt, das jeweilige Vorkommen (Anzahl Individuen) pro Quadrat wurde dann auf einen Raster übertragen (Abb. 4). Die untersuchte Fläche misst 6240 m². Zum Vergleich ist ausserdem noch die Verteilung von *Dryopteris dilatata* mitberücksichtigt. Nebenbei sei noch bemerkt, dass als Nebenprodukt der

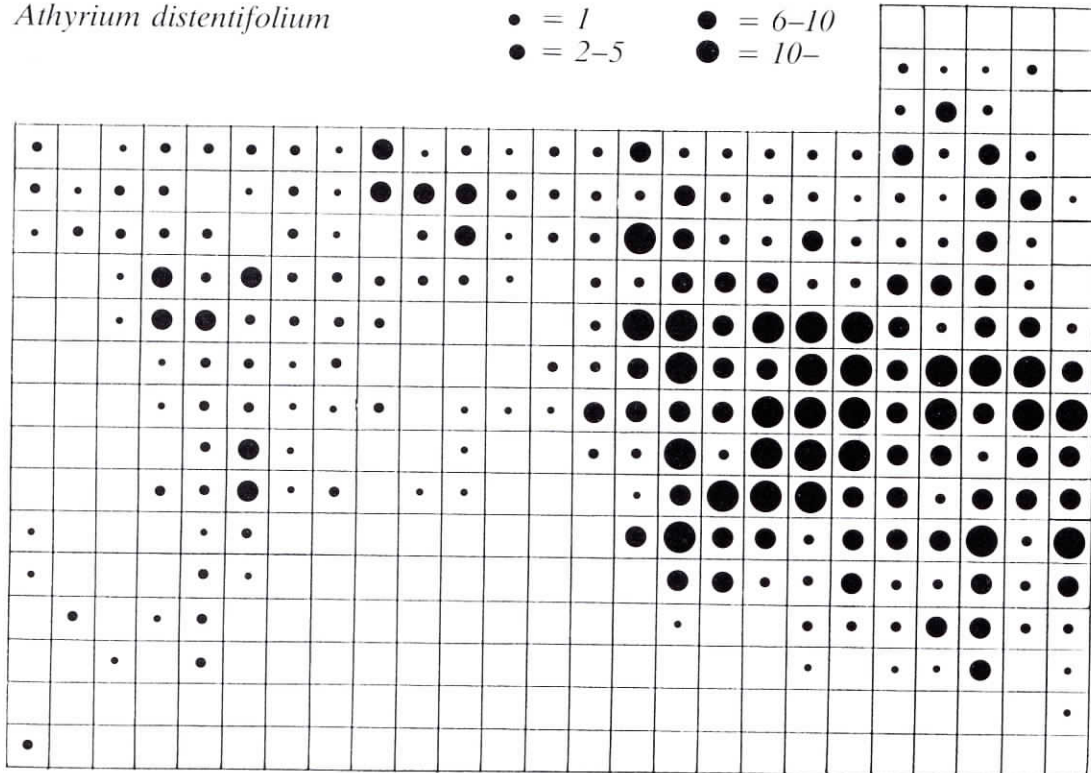
Athyrium filix-femina

• = 1 ● = 6–10
● = 2–5 ● = 10–



Athyrium distentifolium

• = 1 • = 6-10
• = 2-5 • = 10-



Dryopteris dilatata

• = 1 • = 6-10
• = 2-5 • = 10-

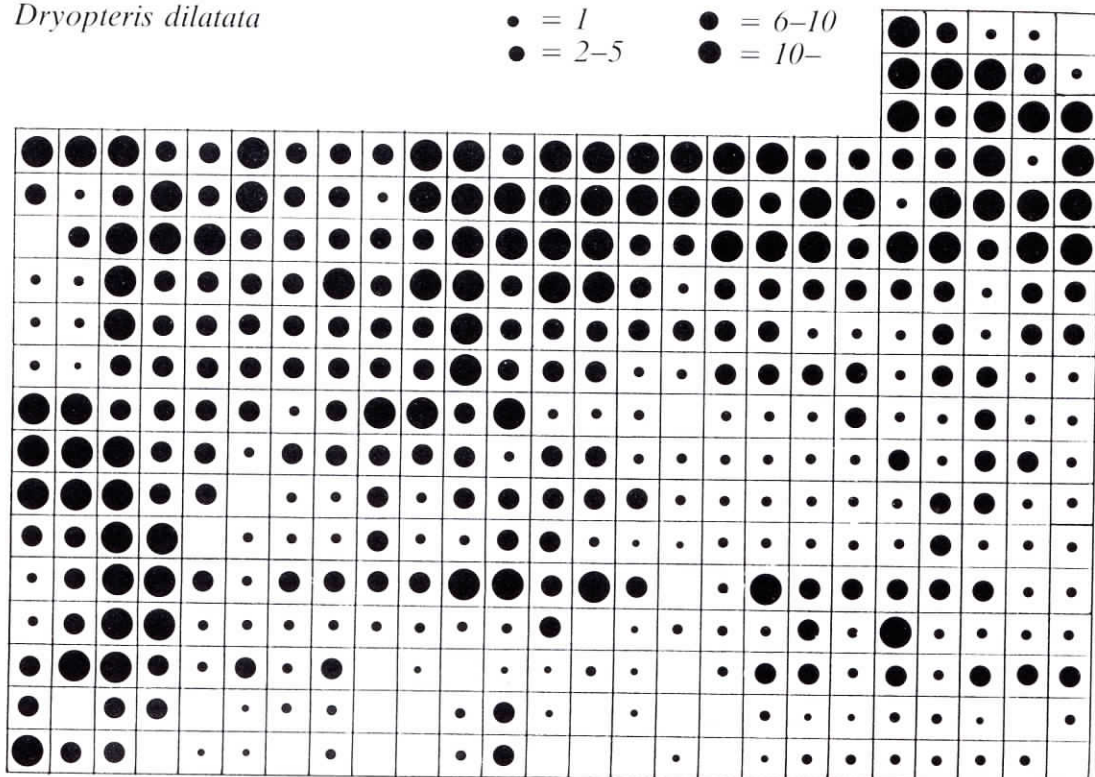


Abb. 4

Verteilung von *Athyrium filix-femina*, *A. distentifolium* und *Dryopteris dilatata* im Untersuchungsgebiet (Punkte = Anzahl Individuen pro Quadrat von 4 m × 4 m)

Kartierung die lange gesuchte Hybride *A. filix-femina* x *A. distentifolium* (*A. x reichsteinii*) gefunden wurde. Dieser Fund war dann Anlass für eingehende Untersuchungen, die in der oben genannten Arbeit (SCHNELLER & RASBACH 1984) ihren Niederschlag fanden.

Diskussion

Im Untersuchungsgebiet fällt auf, dass die untere Verbreitungsgrenze vom Alpen-Frauenfarn recht scharf ist. Die Art erscheint entlang eines Höhengradienten fast plötzlich und ist dann als zusammenhängende Population da. Zur Abbildung 4 ist nämlich noch ergänzend zu bemerken, dass unterhalb der dargestellten unteren Grenze keine weiteren, vereinzelt oder gruppenweise wachsenden Pflanzen vorkamen. Der Frauenfarn hingegen (wie auch die übrige Flora, etwa auch *Dryopteris dilatata*, Abb. 4) findet sich über das ganze Gebiet und vermischt sich mit dem Alpen-Frauenfarn. Das Resultat scheint mir insofern sehr besonders zu sein, als man wohl eher ein nach unten ausdünnendes Vorkommen mit «unscharfer» Grenze des Alpen-Frauenfarnes erwartet hätte. Kulturversuche mit dem Alpen-Frauenfarn in tieferen Lagen, z.B. im Botanischen Garten Zürich, zeigen, dass die Pflanzen zwar in Gartenbeeten überleben, aber ihre Vitalität ist wesentlich geringer als am natürlichen Standort, sie entwickeln nur relativ kleine Wedel. Bei der Durchsicht von Herbarbelegen fällt auf, dass *A. distentifolium* fast nur in Gebieten gesammelt wurde, die (in Mitteleuropa; im Norden ändern sich die Verhältnisse) über 1000 m ü. M. liegen. Vergleicht man das Vorkommen des Frauenfarns, so reicht es von Meereshöhe bis über die Waldgrenze hinaus, umfasst auch den Bereich des Alpen-Frauenfarns. Wir müssen also Anpassungen annehmen, die den Alpen-Frauenfarn im Vergleich mit dem Frauenfarn limitieren. Es ist wahrscheinlich (bleibt aber genauer zu untersuchen), dass im sympatrischen Areal die beiden Arten Konkurrenten sind und dass der Frauenfarn gewissermassen ins Alpen-Frauenfarn-Areal eindringt. Feine oder vielleicht auch recht wesentliche Unterschiede in der Anpassung erlauben es aber dem Alpen-Frauenfarn, in seinem Areal erfolgreich zu sein. Es zeigt sich klar, dass die Flächen, in denen der Alpen-Frauenfarn vorkommt, wesentlich ärmer an (aber nicht frei von) Frauenfarnen sind, gleiches

gilt auch für *Dryopteris dilatata*. Dieser kommt zwar über die ganze Fläche vor, ist aber dort am dichtesten vorhanden, wo die beiden Frauenfarnarten schwächer vertreten sind. Der Frauenfarn wächst auch andernorts in den entsprechenden Höhenlagen mit dem Alpen-Frauenfarn zusammen. Die obere Grenze der Verbreitung mag bei beiden Arten etwa auf gleicher Höhe liegen; sie befindet sich oft über der Waldgrenze.

Bei dem hier erhaltenen Resultat fragt man sich natürlich, wie eine so scharfe Verbreitungsgrenze beim Alpen-Frauenfarn entstehen kann. Aus der übrigen Vegetation gibt es keine Hinweise dafür, dass im Untersuchungsgelände natürliche Grenzen vorkommen, seien es nun solche, die von der Unterlage her oder solche, die von der Exposition her bedingt sind. Meines Wissens sind die hier beobachteten Verhältnisse aussergewöhnlich. Üblicherweise erfolgt eine Begrenzung entlang eines Höhengradienten, z. B. innerhalb eines Waldes, wie in unserem Fall, allmählich und nicht abrupt. Scharfe Vegetationsgrenzen sind jedoch z. B. bei Bergkämmen, an der Zone zwischen Serpentin und serpentinfreier Unterlage oder in Uferzonen von Gewässern etc. zu sehen. Hier sind ja auch abrupte oder rasche Änderungen von physikalischen oder chemischen Umwelteinflüssen die wesentliche Ursache dafür.

Es scheint jedenfalls naheliegend, anzunehmen, dass beim Alpen-Frauenfarn die Begrenzung mit der Höhe zu tun hat, es bleibt aber rätselhaft, was denn eine so scharfe untere Verbreitungsgrenze erzeugt. Eine physiologische Erklärung ist wenig wahrscheinlich. Beim Nachdenken über diese besonderen Verhältnisse kam mir der Gedanke, dass man möglicherweise die Ursache dieser Grenze nicht in heutigen Verhältnissen zu suchen habe, sondern dass früher einmal ökologische Grenzen vorhanden waren, z. B. früherer Verlauf des Waldrandes oder einstige Schnee- oder Eisbedeckung (u. a.), die für eine scharfe Abgrenzung sorgten. In der Population des Alpen-Frauenfarns hätte sich dann diese Grenze erhalten, während sie sich bei den übrigen Arten mit der Zeit verwischt hätte. Des sehr spekulativen Charakters einer solchen Erklärung bin ich mir bewusst, und sie soll hier nicht überbewertet werden. Es geht lediglich darum, auch den zeitlichen Aspekt der Vegetationsentwicklung nicht ausser Betracht zu lassen.

Sicher ist das hier beschriebene Phänomen an weiteren Stellen zu prüfen, es wird möglicherweise durch andere Resultate relativiert. Immerhin zeigt auch der Vergleich der Herbarbelege, dass für den Alpen-Frauenfarn eine recht klare untere Grenze im Bereich von ca. 1000 m ü. M. als realistisch zu betrachten ist.

Literatur

- SCHNELLER, J.J. & RASBACH, Helga. 1984. Hybrids and polyploidy in the genus *Athyrium* (Pteridophyta) in Europe. Bot. Helv. 94: 81–99.

Der Reichtum an Farn-Endemiten auf den Fiji-Inseln

Emil Zogg und Helen Gassner, Dorfhalde, 8880 Walenstadt

Für Herrn Prof. Dr. T. Reichstein zum 90. Geburtstag

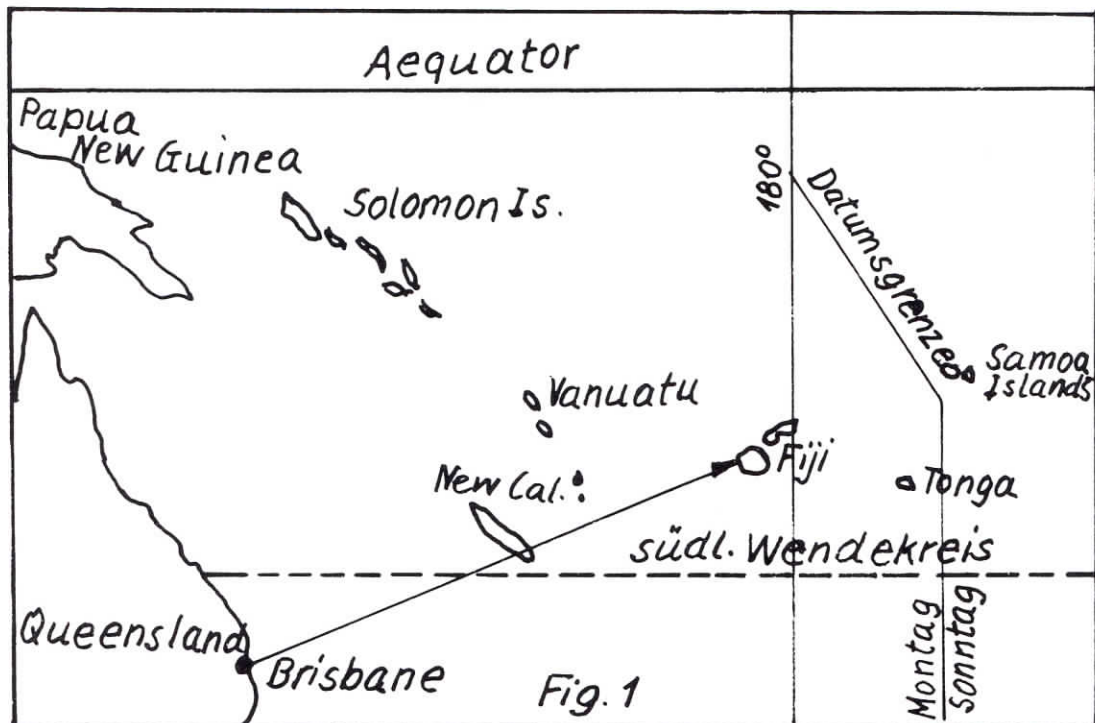
Einfach ist es nicht, in Fiji Pflanzen sammeln zu dürfen

Auf unserer Farnreise nach Papua New Guinea im Jahre 1984 freundeten wir uns mit Dr. Harley Manner, Geograph an der Pacific University in Suva, an. Er überredete uns zu einer Exkursion nach den Fiji-Inseln und vermittelte uns die Adresse des Direktors des «Institute of Natural Resources, the University of the South Pacific». Auf unsere Anfrage erhielten wir vom Kurator des Herbariums dieses Instituts den Bericht, dass für wissenschaftliches Arbeiten in Fiji vom Immigration Department in Suva ein Research-Permit einzuholen sei. Gegen Vorauszahlung von 40 US-\$ wurden uns von diesem Departement je 3 Fragebogen zugestellt, die wir gewissenhaft ausgefüllt zurückschickten. Ohne eine Antwort erhalten zu haben, reisten wir mutig nach Fiji ab. Es lagen bereits seit einem Jahr 1700 Herbarbogen mit Fiji-Farnen in der Schweiz, als uns vom Immigration Department die Anfrage erreichte, ob wir eigentlich den Research-Permit noch brauchten, was wir guten Gewissens verneinen konnten. Nun war uns klar, dass es diesem Department weniger um die Farne, als ums Geld zu tun war.

Der fehlenden Sammelbewilligung zum Trotz war uns Erfolg beschieden. Das Institute of National Resources stellte uns auf eigene Faust ihren «Senior Technician», Mr. Saula Vadonaivalu, für beliebige Zeit gegen eine Tagesentschädigung von etwa 100 Schweizerfranken plus Nebenkosten zur Verfügung. Saula erwies sich als sehr guter Kenner des Gebiets, als etwas weniger guter Pflanzenkenner, aber als äusserst eifriger bis übereifriger Sammler.

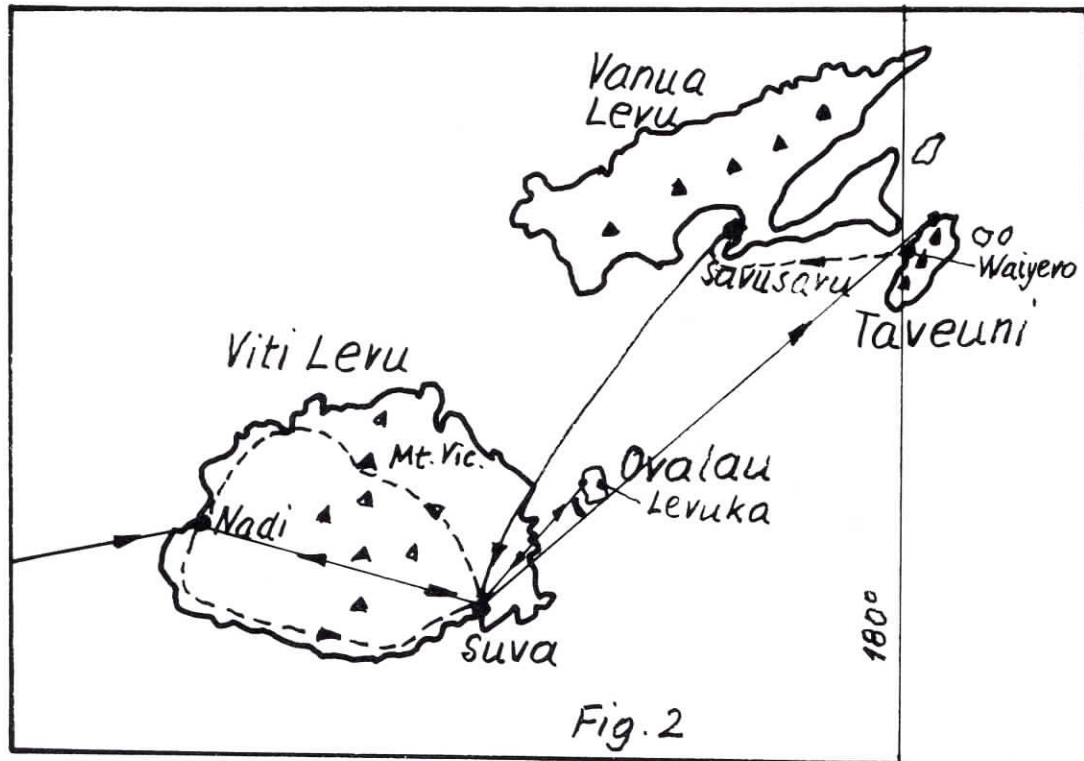
Etwas Geographie und Geologie

Die Fiji-Inseln liegen im südwestlichen Pazifischen Ozean, völlig in den südlichen Tropen zwischen dem Äquator und dem Wendekreis des



Steinbocks. Der Fiji-Archipel besteht aus etwa 300 Inseln, von denen etwa ein Drittel bewohnt ist. Er bildet den östlichen Aussenposten einer Kette hoher vulkanischer Inseln, welche sich von Papua New Guinea über die Salomon-Inseln und die Neuen Hebriden (Vanuatu) erstreckt. Der 180°-Meridian läuft durch die Osthälfte der Inselgruppe. Auf der Insel Taveuni haben wir knapp die westliche Halbkugel betreten. Die gesamte Oberfläche der Inseln beträgt 18 376 km², also etwas weniger als die Hälfte der Fläche der Schweiz.

Trotz Fijis hauptsächlich vulkanischer Vergangenheit sind Erdbeben in der Region selten. Aktive Vulkane existieren nicht. Hingegen zeugen die vielen heißen Quellen in den tieferen Lagen vom ehemaligen Vulkanismus; am schönsten konnten wir solche dampfenden Quellen in Savusavu von unserm Hotel aus, das den bezeichnenden Namen «Hot Spring» trägt, auf Vanua Levu beobachten. Alle von uns besuchten vier Inseln – Viti Levu, Vanua Levu, Taveuni und Ovalau – sind Hochland-Inseln vulkanischen Ursprungs. Vom Flugzeug aus hat man einen herrlichen Überblick über viele mit Schaumkronen umgebene Korallen-Inseln, Atolle und Kalk-Inseln. Die Untiefen um die Inseln zeigten sich in prächtigem Smaragdgrün.



Unsere Exkursionsroute in Fiji

Der Direktflug von Brisbane nach dem internationalen Flughafen Nadi auf Viti Levu benötigt 4 Stunden; beim Hinflug saßen wir auf einem Umweg über die Salomon-Inseln allerdings 6 Stunden im Flugzeug.

29. 8. 85	Flug von Brisbane nach Nadi	(6 Std.)
30. 9. 85	Flug von Nadi nach Suva	(40 Min.)
2. 10. 85	Flug von Suva nach Taveuni	(55 Min.)
6. 10. 85	mit Schiff von Wayevo nach Savusavu	(5 Std.)
12. 10. 85	Flug von Savusavu nach Suva	(40 Min.)
16. 10. 85	Flug von Suva nach Ovalau	(15 Min.)
18. 10. 85	Flug von Ovalau nach Suva	(15 Min.)
27. 10. 85	Flug von Suva über Nadi nach Brisbane	

Auf allen 4 Inseln fanden wir gute Unterkunft: auf Viti Levu in Suva, auf Taveuni auf der Nordostseite in Wayevo, auf Vanua Levu in Savusavu, in Ovalau in Levuka. Von diesen Standorten aus führten wir

eintägige Exkursionen in die Regenwälder aus. Einzig auf Viti Levu brachten wir zusätzlich 3 Nächte in Nadurivato (840 m ü. M.) am Fusse des Mt. Victoria zu.

Eine grobe Vegetationsschilderung

Mehr als die Hälfte der Oberfläche der grossen Fiji-Inseln ist heute mit Wald bedeckt. Die Luvseiten dieser gebirgigen Inseln sind mit dichten tropischen Regenwäldern bedeckt. Je nach der Lage der Gebirgszüge sind dies die Ost- oder Südostseiten. Die vorherrschend aus dem Osten kommenden Passatwinde bringen reichlich Niederschlag. In der Hauptstadt Suva beträgt die jährliche Regenmenge etwa 3000 mm; an einem einzigen Tag können über 340 mm Regen fallen. Wir waren vom Wetter sehr begünstigt, hatten wir doch während des 4 Wochen dauernden Aufenthalts in Fiji nur einige wenige Regentage zu verzeichnen.

Die trockeneren Gebiete auf der Leeseite der Gebirgskette trugen angeblich ursprünglich wertvolle Gehölze, z.B. Santalaceen. Diese Landstriche wurden entwaldet und sind heute hauptsächlich durch Zuckerrohr-Plantagen ersetzt. Beim Überfliegen der grossen Inseln bemerkten wir ausgedehnte Forste aus eingeführten Pinusarten. An allen Küsten, die wir betraten, bewunderten wir die grossen Kokospalmenbestände, die streckenweise eigentliche Wälder bilden.

Kurzbeschreibung der vier besuchten Inseln

Viti Levu ist die grösste und älteste Insel des Archipels. Sie ist 146 km lang und 106 km breit und weist eine Fläche von 10 389 km² auf ($\frac{1}{4}$ der Schweiz). Ausgedehnte Zuckerrohr-Kulturen kamen uns bei der Rundfahrt am Schluss der Reise im Norden und Westen der Insel zu Gesicht. Die Bergkette, die sich in der Nord-Südrichtung erstreckt, teilt die Insel deutlich in zwei Vegetationszonen: die Ostseite ist unter dem Einfluss der Passatwinde feucht und grün, die Westseite während der Trockenheit gelb und braun. Der Übergang von der einen in die andere Vegetationszone ist abrupt.

Der Mt. Victoria (1323 m), die höchste Erhebung von Fiji, ist mit ursprünglichem Regenwald bekleidet. Leider erreichten wir den Gipfel nicht, da unser Begleiter den Weg nicht fand. Es wären an diesem Berg noch einige Farn-Endemiten zu erwarten gewesen. In der Umgebung von Nadurivatu am Fusse des Mt. Victoria trafen wir grosse Pinusforste an.

Vanua Levu, die zweitgrösste Insel des Archipels, ist mit 5538 km² etwa halb so gross wie Viti Levu. Die Länge der Insel beträgt 180 km, die grösste Breite 50 km. Die Geologie ist sehr kompliziert. Wahrscheinlich ist Vanua Levu durch Verschmelzung verschiedener vulkanischer Inseln entstanden. Die Hauptbergkette (höchste Erhebung 1111 m) verläuft in der Längsachse der Insel und bewirkt, dass die Südseite regenreich, die Nordseite trockener und wie die Westseite von Viti Levu für den Zuckerrohranbau geeignet ist.

Taveuni ist mit 435 km² (wenig grösser als der Kanton Baselland) die drittgrösste Insel von Fiji, 42 km lang und bis 11 km breit. Das Rückgrat der Insel bildet eine Kette von erloschenen Vulkanen. Der höchste Berg, der Uluigalau mit 1241 m, liegt genau unter dem 180. Längengrad. Die höher gelegenen Abhänge auf der Südostseite erhalten jährlich bis 10 000 mm Niederschlag; sie sind mit dichtem Regenwald besetzt. Taveuni ist reich an Kulturen und besitzt die schönsten Kokospflanzungen von Fiji. Gesammelt haben wir von Waiyevo aus auf der Nordostseite, hauptsächlich um den Des Voeux Peak (1195 m) herum.

Ovalau ist der Geburtsplatz des modernen Fiji. Levuka war die erste europäische Siedlung des Archipels und bis 1881 die Hauptstadt. Die Insel bildet ein Oval mit der Längsachse von 13 km in der Nordsüd-Richtung, einer Breite von 10 km und einer Fläche von etwa 100 km² (etwas weniger als die Hälfte des Kantons Zug). Die höchste Erhebung ist der Nadelaiovalau mit 626 m. Namentlich die Ostküste ist zerklüftet und schroff. Im Südwesten liegt eine mächtige Caldera. Fast das ganze Gebiet ist mit dichter Vegetation bedeckt, die den Passatwinden zugekehrte Ostseite mit tropischem Regenwald.

Wie viele Farn-Endemiten kann man in vier Wochen in Fiji sammeln?

Die erste botanische Erforschung der Fiji-Gruppe erfolgte 1840 durch die «United States Exploring Expedition». Brackenridge bearbeitete

die Farne und beschrieb damals beinahe die Hälfte der heute bekannten Arten. Die Forschungen wurden später hauptsächlich durch die Engländer fortgesetzt. Nach einem langen Unterbruch besuchte der leider letztes Jahr verstorbene Farnforscher Dr. G. Brownlie (Nachruf: Farnblätter 16) Fiji viermal in den 1960er- und frühen 1970er-Jahren. Sein Pteridophytenband «The pteridophyte flora of Fiji» war für uns weiterer Anreiz zur Reise nach Fiji. Für unser Unternehmen erhielten wir von Dr. Brownlie einen lebenswürdigen handgeschriebenen Brief mit wertvollen Hinweisen und Anregungen.

In Brownlies Farnflora werden 301 Farnarten dargestellt, die 89 Gattungen in 25 Familien zugeteilt sind.

Die Einteilung in Familien und Gattungen folgt in der nachstehenden Zusammenfassung der Bearbeitung der Pteridophyten für die Serie «The Families & Genera of Vascular Plants» (KRAMER et al., in Vorbereitung).

Gattung	A	B	C	D	E	F
<i>Marattiaceae</i>						
Marattia	1	1	–	–	1	1
Angiopteris	2	1	1	–	–	–
<i>Ophioglossaceae</i>						
Ophioglossum	3	1	–	–	–	–
Botrychium	1	–	–	–	–	–
<i>Osmundaceae</i>						
Leptopteris	1	1	–	–	1	1
<i>Pteridaceae</i>						
Syngamma	2	2	1	1	–	–
Taenitis	2	1	2	var. 2	var. –	–
Cheilanthes	3	1	–	–	–	–
Doryopteris	1	1	–	–	–	–
Coniogramme	1	–	–	–	–	–
Adiantum	4	2	1	–	–	–
Pteris	11	8	2	2	1	1
Acrostichum	1	–	–	–	–	–
<i>Vittariaceae</i>						
Antrophyum	5	4	2	1	–	–
Vittaria	2	2	–	–	–	–
Monogramme	1	1	1	1	–	–
<i>Nephrolepidaceae</i>						
Nephrolepis	4	4	1	1	–	–

Gattung	A	B	C	D	E	F
<i>Oleandraceae</i>						
Arthropteris	2	2	–	–	–	–
Oleandra	2	1	–	–	–	–
<i>Davalliaceae</i>						
Leucostegia	1	1	–	–	–	–
Davallia	7	5	3	3	1	1
<i>Dryopteridaceae</i>						
Acrophorus	1	–	–	–	–	–
Arachniodes	3	3	1	1	–	–
Dryopteris	2	–	–	–	–	–
Polystichum	2	–	1	–	–	–
Didymochlaena	1	1	–	–	–	–
Ctenitis	3	2	3	2	–	–
Lastreopsis	2	1	–	–	–	–
Tectaria	11	7	6	3	–	–
Pleocnemia	4	1	1	–	–	–
Diplazium	7	5	1 var.	–	–	–
Diplaziopsis	1	1	–	–	–	–
Deparia	4	1	2	–	–	–
<i>Blechnaceae</i>						
Doodia	1	1	1	1	–	–
Blechnum	8	5	5	4	–	–
Stenochlaena	1	1	–	–	–	–
<i>Lomariopsidaceae</i>						
Lomariopsis	2	–	–	–	–	–
Lomagramma	2	1	–	–	2	–
Bolbitis	3	2	2	1	–	–
Elaphoglossum	7	1	6	1	1	–
<i>Aspleniaceae</i>						
Asplenium	17	11	3	1	2	1
<i>Psilotaceae</i>						
Psilotum	2	2	–	–	–	–
Tmesipteris	1	–	–	–	–	–

Bedeutung der in der folgenden Tabelle aufgeführten Kolonnen:

A = Artenzahl nach Brownlie

B = Anzahl der von uns gesammelten Arten

C = Anzahl der endemischen Arten in Fiji nach Brownlie

D = Anzahl der von uns in Fiji gesammelten endemischen Arten

E = Anzahl der endemischen Arten, die ausser in Fiji auch auf anderen süd pazifischen Inseln vorkommen

F = Anzahl der von uns gemäss E gesammelten Arten

Gattung	A	B	C	D	E	F
<i>Dipteridaceae</i>						
Dipteris	1	1	–	–	–	–
<i>Gleicheniaceae</i>						
Sticherus	1	1	–	–	1	1
Diplopterygium	1	1	–	–	–	–
Dicranopteris	2	2	1	1	–	–
<i>Schizaeaceae</i>						
Schizaea	3	1	–	–	1	–
Lygodium	1	1	–	–	–	–
<i>Hymenophyllaceae</i>						
Hymenophyllum	8	3	1	–	2	1
Trichomanes	18	8	3	1	–	–
<i>Cyatheaceae</i>						
Cyathea	11	9	3	2	3	1
<i>Dicksoniaceae</i>						
Calochlaena	1	1	–	–	–	–
Dicksonia	1	1	–	–	1	1
<i>Dennstaedtiaceae</i>						
Saccoloma	2	2	2	2	–	–
Dennstaedtia	3	2	1	–	1	1
Microlepia	3	2	1	–	–	–
Pteridium	1	1	–	–	–	–
Hypolepis	2	1	2	1	–	–
Histiopteris	2	2	1	1	–	–
Odontosoria	1	1	–	–	–	–
Tapeinidium	2	2	–	–	2	2
Lindsaea	14	6	2	2	3	3
<i>Thelypteridaceae</i>						
Thelypteris	22	11	8	3	4	2
Pseudophegopteris	–	1	–	1	–	–
Macrothelypteris	2	1	–	–	–	–
<i>Polypodiaceae</i>						
Pyrrosia	2	2	–	–	–	–
Drynaria	1	1	–	–	–	–
Aglaomorpha	1	–	–	–	–	–
Selliguea	1	1	–	–	1	1
Loxogramme	1	1	–	–	–	–
Belvisia	2	1	–	–	1	–
Lemmaphyllum	1	1	–	–	–	–
Microsorium	4	3	2	1	–	–
Dictymia	1	–	–	–	1	–
Phymatosorus	4	3	1	1	–	–
Polypodium	1	1	–	–	–	–
<i>Grammitidaceae</i>						
Grammitis	7	1	4	–	2	–
Calymmodon	1	–	1	–	–	–
Ctenopteris	8	2	5	1	–	–

Gattung	A	B	C	D	E	F
		<i>Lycopodiaceae</i>				
<i>Lycopodium</i> (s.l.)	14	7	6	3	–	–
		<i>Selaginellaceae</i>				
<i>Selaginella</i>	7	7	3	3	2	2
		<i>Equisetaceae</i>				
<i>Equisetum</i>	1	–	–	–	–	–
Total	301	177	93	47	38	21

Die Zusammenstellung ergibt, dass wir in der uns zur Verfügung stehenden Zeit rund 60 % der in Fiji bekannten Farnarten, gut 50 % der Endemiten und etwa 60 % aller Farn-Endemiten des südpazifischen Raums fanden.

Die von uns gesammelten, im südpazifischen Raum vorkommenden Farn-Endemiten

Für die Verbreitung werden folgende Abkürzungen benützt:

Vi = Viti Levu, Va = Vanua Levu, T = Taveuni, O = Ovalau, P = Südpazifische Inseln.

Die Anordnung der Gattungen stimmt mit der Reihenfolge in der vorangehenden Tabelle überein.

<i>Marattia smithii</i> Mett.	Vi, Va, T, O, P
<i>Sticherus oceanicus</i> (Kuhn) St. John	Vi, P
<i>Dicranopteris caudata</i> (Copel.) St. John	Vi, Va
<i>Hymenophyllum samoense</i> Baker	Vi, P
<i>Trichomanes caespifrons</i> C. Chr.	Vi, T, O
<i>Cyathea plagiostegia</i> Copel.	Vi
<i>C. lunulata</i> ssp. <i>vitiensis</i> (Carr.) Holtt.	Vi, Va, O
<i>C. alta</i> Copel.	Vi, T, P
<i>Dicksonia brackenridgei</i> Mett.	Vi, Va, T, O, P
<i>Saccoloma ferulaceum</i> (Moore) ined.	Vi
<i>S. tenue</i> (Bl.) Mett.	Vi, Va, T, O
<i>Dennstaedtia flaccida</i> (Forst.) Bernh.	Vi, P
<i>Hypolepis elegans</i> Carr.	Vi, Va, T
<i>Histiopteris sinuata</i> (Brack.) J. Smith	Vi, O
<i>Tapeinidium melanesicum</i> Kramer	Vi, P

<i>T. denhamii</i> (Hooker) C. Chr.	Vi, O, P
<i>Lindsaea lapeyrousii</i> (Hk.) Baker ssp. <i>fijiensis</i> Kramer	Vi, Va
<i>L. pacifica</i> Kramer	Vi, Va, T, O, P
<i>L. pickeringii</i> (Brak.) Mett. ex Kuhn	Vi, T, P
<i>L. pulchra</i> (Brack.) Carr. ex Seemann	Vi, T, O, P
<i>L. vitiensis</i> Kramer	Vi, Va, T
<i>Plesioneuron</i> (<i>Thelypteris</i>) <i>hopeanum</i> (Baker) Holtt.	Vi, Va, T, O
<i>Thelypteris rubrinervis</i> (Mett.) Iwatsuki	Vi, Va, T, P
<i>T. magnifica</i> (Copel.) C. Reed	Vi, Va, T, O
<i>Pneumatopteris</i> (<i>Thelypteris</i>) <i>parksii</i> (Ballard) Holtt.	Vi, Va, T
<i>Pseudophegopteris</i> sp. (unbeschrieben)	Vi
<i>Pyrrosia serpens</i> (G. Forster) Ching	Vi, P
<i>Selliguea feeoides</i> Copel.	Vi, T, P
<i>Loxogramme parksii</i> Copel.	Vi, Va, T, O, P
<i>Microsorium alatum</i> (Brack.) Copel.	Vi, Va, O
<i>Phymatosorus parksii</i> (Copel.) Brownlie	Vi, T
<i>Ctenopteris seemannii</i> (J. Sm.) Copel.	Vi
<i>Syngamma spathulata</i> (C. Chr.) Holtt.	Vi, Va
<i>Taenitis pinnata</i> (J. Sm.) Holtt.	Vi, Va
var. <i>brachysora</i> (Baker) Holtt.	
var. <i>polypodioides</i> (Baker) Holtt.	Vi, Va
<i>Pteris vitiensis</i> Baker	Vi, O
<i>P. parhamii</i> Brownlie	Vi, Va
<i>P. litoralis</i> Rech.	Vi, Va, T, P
<i>Antrophyum subfalcatum</i> Brack.	Vi, Va, T
<i>Vaginularia</i> (<i>Monogramma</i>) <i>angustissima</i> (Brack) Mett.	Vi, T, O
<i>Nephrolepis saligna</i> Carr.	Vi, Va, T
<i>Davallia fejeensis</i> Hk.	Vi, Va, T, O
<i>D. epiphylla</i> Sw.	O, P
<i>Humata</i> (<i>Davallia</i>) <i>botrychioides</i> Brack.	Vi, Va, T
<i>Scyphularia</i> (<i>Davallia</i>) <i>pyncocarpa</i> (Brack.) Copel.	Vi, T, O
<i>Arachniodes maxima</i> (Baker) Brownlie	Vi, O
<i>Ctenitis waiwaiensis</i> (C. Chr.) Brownlie	Va
<i>C. fijiensis</i> (Hk.) Copel.	Vi, Va, O
<i>Tectaria hookeri</i> Brownlie	Vi
<i>T. vitiensis</i> Brownlie	Vi
<i>T. tripartita</i> (Baker) Copel.	Va
<i>Pleocnemia leuzeana</i> (Gaudichaud) Presl	Vi, P
<i>Diplazium bulbiferum</i> Brack.	Vi, Va, P
<i>D. melanocaulon</i> Brack.	Vi, T, O, P
<i>Doodia brackenridgei</i> Carr.	Vi, Va, O
<i>Blechnum vittatum</i> Brack.	Vi, Va, O
<i>B. coriaceum</i> (Brack.) Brownlie	Vi, Va
<i>B. diffforme</i> Copel.	Vi
<i>B. milnei</i> (Carr.) C. Chr.	Vi, Va, T, O
<i>Bolbitis rivularis</i> (Brack.) Ching	Vi
<i>Elaphoglossum dominii</i> Krajina	O
<i>Asplenium carruthersii</i> Baker	Vi, Va, O
<i>A. bipinnatifidum</i> Baker	Vi, Va, T, P
<i>Lycopodium parksii</i> Copel.	Vi, O
<i>L. trifoliatum</i> Copel.	Vi, Va, T, O
<i>L. foliosum</i> Copel.	Vi, Va, T, O
<i>Selaginella viridangula</i> Spring	Vi, Va, T, O
<i>S. breynioides</i> Baker	Vi, Va
<i>S. distans</i> Warb.	Vi, Va, T, O
<i>S. firmula</i> A. Br. ex Kuhn	Vi, Va, T, O, P
<i>S. rechingeri</i> Hier.	Vi, O, P

Literatur

- BROWNLIE*, G. 1977. The peridophyte flora of Fiji. Beihefte zur Nova Hedwigia 55.
- HOLTTUM*, R. E. 1964. The tree-ferns of the genus *Cyathea* in Australasia and the Pacific. *Blumea* 12, 241–274.
1966. The genera *Lomariopsis*, *Teratophyllum* and *Lomogramma* in the islands of the Pacific and Australia. *Blumea* 14, 215–223.
1977. The family Thelypteridaceae in the Pacific and Australasia. *Allertonia*, Vol. 1, No. 3.
- KAY*, R. 1986. Fiji, a travel survival kit. Lonely Planet Publications.
- KRAMER*, K. U. 1970. The Lindsaeoid Ferns of the Old World V. The smaller Pacific Islands. *Blumea* 18, 157–194.

Gefiederte Freunde

R. Göldi, St. Gallen

Herrn Prof. T. Reichstein zu seinem 90. Geburtstag gewidmet



Vögel haben Gefieder, Farne Fiedern: Ein guter Grund, die Farne auch zu unsern Gefiederten Freunden zu zählen. Zwischen Vögeln und Farnen gibt es nämlich nicht nur Gegensätze. Leicht finden wir Parallelen, Analogien oder andere mehr oder weniger gesuchte Berührungspunkte. Es leben heute beinahe gleich viele Vogelarten wie Farne, je gegen 10 000. Vielleicht bestehen sogar gewisse Ähnlichkeiten in der Entwicklungsgeschichte. Vom Urvogel *Archaeopteryx* wird als besondere Ursprünglichkeit der reptilienartig lange und mit Federn versehene Schwanz erwähnt. Der Begriff Farn soll auf das altindische «Parna-m» zurückgehen, was mit Flügel oder Feder übersetzt werden kann.

An den jungen, aus den Prothallien hervorgehenden Pflänzchen (Sporophyten) lässt sich die ontogenetische Entwicklung der Farnwedel erkennen und ableiten. Das Primärblättchen hat meistens eine einfache, gleichschenklige Gabelspreite. Die Folgeblättchen zeigen dann die durch Übergipfelung immer ausgeprägter werdende Fiederung. Den gabeligen Ursprung erkennen wir aber vielfach auch an ausgewachsenen Wedeln, so bei der Mauerraute (*Asplenium ruta-muraria*), beim Alpen-Blasenfarn (*Cystopteris regia*) und beim Nacktfarn (*Anogramma leptophylla*).

Auf die Fieder-Fachsprache, die von fiedernervig bis mehrfach gefiedert reicht, will ich nicht näher eingehen. In der neuesten, der 18. Auflage, von Heitz neu bearbeiteten Schweizerflora finden wir sie an Hand von schematischen Figuren gut erläutert. Zum Bestimmen fiederblättriger Sippen, zu denen neben den Farnen z.B. auch Rosen-, Schmetterlings-, Dolden- und Korbblütler gehören, müssen wir die Fiederungsgrade genau betrachten und interpretieren können. Nur allzu oft muss ich beschämt feststellen, dass mir erst ein entsprechender Bestimmungshinweis für den wirklichen, morphologischen Sachverhalt die Augen öffnet.

«Die Farne sind merkwürdige Gewächse, halten sich sehr lange in den Sammlungen und nehmen sich in den Bogen vorteilhaft aus». Diese originelle Angabe machte C. F. Froelich in seiner Flora, die 1850 unter dem Titel «Botanische Spaziergänge im Kanton Appenzell» herauskam. Von ihm sind heute noch Belege oder eben Bögen im St. Galler Herbarium vorhanden. Sie beweisen, dass er nicht nur wissenschaftlich sorgfältig, sondern auch nach ästhetischen Gesichtspunkten vorbildlich und behutsam gesammelt und präpariert hat. – In diesem Sinne sind ja

Abb. 1

Hans Fischer: Waldszene mit Farnen, eine Illustration des Märchens «Gockel, Hinkel und Gackeleia» von Clemens Brentano.

auch die Ratschläge unseres verehrten Nestors und Jubilars Prof. T. Reichstein zu verstehen. In der Nummer 6 unserer «Farnblätter» veröffentlichte er den Aufsatz «Das Sammeln von Farnen» und darin setzt er sich vehement dafür ein, dass möglichst wenig Wedel und diese so gesammelt und gepresst werden, dass sie für wissenschaftliche Zwecke dienen können, aber auch ästhetisch zu befriedigen vermögen. Zu letzteren sei hier auch erwähnt, was H. Christ in seinem Werk «Geographie der Farne» geschrieben hat: «Ästhetische Antriebe spielen in der Erforschung der Natur eine weit grössere Rolle als man gewöhnlich eingesteht. Die erste Anregung, der erste Zug zu einer Gruppe von Wesen als Gegenstand der Erforschung ist fast immer ein ästhetischer Eindruck und die ästhetische Freude am Gegenstand ist der beste Ansporn und die sicherste Garantie einer erfolgreichen Arbeit». Dem möchte ich aus eigener Erfahrung beifügen: Je länger wir uns mit einer Sache beschäftigen, um so mehr wächst sie uns ans Herz und um so mehr wird auch unser ästhetisches Empfinden dafür geweckt. Bei der Sache kann es sich sogar um Farne handeln!

Selten habe ich Schüler beim Zeichnen von Farnen angetroffen. Vielleicht verständlich, denn die Einheit in der Mannigfaltigkeit, wie Christ die Schönheit der Farne definierte, bedingt ein aufwendiges und hingebendes Schauen und Zeichnen und ist für eine effektvolle Stundenarbeit kaum geeignet.

Auch bei Künstlern finden wir selten Farnbilder. Bei den Alten, wo Farne ökologisch oft so gut in die romantischen Landschaften und Grotten gepasst hätten, mögen symbolische und mystische Vorurteile ihre Darstellungen verhindert haben. Von Albrecht Dürer, der die gefiederten Akelei-, Schöllkraut- und Schafgarben-Blätter so einzigartig aquarelliert hat, sind mir keine Farnzeichnungen bekannt.

Auf dem berühmten Bild «Madonna in der Felsengrotte» von Leonardo erkennen wir im Hintergrund nur ganz dezent einige Farnwedel. Kraftvoll schmücken dagegen einige Wurmfarne die Lichtung in Robert Zünds «Eichwald» in der Sammlung des Zürcher Kunsthauses.

Eine Vorliebe habe ich für Hans Fischer (vgl. Abb. 1, Titelseite). In seinem allzu kurzen Leben hat er für Kinder- und Märchenbücher viele Tiere und Pflanzen, vor allem Federvieh, Hennen und Hähne und viel gefiederte Gewächse, Disteln, Doldenblütler und Farne skizziert und gemalt. Auf seinem paradiesischen Wandbild im Schulhaus Kollbrunn ZH sind Wedel des Ruprechtfarnes erkennbar.

«Zu den aufregendsten Entdeckungen der letzten Jahre im Bereiche der naiven Malerei gehört sicher das Werk von Hans Krüsi», schreibt eine prominente Kunsthistorikerin. Dieser in St.Gallen lebende

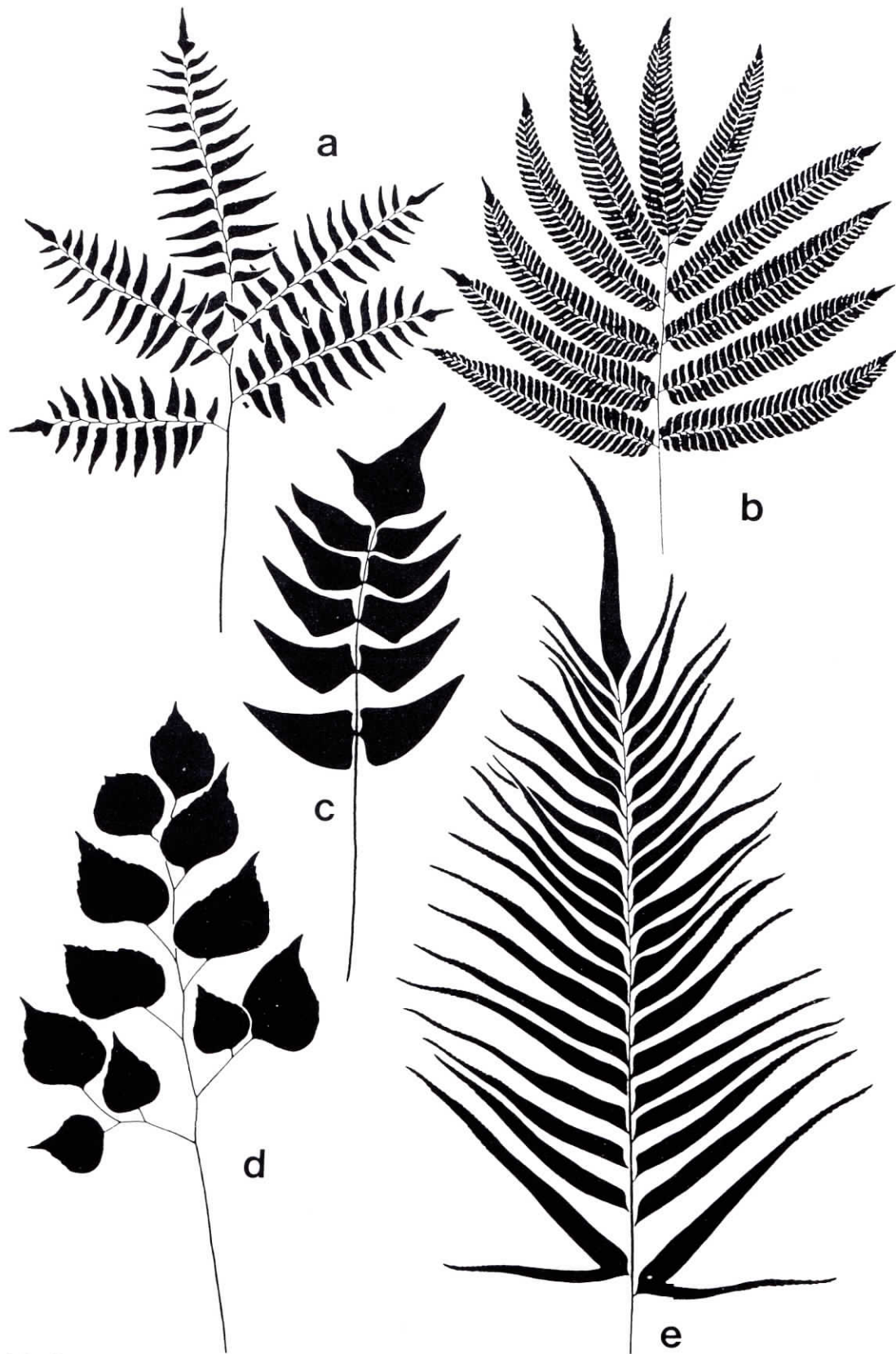
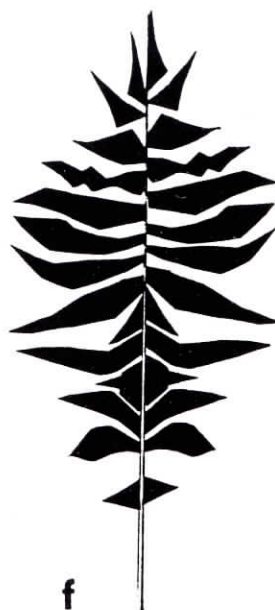
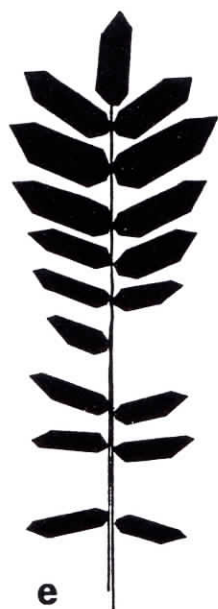
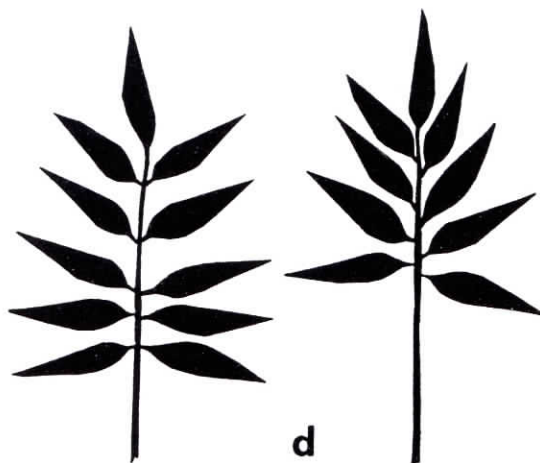
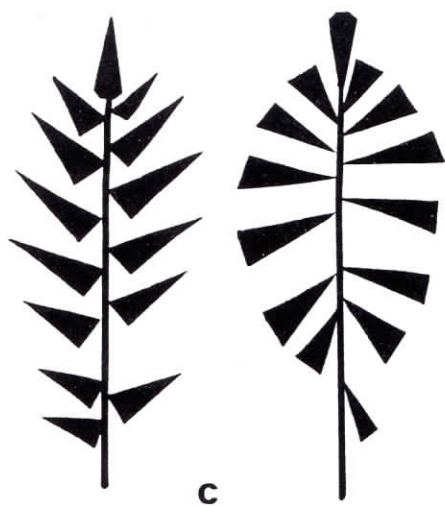
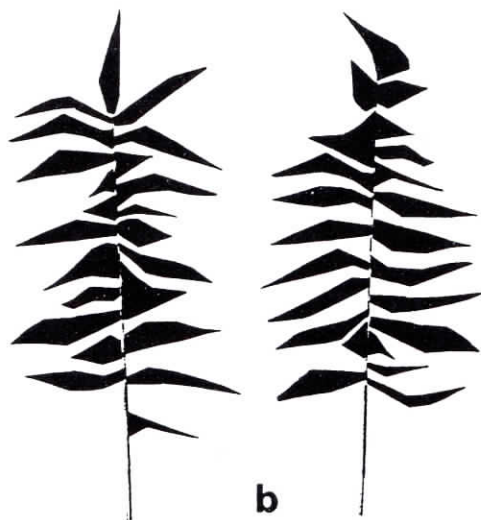
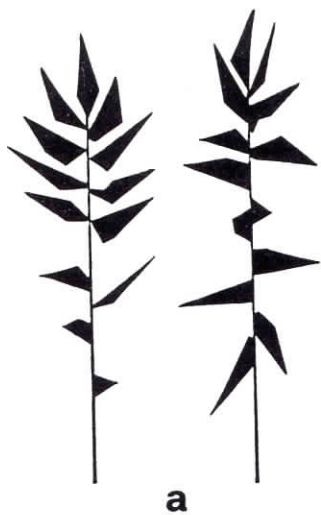


Abb. 2

Silhouetten-Abbildungen aus: Tryon R.M. & Tryon A.F. Ferns and Allied Plants. Springer Verlag New York, Heidelberg, Berlin; S. 329 (1982). Frauenhaar-Arten. a) *Adiantum latifolium*, b) *A. pulverulentum*, c) *A. macrophyllum*, d) *A. anceps*, e) *A. scalare*.

Ein Einblick in ein natürliches «Fiederblatt-Puzzle» (man vergleiche Abb. 3)



Appenzeller fristete lange Jahre ein bescheidenes Leben als Blumenverkäufer. Heute besitzen renommierte Museen Bilder von ihm. Eines seiner Bilder ist mir besonders aufgefallen, weil darauf in origineller, ungewöhnlicher Art Farnwedel eingefügt waren.

Eher etwas kritisch stand ich anfänglich den Silhouettenbildern gegenüber. Je länger je mehr liess ich mich aber vor allem von Prof. Reichsteins Silhouetten der Streifenfarn- und Schildfarn-Arten und Bastarde überzeugen und begeistern. Ein Wunder für sich, wie die einzelnen Formen, trotz recht weitgehender, individuell wechselnder Detailgestaltung, nur nach den Schattenbildern, vor allem nach den Umrissen, unterschieden werden können. Von Freihandzeichnungen können sie kaum überboten werden. – Einen grandiosen Abriss der pteridologischen Formenvielfalt zeigen uns die nach Gattungen unterteilten Silhouetten-Tafeln im Buch «Ferns and Allied Plants» von R. M. und A. F. Tryon (Abb. 2).

Nach der Devise von Arnold Kübler «Was ich nicht gezeichnet, habe ich nicht gesehen», sollten wir stets auch selbst zu zeichnen versuchen. Auch wenn dabei nur unbeholfene Stricheleien hervorgehen, zwingt uns das eigene Tun zumindest zu aufmerksamem Schauen, das richtig verstanden, viel Vergnügen und Freude macht. – Was mir ebenfalls viel Spass macht, sind Fiederblatt-Puzzles (Abb. 3): Auf verschiedenste Art zugeschnittene Papierschnitzel füge ich dabei zu Fiederblättern zusammen. Mit kleinen Veränderungen in der Reihenfolge, der Abstände und Stellungen ergeben sich überraschende und vielfältige Resultate. Es ist gleichsam eine Art von Herausforderung, ein Versuch, den Gesetzmässigkeiten (oder auch den kleinen Regelverstössen) auf den Grund zu kommen, welche die Farne so schön machen. Nur vage kenne

Abb. 3

Künstliches Fiederblatt-Puzzle mit zugeschnittenen Papierschnitzeln – ein Spiel – oder – Thema mit Variationen –.

a) Beide Wedel sind mit je 13 identischen Papierschnitzeln zusammengefügt. Für das Gesamtbild spielt die Anordnung eine entscheidende Rolle. Das Ordnen macht Spass und ist ästhetisch anregend.

b) Wie a) aber mit zahlreicheren Blättchen. c) Die gleichen Schnitzel sind verschiedenseitig an die Rhachis angesetzt worden. Unterbrechungen des rhythmischen Aufbaues bringen Spannung und damit eine gewisse Lebendigkeit. d) Beispiel mit «natürlichen» Fiedern. Abstand, Gegenständigkeit oder Wechselständigkeit und Stellung der Fiedern bringen eine Vielfalt von Eindrücken. e) Der Kontrast von Regelmässigkeit und Unregelmässigkeit von Ansatz und Grösse der Fiedern erhöht die Attraktivität der zusammengesetzten Blattform. f) Vielleicht etwas zu dekorative Variante und damit unnatürlich. Von der Natur werden wir aber immer wieder mit so «unnatürlichen» Beispielen überrascht und gerade sie finden wir dann besonders interessant.

ich leider die Sammlungen des Textilmuseums in St. Gallen. Ich vermute aber, dass unter der grossen Zahl von pflanzlichen Stickerei-Motiven auch interessante Farn-Darstellungen figurieren. So wurde in einer Sonderschau dieses Museums eine gestickte Bordüre mit dem Ornament von sich entrollenden Farnwedeln gezeigt. Dazu wurde erklärt, dass der gerollte Farn ein typisches Symbol des Jugendstils war, wo es nicht mehr allein um die Blumendarstellung ging, sondern die wüchsige, gespannte Form der Pflanzen darzustellen war, und so habe die Schrauben- oder Spiralbewegung eine besondere Bedeutung erlangt.

Die Spirale der Farnwedel-Knospen und ihre Entfaltung in all den arteigenen Variationen wäre ein Thema für sich. Die Spirale ist ein weltumspannendes Phänomen. Das Interesse und die Freude an ihr verbindet die Pteridologen mit andern Botanikern, mit Zoologen, Mathematikern, Astronomen, Technikern, Baumeistern, Philosophen und vor allem auch mit Vertretern und Anhängern der Bildenden Künste. So hat sich, um nur ein Beispiel zu nennen, Paul Klee sehr umfassend mit der Spirale befasst und sie auf verschiedenste Art in seinen Werken verwendet.

Eine Abhandlung über «die Spirale im Pflanzenreich» hat Prof. Heinrich Zoller mit folgenden Worten beendet: «Die gestaltliche Analogie, mit der sich Spiralen im Makro- und Mikrokosmos der Natur manifestieren und auch vom menschlichen Geist als geometrische Figuren und in Kunstwerken erzeugt worden sind, mögen davon zeugen, dass Natur und Kunst von einer allumfassenden, ideellen Verwandtschaft durchwirkt sind!»

Erfahrungen mit Keimversuchen bei Polypodium interjectum Shivas

A. Eschelmüller, Säntisstrasse 3, D-8961 Sulzberg/Allgäu

Für Prof. T. Reichstein zu seinem 90. Geburtstag

Seit 1970 standen sie auf dem Fensterbrett in meinem Arbeitszimmer: zwei Blumentöpfe mit dem Gesägten Tüpfelfarn (*Polypodium interjectum*) und zwei Blumentöpfe mit dem Bastard *Polypodium* $\times$ *mantoniae* (*P. vulgare* $\times$ *P. interjectum*), die ich damals zum ersten Male im Oberallgäu bzw. in den Bayerischen Alpen nachweisen konnte; ein Stock vom Südlichen Tüpfelfarn (*Polypodium australe*) aus den Bergen Liguriens ergänzte meinen etwas ausgefallenen «Wintergarten» seit 1971. Alle Pflanzen hatte ich aus etwa vier Zentimeter langen Rhizomstückchen selbst kultiviert – und sie gediehen prächtig.

1983 versuchte ich zum dritten Male, eine Serie von Farnen unter gleichen Bedingungen aus Sporen zu ziehen, um sie von den ersten Tagen an zu beobachten. Am erfolgreichsten erwies sich die Aussaat von *P. interjectum*, und von dieser wird nun vor allem die Rede sein.

Material und Methoden

Die Sporen von *P. interjectum* stammen von einer Pflanze vom Fundort Burgberg im Oberallgäu (vgl. Mitt. Naturwiss. Arbeitskr. Kempten 14 (2): 43–48, 1970; 15 (1): 6–10, 1971). Die Aussaat erfolgte auf Agar-Agar in Petrischalen von 7,5 cm Durchmesser. Die Sporen wurden durch Müller-Gaze mit 90 μ m Maschenweite «gesiebt», um grössere Verunreinigungen zu vermeiden. Im Arbeitszimmer, geschützt vor direkter Sonneneinstrahlung, hatten die Kulturen bei 8–9 Stunden Tageslicht und Temperaturen zwischen 16 und 20°C Gelegenheit zur Keimung. Zur Kontrolle wurde der Deckel der Schalen nach einigen Tagen kurz abgenommen und die Saat mit der binokularen Lupe (10- und 30-fach) durchgemustert. Mit Notizen im Telegrammstil und einfachsten Bleistiftskizzen wurden die Veränderungen festgehalten.

Entwicklung der Vorkeime und der jungen Sporophyten

Die folgenden Abschnitte enthalten Ausschnitte einer längeren Beobachtungsreihe. Am 27. 12. 1983 werden die Sporen von *P. interjectum* auf 1% Agar-Agar-Gel ohne Zusatz von Nährstoffen in eine Petrischale gesät. Nach 5 Tagen schon haben sich die länglichen Sporen etwas verändert, sie sind rundlicher geworden, die Sporenwandung ist gerissen, neben der Zelle, die die Spore zum Platzen gebracht hat, entwickelt sich – noch ganz klein – die erste Rhizoidzelle. Nach 8 Tagen dann sind die ersten Vorkeimzellen schon grün und die Rhizoiden sind etwa so lang wie die Spore. 11 Tage nach der Aussaat bestehen viele Prothallien aus zwei grünen Zellen. Durch Auszählen wird festgestellt, wieviele Sporen der Probe keimen, es sind dies 722 von 742 Sporen, also 97,3 %. Nach 15 Tagen besitzen die meisten nun vier- bis fünfzelligen Prothallien zwei Rhizoiden. Um die «Keimlinge» nicht von der Unterlage zu lösen, wässere ich die Kultur vorsichtig mit einer Pipette (Leitungswasser). Mehr als 60 % der Prothallien zeigen nach 18 Tagen schon Längswände, die erste Längswand ist meist schon in der dritten Zelle zu sehen (Abb. 1). (Zum Vergleich: Bei *Dryopteris expansa* erst in der fünften Zelle, bei *Dryopteris remota* erst in der neunten bis zwölften Zelle unter völlig gleichen Wuchsbedingungen). 32 Tage nach der Aussaat haben alle Prothallien eine zungenartige Form angenommen, an der Scheitelskante fällt ein Zellkranz mit kleineren Zellen auf. Asymmetrische Formen sind häufig zu beobachten (Abb. 2). Nach 39 Tagen ist festzustellen, dass sich die Prothallien mit ihrer Oberseite immer mehr gegen das Licht ausrichten und sich etwas vom Substrat abheben. Die Unterseite ist dem Lichte abgewandt, auf ihr finden sich die fast wie «Stelzwurzeln» aussehenden Rhizoiden. Durch Markierung des Randes wird nun die Petrischale so orientiert, dass die Richtung des Lichteinfalls gleich bleibt. Nach 64 Tagen bilden die kräftigsten Prothallien Keilformen mit beginnender Einbuchtung am Scheitel, dort finden sich die kleinsten Zellen. Die Grösse der Prothallien wird an zwei Beispielen bestimmt, das erste ist 0,9 mm lang und 0,23 mm (sechs Zellen) breit, das zweite ist 1,1 mm lang und 0,4 mm (acht Zellen) breit (Messungen von H. Mendl). Vom 74. Tag an werden die Proben (nicht wie bisher mit Leitungswasser) mit einer Nährlösung versorgt. Bei Bedarf wird die Flüssigkeit (destilliertes Wasser und eine Batterie mit Vollnahrung-Luwasa-Hydrokultur) mit einer Pipette in die Schalen gebracht. Die Nährlösung wird im Dunkeln aufbewahrt, um Algenwachstum zu

vermeiden. 83 Tage nach der Aussaat sind an jedem Prothallium 15–20 rötliche Rhizoiden deutlich erkennbar (Rhizoiden sind bei Kulturen von *Dryopteris* im Durchlicht überhaupt nicht zu sehen). Auch auf der Oberseite stehen rötliche, kürzere Rhizoiden, die fast wie Borsten aussehen. Die Farbe der Prothallien ist hellgrün, die Zellwände erscheinen etwas dunkler. Um dem Befall von Krankheitserregern vorzubeugen, wird die Agarplatte nach 93 Tagen zerschnitten und die Agarstücke werden auf zwei Schalen verteilt. Wie die spätere Erfahrung zeigte, war das weise Voraussicht, denn bereits nach 5 Monaten etwa starben die Keimlinge einer Schale ab infolge von Infektionen. Die Lücken zwischen den Agarstückchen werden mit einem Gemisch von gebranntem Tonstaub und Gartenerde vorsichtig aufgefüllt. Mit der Beobachtung im Durchlicht ist es nun vorbei. Gegossen werden die Kulturen nun ausschliesslich mit Nährlösung. Die Prothallien sind jetzt bis zu 1,6 mm lang. 109 Tage nach der Aussaat zeigen die Prothallien eine Einbuchtung in der Scheitelregion, sie sind 18–20 Zellen breit und haben Herzform angenommen. Am Rande sind vereinzelte «Papillen» sichtbar. Nach 132 Tagen fallen auf der Unterseite der Prothallien (im Seitenlicht) kleine kugelige Gebilde auf – vermutlich Antheridien. Einige Tage später wird eines der breit herzförmigen Prothallien so gedreht, dass die morphologische Unterseite nach oben schaut, dies um Veränderungen im Auflicht besser verfolgen zu können. Es zeigen sich längliche Auswüchse, aber auch rundliche Höcker: Antheridien und Archegonien (Abb. 3). Am 144. Tag nach der Aussaat sind die ersten Sporophyten zu beobachten. Die Sporophytenentwicklung wird nun vor allem an dem Prothallium verfolgt, das umgedreht wurde. Am 169. Tag lässt sich die erste Wurzel unterscheiden, zwei Wochen später ist der junge Sporophyt schon durch einen kleinen Spross, eine Wurzel und ein bandförmiges Blättchen gekennzeichnet. Nach 194 Tagen nach der Aussaat ist das erste Blättchen etwa 4 mm lang geworden und ein zweites beginnt sich zu entwickeln (Abb. 4). Am 223. Tag misst das erste Blättchen 5 mm in der Länge, das Prothallium ist nun kaum mehr zu erkennen, es löst sich vom schmalen Teil her langsam auf. Zwei Wochen später ist das zweite Blättchen gut entwickelt. Im übrigen Teil der Petrischale sind 15 Jungpflanzen zu zählen. Am 253. Tag zeigt die Untersuchung, dass bereits ein drittes Blättchen entstanden ist, das 4 mm lang ist (Abb. 5). Die «Inventur», die etwa eine Woche später erfolgt, ergibt mindestens 40 Sporophyten in der Probe. Die Prothallien sind aber leider in der schlammigen Grundmasse versunken und wahrscheinlich auch zum Teil aufgelöst (Tonstaub mit Wasser – nie mehr wieder!). 304 Tage nach der Aussaat zeigt das nun schon über längere Zeit beobach-

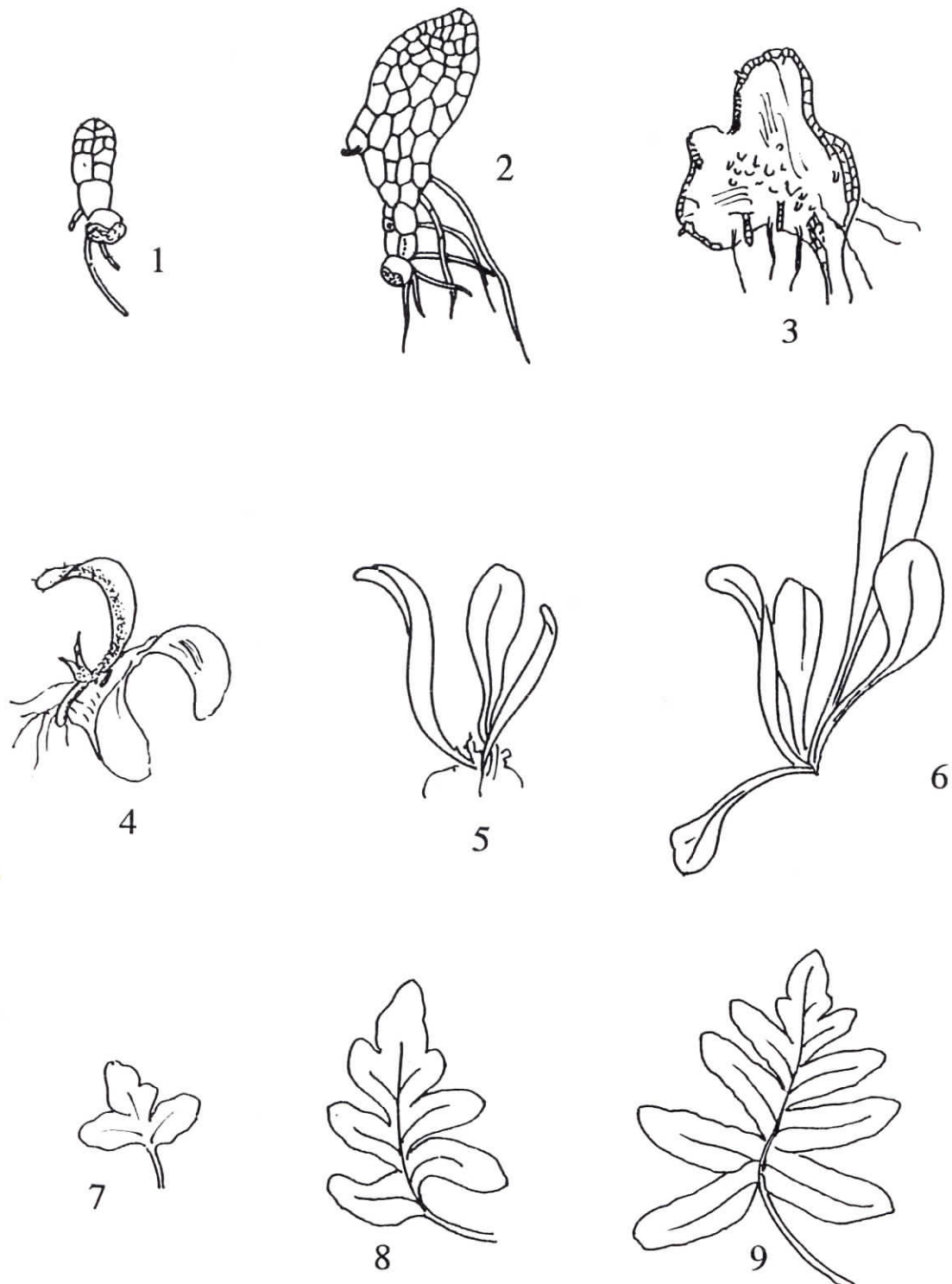


Abb. 1–9. Verschiedene Entwicklungsstadien von *Polypodium interjectum*. Weitere Erläuterungen im Text.

Prothallium vier Blättchen, das längste davon ist 9 mm lang und 1,5 mm breit. Das erste Blättchen ist braun geworden. Am 339. Tag ergibt die Kontrolle, dass nun auch ein schwach zweilappiges Blättchen entstanden ist (Abb. 6). Nach einem Jahr und 15 Tagen zeigen sich am bevorzugten Untersuchungsobjekt verschimmelte Blättchen, die entfernt werden. Drei Wochen später sind zwar weitere Blättchen entstanden, aber an den Blattstielen zeigen sich weisse «Flocken». Wenige Tage darauf ist die Pflanze abgestorben. Neben dieser einen Pflanze sind aber glücklicherweise noch viele andere vorhanden. Um diese an die trockenere Frischluft zu gewöhnen, wurde der Deckel der Petrischale anfänglich nur für wenige Stunden entfernt (Raumtemperatur 12–18°C). Nach gut einem Jahr und einem Monat wurden Pflanzen, die bis 15 mm lange Blätter entwickelten, in eine Plastik-Torfplatte umpflanzt. Es sind viele Einzelpflanzen, die täglich, wenn auch sparsam, wegen des geheizten Zimmers mit Wasser versorgt werden müssen. Einmal pro Woche werden die Kulturen genauer kontrolliert und verwelkte Blättchen entfernt. Doch bald schon kümmern die kleinen Polypodien, sie sind von Blattläusen befallen. Durch Ablesen der Tiere mit einer Pinzette und durch vorsichtiges Bestäuben der Blattspreiten mit Paral wird versucht, eine Besserung zu bewirken. Trotzdem bleiben die Polypodien «Sorgenkinder». Siebzehn Monate nach der Aussaat sind nur noch zwei Pflanzen am Leben (Abb. 7 zeigt ein Blättchen einer der beiden Pflanzen). Beide Pflanzen werden gemeinsam in einen Blumentopf gesetzt, dies nach gut 20 Monaten seit der Aussaat. Die Blätter gleichen nun schon viel eher einem Tüpfelfarnblatt (Abb. 8). Nach dem Umtopfen wachsen die Pflanzen besser, die jüngsten Blätter zeigen schon mehrere Fiedern (Abb. 9). 3 Monate nach dem Umtopfen sind dann typische Blätter entstanden, das grösste davon ist 34 mm breit. Nach 2½ Jahren wird die offensichtlich gesunde Kultur in einen Blumentopf mit 11 cm Durchmesser umpflanzt; sie bekommt ihren ständigen Platz an einem südseitigen Fenster und wird einmal mit etwas gemahlenem Kalk aus einem Steinbruch «gedüngt». Fast 39 Monate nach der Aussaat tragen die Rhizome im Blumentopf 14 Blätter, die bis zu 12 cm lang und 4,5 cm breit aber immer noch steril sind. Einen Monat später lässt ein abgeschnittenes Blatt zahlreiche kleine weisse Härchen auf den Fiederunterseiten erkennen. Die Schuppen am Stiel weisen an ihrer Basis ein gitterartiges, intensiv braunes Adernetz auf. Der durchsichtige Knorpelrand berührt in den Buchten zwischen den Fiedern an keiner Stelle die Rhachis. Der einzige Sorus, der sich gebildet hat, enthält keinerlei Paraphysen oder Schuppen. Die Sporangien sind mit 4 bis 6 gelbbraunen Annuluszellen versehen. Glasig, aber in

der Form einwandfrei erscheinen die Sporen unter dem Mikroskop. Im oberen Teil des Blattes zeigen sich die Schliesszellen im Durchlicht scharf rotbraun gerändert. Alles in Ordnung? Die zukünftigen Beobachtungen werden es zeigen.

Die Ergebnisse des ganzen Versuches sind für den kühlen Rechner schnell aufgelistet: sie bestehen aus einem Dauerpräparat mit halbreifen Sporangien auf einem Objektträger, einigen gepressten Blättern und einem einzigen Blumentopf mit *Polypodium interjectum* aus Sporen gezogen.

Bemerkungen

Wurde wirklich nicht mehr erreicht? Für den Berichterstatter war es allerdings viel mehr, als es das recht bescheidene Resultat vermuten lässt. Die vielen Monate der Beobachtung erlaubten einen Einblick in das Werden dieser Lebewesen – eine angenehme Alternative zu der sonst in der Winterszeit üblichen Beschäftigung mit trockenen Herbarbelegen. Manchmal hatte der «Nachwuchs» in den Kulturen Anlass zu Sorge gegeben, weitaus häufiger aber zur Freude. Das vielfach abgestufte Grün der Vorkeime im Durchlicht, die rötlichen Farbtönungen der Rhizoiden als Kontrast, das faszinierende Wechselspiel der Lichter auf den so verschiedenartig geformten Zellen und die immer wieder verblüffende Wirkung bei der Vergrösserung kaum beobachteter Details auf den Betrachter – locken sie nicht zu weiteren Versuchen?

Vielleicht gibt es beim nächsten Male eine «Überschuss-Produktion»! Man könnte dann vielleicht der freien Natur etwas «nachhelfen», denn ... Inzwischen ist ein Fundort bei Burgberg im Oberallgäu, der neben *Polypodium interjectum* vor allem zahlreiche Exemplare von *Polypodium* $\times$ *mantoniae* enthielt, bei der Erweiterung eines Steinbruchs vernichtet worden. Ein zweiter Fundort ist stark durch Erosion gefährdet. Überlebt *Polypodium interjectum* im Allgäu nur noch in einem Blumentopf?

Ist an eine Wiederbesiedlung aus den Kulturen von Farnliebhabern zu denken? *Polypodium interjectum* im Allgäu aus der Petrischale?!

Dank

Herrn Dr. H. Mendl, Kempten, darf ich an dieser Stelle für seine Geduld beim Skizzieren der kleinsten Stadien, für die Messungen und für die Zeichnungen danken.

INHALTSVERZEICHNIS

	<i>Seite</i>
Zum 90. Geburtstag von Prof. Dr. T. Reichstein am 20. Juli 1987. .	1
Rasbach Helga, Rasbach K. und Bennert H.W. $\times$ <i>Asplenoceterach</i> <i>barrancense</i> Bennert et Meyer (Aspleniaceae, Pteridophyta – Neufunde und cytologische Untersuchungen.	3
Schneller J.J. Beobachtungen zur Verbreitung vom Frauenfarn (<i>Athyrium filix-femina</i>) und Alpen-Frauenfarn (<i>A. distentifolium</i>)	17
Zogg E. und Gassner Helen. Der Reichtum an Farn-Endemiten auf den Fiji-Inseln.	25
Göldi R. Gefiederte Freunde	36
Eschelmüller A. Erfahrungen mit Keimversuchen bei <i>Polypodium interjectum</i> Shivas	43

