

Botanische und chemische Untersuchungen an *Artemisia caerulescens* L.

von Josip Milhofer.

Einleitung

In der Reihe der anthelmintischen Drogen nimmt *Artemisia Cina* Berg, wenn auch nicht die erste, so doch eine wichtige Stelle ein. Sie wurde zur Zeit der Kreuzzüge nach Europa eingeschleppt und bewährte sich bis zum heutigen Tage als ein vielgesuchtes Anthelmintikum. Sie ist officinell in vielen zeitgemässen Pharmakopöen so z. B. in Pharm. Germanica VI, Pharm. Nederlandica, Pharm. Britanica und ist auch in die neue jugoslawische Pharmakopöe eingeordnet.

Eine an sich selbst teure Fabrikation, ein verhältnismässig kleiner Prozentsatz des Santonins in der Droge und letzten Endes die Monopolisierung der Produktion hatten einen hohen Preis des Santonins zur Folge. Von den officinellen Arzneien, welche die Pharmakopöen notieren, ist Santonin noch heute die teuerste. Dies ist zweifellos einer der wichtigen Gründe, weshalb man sich in letzter Zeit bemühte einerseits neue natürliche Santoninquellen ausfindig zu machen, während andererseits die Chemiker die synthetische Zubereitung des Santonins erzielen wollten. Alle Bemühungen der Chemiker um synthetisch dieses Sesquiterpenderivat zu bereiten blieben ohne Erfolg. Sie sind, wie es gut Dützmann sagt »ein klassisches Beispiel für die systematische Erforschung der Konstitution eines kompliziert zusammengesetzten Naturproduktes«. Die Resultate zahlreicher wissenschaftlichen Forschungen, für welche vor allem die italienischen Chemiker Cannizzaro, Carnelutti mit einer ganzen Reihe von Mitarbeitern, ferner Wedekind und noch manche andere verdienstvoll sind, sind in erster Reihe theoretischer Natur. Es blieb also nichts anderes übrig, als zu erforschen, ob nicht etwa noch eine natürliche bis jetzt noch unbekannte Quelle des Santonins besteht.

Das natürlichste war in erster Reihe übrige Arten der Gattung *Artemisia* zu untersuchen. So liess Flückiger (31) noch 1885 die *Artemisia vulgaris* und *Artemisia ramosa* Smith prüfen, jedoch das Resultat war negativ. Im selben Jahre prüften Heckel

und Schlagdenhaufen (43) *Artemisia Gallica* Willdenow und fanden in ihr Santonin, was auch 1922 Greenish und Pearson (38) bestätigten, während Herndlhofer (45) 1927 dieselbe ohne Santonin fand. 1922, 1923 und 1924 berichten Henry G. Greenish, Constance E. Pearson und C. W. Maplet horpe (37, 38, 39) über neue Santoninquellen in *Artemisia brevifolia* Wallich, die in Westtibet in der Höhe von 3000—4000 m, in Kaschmir und Kumaon in der Höhe von 2300—3000 m vorkommt. In ihr fanden sie ca 0.5—1% Santonin. Im Jahre 1927 haben H. und T. Smith (86) neuerdings die *Artemisia brevifolia* Wallich geprüft und fanden in ihr eine Substanz, die »dem Santonin nicht ähnlich ist« und welche sie Brevifolin benannten.

Viehöver und Capen (99) untersuchten 1923 sechsundfünfzig verschiedene amerikanische Artemisiaarten und fanden, dass in *Artemisia Mexicana* Willdenow, *Artemisia Neomexicana* Wootton und wahrscheinlich *Artemisia Wrightii* Santonin vorkommt. Hingegen fanden die schon erwähnten Greenish und Pearson 1922, also vor ihnen, die *Artemisia mexicana* Willdenow, für welche auch Holmes behauptete, dass in ihr Santonin vorkommt, ohne Santonin.

Es kann sein, dass diese konträren Ergebnisse daraus erfolgten, dass verschiedene Autoren Santonin im Materiale, das zu verschiedenen Zeitpunkten gesammelt wurde, nachweisen wollten. Es ist eine bekannte und noch unerklärte Erscheinung, dass Santonin bei *Artemisia Cina* nur zur Zeit des Aufblühens, u. zw. hauptsächlich in noch unaufgeblühten Blütenköpfchen vorkommt, und dass es nach der Blüte verschwindet. So fand Flückiger andere Mengen im Mai, andere anfangs und Ende Juni und Juli, andere im August und im September, als die Blütezeit der *Cina* vorbei war nichts. Ähnliches wurde für die indische Varietät von *Artemisia maritima* L., die in Indien vorkommt, gefunden (Chopra 20).

Im Jahre 1927 untersuchte Erich Herndlhofer (45) eine ganze Reihe von Artemisien auf Santonin, u. zw. auf mikrochemischem Wege. Von 19 Arten, die er zu diesem Zwecke untersuchte, fand er Santonin nur in *Artemisia Cina*, und ausser in der Genannten noch in der »Blüte« (wahrscheinlich im Blütenköpfchen) der *Artemisia caerulescens*. Herr Professor Dr. Vale Vouk machte mich auf die Arbeit E. Herndlhofers aufmerksam und gab mir zugleich die Initiative, *Artemisia caerulescens* von pharmakobotanischen Standpunkte zu untersuchen. Mich interessierte ausserdem dieses Thema hauptsächlich aus zwei Gründen: erstens als Pharmazeuten, dass ich diese neue Naturquelle des Santonins genauer auf Quantität prüfe (denn Herndlhofers Untersuchungen waren nur qualitativ) und zweitens, weil diese neue Quelle gerade *Artemisia caerulescens* sein sollte welche hauptsächlich an der jugoslawischen Küste Adrias verbreitet ist.

So fing ich mit dem Sammeln der Literatur über diese Frage zu Ende 1931 an und konnte mich bald überzeugen, dass auf diesem Gebiete so viel wie nichts gearbeitet wurde. In Tschirchs Pharmakognosie (96 p. 1021) konnte ich nur soviel finden, dass Dragendorff, als Paralleldroge der *Artemisia Cina* mit anthelmintischer Wirkung nebst einigen asiatischen Arten noch *Artemisia caerulescens* L. erwähnt, die im Mediterran vorkommt. Visiani sagt im Werke Flora Dalmatica für die letztgenannte: »Herba vel eiusdem summitates decoctae vim habent anthelminticam, menagogam, febrifugam«. Aehnlich schreibt auch Haračić in »L'isola di Lussin«: »I contadini di Neresine adoperano le foglie di questa pianta, in sostituzione del Santonico contra il mal dei vermi«.

All das und dann allein der Name »Šantun« und »Šantonik« mit welchem das Volk bei uns *Artemisia caerulescens* nennt und welcher, oberflächlich betrachtet, mit Santonin in Verbindung zu stehen scheint, sprach dafür, dass *Artemisia caerulescens* wirklich Santonin enthalten sollte. Aber meine Untersuchungen, die ich derzeit mit dieser Darstellung schliesse, stimmen mit den Untersuchungen Herndlhofers nicht überein, da ich weder mit makrochemischen noch mit mikrochemischen Methoden, mit welcher letzten auch Herndlhofer arbeitete, keinen Santonin nachweisen konnte, obzwar ich ein Material untersuchte das zu einer Zeit gesammelt wurde, zu welcher Santonin optimal vorkommen müsste. Es ist auch die Möglichkeit ausgeschlossen, dass Herndlhofer eine andere Varietät der *Artemisia caerulescens* (im Sinne Fioris) untersuchte, denn seine Untersuchungsobjekte stammten aus Triest, wo die typische *Artemisia caerulescens* L. vorkommt, die auch ich untersuchte.

Um die vorige Darstellung zu vervollkommen, erwähne ich noch, dass im Jahre 1929 Coutts (22) Santonin in einer *Artemisia*, gesammelt in Schottland, wahrscheinlich in *Artemisia maritima* L. fand. Ferner hat 1932 Massagetov im »Archiv der Pharmazie« eine grössere botanische Arbeit über das Vorkommen des Santonins in verschiedenen Artemisien ankündigt, doch meine Bemühungen mit dem Autor in Verbindung zu kommen, um etwas näheres über die Publikation dieser Arbeit zu erfahren, blieben leider bis heute erfolglos.

Als meine Untersuchungen schon im Gange waren, erschien das Werk »Uputa u farmakognoziju« von Herrn Univ. Prof. Dr. A. Vrgoč (102) woselbst auch *Artemisia caerulescens* L. mit kurzer anatomischen Beschreibung angeführt wird.

Es sei mir an dieser Stelle gestattet, meinen verbindlichsten Dank Herrn Univ. Prof. Dr. Vale Vouk auszusprechen, der meine Untersuchungen mit besonders lebhaften Interesse verfolgte und mir in jeder Beziehung an die Hand ging. Zu Danke bin ich auch dem Herrn Dr. Stjepan Horvatić, Dozenten der Universität in Ljubljana verbunden, mit welchem ich an der Insel Pag weilte und gemeinsam ökologische Verhältnisse der *Artemisia*

caerulescens studieren konnte, weiters Herrn Univ. Prof. Dr. Anton Vrgoč, Vorstand des Pharmokognostischen Institutes, dessen Bibliothek ich mich bediente. Ebenso bin ich für das lebenswürdige Entgegenkommen Herrn Prof. Dr. A. Fiori, Florenz, und Herrn Prof. Dr. A. Beguinot, Genua, verpflichtet, die mir Angaben über die geographische Verbreitung der *Artemisia caerulescens* in Italien gaben, weiters dem Direktorium des botanischen Institutes in Wien und dem Direktorium des Naturhistorischen Museums in Sarajevo für die geliehenen Exikaten der Artemisien, welche mir zur Komparation beim systematischen Teil dieser Arbeit dienten. Ich danke noch der wissenschaftlichen Abteilung der Fabrik E. Merck, Darmstadt, die mir mit grösster Bereitschaft reines Artemisin und Santonin zum mikrochemischen Vergleiche überliess. Auch möchte ich nicht unterlassen meinen Dank den Herren Prof. Dr. Ivo Horvat und Prof. Dr. Vladimir Škorić, wie auch den übrigen Mitgliedern des botanischen Institutes der Universität in Zagreb für ihre lebenswürdige Hilfe sei es durch Rat oder Übersetzung fremder Literatur, auszusprechen.

Systematik

»Felix ille qui ex autorum Artemisiis se feliciter extricaverit.«
Scopoli.

Systematische Lage. *Artemisia caerulescens* L. gehört in der Familie der Kompositen zur Subfamilie *Tubuliflorae*, Tribus *Anthemideae*, Gattung *Artemisia* und Sektion *Seriphidium* Besser.

Die Repräsentanten dieser Sektion sind vorwiegend Halophyten. Sie kommen allgemein an salzigen Standorten von Sibirien, Transbaikalien, Mongolien und über Innenasien, aralokaspischen Gebiete bis an das Schwarze Meer vor. Am Süden kommen sie an den Küsten Syriens, Palästinas und Ägyptens vor, ferner an der nordwestlichen Küste Adrias und Mediterrans, Spaniens und atlantischer Küste Portugals, der Nordküste Frankreichs, teilweise Grossbritanniens und auf den meisten Inseln im Ostmeere. Im Binnenlande kommen die Repräsentanten dieser Sektion einzig an den pannonischen Salzgebieten, in Thüringien und in der westalpinen Föhrenregion vor. Das Hauptzentrum der Sektion ist das aralokaspische Gebiet. Demnach ist *Artemisia caerulescens* ein aralokaspisches Element während die nächst verwandte Art *Artemisia maritima* in das pontische Gebiet reicht.

Die Gattung *Artemisia* hat bis heute keine geschriebene Monographie. Es mag die besonders grosse morphologische Variabilität der verschiedenen Repräsentanten dieser Gattung die Ursache sein, dass bis heute niemand eine monographische Bearbeitung der Artemisien unternahm. Besonders die Sektion *Seriphidium* variiert sehr stark, was uns auch der Ausspruch Bessers bestätigt: »Si aliae Artemisiae multum variant Seriphidia inconstantia formarum omnes

superant«. Der klassische Ausspruch Scopoli's »Felix ille, qui ex auctorum Artemisiis se feliciter extricaverit«, welcher noch vor 150 Jahren ausgesprochen wurde, gilt, wie Gams sagt, noch heute und illustriert am besten wie verschiedene Autoren ein und dieselbe Art beschreibend auseinandergehen.

Diagnosen: Linné gab in Species plantarum generas relatas Edit. II T. II (1763) p. 189 für *Artemisia caerulea** folgende Diagnose:

»*Artemisia foliis caulinis lanceolatis integris; radicalibus multifidis, flosculis femineis ternis.*

Folia utrinque villosa. Flores cylindrici, nutantes; flosculis radii ternis; hinc nimis affinis A. maritimae, quamvis folia toto coelo recedant.«

De Candolle (21) teilt laut nachstehender Diagnose *Artemisia caerulea* auf zwei Sippen u. zw. auf *a latifolia* und *β angustifolia*:

»*a latifolia*, foliis sublanceolatis omnibus indivisis aut infer. irregulariter incisis, lobis paucis lanceolatis, — in Dalmatía (Vis), Etruria (Savi!), Corsica (Soleir!). Variat caulibus decumbentibus erective capitulis nunc confertis erectis nun distantibus pedicelatis subnuntantibus.«

»*β angustifolia*, foliis plerisque pinnatisectis, rachi lobis foliisque superioribus linearibus, — in Italia Adriat. et Medit., Corsica, etc. *A. palmata* et *A. Santonica* Lam.! Foliorum lobi lineam circ. lati. Capitula incana aut adulta glabra, laxius quam var. paniculata erecta aut subnuntantia, 3-flora saepius homogama interdum fl. femineo donata.«

Für uns ist vom Interesse nur *a latifolia* D. C., denn dieselbe entspricht der *Artemisia*, welche der Gegenstand meiner Untersuchungen war.

In »Flore de France« teilen Rouy et Camus (78) laut nachstehender Diagnose De Candolle's Sippe *a latifolia* auf zwei Formen u. zw. auf A. Forma *rubella* Moench und Forma *β integrifolia* Nob. von welchen die erste Moench als Art gilt. Diese zwei Formen entsprechen tatsächlich zwei oekologischen Rassen, die nach Beguinot's Untersuchung vom Salzgehalt des Standortes abhängig sein sollten u. zw. *Artemisia* mit ganzen Rande (Forma *integrifolia*) kommt auf salzreichen Standorten vor, während auf weniger salzhaltigen Standorten diejenige mit eingeschnittenen Blättern vorkommt (Forma *rubella*). Da beide Formen der Gegenstand meiner anatomischen wie chemischen Untersuchungen waren und da ich bei beiden keine wesentliche Unterschiede fand zitiere ich hier Beguinot's Meinung, laut welcher sich hier um zwei ökologischen Eigenschaften handelt, welchen wahrscheinlich keine systematische Selbständigkeit gehört. Wenn ich mich jedoch in weiterem

* Einige Autoren schreiben *caerulea* mit „o“ während andere mit „a“ schreiben. Richtigter *caerulea*.

Texte dieser Arbeit mit den Benennungen »forma *rubella*« und »forma *integrifolia*« bediene so geschieht das nur aus praktischen Gründen, um mich kürzer auszudrücken, welche ökologische Form ich meine, ohne mich gleichzeitig für die systematische Werte Rouy und Camus zu entscheiden.

»Forme. — *A. rubella* Moench (pro sp.) Meth., p. 572; *A. caerulescens a latifolium* DC Prodröm., 6, p. 100 (p. p.). — Feuilles radicales multifides, les caulinaires lancéolées, entières; tiges presque simples, à rameaux très courts, ce qui fait que la panicule est réduite à une grappe allongée; calathides plus grosses, oblongues (non cylindriques), subtomentueuses, rougeâtres, 4—5 flores, à folioles du péricline plus larges.

β *integrifolia* Nob.; *A. Dalmatica* Rouy in herb. olim; *A. caerulescens a. latifolia* DC (p. p.). — Feuilles, même celles des tiges stériles (Quelques-unes des celles-ci rarement subincisées), toutes entières, les inférieures largement lancéolées ou oblongues-spatulées, les supérieures lancéolées.

Heb. — Corse: étand de Biguglia (Soleirol; Huon in h. R.). — Toscana; Istrie, Dalmatie.«

Fiori und Beguinot nehmen in Nouva Flora anal. d'Italia als eine sehr breite Spezies, innerhalb welcher sie 4 Varietäten unterscheiden u. zw. *a latifolia* DC; β *palmata*, γ *cretacea* und δ *densiflora*. Aus ihrer Diagnosis ersehen wir, dass De Candolles Sippe *a latifolia* mit ihrer ersten Varietät β *palmata* β *angustifolia* DC entspricht. Dementsprechend schaut die bisherige Verteilung folgend aus:

Linné:	<i>Artemisia caerulescens</i> L.			
		↓	↓	↓
De Candolle:	<i>a latifolia</i> DC		<i>angustifolia</i> DC	
Rouy et Camus	— <i>A rubella</i> Moench	↓	↓	↓
	— β <i>integrifolia</i> Nob.	↓	↓	↓
Fiori	<i>a latifolia</i> DC	β <i>palmata</i>	γ <i>cretacea</i>	δ <i>densiflora</i>

Der Vollständigkeit halber bringe ich nur noch die Diagnosis Pospichals:

»*Artemisia caerulescens* L. Halbstrauchig. Wurzel holzig, ästig, einen Rasen stämmchenartiger, dicht beblätterter, halbstrauchiger Sprossen treibend, aus deren verholzter Basis im nächsten Jahre die harten, oben traubig verästelten, kantigen, seidenflaumigen, bläulich-grauen, schütter beblätterten, 2—6 dm hohen Stengel bogig aufsteigen. Blätter der sterilen Sprossen teils einfach lanzettlich und mit keilig-stielartig verschmälerter Basis sitzend, teils dreiteilig bis fiederig gespalten und mit fiederteiligen Oerchen sitzend, an den blühenden Stengeln sämtlich ungeteilt, sitzend lanzettlich bis lineal, stumpf, etwas dicklich, oberseits kahl und blaulich-grau, unterseits in der Jugend von dünnen Seidenfilze

silbergrau, später verkahlend, 3—6 cm lang und 0.4—1 cm breit, an den Aesten und im Blütenstande viel kleiner. Blütenköpfchen in den Blattachseln der Aeste und Stengelspitzen einzeln oder auf längeren zweigartig entwickelten Achselstielen zu 3—9 fast sitzend oder sehr kurz gestielt, von Deckblättchen begleitet, aufrecht oder nickend, zu schlanken Rispentrauben angeordnet, welche mit den oft ausgesperrten und mit den Spitzen zurückgebogenen Blütenästen einen breitpyramidenförmigen Blütenstand darstellen, länglich, klein; Hülschuppen eilänglich, in der Jugend filzhaarig, später silberhaarig schimmernd oder zu trübgrün verkahlend, die inneren an der Spitze mit einem glasig durchscheinenden Rande umgeben; Blüten wenige (nur 3—5), gelblich.«

Geographische Verbreitung: *Artemisia caerulescens* L. kommt in folgenden Orten vor: Abano (Fiori), Aquileia (Pospichal, Wulfen), Bari (Palanza), Bastia, Korsika (Boullu, Debeaux), Beždan bei Tivat (Abfelbeck), B. Monumenti (Koch, Freyn), Biguglia (P. Mobile), Capodistria (Evers), Capriccio (Tommasini), Castelmoschio (Tommasini), Cavallino (Vaccari), Cervia (Bubani Del Testa), Chiusa (Koch, Freyn), Cres (Hirc, Marchesetti, Pescara), Duini (Wulfen), Fasana (Wolfert), Ferrarese (Fiori), Fusina (Beguinot), Grado (Pospichal), Gonars (Tacconi), Karlobag (Schlosser-Vukotinović, Rossi, Neilreich), Krk (Borbas, Visiani, Tommasini), Ins. Brioni Magg. (Koch, Freyn, Weiss), Isola Morosini (Pospichal), Isoletta Levrera (Marchesetti), Isola (Pospichal), Lošinj Mali (Haračić), Lova (Fiori, Beguinot), Malamaco (Beguinot), Mantova (Fiori), Marazzi (Beguinot), Marche (Fiori), Mestre (Beguinot, Pampanini, Sartori), Mira (Beguinot), Monfalcone (Koch, Pospichal), Muggia (Pospichal), Mišnjak (Hirc), Neresine (Wolfert, Haračić), Orla (Albanien, Baldacci), Ossero (Marchesetti, Haračić, Wolfert), Padova (Fiori), Pag (Visiani, Horvatić), Parenzo (Marchesetti), Paperda (Tommasini), P. Croce (Cres, Marchesetti), Pescara (G. Rigo), Pojani (Albanien, Baldacci), Polla (Weiss), Rab (Morton), Ravena (Narducci), Ridimutak, Lošinj (Haračić), Romagne (Fiori), Rusollina (Fiori), Salvore (Pospichal), S. Catharina (Freyn, Koch), S. Margita (Beguinot), S. Martino (Marchesetti), S. Sabba (Pospichal), Sc. Pregaznik (Marchesetti, Hirc), Senj (Schlosser-Vukotinović, Rossi, Neilreich), Selinestari (Degen), Servola (Ginzberger), Sicciole (Pospichal), Split (Visiani, Hirc), Stobreč (Studniczka), Ston (Visiani), Sutorina (Maly), Torcello (Sommer), Trogir (Visiani), Trst (Fiori, Breindl, Koch, Marchesetti, Wulfen), V. Bandon (Freyn, Koch), Venezia (Fiori), V. Fiori (Freyn), Zadar (Visiani), Zaule (Pospichal, Marchesetti), Zečja (Hirc).

Diese Daten sind aus nachstehend zitierten Floren ferner auf Grund der Scheden des Wiener Bot. Institutes und Sarajevoer Naturwissenschaftlichen Museums und der Angaben, welche mir die Herren Professoren Dr. A. Fiori und Dr. A. Beguinot überliessen, gesammelt. Der Rest ist auf Grund der referierten Literatur in verschiedenen Zeitschriften angegeben. *Artemisia caerulescens* L. kommt hauptsächlich an der Küste Adrias von Albanien entlang der ganzen Küste auf den nördlichen Inseln, entlang des Küstenlandes (Istriens) und der italienischen Küste bis Bari und nur mit einem kleinem Teile auf Korsika vor. Überall ist sie für salzige, feuchte und lehmige Standorte am Meeresufer und innerhalb des Festlandes nur bei Mantova verzeichnet. Wir sehen also, das *Artemisia caerulescens* L. s. str. in Bezugnahme auf ihre geographische Verbreitung ein zirkumadriatisches Element ist und dementsprechend wird sie von vielen Autoren mit Recht als eine selbstehende Art betrachtet.

Ich bemerke noch, dass *Artemisia caerulescens* L. mit *A. maritima* verwandt ist, besonders mit einigen ihren Rassen z. B. mit *Artemisia palmata* Lam., welche von Fiori und Paoletti als Varietät der *Artemisia caerulescens* L. s. l. untergeordnet wurde. Die letztgenannte zeigt einen besonders grossen Verwandtschaftskreis vom ökologischen Standpunkte aus, weil sie auch auf salzigen Standorten in Italien, Korsika und Sardinien vorkommt, aber von dieser unterscheidet sich *Artemisia caerulescens* L. s. str. morphologisch. *Artemisia maritima* stellt eine Kollektivart vor, die nach Meinung G a m s eine grosse Zahl der hybridogenen Derivaten umfasst, welche man bis heute nicht ausscheiden konnte.

Von den floristischen Werken und Autoren, die *Artemisia caerulescens* erwähnen, führe ich nach chronologischer Reihe folgende an:

- Linné: Species plantarum genera relatas ed. II T. II p. 1189 (1763).
 Scopoli J. A.: Flora carniolica ed. II (1772) p. 145.
 Allioni Carlo: Flora Pedemontana (1785).
 Host: Flora austriaca (1831).
 Alschinger: Flora Jadrensis (1832).
 A. P. De Candolle: Prodrômus Pars VI, p. 100—101 (1837).
 Robertus de Visiani: Flora Dalmatica Vol. II p. 93 (1847).
 Joseph Maly: Enumeratio plantarum (1848).
 Franz Xaver Wulfen: Flora Norica (1858).
 Weiss: Floristisches aus Istrien, Dalmatien und Albanien (1866).
 August Neilreich: Die Vegetationsverhältnisse v. Kroatien (1868).
 Schlosser-Vukotinović: Flora Croatica (1869).

- Muzzio Tommasini: Sulla veget. dell'isola di Veglia (1875).
 Schlosser-Vukotinović: Bilinar (1876).
 Borbasz Vinc.: Excursionen auf die Insel Arbe u. Veglia (1877).
 Boullu: Rapport sur l'herborisation faite a l'etange de Biguglia (1877).
 Freyn Joseph: Flora von Südistrien (1877).
 Borbacz Vinc.: Excursionen auf die Insel Arbe u. Veglia (1878).
 Vukotinović: Pleme sucvjetakah (1881).
 Freyn Joseph: Nachträge zur Flora von Süd-Istrien (1881).
 Studniczka: Beiträge zur Flora von Süddalmatien (1890).
 Pospichal Eduard: Flora des oest. Küstenlandes Bd. II (1899).
 Palanza A.: Flora della Terra di Bari (1900).
 Beck: Die Vegetationsverhältnisse der illyrischen Länder (1901).
 Koch: Synopsis der deutschen Flora Bd. II (1902).
 Rouy et Camus: Flore de France Tom. 8, p. 298—299 (1903).
 Wilfret: Bericht über bot. Exkursionen in Südistrien (1903).
 Haračić: L'isola di Lussin (1905).
 Hirc: Iz bilinskog svijeta Dalmacije (1910).
 Beguinot: Una escursione botanica nell'itoralle della provincia di Ferrara (1910).
 Beguinot: Contributo alla conoscenza della flora littoranea dell'Polesine (1911).
 Adamović: Die Pflanzenwelt Dalmatiens (1911).
 Morton: Monographie der Insel Arbe (1915).
 Hirc: Prilozi flori otoka Cresa (1916).
 Fritsch: Exkursionsflora (1922).
 Javorka: Magyar flora (1925).
 Fiori: Nuova flora anal. d'Italia (1925—1929), Vol. II.
 Hegi: Illustrierte Flora von Mitteleuropa Bd. VI/2 (1929).
 Adamović: Die Pflanzenwelt der Adrialänder (1929).
 Rossi: Pregled flore Hrvatskog Primorja (1930).
 Marchesetti: Flora dell'Isola di Cherso (1930).
 Hayek: Prodromus florae peninsulae Balcanicae (1931).
 Horvatić: Istraživanje vegetacije otoka Paga u god. 1931.
 Adamović: Die Pflanzengeographische Stellung und Gliederung Italiens (1933).

Synonymik. *Artemisia caeruleascens* L. = *Absinthium maritimum latifolium* (Joh. Bauhin, Hist. III, P. I. p. 174) — fide Linné! = *Absinthium angustifolium* (Dodoneus, Pempt.

p. 26) — fide Linné et Wulfen! = *Abrotanum latifolium rarius, artemisiae folio* (Collona, Iconograph. II p. 75, tab. 76) — fide Wulfen! = *Seriphium marinum Lavandulac folio* (Zannicheli Hist. p. 245, Tab. 139 et tab. 156) — fide Wulfen! = *Artemisia caerulea latifolia* DC (A. P. De Candolle, Prodr. VI, p. 100).

Volksbenennungen und Ethymologie

Artemisia caerulea wird kroatisch: »*Pelin morski*« (Alschinger), »*Pelin modrasti*« (Schlosser und Vukotinić, Bilinar), »*Kamaljika modrasta*« (Vukotinić, Pleme sucvjetakah), »*Pelin morski, polemorski*« (Visiani, Fl. Dalm.) genannt. Šulek nennt sie »*Morski pelin*«, der denselben Namen für *Artemisia maritima* L. und *Artemisia contra* L. gebraucht. Auf der Insel Pag und in Trogir wird sie »*Morski pelin*« genannt (Milhofer). »*Lužki pelin*« (Šulek, Jug. im. bilja), »*Primorščak*« (Haračić, Lusin), »*Šantonik*« (auf der Insel Krk nach der mündlichen Mitteilung des Herrn Prof. Dr. Vouk), »*Šantun*« auf der Insel Pag (Milhofer).

Der Name »*pelin*« befindet sich auch in anderen slavischen Sprachen so z. B. slovenisch »*pelin*«, russisch »*polijn* oder *paljin* oder *poljnj*«, tschechisch »*pelyn* oder *pelna*«, polnisch »*polljyn* oder *piolyn*«. In anderen indoeuropäischen Sprachen finden wir kein Wort, welches nach Etymologie und Bedeutung entsprechen würde. (Maretić, Rječnik Jugoslav. akademije 1924—1927, knj. IX.) In der türkischen Sprache wird für *Artemisia absinthium* die Benennung »*peline oton, evrak paline*« gebraucht, also dieselbe Wurzel (Tschirch 96).

Der Volksname »*šantonik*« oder »*šantun*«, wie bei uns auf den Inseln Krk und Pag *Artemisia caerulea* genannt wird, kommt zweifellos von dem italienischen Namen »*Santonica*«. »*Santonica*« stammt aus den griechischen »*Ἀψινθίου σαντόνιον*«. Die Alten verwendeten verschiedene Artemisien als Anthelmintika und so auch *Artemisia maritima* und *gallica* auf welche sich auch die Dioscuridische Benennung »*Ἀψινθίου σαντόνιον*« bezieht. Die letzte heisst nach Santones oder Santoni, einem Orte in aquitanischen Gallien, welchen Caesar erwähnt, heute Saintonge in Charent in Frankreich. Daher stammt auch der italienische Name *Santonica* welcher nach Tschirch nichts gemeinsames mit »*Sanctum*« oder »*Semen sanctum*« haben sollte, den man noch heute für *Artemisia cina* gebraucht. Nach Flückiger stammt der letzte Name von sanctum, d. h. nach dem heiligen Lande, da *Cina* aus dem Innern Asiens über Palestina kommen sollte.

Italienisch: »*Santonica*«, *Assenzio marino* (Fiori, 30), »*Artemisia comune*«, »*Erba o corona di S. Giovanni*« (Panini, 74).

Deutsch: »*Bläulicher Beifuss*« (Koch, 58).

Lateinisch und griechisch: »*Artemisia*« kommt schon bei Dioscurides und Plinius vor. Ἀρτεμισία, artemisia, wahrscheinlich nach der griechischen Göttin Artemis, Beschützerin der Jungfrauen, weil Artemisien als Emenagoga verwendet wurden. Viel weniger ist anzunehmen, dass der Name nach Artemisia, der Gattin des Königs Mausol, der im Jahre 350 n. Chr. starb, stammt, da der Name älter als die Königin ist. Höchstwahrscheinlich nach dem griechischen Worte ἀρτεμιάς = gesund, frisch. *Caerulescens* — bläulich, nach *caerulens* = blau, wegen blaugrauer Farbe der Blätter.

Morphologie

Keimling. Die Kolyedonen von *Artemisia caerulescens* stehen sich gegenüber und sind dicker als die Folgeblätter. Sie sind grün und kahl, eiförmig, an der Basis etwas schmaler geformt, ganzrandig zum Unterschiede von völlig entwickelten Blättern, die spatelförmig, linear lanzettförmig beziehungsweise fiederspaltig und infolge reicher Behaarung graugrün sind. Schon im ersten Monat der Entwicklung entsteht das nächste Paar lanzettlicher, oben etwas breiterer Blätter mit bedeutend langen Blattstiel.

Wurzel. Das Wurzelchen des Keimlings welches 30 Tage alt ist, ist hellgrüner, fast weisser Farbe, krautig, dünn, kaum 0,5 mm dick und zwirnartig verzweigt. Aus ihm entsteht die Hauptwurzel, die in der Jugend krautig ist, später holzig wird und erst bei mehrjährigen Individuen eine Dicke von über 2 cm erreicht. Die alte Wurzel ist dunkelbraun, rund oder etwas flach, gebogen und auf der Oberfläche runzlig. Sie ist mit hellbraunen verzweigten bedeutend dünnern Nebenwurzeln bewachsen, die eine Länge von über 30 cm erreichen. Alte Nebenwurzeln sind auch gerunzelt, dagegen sind sie in der Jugend glatt und dünn.

Stengel. *Artemisia caerulescens* ist ein Halbstrauch, der eine Höhe von 20 bis 50 cm erreicht. (Taf. 1) In Frühling treiben aus der Wurzel oder aus einem älteren Zweige krautige, runde, sterile Zweige, welche am oberen Ende von Antokyan und dichtem Filze grauviolett sind. Die Haare bedecken zur Jugendzeit besonders die Oberteile der Zweige, während die Unterteile mehr oder weniger kahl und lichtgrau oder grünlich sind. Diese Zweige lignifizieren schnell und ragen gewöhnlich scharfwinklig hervor, wobei sie den charakteristischen Habitus eines Halbstrauches bilden. Mehrjährige Stengel erreichen bis zu 1 cm im Durchmesser. Die Rinde ist hellbraun und glatt. Am Anfang des Sommers entspringen aus den Achseln der Niederblätter auf den sterilen Aesten dünne und fertile Aeste, welche mit einem dichten Blütenbesen enden, auf welchem in mehr oder weniger seltenen Aehren mehrere Blütenköpfe sitzen. Die fertilen Aeste haben auf der Oberfläche der Rinde Längsrippen, während jene von den Nebenzweigen, aus welchen die Aehren mit Blütenköpfen entspringen, meistens 5 solche haben. Die Rinde ist braun, am oberen Ende grün, auf der Bruchlinie grünlich.

Blatt. In den Blättern zeigt *Artemisia*, wie in dem systematischen Teile bereits erwähnt, eine grosse Verschiedenartigkeit. Fig. 1 zeigt die Heterophylie der *Artemisia caerulescens*. Die ersten Blättchen die in der Entwicklung gleich nach den Kotyle-

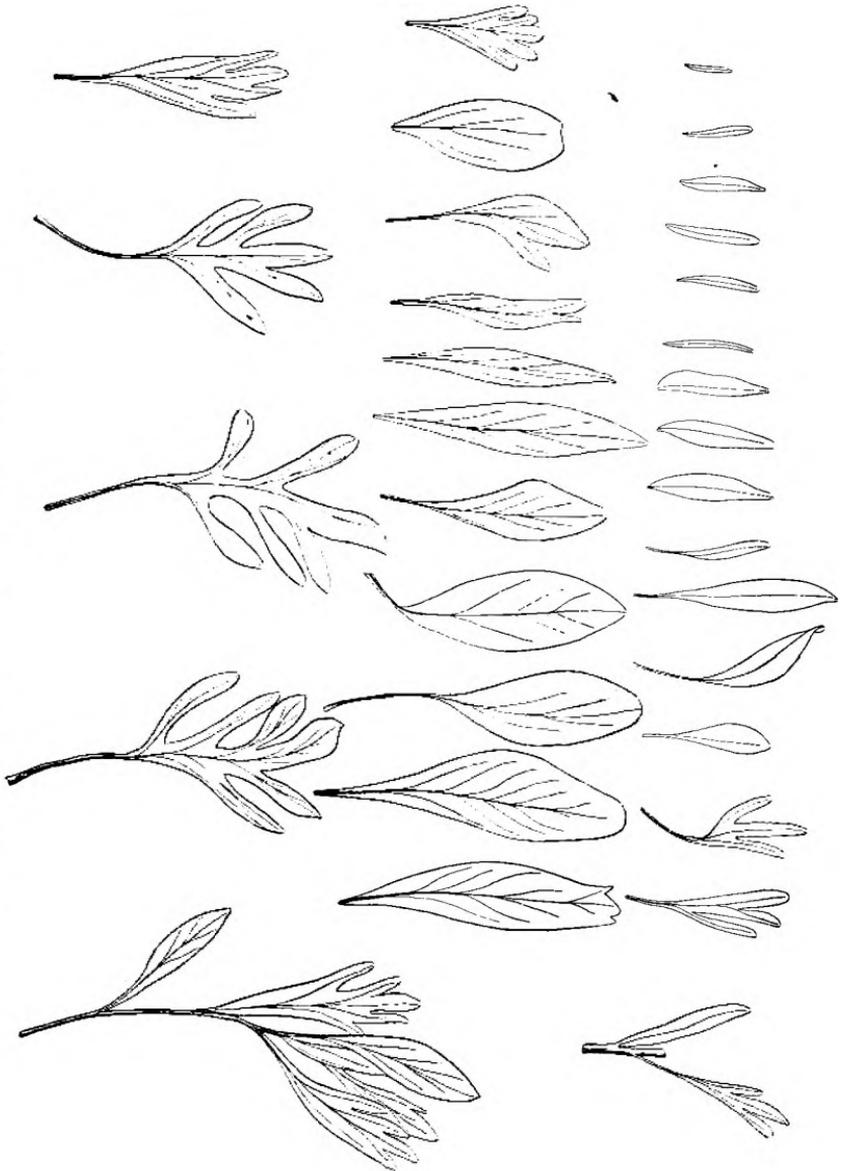


Fig. 1. Blattformen der *Artemisia caerulescens* L. (verkleinert).

donen folgen sind spatelförmig, ganzrandig, zugespitzt, mit bedeutend verlängerten geflügelten Blattstiel, und mit Filzhaaren bedeckt. Der Mittelnerv ist bemerkbar. Sie stehen sich gegenüber, während die späteren Blätter in der Divergenz $\frac{2}{5}$ auf einander folgen.

Man unterscheidet Blätter auf den sterilen und fertilen Zweigen, und auf den ersteren noch jene, die bei der Form sehr salzigen und weniger salzigen Standorten vorkommen, wie es in Beguinots Scheda im ökologischen Kapitel hervorgehoben ist. Bei den sterilen Zweigen finden wir alle Übergänge von den lineal-lanzettlichen, länglichen, spatelförmigen Blättern bis zu jenen, die fiederförmig sind. Der Grösse nach kommen die grössten Blätter am unteren Teile des sterilen Zweiges vor, während von der Mitte bis zur Spitze des Zweiges die Blätter immer kleiner werden. Die kleinsten Blätter finden wir an den fertilen Zweigen, die auch der Form nach, die konstantesten sind. Sie sind lineal, stumpf, sitzend, behaart, der Mittelnerv ist sichtbar und stärker vorragend auf der Unterseite. Sie sind 11—17 cm lang und 1—2 mm breit. Auf der Basis der sterilen Zweige erreichen sie eine Länge bis 7,5 cm und die fiederförmigen sogar 10 cm. Die Breite ist je nach der Form variabel, maximal 22 cm.

Die Blätter an der Basis der Zweige sind lanzettförmig, sie verschmälern sich langsam in einen kurzen geflügelten Stiel, oder sind lineal lanzettförmig, an der Basis schwach keilartig verschmälert. In beiden Fällen ist der Mittelnerv gut sichtbar, schwach oder kaum die Nebennerven. Ferner sind sie länglich, spatelförmig, manchmal mit gebogenen flügelartigen Stiel oder zwei bis sechsteilig, fingerartig fiederförmig. (Forma *rubella*) Die Fiedern sind lineal und zugespitzt. Auch bei diesen Formen unterscheiden wir besser den Hauptnerv, schwächer aber die Nebennerven, welche sich in die Fiedern abzweigen.

Der Konsistenz nach sind alle Blätter hautartig, etwas fleischig, graugrüner oder bläulichgrauer Farbe. Die Farbe hängt von der Behaarung ab, welche bei den jungen Blättern besonders stark entwickelt ist. Am

Anfang des Sommers, wenn die Blütenäste austreiben, verwelken die Unterblätter und fallen ab, und gleichzeitig auch die Mittel- und Oberblätter an den sterilen Zweigen, so dass wir zur Zeit der Blüte nur hie und da ein zurückgebliebenes Blatt finden. Gleich neben den Blütenköpfchen befindet sich ein kleines Oberblatt das



Fig. 2. Blütenköpfchen mit Spreublättern. Recht unten entwickelte und unentwickelte Blüten (vergrössert).

einerseits den Übergang zu den Hüllblättern bildet. Es ist lineal, stumpf, ziemlich dick, graugrüner Farbe und mit Filzhaaren bedeckt. (Fig. 2)

Die Zahl der Blütenköpfchen variiert, wird aber kleiner je mehr wir zur Spitze des Blütenbesens kommen. Der Stiel der Blütenköpfchen ist sehr kurz, so dass die Köpfchen fast sitzend erscheinen. Zur Zeit der Blüte stehen sie aufrecht und machen den Eindruck einer Blüte. Aus den Köpfchen ragen gewöhnlich zu 3 etwas stärker entwickelte Blümlein mit rotvioletten Korollen hervor (Fig. 2), und aus diesen wieder die von Pollen gelbe Narben des Gynoeceums. Die Hüllblätter ersetzen hier den Kelch, welcher vor der Blüte wie auch während des Reifwerdens die Blüte schützen sollte.

Neben der Blüte befindet sich ein verlängertes Hüllblatt, das die Blüte umgibt, beschützt und sie überragt (Spreublatt). Zur Zeit des Reifwerdens umgibt es die Frucht.

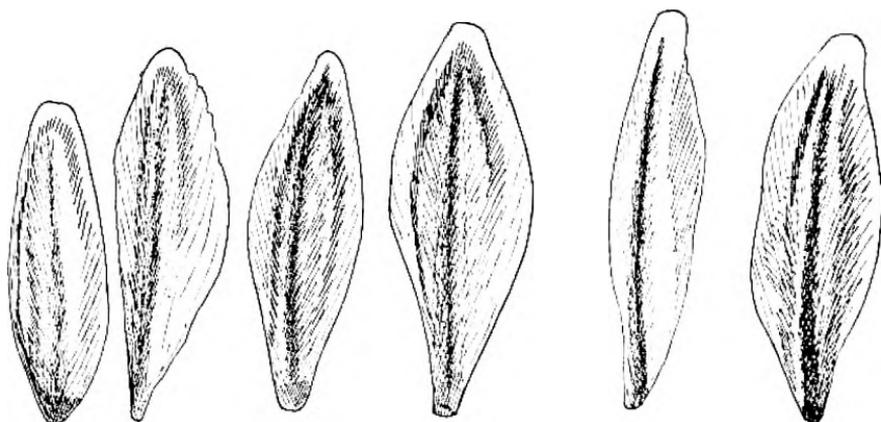


Fig. 3. Mittel- und Innenhüllblätter von einem Blütenköpfchen (vergröss.).

Die Blütenköpfchen sind im unreifen Zustande oval und verschlossen, oder eiförmig, etwas verlängerter Form, graugrüner Farbe. Im reifen Zustande sind sie schwach geöffnet (Fig. 2) 4,6 mm lang, und cca 1—1,5 mm breit am Querschnitte fast rund. Die Durchschnittslänge ist cca 4 mm.

Die Hüllblätter sind spiralreihig geordnet und bedecken sich dachziegelartig. Bei dem Präparieren des entwickelten Blütenköpfchens lassen sich die inneren Hüllblätter und Blüten mit den Nadeln leicht trennen, während sich die äusseren an der Blütenachse festhalten.

Die Zahl der Hüllblätter ist variabel und bewegt sich innerhalb 11 und 17, in extremen Fällen auch 18. Die meist vorkommenden Zahlen sind 14 und 15. Bei 52 Blütenköpfchen zählte ich in 8 Fällen 14, und in 10 Fällen 15 Hüllblätter, während das Übrige auf die Zahlen 11 bis 18 entfällt. Bei der Form *rubella* die einen üppigeren Habitus besitzt, scheinen höhere Zahlen vorzu-

kommen, während bei der Form *integrifolia* 15—11. Die Hüllblätter unterscheiden sich voneinander der Form und Grösse nach. Im Inneren des Blütenköpfchens werden sie grösser und länger, bis letztens die Innersten die Länge der Blumen, welche sie beschützen, überragen. (Fig. 3.) Die kleinsten sind die äusseren, die sehr breit und verhältnismässig kurz sind. Einige Dimensionen führe ich nachfolgend an:

Die Äusseren	Länge	1,50 mm	Breite	0,55 mm
» »	»	1,50 »	»	1,00 »
» »	»	1,85 »	»	1,00 »
» »	»	1,85 »	»	0,70 »
» Mittleren	»	2,75 »	»	1,30 »
» »	»	3,75 »	»	1,50 »
» Inneren	»	4,00 »	»	1,25 »
» »	»	4,25 »	»	1,25 »
» »	»	4,25 »	»	1,35 »

Die untersten, d. h. die äusseren Hüllblätter sind breit elliptisch und relativ dick, während die inneren oberen oblong und lineal sind. Die Spitze ist bei allen Hüllblättern stumpf und glasartig wie auch der Rand, ausgenommen bei den Untersten äusseren. Die äusseren Hüllblätter haben eine graugrüne keilartig hervorspringende Rippe, welche schon bei den Mittleren verschwindet, so dass man sie bei den Innersten kaum bemerkt. Die Hüllblätter sind etwas gebogen und konkav, so dass sie sich nach aussen vorwölben. Die Sklarisität ist am stärksten bei jenen, welche die Blüten direkt bedecken also bei den Innersten, während die mittleren Hüllblätter die konkavsten sind. Die Äusseren stehen in etwas grösserem Abstand als die Inneren oberen.

Neben der Rippe befindet sich eine grosse Anzahl der Drüsenhaare von Type der Kompositen, während sie am Rande und selbst auf der Rippe nicht vorkommen. Mit den Haaren sind nur die untersten Hüllblätter u. zw. immer auf der Aussenseite bedeckt. Diese sind oft so behaart, dass sie eine weissgraue Farbe annehmen. Zur Zeit vor, wie auch während der Blüte finden wir neben der Mittelrippe auf jeder Seite eine rotviolette anthokyanische Schicht, die später verschwindet.

Blüte. In den Blütenköpfchen findet man gewöhnlich 3—5 manchmal auch 6 entwickelte Blütchen, das Letztere nur in extremen Fällen. In 90 Blütenköpfchen, die ich zu diesem Zwecke prüfte, fand ich in 18 Fällen je 3, in 25 je 4 und 25 je 5 Blüten. Demzufolge ist der Fall mit 4 bis 5 Blüten der meist vorkommende. Ich habe aber bei der Forma *rubella* auch 7 Blüten gefunden. Regelmässig finden wir neben entwickelten Blüten auch unentwickelte, verkümmerte und neben diesen, die wir leicht als solche erkennen, noch kleine Auswüchse, die bei genauerer Prüfung zeigen, dass auch sie unentwickelte Blütchen d. h. Initialstadien der Blüten

sind. So können wir in Blütenköpfchen alle Übergänge von Initialstadium bis zur entwickelten Blüten finden. Die Blüten sind also in ein und demselben Blütenköpfchen nicht gleichmäßig entwickelt. Gewöhnlich finden wir neben 3—5 entwickelten auch 2—3 weniger entwickelte oder auch ebenso viele Auswüchse. Wenn wir neben den entwickelten auch die unentwickelten Blüten berücksichtigen, dann bewegen sich die Zahlen in 12 Fällen je 4, in 23 je 5 und in 19 je 6 Blüten. Zu diesem Zwecke prüfte ich die Köpfchen verschiedener Individuen von verschiedenen Standorten und Teilen der Infloreszenzen. Die Pflanzen waren im botanischen Garten in Zagreb kultiviert und obige Zahlen stellen Mittelwerte dar.

Die Blüten sitzen auf gemeinsamen Blütenboden, welcher kahl und kegelförmig ist. Die Blüten sind zwitтерig mit unterwachsenem Fruchtknoten und ohne Pappus. Der Fruchtknoten ist eiförmig, grün mit Drüsenhaaren bedeckt und 700μ lang. Das Rohr der Korolle ist oberhalb des Fruchtknotens etwas verschmälert und wird gegen das obere Ende etwas breiter, um sich

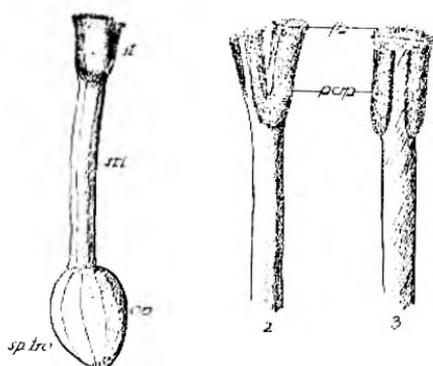


Fig. 4. Fruchtknoten (*ov*) mit Griffel (*stl*) und Narbe (*st*) — 2 Griffel mit geöffneten Narbenschenkeln (Vorderansicht) — 3 dasselbe Seitenansicht (*pap*) Narbenpapillen: (*fb*) — Fegehaare (vergrös.).

wieder am Rande etwas schmäler zu formieren. (Fig. 2) Am Rande hat die Korolle 5 eingeschnittener Zipfel welche 416μ lang sind (ihre Seite beträgt $0,5$ mm und die Basis $0,333$ mm) Wenn wir die geöffnete Korolle messen, so beträgt ihre Breite $1,667$ mm. Die Zipfel sind mit einem schmalen etwas dunklen Streife umsäumt. Die Länge der entwickelten Blüte beträgt 3 mm, die Breite am breitesten Teile $0,5$ — $0,6$ mm. Die Relation der Länge der Korolle gegenüber jener der Zipfel verhält sich wie $1:6$.

Aus den entwickelten Blüten ragen die Endungen des Konnektivs und ein Stempel um etwa $0,75$ mm hervor. Der Stempel ist 2 mm lang. Seine Narbe ist zweiteilig, abnorm auch dreiteilig. Sie ist reich mit Papillen bedeckt, flach, 417μ lang und 217 — 267μ breit. (Fig. 4.)

In jeder Blüte gibt es 5 Staubblätter die abwechselnd mit den Zipfeln der Korolle stehen. Sie sind der Korolle auf ihrem unteren Teile inseriert. Ihre Antheren bilden ein geschlossenes Rohr, das den Stylus umgibt. Am Grunde endigen die Antheren mit einem spießförmigen Anhängsel, das trocken, glasartig und flach ist (Fig. 5), und auf der Spitze mit einem verlängerten dreieckigen Fortsatz des Konnektivs. (Fig. 5) Diese Fortsätze ragen aus den entwickelten

Blüten hervor. Die Antheren sind zweifächerig und öffnen sich auf der ganzen Länge an der Innenseite. In den Anhängsel kommt kein Pollen vor. Sie sind teilweise gezähnt von den Zellenenden die nach aussen ragen und sind nicht miteinander verwachsen. Die Filamente sind frei.

Alle Blüten sind gleichen Baues und homogam. Die ungeöffneten Blüten sind gelb, die Unterteile der Korolle sind grün wie auch der Fruchtknoten. Zur Zeit der Blüte nehmen nur die oberen Teile der Korolle eine rotviolette Farbe an.

Frucht. Die Frucht der *Artemisia caerulescens* ist, wie auch bei anderen Kompositen, eine einsamige trockene Achene, welche aus einem unterständigen Fruchtknoten entstanden ist. Sie ist verkehrt eiförmig, etwas länglich, auf ihrem unteren Ende scharf zugespitzt. Seitwärts betrachtet erscheint sie flach. Auf der bauschigen trockenen Oberfläche merken wir unter der Lupe zarte unregelmässige Furchen, die longitudinal verlaufen. Sie ist braun beziehungsweise braungrünlich. Betrachten wir sie trocken im Längsprofil so wird das Bild nicht ausgesprochen verkehrt eiförmig sein, sondern wir werden sehen, dass sich die Achene in 3 Partien verschmälert, von welchen die oberste als die Breiteste $\frac{2}{3}$ der Länge, die Mittlere etwas schmälere etwa $\frac{1}{4}$ und der Rest die schmäleste untere spitzige Partie einnimmt. Die Übergänge sind nicht stufenartig, sondern ziemlich auffallend. Die Achene hat keinen Pappus.

Die Achenen der *Artemisia caerulescens* sind sehr winzig: Ihre Länge beträgt 2,5 mm, ihr breitester Teil kaum 1 mm. Im gequollenen Zustande ist die Achene ei- oder ellipsenförmig, so dass sie am Querschnitte auf ihrer Längsachse, d. h. in der Breite 1,20 mm und in die Höhe also auf der kürzeren Achse 0,67 mm misst.

Anatomie

Bau der primären Wurzel. Im jüngsten Stadium ist die Wurzel mit einem einschichtigen Epiblem bedeckt, aus welchem auf der Wurzelspitze einfache einzellige Wurzelhaare entspringen. Die letzteren erreichen eine bedeutende Länge. So habe ich z. B. bei Wurzelhaaren im Querschnitte von 10—15 μ eine Länge von 300—500 μ gemessen, während sie gleichzeitig den Querschnitt der Wurzel um mehr als die Hälfte übertrafen. In Jugendstadien sind die Epiblemzellen nach aussen gewölbt, während die Aussenmembran bedeutend dick ist bis 2,5 μ . Die Breite des Epiblems beträgt 15 μ . In den späteren Stadien fällt das

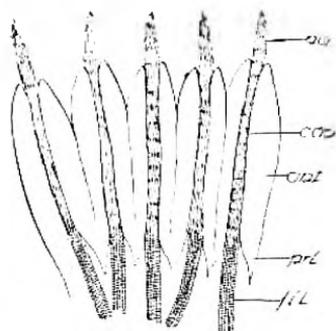


Fig. 5. Geöffnete Antherenröhre. na — Fortsatz des Konektivs; con — Konektiv; ant — Anthere; pri — Anhängsel; fil — oberes Filamentende.

Epiblem ab oder wir begegnen hie und da Rückständen, die uns zeigen, dass sich die chemische Zusammensetzung der Membranen änderte. Unterhalb des Epiblems befindet sich eine zweischichtige Exodermis mit bedeutend grossen Zellen welche eng nebeneinander liegen ohne Interzellularen. (Fig. 6 hpd.) Schon im primären Stadium ist die tangentielle Teilung dieser Unterschichte sichtbar, welche somit das Phellogengewebe darstellt, aus welchem später ein mehrschichtiges Peridem entsteht.

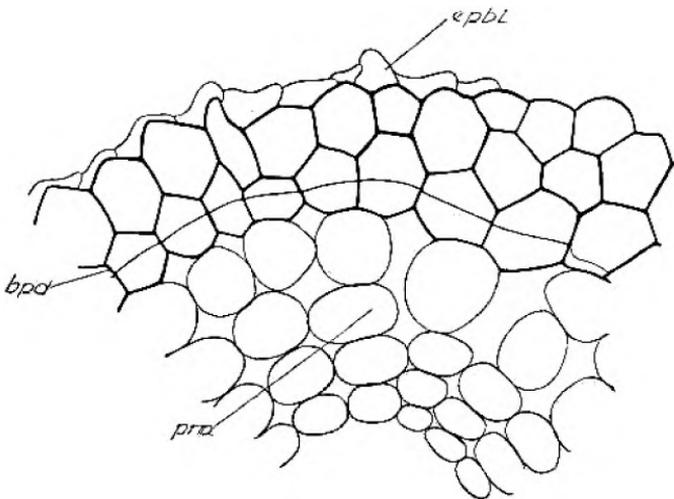


Fig. 6. Primäre Wurzelrinde. *epbl* — Epiblem; *hpd* — Exodermis; *prm* primäre Rinde.

Die primäre Rinde besteht aus mehreren Reihen (4—5) grosser etwas ovalen parenchymatischen Zellen, welche von der Mitte gegen die Peripherie immer grösser werden, so dass sie radial auseinandergehen. Zwischen ihnen befinden sich Interzellularen, die gleichfalls gegen die Peripherie immer grösser werden (Fig. 6 prm). An diese Zellen der primären Rinde schliessen sich von der Endodermis eine oder zwei Reihen verhältnismässig kleineren flachen Zellen an, welche am Querschnitte parallelogrammförmig und an den Ecken abgerundet sind. Alle diese Zellen, ausgenommen die Exodermis, die schon sehr früh einen Suberincharakter aufweist, bestehen aus Zellulose.

Dem Zentralzylinder zu, endigt die primäre Rinde mit einer einschichtigen Endodermis, bei welcher die Zellen am Querschnitte gewöhnlich flach fünfeckig sind, mit ihren Dächern dem Zentrum der Rinde gewendet, während die Längsachse die tangentielle Richtung einnimmt. Die Quermembranen liegen horizontal und die radialen sind eng ohne Interzellularen zusammengedrängt. Im primären Stadium sind die Membranen sehr zart, dünn und aus Zellulose gebaut. Die Endodermis erreicht alle Phasen der Entwicklung

nach K r o e m e r (59) und endigt mit dem tertiären Entwicklungsstadium, wo alle ihre Membranen einen Suberincharakter und eine bedeutende Dicke aufweisen. Im primären Stadium finden wir auch Casparysche Punkte.

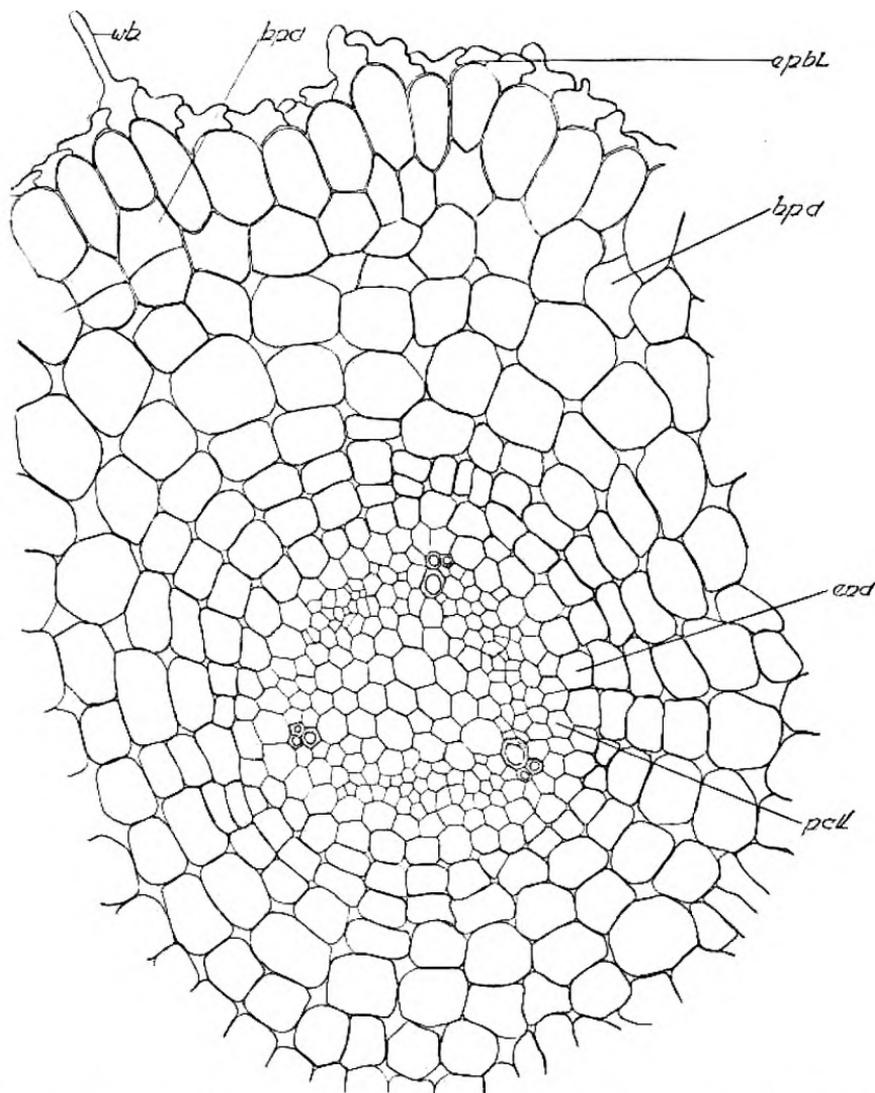


Fig. 7. Querschnitt durch die primäre Wurzel. *wb* — Wurzelhaar; *epbl* — Epiblem; *bpd* — Exodermis; *end* — Endodermis; *pc* — Pericykl.

An die Endodermis schließt sich gegen das Zentrum ein einschichtiges Perizykel an, aus welchem kein Phelogen entsteht, wie es der Fall beim gewöhnlichen Typ der Dikotylen ist. Im Zentralzylinder finden wir zwei Phloeme und zwei Xyleme, oder wieder

drei Phloeme und drei Xyleme (Fig. 7). Die Wurzel von *Artemisia caerulescens* ist demnach di- oder triarch. Bei der Diarchie haben wir anfangs zwei gegenüberstehende Xyleme, welche mit einer parenchymatischen Schichte getrennt sind. Ebenso sind auch die Phloeme getrennt, die gleichfalls gegenüberstehen. Die gegenüberstehenden Xyleme (Fig. 8 ks.) vereinigen sich sehr bald.

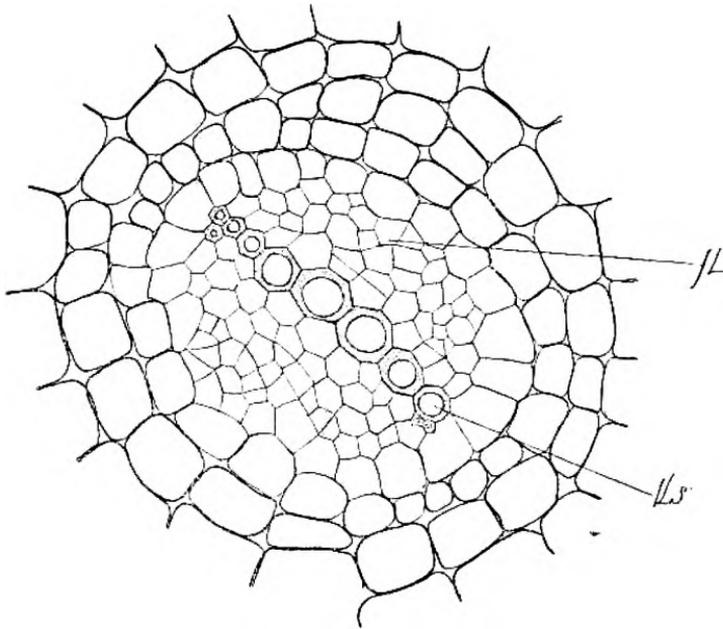


Fig. 8. Querschnitt durch den Zentralcyylinder der Wurzel. fl — Phloem; ks — Xylem.

In den kleinen Interzellularen, welche das flache Gewebe bildet, das sich als erstes in der primären Rinde fortsetzt, bemerkte ich im primären Stadium der Wurzel harzige dunkelbraune Gebilde, die ich nicht näher prüfte und die ich in späteren Stadien nicht auffinden konnte. Die Endodermis enthält fette Stoffe (Oel), welche sich mit Sudan besonders in spätern Stadien rot färben.

Sekundärer Bau. Im sekundären Stadium der Wurzel finden wir gewöhnlich kein Epiblem, oder wenn es irgendwo noch bewahrt ist, dann sind seine Membranen runzlig und gebogen, oft gesprungen und suberisiert. Aus der Unterschichte der Exodermis, welche sich schon im primären Stadium zu teilen anfängt und welche das Initialgewebe des späteren Periderms darstellt, entwickelt sich ein bedeutend dickes Periderm. Das Periderm zählt 10 (bei einem Querschnitt der Wurzel von 2 mm) und auch mehrere Reihen von Zellen, die übereinander radial angeordnet sind. Sie sind ohne Interzellularen dicht gedrängt, flach, oft tafelförmig, ihre Tangentialmembranen sind schwach konvex gebogen. Ihre Breite

wie auch ihre Höhe ist variabel. Die erste erreicht bis 40μ und die letzte bewegt sich innerhalb $12-25 \mu$. Sie sind nicht immer prismatisch und tafelförmig, sondern manchmal 5-6 eckig,

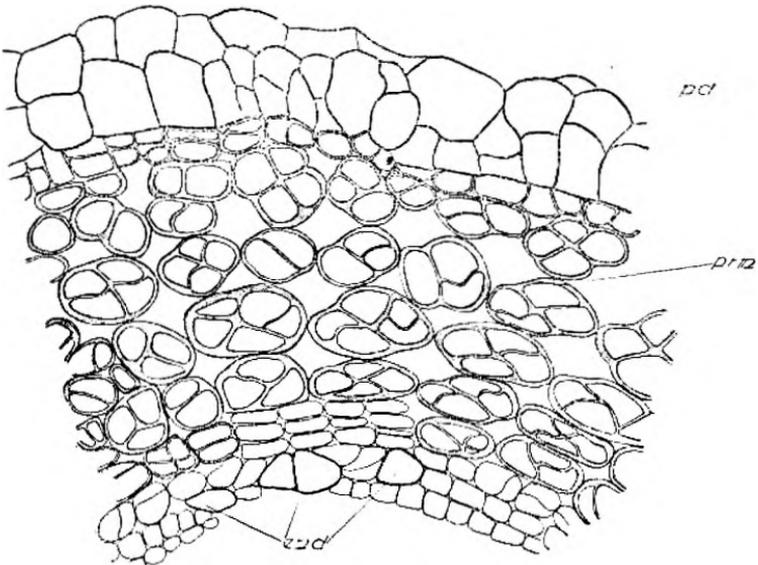


Fig. 9. Querschnitt durch die Wurzel. *pd* — Periderm; *prm* — primäre Rinde; *end* — tertiäre Endodermis.

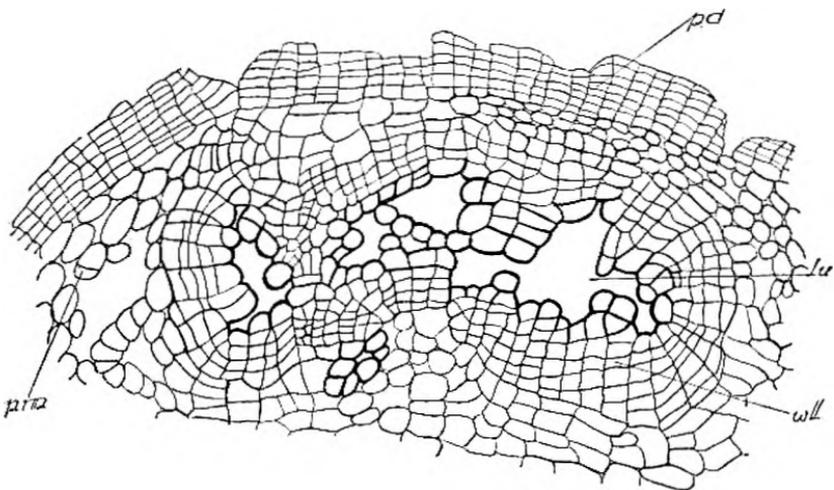


Fig. 10. Wundkork aus der primären Wurzelrinde. Querschnitt. *pd* — Periderm; *prm* — primäre Rinde.

in welchem Fall sie keine radialen Reihen bilden, wie dies aus Fig. 9 ersichtlich ist. Es ist ohne Zweifel, dass ein so dickes Periderm auch eine besondere Funktion hat, die wahrscheinlich darin besteht, dass es die Wurzel von zu grosser Feuchtigkeit

schützt, oder aber ist es eine hallophytische Anpassung. Bei der alten Wurzel ist das Peridern auf dem Aussenteile gewöhnlich etwas aufgesprungen. In der Jugend ist es gelbbraun bis hellbraun, mit dem Alter wird es immer dunkler.

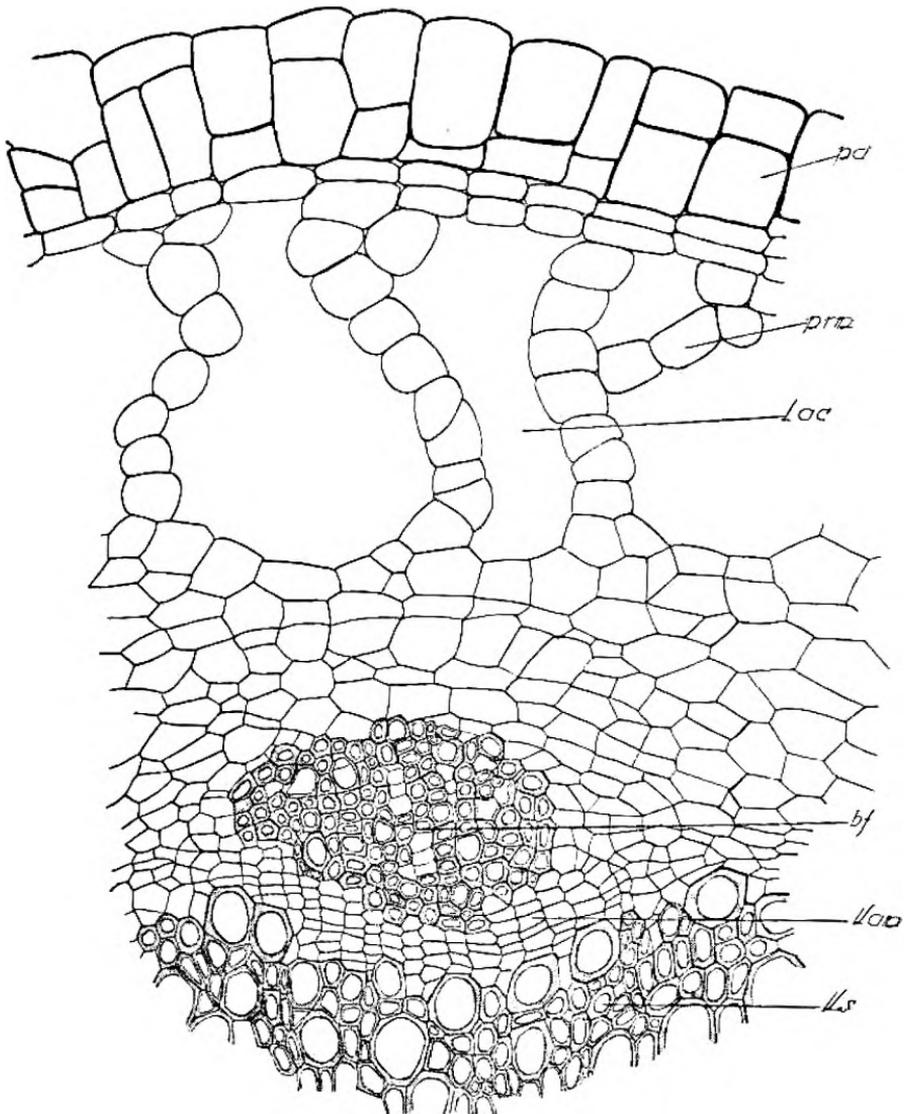


Fig. 11. Primäre Wurzelrinde zur Zeit des sekundären Dickenwachstums; *pd* — Peridern; *prm* — primäre Rinde; *lac* — Lakunen; *bf* — Bastfasergruppe; *kam* — Kambium; *ks* — Xylem.

Infolge des sekundären Dickenwachstums, welches durch die Kambiumwirkung im Zentralzylinder entsteht, verschiebt sich das Parenchymgewebe der primären Rinde schizogen, so dass Lakunen

in der primären Rinde entstehen (Fig. 11 Lac), welche bedeutende Dimensionen erreichen können, während gleichzeitig das Periderm durch radiale Teilung das Wachstum folgt. So auseinandergeschobene Parenchymzellen der primären Rinde machen auf dem Querschnitte den Eindruck von Trägerzellen, mit welchen die Exodermis unterspreizt scheint. Es ist charakteristisch für dieses Gewebe, dass es nachträglich meristematisch wird und sich in allen Richtungen

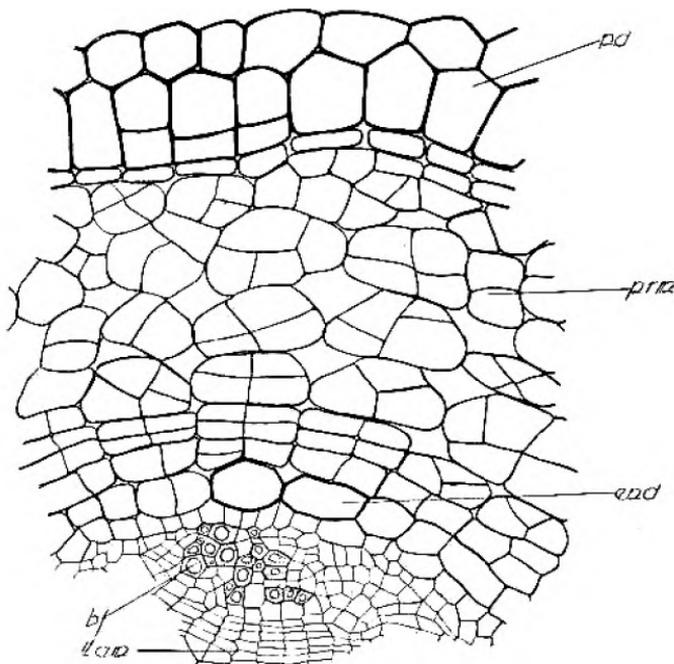


Fig. 12. Querschnitt durch die primäre Wurzelrinde zur Zeit ihrer Teilung. *pd* — Periderm; *prim* — primäre Rinde; *end* — Endodermis; *bf* — Bastfasern; *kam* — Kambium.

teilt, wie dies aus Fig. 9, 12 *prim* ersichtlich ist. Gewöhnlich bilden sich gekreuzte und auf dem Querschnitt schief geordnete Membranen. Auf diese Weise füllen sich durch die Teilung die Lakunen, so dass man bei den älteren Wurzeln nur noch Interzellularen begegnet, während alles übrige in der primären Rinde das ovallängliche parenchymatische Gewebe aus Zellulose ausfüllt, das die bedeutend dicke Schichte der Mittelrinde bildet. Bei der Teilung werden die alten Membranen etwas verdickt und quellen in Glycerin, Wasser, Chlorzinkjod bedeutend an. Sie erreichen eine Dicke von $3,30 \mu$.

Die Kambiumwirkung fängt im Zentralzylinder in der Weise an, wie dies gewöhnlich bei sekundären Wachstum der Dikotyledonenwurzeln der Fall ist d. h. vor allem auf der Innenseite der Phloemgruppen dann über Xylemgruppen und bildet so eine Wellen-

linie, die sich infolge einer intensiveren Holz-Produktion zu einem Kambiumring gestaltet. Vom Momente an wo die Kambiumwirkung anfängt, infolge welcher die radialen Bündel der Wurzel in kollaterale übergehen, beginnt auch die Bildung der sekundären Rinde. Oft auch vor dem Entstehen des Kambiumringes beginnt die Bildung des Bastes in den Phloempartien in grösseren oder kleineren Gruppen. Seine Bildung schreitet zentripetal und dient als lokalmechanisches Gewebe zum Schutze des Phloems. Ich beobachtete stellenweise auch die teilweise Obliteration der Phloempartien. Die Membranen des Bastes erreichen eine Dicke von 4μ . Auf den Stellen, wo die Bastbildung beginnt, opponieren denselben 2—3 Zellen der Endodermis, die sehr suberinisiert, dickwandig und durch ihre Grösse besonders auffallend sind. (Fig. 12 end.) Die Endodermis weist im sekundären Stadium bedeutend dickere Membranen als im primären und eine suberine Zusammensetzung auf, nicht aber in allen Teilen. Gewöhnlich an den Stellen, wo die Markstrahlen sind, ist sie nicht suberinisiert, so dass diese nicht suberinisierte Zellen als Durchlasszellen dienen. So finden wir bei einer triarchen Wurzel zu 3 solcher Zellen. Bei einer mehrjährigen Wurzel finden wir keine suberinisierte Endodermis und die primäre und sekundäre Rinde verschmelzen miteinander.

Wir entnehmen dem Obigen, dass das Periderm nicht aus dem Perizykel entsteht, wie dies der Fall bei gewöhnlichen Typus der dikotylen Wurzel ist und dass demzufolge die primäre Rinde nicht wegfällt, sondern ein sekundäres Meristem darstellt, das ständig erhalten bleibt, wie dies auch bei einigen anderen Wurzeln aus der Familie der Kompositen vorkommt z. B. bei *Radix Arnicae*, *Inulae*, *Taraxaci*, *Cichorii* (Tschirch 95 p. 388).

Die Mittelrinde hat in der alten Wurzel, wo das Holz und die sekundäre Rinde ganz entwickelt sind, länglich ovales Gewebe, das 3—4mal länger als breit ist und wir finden in ihm Kristalle von Kalziumoxalat. In der alten sekundären Rinde bilden Siebröhren, Leitparenchym und Bast die Phloemstrahlen in Keilform, die untereinander durch Rindenstrahlen getrennt sind. Die Letztgenannten zeigen eine Dilatation d. h. ihre Zellen werden je mehr sie nach aussen liegen breiter infolge des Druckes neuer bei sekundären Dickenwachstum entstandenen inneren Teile auf alte Partien.

In der Mittelrinde entstehen entweder gleich unter der Epidermis oder etwas tiefer Gruppen von suberinisiertem Gewebe, das zentral einen grösseren oder kleineren Lumen umgibt, wie dies aus Fig. 10 ersichtlich ist. Das Gewebe geht strahlweise vom Zentrum auf alle Seilen aus, ist aber oft desorganisiert. Die Membranen sind gebogen und jene, die gegen das Lumen grenzen, sind bedeutend dicker. Die Zellen der primären Rinde, die dieses Gebilde in einer oder zwei Schichten umwickeln, zeigen die Tendenz zur strahligen Verbreitung wie auch das vorige Gewebe, und unterscheiden sich

von demselben nur durch den chemischen Bau. Diese Gebilde stellen Haufen vom abgestorbenen hellgelben Gewebe dar, das mit Sudan einen Suberincharakter aufweist. Am Querschnitte sind diese Haufen gewöhnlich ellipsoid, seltener rund. Im ersten Falle ist das Lumen unregelmässig tangential verlängert und wir merken auf dem radialen Querschnitt dass dies ei- oder kugelförmige Gewebegruppen sind, bei welchen die Längsachse in der tangentialen Richtung liegt und manchmal wie ein unterbrochener Ring die sekundäre Rinde umwickelt. In älteren Wurzeln erreichen diese Gebilde bedeutende Dimensionen. Sie stehen gewöhnlich vereinzelt, aber oft stossen zu zwei solcher Gruppen aneinander an. Ich prüfte die Histogenese dieser Gebilde nicht näher, aber so viel ich merkte, entwickeln sie sich allmählich, so dass auf einer Stelle in der primären Rinde eine oder mehrere Zellen ihren chemischen Charakter ändern und dann das nächste Gewebe langsam abstirbt. Diese Gebilde stellen zweifellos einen Wundkork dar, der so entstehen konnte, dass die Wurzel, welche fest mit lehmigem Boden, in welchem *Artemisia caerulea* gedeiht, zusammengeklebt ist, während der Dürre, zu welcher Zeit der Boden springt, mit denselben auf alle Seiten auseinandergezogen wird. Das hat den Sprung einiger Gewebepartien in der primären Rinde zur Folge. An diesen Stellen suberinisieren dann die Membranen.

Bau des Holzes. Im Anfangstadium bestehen die Xylem-elemente aus spiralverdickten Tracheen. Durch die Kambiumwirkung entstehen im sekundären Stadium neue Elemente u. zw.: getüpfelte Tracheen, Holzparenchym und Libriform.

Die Tracheen sind am Querschnitte oval, wo sie einander grenzen flach, und die Aussenform ist polygonal mit scharfen Ecken. (Fig. 11 ks.) Die Tracheen sind von bedeutend kleineren Zellen des Holzparenchyms, welche an sie grenzen, umgeben und flacher Form. Den übrigen Teil des Holzes erfüllt hauptsächlich etwas verlängertes und hauptsächlich radial gestrecktes Holzparenchym. Die Tüpfel der Tracheen sind dicht und regelmässig nebeneinander verteilt, so dass sie fünfeckig erscheinen. Die Tracheen sind im Holze so verteilt, dass sie zu zwei grössere oder zu vier kleinere Gruppen bilden, während sie hauptsächlich mit ihrer Längsachse in radialer Richtung liegen. (Tafel II, Bild 2.) Der Durchmesser ist 16—55 μ und die Dicke beträgt 2,5—4,5 μ . Ihre Membranen sind sehr verholzt. Bei dem Holz der Wurzel werden die Tracheen grösser je mehr sie nach aussen liegen.

Die Zellen des Libriforms sind sehr lang, ziemlich dickwandig und haben lange zugespitzte Enden mit bedeutend kleinem Lumen. Die Membranen sind mit schrägen Tüpfeln erfüllt, und wie die Tracheen verholzt, 220—267 μ lang.

Die Markstrahlen, die 2—7 Reihen breit und radial orientiert sind, durchqueren das Holz. Die Zellen der Markstrahlen sind grösser als jene des Holzparenchyms, mit bedeutend dünneren Mem-

branen. Am Querschnitte sind sie radial gestreckt, an den radialen Wänden und an jenen mit welchen sie an die Tracheen grenzen mit einfachen Tüpfeln versehen. Am Radialschnitte sind sie viereckig und haben 8 Zellen-Reihen von gesamer Breite bis 200 μ . Am Tangentialschnitte sind sie spindelförmig, an der breitesten Stelle erreicht die Reihenanzahl auch 10. Die Form dieser Zellen ist am Tangentialschnitte fünf- bzw. sechseckig. Am Querschnitte sind sie viereckig und an den Ecken ein wenig abgerundet.

Im Zentralzylinder des Holzes finden wir Markstrahlen, die bedeutend tief ins Holz eindringen. Die Jahresringe entnimmt man am Querschnitte der Wurzel ziemlich gut. Die Farbe des Holzes ist hellgelb. Die Seitenwurzeln entstehen im Zentralzylinder u. zw. hauptsächlich im Perizykel.

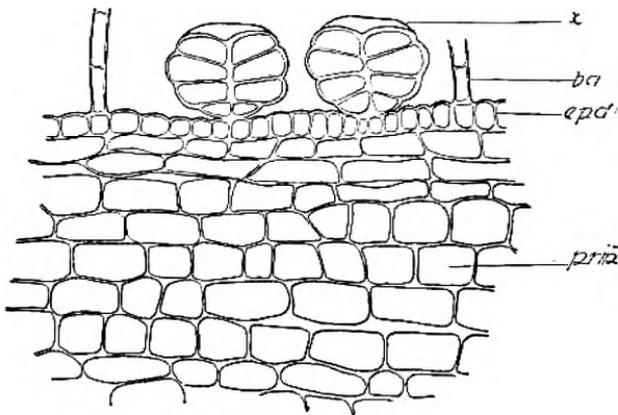


Fig. 13. Längsschnitt durch den Stengel. Primäres Stadium; *x* — Drüsenhaare mit 4 Etagen; *ba* — Basis der T-Haare; *epd* — Epidermis; *prm* — primäre Rinde.

Chemismus. Die Endodermis, Exodermis und später auch das mehrschichtige Periderm bestehen aus Suberin. Das Periderm der älteren Wurzel zeigt die Lignifikation eines Teiles seiner Membranen. Die übrigen Schichten der primären und sekundären Rinde, ausgenommen des Bastes, sind aus Zellulose gebaut, während das Holz im Grunde lignifiziert ist, und mit Mäulereagens, auch mit Phloroglucin und Salzsäure eine positive Reaktion auf Lignin gibt. Im primären Stadium ist die Phloroglucinreaktion bei den Xylempartien negativ. In demselben Stadium lösen sich in konzentrierter Schwefelsäure alle Schichten ausgenommen das Epiblem, welches sich braun färbt und der Xylempartien, die sich braunrot färben.

Anatomie des Stammes

Primärer Bau. Das Hautgewebe bei *Artemisia caerulescens* besteht im primären Stadium aus einer einschichtigen Epidermis, die aus mehr oder minder isodiametrischen Zellen mit

bedeutend verdickten und vorgewölbten Membranen zusammengesetzt ist. Auf der Epidermis befinden sich T- und Drüsenhaare

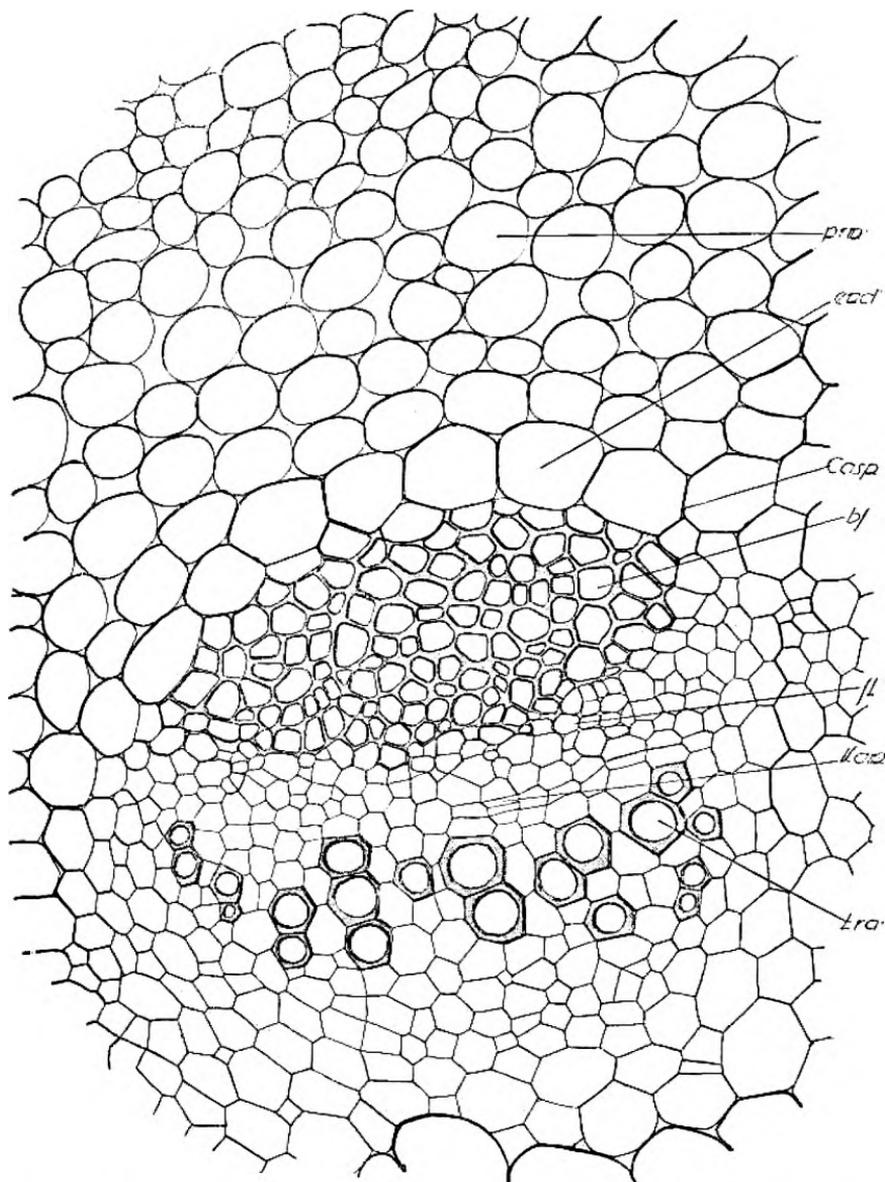


Fig. 14. Entwicklung des Leitbündels und der mechanischen Elemente im Stengel: *prm* — primäre Rinde; *end* — Endodermis; *casp* — Casparysche Punkte; *bf* — Bastgruppe in Entwicklung; *fl* — Phloem; *kam* — Kambium; *tra* — Tracheen.

vom Kompositentypus (Fig. 13, Tafel II, Fig. 5), die sich von jenen auf den Blättern gar nicht unterscheiden, ausser dass sie nicht

vertieft sind, sondern direkt auf dem Stengel sitzen. Die Drüsenhaare sind derartig geordnet, dass die Längsmembran in der Transversalfläche des Stammes liegt. Die beiden Arten von Haaren bleiben bis zum Anfang des sekundären Stadiums erhalten, fallen aber mit der sukzessiven Entwicklung des Periderms ab. Die Behaarung ist besonders stark beim jungen Stamme, was wir schon makroskopisch nach der grauweißen Farbe merken. Besonders auf

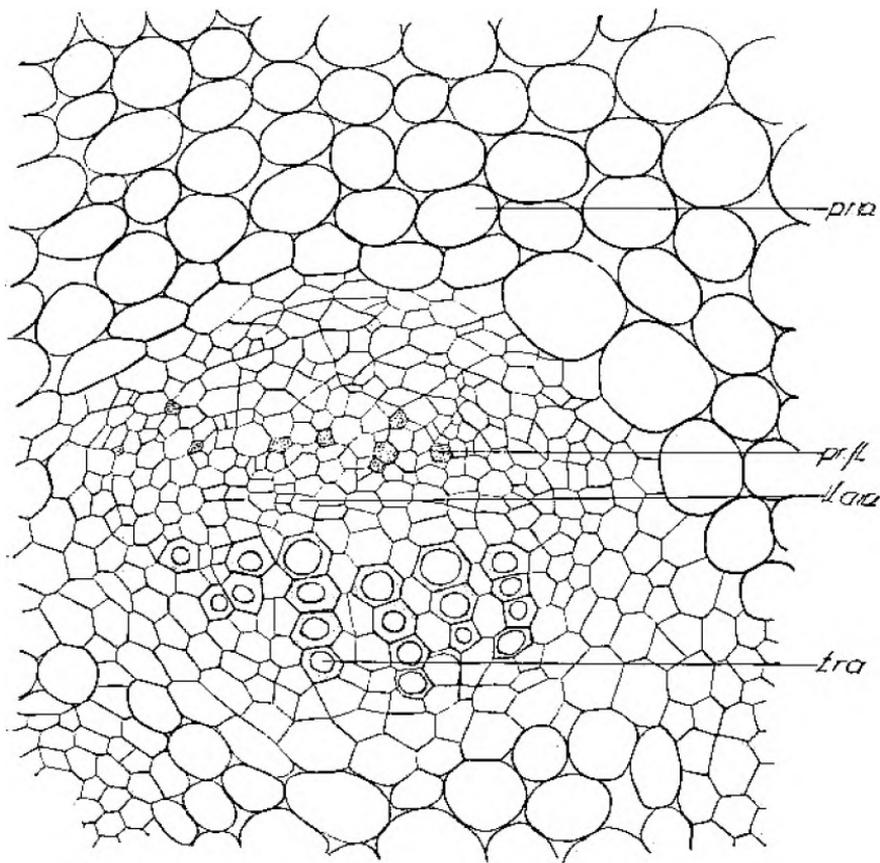


Fig. 15. Querschnitt durch das Leitbündel im Stengel. *prm* — primäre Rinde; *pr. fl.* — Protophloem; *kam* — Kambium; *tra* — Tracheen.

der Vegetationspitze ist die Anordnung der Drüsenhaare dicht. Hier dienen sie offenbar zum Schutze des Meristemsgewebes. Der Abstand der Drüsenhaare beim Stamme beträgt etwa 100—120 μ .

Die Epidermis ist mit einer dünnen, glatten Kutikula bedeckt, die schon im jüngsten Stadium Suberincharakter aufweist und später bedeutend verdickt. Im primären Stadium finden wir auf der Epidermis Spaltöffnungen, die sich ihrem Baue nach von jenen auf dem Blatte nicht unterscheiden.

Unter der Epidermis setzt sich die primäre Rinde, welche aus mehreren Reihen (über 10) mehr oder minder runden, parenchymatischen, mit Chlorophyll erfüllten Zellen besteht, mit Interzellularen fort. (Fig. 14 prm.) Gegen das Zentrum werden die Zellen der primären Rinde immer grösser. Auf dem Übergange aus dem primären in das sekundäre Stadium nehmen sie einen kollenchymatischen Charakter an u. zw. zuerst jene, die unterhalb der Epidermis liegen. In der subepidermalen und besonders in der ersten Schichte der primären Rinde können wir eine Teilung in radialer und tangentialer Richtung aber öfters in radialer, bemerken. Ebenso zeigen auch die tieferen Schichten eine Radialteilung. Demnach stellt die primäre Rinde ein sekundäres Meristem, welches besonders beim sekundären Dickenwachstum zum Ausdruck kommt, dar.

Das Grundgewebe des Zentralzylinders unterscheidet sich der Grösse nach von jenem der primären Rinde. Das Parenchym des Markes ist grösser als das Parenchym der Rinde und ein wenig abgeflacht. In beiden Geweben kommen Kristalle von Kalciumoxalat vor, doch im Markgewebe sind sie reicher vorhanden. Der Form nach sind die Kristalle Drusen, oder tetragonale Formen, und kommen nur einzeln in einer Zelle u. zw. im Plasma vor. Die Drusen erreichen eine Länge von 8—9,30 μ .

Auf dem Längsschnitte sind die Parenchymzellen des Markes viereckig und liegen vertikalen Reihen eine über die andere. (Fig. 13, prm.) Stellenweise sind sie breiter als lang oder verkehrt, während sie in der primären Rinde auf dem Längsschnitte prosenchymatisch sind. Die ersteren sind mit winzigen einfachen Tüpfeln versehen.

Das Leitbündelgewebe entsteht aus den Prokambium-Bündeln welche auf dem Querschnitte in einem Kreise, oder vereinzelt stehen. Aus diesen Bündeln differenzieren sich allmählich die Elemente des Xylems und des Phloems. Dem Marke zu fängt sich das Protoxylem zu differenzieren an und der primären Rinde zu wieder das Protophloem. (Fig. 15 pr. fl.) Diese Elemente entwickeln sich zentripetal mit Rücksicht auf die Achse des Leitbündels. Das Protoxylem entwickelt sich nicht gleichzeitig mit dem Protophloem. Die Elemente des Phloems differenzieren sich ständig als erstere. Ihre Differenzierung beginnt nicht auf der Peripherie des Prokambiumbündels sondern mehr der Mitte zu. Da die Differenzierung der Elemente des Phloems und Xylems nicht auf mehreren Stellen gleichzeitig entsteht, so können wir von keiner bestimmten Anzahl von Leitbündeln im Stamme sprechen. Als die ersten Elemente des Protoxylems differenzieren sich Spiraltracheen, gewöhnlich zerstreut. Erst später bilden die Tracheen eine Gruppe, beziehungsweise regelmässige radiale Reihen (Taf. III, Fig. 2), welche in einem halbmondförmigen Kranze angeordnet sind, so dass in den Ecken desselben je eine Trachee liegt, in der Mitte aber 4 oder mehrere. Die Tracheen auf der Peripherie des Leitbündels sind gewöhnlich am kleinsten.

während sie dem Zentrum zu grösser sind. Zwischen ihnen liegen eine oder zwei Reihen parenchymatischen Gewebes, das im sekundären Stadium nicht lignifiziert ist. Die Holzelemente sind der Mitte in welcher sich das Mark befindet, zugewendet. Die Mediane der Leitbündel befindet sich in der Symmetrieebene, sie sind also monosymmetrischen Typus, wie dies bei kollateralen Gefässbündel normal ist. Die Form der Gefässbündel ist kollateral offen. Im Verhältnis zu den Elementen des Phloems sind die des Holzes 4—5 mal stärker entwickelt, in älteren Stadien noch mehr.

Der Kambiumring ist gleichfalls ein Produkt der Differenzierung von Prokambiumbündeln, welche auf dem Querschnitte des Stammes flachrunder Form manchmal bedeutend verlängert und nebeneinander geordnet sind. Im Anfangstadium ist der Prokambiumring nicht leicht sichtbar und er stellt noch keinen Verdickungsring dar. Die Elemente des Prokambiums sind noch nicht in radialen Reihen geordnet, welche für einen echten Verdickungsring charakteristisch sind. Gewöhnlich, sobald die Differenzierung des Faszikularkambiums beginnt, beginnt auch die Bildung des Bastes oberhalb der Phloemelemente u. zw. von der Peripherie des Leitbündels gegen das Zentrum zu (Fig. 14 bf). Auf diese Weise bildet der Bast einen Schutz des Phloems und dient gleichzeitig und, indem er als eine Art Halbkugel dem Xylem des Leitbündels opponiert, der mechanischen Funktion.

In diesem Stadium der Bastbildung, welches uns einen Übergang in das sekundäre Stadium darstellt, können wir gut eine einschichtige Endodermis mit Casparyschen Punkten wahrnehmen (Fig. 14 Casp.), durch welche der Zentralzylinder gemeinsam mit den Leitbündeln von der primären Rinde getrennt ist. Mit dem Plautischen Reagens (59) färben sich hier die Casparyschen Punkte. Die Punkte liegen auf dem unteren Teile der Radialmembranen der Endodermis. In den primären Stadien ist die Endodermis schwer wahrnehmbar und es ist mir nicht gelungen sie zu färben und zu differenzieren mit irgendeiner Farbe, die sonst zu diesem Zwecke dient. Im sekundären Stadium verschwinden langsam die Casparyschen Punkte und die Membranen der Endodermis wechseln ihren chemischen Charakter d. h. sie suberinisieren u. zw. am öftesten und markantesten nur jener Teil, der den Bast des Leitbündelsystems umwickelt.

Mit der Bildung der ersten Gefässbündel geht auch die Bildung der Sekretionskanäle parallel, die schizogen unmittelbar unter der Vegetationsspitze entstehen und sich, wie dies später sichtbar ist, gleich an das Gewebe der Endodermis anlehnen. Die Sekretionskanäle liegen in der primären Rinde einzeln oder 2—5 nebeneinander und opponieren am öftesten dem interfaszikularen Gewebe. In solcher Anordnung finden wir sie auf dem Querschnitte des Stammes auch über 15. In den Stadien wo die Bildung des Bastes beginnt verschwinden sie. Ihre Länge beträgt bis 8 mm, während die Breite des Lumens von 8—53 μ variiert. Das Lumen ein

und desselben Kanals ist nicht gleich breit auf allen Stellen, gewöhnlich ist es in der Mitte am breitesten, während es sich den Enden zu verschmälert. Auf dem Querschnitte ist es rund oder elliptisch, gewöhnlich von 3—7 zellulosen Zellen umgrenzt, welche sich mit gelben oder gelblichbraunen harzigen Inhalte, von welcher Farbe auch das Sekret im Kanale ist, auszeichnen (Fig. 16).

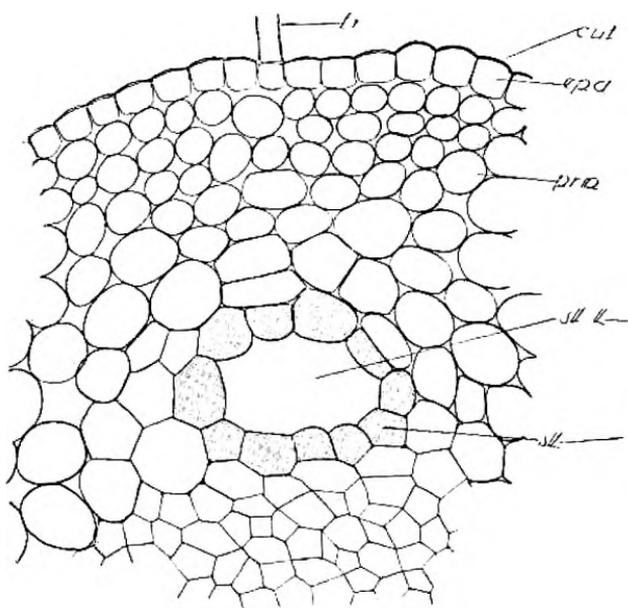


Fig. 16. Querschnitt eines Sekretionskanales im Stengel. *tr* — Trichom; *cut* — Kutikula; *epd* — Epidermis; *prm* — Primäre Rinde; *sk k* — Lumen des Sekretionskanales; *sk* — Sekretionszellen.

Sekundärer Bau. Im sekundärem Stadium bildet die ein- bis zweischichtige Epidermis die Aussenrinde des Stammes. Die Epidermis unterscheidet sich nicht von jener im primären Stadium, nur sind ihre Zellen etwas grösser und die Aussenmembranen bedeutend verdickt. Die Aussenmembran zeigt eine regelmässige Schichtung und eine Quellungsfähigkeit, so dass sich die Lumina bedeutend zusammenschränken, wenn wir sie im Wasser oder Chlorzinkjod betrachten. Ihre Dicke beträgt 16μ , während die Breite der einzelnen Zellen $10-13,35 \mu$ misst. So eine Epidermis bleibt noch lange erhalten, nur in alten Stadien mit reichhaltigem Periderm springt sie stellenweise, zusammen mit den äusseren Schichten des Periderms auf, und fällt teilweise, oder ganz weg.

Das Periderm bildet sich aus der kollenchymatischen subepidermalen Schicht, welche schon im primären Stadium Ähnlichkeiten mit dem epidermalen Gewebe zeigt, so dass wir in ihr ein späteres Phellogen vermuten. In der genannten subepidermalen Schichte welche im primären Stadium aus runden parenchymatischen

Zellen bestand, die nachträglich an den Ecken verdickten und so in ein Kollenchym übergegangen sind, beginnt auf einem Teile des Stammes die tangentiale Teilung welche sich parallel zur Oberfläche des Organes entwickelt. Die Zellen, welche sich tangential zu teilen beginnen, verlängern sich etwas. So geschieht dies sukzessive bei 4 Zellen in tangentialer Reihe. Gewöhnlich entsteht in der fünften Zelle eine nochmalige Teilung der Unterzelle und schon in der nächsten, wo sich die Zelle bedeutend vergrößert, entnehmen wir, dass die obere einen Suberincharakter angenommen hat wie auch die unteren Membranen der Epidermis. Je weiter wir gehen, werden die Zellen immer breiter bis sich endlich die neugebildeten peridermalen Zellen radial zu teilen beginnen. Gewöhnlich beginnt die Suberinisierung schnell, schon in der sechsten Zelle (in tangentialer Reihe) aber manchmal auch später. Die untere Schichte, die ein sekundäres Meristem darstellt, bildet auf diese Weise eine Phellogenschichte, welche in unserem Falle regelmässig in älteren Stadien 2—3 Zellreihen hat (Fig. 17 *fel*). Die Zellen des Phellogens sind dicht in radialen und teilweise auch in tangentialen Schichten ohne Interzellularen geordnet. Auf dem Querschnitte sind sie so gebaut, dass ihre untere Membran gegen das Zentrum vorgewölbt ist. Sie sind mit gelbbraunen Inhalte, das im Chlorzinkjod braun wird, erfüllt.

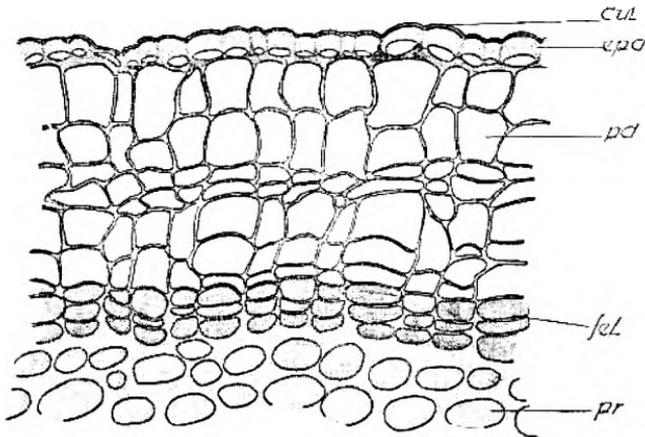


Fig. 17. Querschnitt durch das Periderm. *cut* — Kutikula; *epd* — Epidermis; *pd* — Periderm; *fel* — Phellogen; *pr* — primäre Rinde.

Das Periderm bildet sich nicht gleichzeitig um den ganzen Stamm, sondern lokal, gewöhnlich auf mehreren Stellen, so dass sich endlich alle Teile zusammentreffen und einen geschlossenen Ring um den ganzen Stamm bilden. Der Entstehung nach stellt das Epiderm der *Artemisia caerulescens* ein sogenanntes Oberflächenperiderm der primären Rinde dar. (Tschirch 95, p. 387).

Der Anfang der Entwicklung des Periderms mit Rücksicht auf die Entwicklung der übrigen Elemente innerhalb des Stammes

ist nicht konstant. Einmal beginnt es sich ziemlich spät zu entwickeln, während alle übrigen Teile des Stammes wie die Leitungs- und mechanische Elemente schon gänzlich entwickelt sind, ein andermal wieder hat das Periderm mehrere Schichten (bis 8), während die Wirkung des interfaszikularen Kambiums noch nicht begonnen hat. Allerdings beginnt seine Entwicklung schon in der ersten Vegetationsperiode.

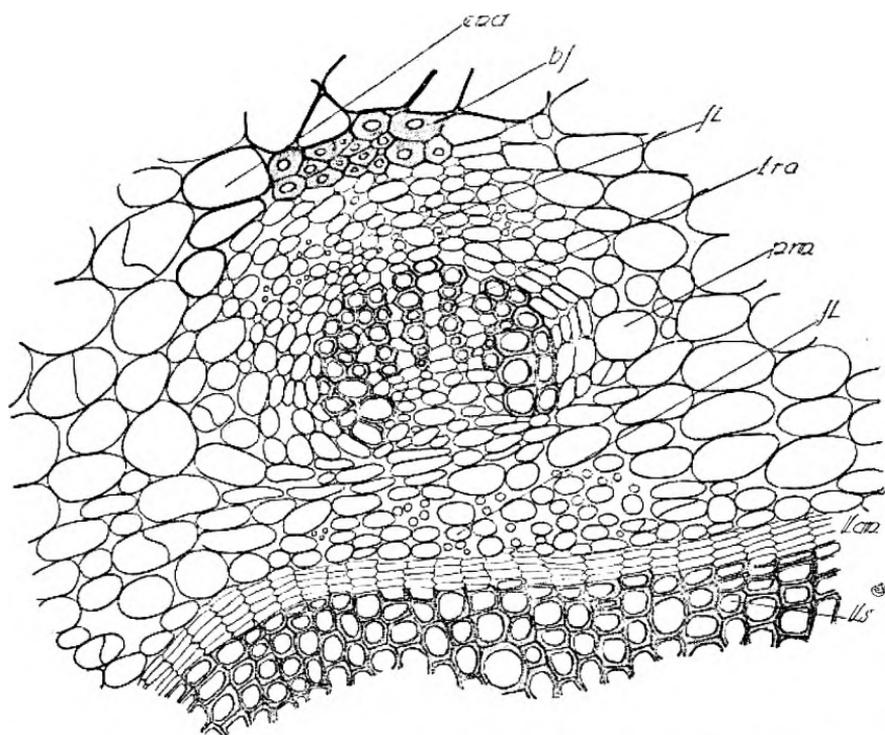


Fig. 18. Querschnitt des Leitbündels in der primären Rinde des Stengels. *end* — Endodermis; *bf* — Bastfaser; *fl* — Phloem; *tra* — Tracheen; *prm* — primäre Rinde; *fl* — Phloem.

Der Kork der *Artemisia caerulescens* zeigt keinen gewöhnlichen tafelartigen Bau. Seine Zellen sind nicht tangential flacher sondern prismatischer Form, 3-mal länger als breit, radial so geordnet, dass ihre längere Achse in radialer Richtung liegt. (Fig. 17 pd und Fig. 19 pd.) Ihre Höhe erreicht 32μ . Die Membranen des Korkes sind kurvenartig gebogen und im Vergleiche zur Kutikula dünner als diese.

Beim Periderm der *Artemisia* können wir gewöhnlich entnehmen, dass die Mittelschicht etwas zusammengedrückt ist, und dass die radialen Membranen demnach mehr als die übrigen gebogen sind. Dem chemischen Charakter nach unterscheidet sich diese Schicht etwas von den übrigen, da sie mit Phloroglucin und Salz-

säure eine schwache Holzreaktion gibt. Die mittlere zusammengedrückte Schichte ist entweder in der Mitte oder etwas mehr nach aussen gelagert (Fig. 17). Im Alter werden die Membranen des Periderms sehr gebogen. Die Dicke des Periderms wie auch der Anfang seiner Entwicklung hängt wahrscheinlich von ökologischen Faktoren ab. Die Zahl seiner Schichten ist verschieden und reicht bis zu 20 heran. Das Periderm ist gelb oder gelbbraun, und zeigt einen Suberinbau. Die Suberinisierung beginnt wie oben erwähnt sehr früh, noch früher als die Zelle ihre definitive Form annimmt. Mit Phlorogluzin und Salzsäure können wir unter grosser Vergrösserung eine schwach rosige Verfärbung der Mittellamelle wahrnehmen.

Die übrige Rinde bildet in sekundärem Stadium die primäre und sekundäre Rinde, welche letztere infolge der Wirkung des Kambiumringes entsteht.

In der primären d. h. in der Mittelrinde werden wir die schon beschriebene Sekretionsorgane selten in sekundären Stadien finden. Sie enden regelmässig am Anfang dieses Stadiums. Aber in diesem Stadium werden wir leicht am Querschnitte ein, seltener zwei vollkommen entwickelte Gefässbündel bemerken (Fig. 18), welche ausserhalb des Gefässbündelringes in der primären Rinde liegen, und infolge der Differenzierung des Prokambiumbündels entstehen. Die Gefässbündel in der primären Rinde wären nach Solereder (87 p. 968) meistens für die einzelne Art, seltener für eine Gattung, Tribus oder gar eine Familie charakteristisch. Da solche Gefässbündel bei *Artemisia caerulescens* nicht regelmässig vorkommen kann man die Erscheinung der unregelmässigen Auftretens als charakteristisch für die Art *Artemisia caerulescens* betrachten.

Das Gefässbündel ausserhalb des Ringes ist vom kollateralen Baue, normal orientiert, mit dem Xylem nach innen und Phloem nach aussen. Fig. 18 zeigt uns, dass sich auf das Phloem des Gefässbündels im Gefässbündelringe (welches normal aus Kribroiden, Geleitzellen und Parenchym besteht) zwei Reihen etwas grösserer parenchymatischen Zellen fortsetzen, die sich nur der kleineren Form nach von den Zellen der primären Rinde unterscheiden. Auf das folgt ein vollkommen entwickelter Xylemteil des kollateralen Leitbündels. Dieses Leitbündel unterscheidet sich insoferne von dem übrigen Leitbündeltypus, indem seine Elemente derart geordnet sind, dass sie fächerartig aus einem Zentrum auf alle Seiten auseinandergehen. Am Querschnitte ist es mehr oder weniger rund. Die Tracheen sind auch bei ihnen in regelmässigen Reihen geordnet. Oberhalb des Phloems liegt eine Gruppe des Bastes, welche von 3—4 tertiären Endodermiszellen umgeben ist. Auf den ersten Blick scheint es, dass eine gemeinsame Endodermis auch dieses getrennte Leitbündel umwickelt, welches demnach eine Verbindung mit den übrigen Leitbündeln im Ringe haben sollte. Da aber solche Leitbündel jetzt tiefer dann wieder in der Mitte der primären Rinde vorkommen und da wir oberhalb

des Phloems des Leitbündels aus dem Leitbündelringe oft einen vollkommen entwickelten Bast und eine tertiäre suberinisierte Endodermis finden können, ist es klar, dass das Leitbündel in der primären Rinde keine Verbindung mit jenen im Leitbündelringe hat und dass es vereinzelt steht. Vielmehr ist es wahrscheinlicher, dass es

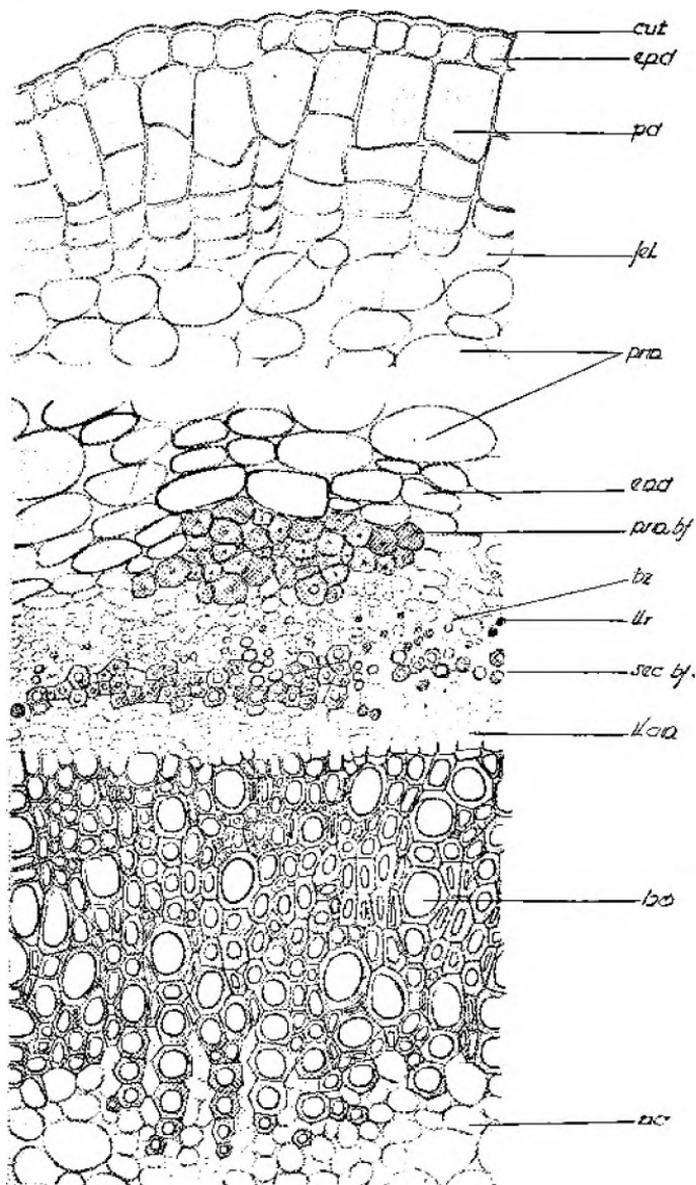


Fig. 19. Querschnitt des Stengels im sekundären Stadium. *cut* — Kutikula; *epd* — Epidermis; *pd* — Periderm; *fel* — Phellogen; *prm* — primäre Rinde; *end* — Endodermis; *prm bf* — primäre Bastfasern; *bg* — Begleitzellen; *Kr* — Kribroide; *sec bf* — sekundäre Bastfasern; *kam* — Kambium; *bo* — Holzteil; *ma* — centrales Markgewebe.

mit einer separaten Endodermis umgeben ist, welche ich im primären Stadium nicht geprüft habe. Das schliesse ich aus den tertiären Endodermisresten oberhalb seines Bastes, welche eine klare Suberinisierung aufweisen. Welche Funktion diesen Leitbündeln in der primären Rinde ausserhalb des Leitbündelringes zukommt, als auch ob sie stammeigen bleiben oder ins Blatt übergehen habe ich nicht näher geprüft.

Die Zellen der Mittelrinde nehmen mit der Zeit den Kollenchymcharakter an, während die Teilung mit dem Dickenwachstum beginnt. Die Mittelrinde kann 15 und auch mehr Zellenreihen erreichen. Am Längsschnitte erreichen sie eine Breite von 26,70 μ mit einer Durchschnittslänge von 50—80 μ . Je länger sie werden, werden sie auch verhältnismässig breiter.

Die sekundäre Rinde (Fig. 19 kr, bz, prm. bf, sea bf.) wird von den Elementen des Phloems, Kribroiden, Geleitzellen, Bastgruppen und Parenchym gebildet. Die Kribroiden sind sehr schwer sichtbar, da sie sehr schmal sind. Ihnen schliessen sich noch engere Geleitzellen an. Mit Chlorzinkjod können wir an den Längsschnitten das Plasma der Kribroiden färben und so die Lage der hellgrünen Kribralplatten die schwach geneigt sind, sichtbar machen. Die Länge der Kribroiden variiert zwischen 9—225 μ . Im primären Stadium sind sie verhältnismässig kurz. Hier erreichen sie eine Länge bis 40 μ . Ihre Breite ist konstant 5 μ . In den übrigen Teilen zeigt das Phloem keine Besonderheiten.

Der Bast umwickelt das Phloem in der Form eines starken halbmondförmigen Beleges, der nach aussen konvex und abgerundet ist. Er entsteht, wie bereits erwähnt, durch die Differenzierung aus den Zellen des Prokambiumbündels, aus welchem sich vorher die Elemente des Phloems und Xylems entwickelten (Fig. 14). Die Entwicklung ist zentripetal, gewöhnlich gleichzeitig derart, dass am ganzen Querschnitte Bastzellen entstehen, also simultan. (Haberlandt p. 187.) Die Zellmembranen aus welchen sich der Bast differenziert werden allmählich dicker und in Verbindung damit werden die Lumina immer enger und nehmen einen Lignincharakter an. Die Bastmembranen sind gleichmässig verdickt (2,67—3 μ). Die Lumina können auch sehr eng sein, unter 2 μ . Die Wände des Bastes werden durch schräge einfache Tüpfeln in einer linksdrehenden Spirale durchquert. Am Querschnitt ist der Bast schwach abgerundet, polygonal und dicht zusammengedrängt. Seine Breite beträgt 8—13,35 μ , während seine Länge 1717 μ und weniger ist.

Die Bildung des Bastes beginnt manchmal sehr früh d. h. vor der Wirkung des interfaszikularen Kambiums, im anderen Falle gibt es schon einen vollkommen entwickelten Holzring, während sich der Bast erst zu entwickeln anschickt.

Nach aussen, der primären Rinde zu, ist der Bast von einer Endodermis umgeben, die sich oberhalb des Bastes immer in einem terziären Stadium befindet. Wenn wir sie mit Sudan färben, wird sie besonders auffallend. Ihre Zellen sind tangential verlängert, von

bedeutender Grösse und dicht gedrängt. Die radialen als auch die tangentialen Wände sind suberinisiert. Die Endodermis ist nicht auf ihrem ganzen Ringe suberinisiert, ich fand jedoch auch Fälle, wo der ganze Ring einen deutlichen Suberincharakter zeigte. Offenbar hatte hier die Endodermis die Aufgabe die Funktion des Periderms zu unterstützen, welches verletzt war. Nur noch bei der Blütenachse ist die ganze Endodermis suberinisiert. Am Längsschnitte erreichen die Zellen der Endodermis 35—72 μ .

Das Kambium weist keine Besonderheiten in seinem Bau auf. Bei den primären Leitbündeln, die noch nicht untereinander verbunden und durch Markstrahlen nicht voneinander getrennt sind, stellt das Meristemgewebe des Prokambiumbündels, das als solches im Zentrum auf die Dauer erhalten bleibt, das Kambium dar. (Fig. 18 und 19 kam.) Nachträglich schliesst sich diesem Faszikularkambium ein interfaszikulares, welches das sekundäre Meristem jenes Teiles der Markstrahlen darstellt, das zwischen den Leitbündeln liegt, an. Auf diese Weise entsteht der Kambiumring. In sekundärem Stadium nehmen die Kambiumzellen ihre definitive tangential verlängerte Tafelform an. Anfangs sind sie verhältnismässig genug breit, abgeflacht, fünf oder sechseckig, in radialen Reihen, später aber verlängern sie sich tangential. (Fig. 18 kam.) Sie teilen sich tangential und quer mit einer horizontal gelegenen Membrane. In den jungen Leitbündeln ist die Kambiumschicht noch schmal, in sekundärem Stadium aber erreichen sie mehrere regelmässige Reihen. Wie jedes Meristemgewebe ist auch das Kambium aus Zellulose gebaut.

Infolge der Kambiumwirkung entsteht nach innen ein vollkommener Holzring, nach aussen wieder die sekundäre Rinde. Die letztere besteht aus sekundärem Bast, Phloemelementen und Rindenstrahlen. Der sekundäre Bast unterscheidet sich von den primären dadurch, dass er kleiner ist und teilweise durch schärfere Konturen und etwas breiterem Lumen charakterisiert ist. (Fig. 19 sec bf.)

Der Bau des Holzes. Dem Holze kommen infolge der Kambiumwirkung neue Elemente u. zw. getüpfelte Tracheen, Libriform, Holzparenchym und Markstrahlen zu. Die Tracheen sind in sekundärem Holze des Stammes grösstenteils auseinandergeworfen, und berühren sich selten, zum Unterschiede von jenen im Holze der Wurzel. (Taf. II, Fig. 3.) Manchmal finden wir eine radiale Anordnung der Tracheen. Dann bilden gewöhnlich 2—3 Tracheen kleine Gruppen. Ihre Membranen in entwickeltem Holze sind nicht viel dicker als die Membranen der Ligninelemente, welche sie umwickeln. Sie sind mit einfachen Tüpfeln versehen, welche regelmässig geordnet und fünfeckig sind. Die Grösse beträgt 3,30 μ . Nur im Protoxylem kommen Spiraltracheen vor, während alle übrigen getüpfelt sind. Ihre Perforationen sind einfach und rund, oder bei geneigten Wänden etwas elliptisch verlängert. Im Protoxylem sind die Tracheen, wie bereits erwähnt, von innen mehr rundlich, von aussen hexagonaler oder polygonaler scharfkantiger

Form, besonders dort wo sie in radialen Reihen geordnet sind und wo sie sich untereinander berühren. Hingegen sind die getüpfelten Tracheen, die infolge der Kambiumwirkung entstanden sind, breiter im Durchmesser und runder in der Form. Im Durchmesser sind die getüpfelten Tracheen $26,70$ — $32,04$ μ gross und erreichen eine Länge von 80 — 206 μ . Wie in der Wurzel so werden auch im Stamme die Tracheen gegen Aussen verhältnismässig grösser, was allerdings keine Regel ist. In verschiedenen Jahresringen ist auch ihre Grösse verschieden und ihr Querschnitt ist wahrscheinlich von der Feuchtigkeit des Standortes auf welchem die einzelnen Individuen gedeihten, abhängig.

In den getüpfelten Tracheen merkte ich oft am Querschnitte des Stammes sogenannte Sanios-Balken, welche in der Mediane die Tracheen querten und auch in das Nachbargewebe des Holzes reichten.

Der Hauptbestandteil des Xylems ist das Libriform, während das Holzparenchym verhältnismässig schwach entwickelt ist, besonders im Vergleiche mit seinem Vorkommen in der Wurzel. Die Libriformzellen sind schmal und lang, mit schrägen Tüpfeln in einer linksdrehenden Spirale versehen. Die Libriformfasern hatten eine Breite von $8,60$ — $26,70$ μ , und eine Länge von $320,40$ μ .

Die Tracheen sind voneinander durch das Holzparenchym getrennt. Die Zellen des letzten sind schmal und in der Richtung der Stammachse gestreckt, von prismatischer Form, 6 — 10 mal länger als breit. Die Breite beträgt 11 μ und die Länge 62 — 110 μ . Die Membranen sind gewöhnlich bedeutend dünner als jene der übrigen Ligninelemente. Ausser neben den Tracheen finden wir das Holzparenchym auch an den Stellen, wo das Holz mit dem Marke grenzt. Hier sind die Wände des Holzparenchyms mit gewöhnlichen Tüpfeln versehen.

Am Querschnitte durchqueren mehrere Markstrahlen radial das Holz und gehen in die sekundäre Rinde über, wo sie vor der primären Rinde enden. Am tangentialen Querschnitte sind sie spindelförmig und sehr breit. Sie erreichen eine Länge von einigen Millimetern. Auf der breitesten Stelle haben sie gewöhnlich 5 Zellreihen, aber sie können auch mehrere besitzen. Die Zellen sind am Tangentialquerschnitte länglich, sechseckig mit abgerundeten Ecken, so dass ihre Längsachse in der Richtung der Stammachse liegt. Die Dicke der Membranen beträgt $5,34$ μ . Am Radialschnitte sind die Markstrahlzellen fast viereckig isodiametrisch, am Querschnitte vorwiegend viereckig mit bedeutend abgerundeten Ecken und in Radialreihen geordnet. Dem Zentrum des Stammes zu sind sie länger als breit, während sie der Peripherie zu immer breiter werden. Abgesehen davon wird der Marktstrahl selbst auf der Peripherie immer breiter u. zw. von den sekundären Strahlen welche sich ihm sukzessiv anschliessen. Demgemäss enthält die jüngste Zone der Markstrahlen die grösste Reihenanzahl, während die älteste Zone die schmäliste ist.

Die Jahresringe kann man bei dem Stengel gut unterscheiden doch sind die Übergänge nicht scharf, was auch begreiflich ist wenn wir in Betracht ziehen, dass *Artemisia caerulea* ein Repräsentant der Mediterranflora ist.

Wie oben erwähnt, bilden sich im primären Stadium als erste Elemente des Xylems Spiraltracheen, welche sich in radialen Reihen, und diese wieder in halbmondförmige Gruppen ordnen. Das Parenchym, welches die Protoxylemreihen miteinander verbindet, lignifiziert auch im sekundären Stadium nicht, zum Unterschiede von den übrigen Elementen, die infolge der Kambiumwirkung entstehen und das Parenchym umgeben. Die Holzelemente, welche infolge der Bildung des Faszikularkambiums entstehen, schichten sich vor diesem Protoxylem in Haufen, während das durch die Wirkung des interfaszikularen Kambiums entstandene Holz die Protoxylemgruppen seitwärts und von unten girlandenartig dem Marke zu umgibt. Da die Parenchymzellen neben Protoxylem ihren Zellulosecharakter behalten, sind besonders im vollkommen entwickelten Holzringe die Protoxylemzellen auffallend, erstens durch ihre hellere Farbe und dann durch die radialen Tracheenreihen, die in sekundärem Holze grösstenteils auseinandergeworfen sind beziehungsweise in keiner kontinuierten radialen Reihe stehen. Dies ist noch schöner sichtbar, wenn wir irgendwelche Holzreaktion z. B. die Phloroglucin-Salzsäure, Mäulesche oder Chlorzinkjodreaktion ausführen bezw. wenn wir die Objekte mit einer Wasserlösung von Brillantkresilblau färben, im Alkohol differenzieren und in Wasser betrachten oder so gefärbte Objekte durch Dehydration in Kanadabalsam überführen.

Das Zentrum des Stammes wird vom Marke, das aus Parenchymzellen besteht, ausgefüllt (Taf. II, 3, Fig. 19 msa.) Diese unterscheiden sich nicht der Form nach von jenen im primären Stadium, nur sind ihre Membranen etwas dicker ($1,5 \mu$). Das Holz reicht girlandenartig in das Markparenchym, so dass die konvexen Seiten dem Zentrum des Stammes zugekehrt sind. An den Querwänden ist das Markparenchym mit einfachen Tüpfeln versehen und zwar nur jener Teil, welcher lignifiziert ist, und auf den Stellen wo es mit dem Holz grenzt auch auf den übrigen Wänden. Das Markparenchym hat Kalkoxalatkristalle, welche im Markparenchym als auch im Parenchym der primären Rinde in sekundärem Stadium immer seltener vorkommen. Durch das Mark unterscheidet sich gleichzeitig das Holz des Stammes (Taf. II, Fig. 3) vom Holze der Wurzel (Taf. II, Fig. 1), welches letzteres im Zentrum kein Markparenchym sondern nur Holzelemente besitzt.

Blütenachse

Am Querschnitte sehen wir vor allem dass der Umriss der Blütenachse fünf Rippen aufweist. Das Hautgewebe bildet die Epidermis mit bedeutend verdickter Aussenmembran, welche mit

einer gefalteten Kutikula überdeckt ist. Auf der Epidermis sitzen vertiefte Spaltöffnungen und T-artige Haare mit sehr langen Fortsätzen. Unterhalb der Epidermis folgt eine breite primäre Rinde von mehreren Schichten polygonaler unregelmässigen oder ovalen Parenchymzellen. In den äusseren Schichten findet man viel Chlorophyll, während die inneren Schichten chlorophyllarm oder ganz ohne dieses sind. Während die Blütenachse noch einen kräftigen Charakter besitzt, enthalten die Zellen der Epidermis Anthokyan. In den Ecken der Rippen finden wir unterhalb der Epidermis 1—2 Schichten Kollenchym, welches der mechanischen Funktion dient. An das Parenchym der primären Rinde folgt eine kontinierte Endodermis, welche hier besonders leicht sichtbar ist, was beim Stamme nicht immer der Fall ist. Die Zellen der Endodermis sind polygonaler Form, grösstenteils sechseckig, dicht zusammengedrängt ohne Interzellularen und von verschiedener Grösse. Den übrigen Teil der Blütenachse nimmt das Leitungssystem, der Bast und das Mark ein. Im Zentralzylinder sind alle Elemente des Protoxylems verbindet. So ist auch das Markparenchym, welches in der Blütenachse bedeutend grössere Zellen als im Parenchym der primären Rinde besitzt, verholzt und ausserdem mit einfachen schmalen Tüpfeln versehen. Die Tracheen haben sich auch hier in radiale Reihen zusammengeschlossen. Die Zahl der Leitbündel bewegt sich zwischen 4 und 5. Der Bast bedeckt wie eine Kappe die Phloemelemente, aber hier nähern sich diese Gruppen einander zu derart, dass sie den Eindruck machen, als ob sie in einer gemeinsamen Scheide verbunden wären. Ausserdem befindet sich zwischen den einzelnen Bastgruppen ein Holzparenchym, worüber wir uns am Längsschnitte überzeugen können.

In den älteren Blütenachsen findet man in den Ecken der Rippen und in den Zellen der primären Rinde Oktaedern von Kalkoxalat verschiedener Grösse. Ich erwähne, dass ich auch hier in der primären Rinde Leitbündel ausserhalb des Leitbündelringes getroffen habe welche noch nicht differenziert waren.

Die Abzweigungen der Blütenachsen auf welchen die Blütenköpfchen sitzen unterscheiden sich nur insoferne, dass sie keine Rippen aufweisen, während sie sonst im anatomischen Baue gleich jenen der Blütenachse sind. Die Zahl der Leitbündel ist 4.

Wenn wir das anatomische Bild der *Artemisia caerulescens* mit jenem von *Artemisia Cina*, welche zur selben Sektion (*Seriphidium*), zusammen mit unserer *Artemisia* gehört, vergleichen, werden wir keine besondere Unterschiede finden. (Tschirch-Oesterle Anatomischer Atlas der Pharmakognosie und Nahrungsmittelkunde, Band 2 Leipzig 1900, T 73, p 315). Die primären Rinden sind bei beiden Arten genug breit, die Epidermen sind verdickt, mit Tüpfeln versehen. Bloss hat *Artemisia caerulescens* in den Rippen ein Kollenchymgewebe, welches bei *Cina* nicht vorhanden zu sein scheint. Die Zahl der Leitbündel ist bei *Cina* wie auch bei *Artemisia caerulescens* 4, während der Bast bei letzterer stärker entwickelt ist.

Anatomie des Blattes

Das Blatt der *Artemisia caerulescens* ist vom isolateralen Bau. Auf der Ober- wie auch auf der Unterseite finden wir 2—3 Reihen Palisadenzellen. In der Mitte liegen 1—2 Reihen Mesophyll, welche die Leitbündel durchqueren, von beiden Seiten befinden sich Spaltöffnungen und ebenso Drüsen- und T-Haare mit sehr langen peitschenartigen Fortsätzen.

Am Querschnitte sehen wir, dass die Oberfläche bei einigen Blättern verhältnismässig glatt, während sie bei andern arkaden- oder wellenartig, also, ausgefurchet ist (Fig. 20 und Taf. II. Fig. 6). In den Furchen befinden sich gewöhnlich Drüsenhaare.

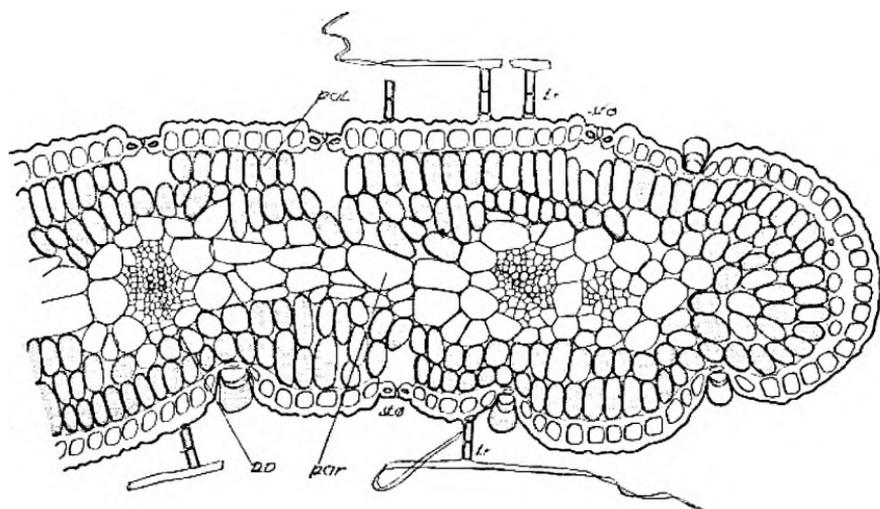


Fig. 20. Querschnitt durch das Blatt der *Artemisia caerulescens* L. pal — Palisadenzellen; par — Parenchym des Mesophylls; nv — Leitbündel; sto — Spaltöffnungen; tr — T-Haar

Die Palisaden nehmen $\frac{2}{3}$ des Mesophylls ein, sie wechseln sich oft ab und sind in ein und demselben Blatte stellenweise 2—3 reihig. Ihre Form ist zylindrisch, an den Enden abgerundet, 2 bis mehrmal länger als breit. Mit ihren abgerundeten Enden schieben sich abwechselnd die oberen Reihen in die unteren ein. In der Jugend sind sie isodiametrisch oder oval, später strecken sie sich. Zwischen den Palisaden finden wir gewöhnlich Interzellularen, so dass die Palisaden oft abwechselnd eine vor der anderen stehen, worüber wir uns am besten überzeugen können, wenn wir das Blatt der Fläche nach durchschneiden. Infolgedessen ist es schwer einen guten Querschnitt des Blattes zu bekommen. An den Blatträndern, welche abgerundet sind, sind die Palisaden fächerartig geordnet und dicht zusammengedrängt ohne Interzellularen (Fig. 20). Sonst stehen sie senkrecht zur Oberfläche des Blattes und sind demnach

in der Nähe des Hauptnerven infolge des gewölbten Rückens welcher sich oberhalb desselben befindet, dem Nerve zu gerichtet. Dieselbe Tendenz zeigen sie in der Nähe der sekundären Leitbündel, wenn dieselben stärker entwickelt sind, wie dies auf den Fiedern der gefiederten Blätter der Fall ist. Die Membranen sind dünn und aus Zellulose. Das Palisadengewebe ist reich an Chlorophyll und Öltropfen. Seine Breite beträgt 3—16 μ . Seine Länge 15—53 μ . Manchmal haben sie auch grössere Dimensionen, so z. B. eine Breite von 24 und eine Länge von 107 μ .

In der Mitte des Blattes zwischen der oberen und der unteren Palisadenschichte liegen etwas verlängerte polygone Parenchymzellen, die am Querschnitte so liegen, dass ihre Längsachse parallel zur Organoberfläche liegt. Diese Schichte nimmt gewöhnlich 1—2 Reihen ein. Die Zellen dieser Schichte unterscheiden sich von den Palisaden nicht nur ihrer Form nach, sondern auch durch einen bedeutend kleineren Gehalt an Chlorophyll, welches grösstenteils bei ihnen nicht vorkommt. Jedoch finden wir bei ihnen öfters Kalkoxalatkrystalle. Die Grösse der Zellen erreicht auch 80 μ . In diesem Parenchym liegen die Leitbündel. So verbindet es die Palisaden, also das Assimilationsgewebe mit dem Leitungsgewebe, womit es die Funktion der Sammelzellen ausübt. Das Parenchym ist besonders um das Hauptleitbündel entwickelt, oberhalb welchen sich auf beiden Seiten des Blattes starke Rippen im Bogen erheben, (Taf. III, Fig. 1), welche um das Doppelte die Breite der Blattspitze übertreffen können. Das ganze Gewebe um das Hauptleitbündel ist parenchymatischen Charakters. Charakteristisch ist für die Palisaden in dieser Region, dass sie kürzer werden je mehr sie sich der Rippe nähern und dass sie nicht über das Hauptleitbündel reichen. An ihrer Stelle finden wir unterhalb der Epidermis des Blattes 1—2 oder mehrere Reihen von Kollenchymgewebe, welches der mechanischen Funktion dient. Dieses ist auf der Ober- und Unterseite der Rippen gleich entwickelt. Bei den Nebenleitbündeln umwickelt das Parenchym gewöhnlich nur in einer Schichte wie eine Scheide das Leitbündel und hier können die Parenchymzellen eine bedeutende Grösse im Verhältnis zum Leitbündel selbst erreichen.

Das Leitbündel. Das Leitbündel ist im Blatte kollateral offen. Die Xyleme sind normal nach oben und die Phloempartien nach unten gerichtet. Zum Unterschiede vom Stamme beginnen sich im Blatte oberhalb des Xylems wie auch unterhalb des Phloems die Elemente des Stereoms zu differenzieren, während dieselben beim Stamme nur oberhalb des Phloems vorkommen. Besonders im Blattstiele kommt das Stereom zum Ausdruck. Die Tracheen sind in radiale Reihen, in Bezug auf die Achse des Leitbündels, gewöhnlich zu 6 selten mehr, von denen die Grössten in der Mitte liegen, geordnet. Bei den Nebenleitbündeln finden wir denselben Bau nur sind sie ärmer an der Zahl der Elemente. Das Hauptleitbündel ist am Querschnitte rund, oft flacher Form.

Das Hautgewebe. Eine einschichtige Epidermis bildet das Hautgewebe. Ihre Zellen sind auf beiden Seiten des Blattes von gleicher Grösse. Ihre Obermembrane ist nach aussen gewölbt und mit einer festen bis zu $2\ \mu$ dicken Kutikula, welche sehr suberinisiert ist, bedeckt. Wenn wir die Fläche des Blattes betrachten, so sehen wir dass die Kutikula gefaltet ist und besonders ist die Faltung in trichterförmigen Vertiefungen, in welchen die Drüsenhaare und Spaltöffnungen liegen, klar sichtbar. Die Epidermiszellen zeigen von oben betrachtet eine polygonale Form mit geraden oder nur schwach gebogenen Membranen und sind dicht nebeneinander geordnet ohne Interzellularen (Fig. 21) wie dies grösstenteils der Fall beim Epidermisgewebe ist. Gewöhnlich ordnen sie sich um eine Zentralzelle, von welcher sie auf alle Seiten auseinandergehen oder eine Spaltöffnung umgeben. Das Supranervalgewebe hebt sich vom übrigen Epidermisgewebe durch bedeutend verlängerte Form hervor und läuft in der Richtung des entsprechenden Leitbündels.

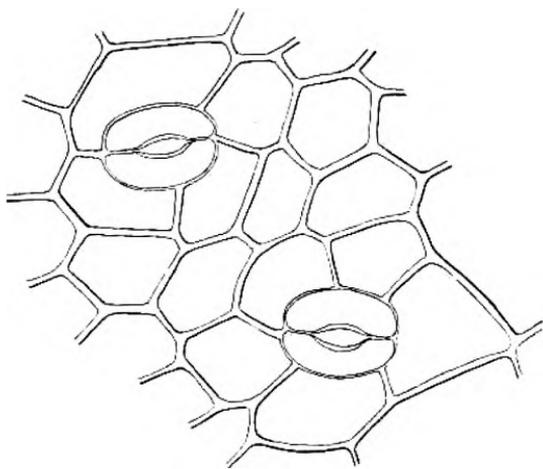


Fig. 21. Spaltöffnungen am Blatte mit Nebenzellen von oben

Die Innenmembranen der Epidermis sind am Blattrande, ferner oberhalb des Hauptleitbündels sehr verdickt. An sie schliesst sich an diesen Stellen in einer oder in zwei Reihen das Kollenchym an, welches sich als eine Leiste am Rande und an den Rippen des Blattes streckt. Dieses Kollenchym dient der mechanischen Funktion. Die Breite des Kollenchyms oberhalb des Hauptleitbündels beträgt $8-11\ \mu$, während die Membran der Epidermis an den dicksten Stellen $6,70-9,35\ \mu$ misst. In den Zellen der Epidermis finden wir Chlorophyll, hie und da Oktaedren von Kalkoxalat.

Die Dicke des Blattes bei der *forma Integrifolia* beträgt $335\ \mu$, in der Region des Hauptnerven $833,5\ \mu$. Bei der *forma Rubella* ist das Blatt bedeutend dicker.

Spaltöffnungen. Auf der Ober- wie auf der Unterseite der ganzen Blattspreite ausgenommen des supranervalen Teiles befinden sich zahlreiche Spaltöffnungen durchschnittlich 101 auf $1\ \text{mm}^2$. Sie liegen vertieft unterhalb des Niveaus der Epidermis und am Querschnitte ist ersichtlich, dass sie isodiametrisch gebaut sind (Fig. 22). Von oben aus sind sie, auf den Primordialblättern,

also in allen frühen Stadien, mehr rund, während sie in älteren, d. h. auf entwickelten Blättern mehr verlängert sind. Die Zentralöffnung liegt in der Mitte der Spaltöffnung. Von oben aus ist sie länglich und schmal an den Enden zugespitzt. Am medianen Querschnitte sehen wir, dass die Kutikula nach aussen als eine feste Kutikularleiste gewölbt ist. Auf der Innenseite sind die Wände der Spaltöffnung abgerundet und enden mit einem breiten Hinterhof

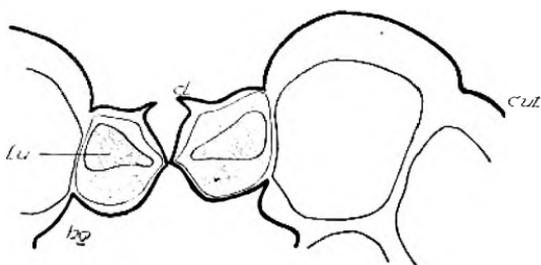


Fig. 22. Querschnitt einer Spaltöffnung. *cl* — Kutikularleiste; *cut* — Kutikula; *lu* — Schliesszellenlumen; *bg* — Hautgelenk

in der Atemhöhle. Die Kutikula ist bei den Spaltöffnungen sehr stark entwickelt. Sie dehnt sich über die ganze Spaltöffnung in die Atemhöhle bis unter die nächste Epidermisnachbarzelle aus, so dass die Innenmembranen der Spaltöffnung und die Epidermis der Nachbarzelle mit ihr überzogen sind, was erst mit der Sudanreaktion klar zu sehen ist. Diese Suberinisierung können wir schon in der jüngsten Stadien der Blätter vorfinden.

Das Hautgelenk der Schliesszellen ist ziemlich dünn. Gegen die Nachbarzellen der Epidermis enden die Schliesszellen mit einer konvexen Membran während die übrigen Membranen der Schliesszellen entsprechend verdickt sind. Das Lumen der Schliesszellen ist klein, abgerundet — dreieckig, mit der Spitze gegen das Zentrum der Öffnung gerichtet und mit Chlorophyll erfüllt. Die Breite einer Schliesszelle beträgt $9,5 \mu$ und die Höhe $10,40 \mu$. Am Querschnitte beträgt die Länge der Spaltöffnungen 32μ .

Die Nebenzellen unterscheiden sich ihrer polygonen verlängerten Form und Grösse nach von den Schliesszellen. Am Querschnitte sehen wir, dass die Membran der nächsten epidermalen Zelle sehr verdickt ist und dass sie sich über das Niveau der übrigen Epidermiszellen erhebt, um dann plötzlich in die schüsselförmige Vertiefung, in welcher die Spaltöffnung liegt, zu sinken (Fig. 23).

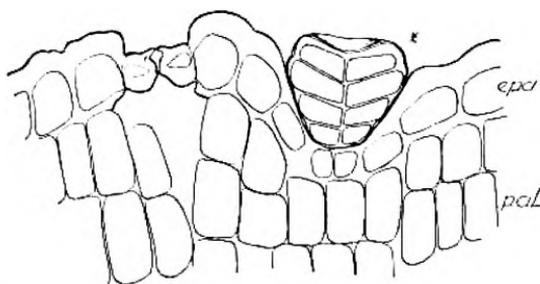


Fig. 23. Querschnitt durch eine Blattpartie mit Spaltöffnung; *x* — Drüsenhaar; *epcl* — Epidermis; *pal* — Palisaden

Die Kutikula ist in diesen schüsselförmigen Vertiefungen gefaltet und infolgedessen ist auch der Aussenrand der Schliesszellen von gefalteter Oberfläche (Fig. 24). Die Spaltöffnungen liegen

in diesen schüsselförmigen Vertiefungen gefaltet und infolgedessen ist auch der Aussenrand der Schliesszellen von gefalteter Oberfläche (Fig. 24). Die Spaltöffnungen liegen

8—9 μ unterhalb des Niveaus der Epidermis. Dieser Typus der Spaltöffnungen ist für die Pflanzen trockener Klimaten, in unserem Falle des Mediterrans charakteristisch. Von der Oberfläche aus sehen wir, dass die Spaltöffnung an 3—6 Epidermiszellen grenzt, u. zw. am häufigsten an 4, seltener an 5 und sehr selten an 6 Nebenzellen. Die Nachbarzellen erreichen eine Länge von 40—53 μ .

Die Spaltöffnungen sind nicht in einer bestimmten Richtung und Ordnung orientiert, sondern sind auf der Blattspreite, ausgenommen des supranervalen Gewebes, gleichmässig verteilt. Die Atemhöhle unterhalb der Spaltöffnung erreicht eine bedeutende Grösse und entsteht durch Verschiebung des Palisadengewebes.

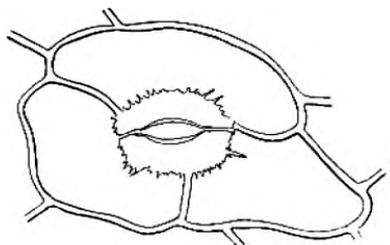


Fig. 24. Spaltöffnung am Blatte mit zusammengezogener Aussenmembran der Schliesszellen

Haare. Von beiden Seiten des Blattes ist die Epidermis mit zahlreichen Haaren und Drüsen vom Typus der Kompositen bedeckt. Noch bevor die Epidermiszellen ihre definitive Grösse erreichen, finden wir auf ihnen ganz entwickelte senkrechte mehrzellige einreihige Haare, an welche sich ein langer peitschenförmiger Fortsatz anschliesst (Fig. 20 tr). Infolge der früheren definitiven Entwicklung der Haarbasis, während die Epidermiszelle noch nachträglich wächst, liegen die Insertionen der Haare in der Mitte der Epidermiszellen. Am Querschnitte erscheint deshalb

als ob das Haar nicht der Peripherie der Epidermiszelle entspringt sondern, als ob es innerhalb derselben stehen würde. Die Haare stehen senkrecht auf ihrer Unterlage. Die Basis bilden 2—3 schmale Zellen, die eine oberhalb der anderen stehen (Fig.

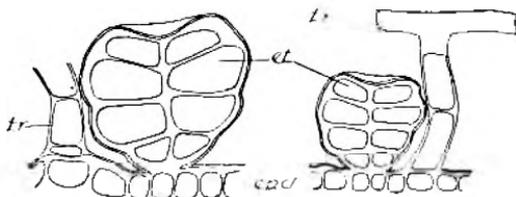


Fig. 25. Drüsenhaare und T-Haare. *epd*—Epidermis; *et*—Etagen; *tr*—Basis eines T-Haares

25). Ihre Gesamthöhe beträgt 50—80 μ . Die Membran erhebt sich allmählich von der Epidermis. Oberhalb der Epidermis befindet sich gewöhnlich eine kleine flache trapezoide Zelle. Die übrigen Basiszellen sind viereckig, gestreckt in den Ecken schwach abgerundet und mit Plasma, in welchem sich je ein Kern und fette Tröpfchen befinden, erfüllt. Von aussen ist das Haar von einer zarten dünnen Kutikula umgeben. Die Breite der Basis beträgt bis 7 μ , und die Dicke der Membran 0,60 μ . Gewöhnlich ist die untere Basiszelle länger (17,40) während die obere kürzer ist (15,66). Im Extremfalle konnte ich die Grösse der unteren Basalzelle mit 66,75 μ , der oberen mit 37,38 μ bei einer Breite von 8 μ messen. Die Epidermiszelle,

welche das Haar trägt, ist grösser als die Nachbarzelle. Von oben aus gesehen ist sie rund oder polygonal und von allen Seiten mit gestreckten Zellen, welche um sie radial geordnet sind, umgeben.

Auf die beschriebene Basis setzt sich horizontal ein einzelliger, langer Querbalken an. Er ist der Basis so inseriert, dass er in seiner Hälfte der Basis ansitzt, und ist an beiden Seiten gleich lang. Dieser Querfortsatz ist leer, mit Luft erfüllt, den Enden zu verschmälert er sich langsam in eine Spitze. An seiner breitesten Stelle erreicht der Balken $8,70 \mu$ und den Enden zu $1,5$ und noch weniger je mehr er sich zuspitzt. Sein Lumen beträgt $6,70 \mu$ und die Durchschnittslänge 870μ , aber ich konnte auch bedeutend grössere Länge messen, so z. B. $2,08$ mm. Der Fortsatz windet sich gewöhnlich um seine Längsachse und demzufolge nimmt er auch die verschiedensten Formen an, band-, peitschen- und lockenartige, sonst aber ist er schlauchartig und rund.

Wenn wir die Suberinreaktion und dann die Reaktion auf Zellulose ausführen (die erste mit Sudan III, die letzte mit Chlorzinkjod), dann sehen wir, dass die Membranen der Basalzellen aus Suberin bestehen, während der horizontale Fortsatz aus Zellulose gebaut ist. Der Fortsatz ist von aussen mit einer sehr dünnen zarten Kutikula umgeben, und ausserdem sehen wir, dass sich auf der Oberfläche kleine Knoten befinden, welche sich mit Sudan auch rot färben.

Die Dichte der Haare ist bei den jungen Blättern sehr gross, so dass die jungen Blätter eine weiss-grau glänzende Farbe besitzen. Auf den älteren Blättern wird die Behaarung schwächer, und demzufolge sind die älteren Blättern dunkler. Die Fortsätze sind sehr brüchig, so dass wir uns nur durch ein langes Studium ein Bild über sie schaffen können. Gewöhnlich bleiben an den Schnitten die suberinisierten Basen der Haare erhalten an welchen hie und da nur Fragmente von den Fortsätzen, oder nichteinmal diese, bleiben.

Zum Studium der Haare bediente ich mich einer separaten Methode. Vor allem benützte ich frisches Material und führte vorerst auf nicht zu dünnen Schnitten die Suberinreaktion durch Kochen mit Sudan III aus und nachdem ich die Schnitte mit Wasser abspülte, legte ich sie in Chlorzinkjod ein. Damit erreichte ich eine zweifache Färbung (rot und violett) und eine klare Einsicht in ihren morphologischen und chemischen Bau. Für das Studium der langen Fortsätze der T-haare habe ich mir so geholfen, dass ich ein frisches Blatt, welches dicht mit Haaren bedeckt ist, zwischen zwei Objekträgern, welche ich vorher einer Mischung von Eiweissglyzerin aufgetragen habe, wie dies in der Mikrotechnik üblich ist, zusammengedrückt habe. Auf diese Weise haben sich an die Objekträger einige Fortsätze der Haare angeklebt, welche ich dann mit irgendwelcher Anilinfarbe oder mit Chlorzinkjod färbte, um sie leichter sichtbar zu machen. Sonst konnte ich nur die Haarenden auf dem Blattrande studieren.

Wie ich oben erwähnte entwickeln sich die Haare schon sehr früh und so können wir schon in sehr frühen Jugendstadien der Blätter definitiv entwickelten Haaren begegnen u. zw. nicht nur in morphologischer Hinsicht, sondern auch in Hinsicht des chemischen Baues.

Drüsenhaare. Von beiden Seiten des Blattes befinden sich an mehreren Stellen trichterförmige Vertiefungen, in welchen Drüsenhaare vom Typus der Kompositen sitzen, in jeder Vertiefung je eines (Fig. 20). Wenn wir ein Drüsenhaar median u. zw. quer durchschneiden so sehen wir, dass es aus Zellen in vier Etagen (Fig. 25, et) besteht, welche mit einer Mittellamelle in zwei Zellreihen geteilt sind.

Die Drüsenhaare sind stiellos und sitzen der Epidermis auf. Die Etagen sind dicht zusammengedrängt, und zwar so, dass sie sich von der Mittellamelle der Peripherie zu verbreiten, während sie im Zentrum schmaler sind. Auf den Rändern an der Peripherie sind die Etagen etwas gewölbt. Die grösste Zelle befindet sich immer in der dritten Schichte von unten, wo auch das Drüsenhaar am breitesten ist, während die kleinsten Zellen jene in der obersten und untersten Schichte sind. Indem sich die Zellen der Peripherie zu verbreiten, und im Zentrum enger sind, entsteht oben eine kleine trichterförmige Vertiefung, über welche sich blasenartig die Kutikula, welche das Drüsenhaar umgibt, erhebt. So macht das ganze Drüsenhaar den Eindruck eines Kugelkörpers.

Oben, unterhalb der blasenartigen Kutikula sammelt sich das Sekret an, welches wahrscheinlich von den Etagenzellen sezerniert wird. Die Membranen der Etagenzellen sind ziemlich dick.

Je nachdem von welcher Seite und wie wir das Haar betrachten, werden wir auch ein verschiedenes Bild bekommen. Betrachten wir es schief, so scheint es, als ob die Kutikula wie eine Blase die Etagen, welche sich im Inneren befinden, umgibt. Das entwickelte Drüsenhaar nimmt eine Höhe von $31,32 \mu$ und eine Breite von $34,80 \mu$ ein, während es auf der Basis 17μ breit ist. Diese Dimensionen können auch grösser sein, so $36,50 \times 52,20 \mu$.

Die Zellen der Drüsenhaare führen ein Protoplast mit Chlorophyllkörnern und fetten Tröpfchen.

Die Drüsenhaare sind nicht geordnet, besonders an jungen Organen, wo sie sehr exponiert sind und nicht in trichterförmigen Vertiefungen sitzen, wie dies der Fall an älteren Blättern ist. Wenn sie turgeszent sind, sind sie rund und fast wie ein Ballon gespannt. An den Seiten sind sie von oben beschriebenen Trichomen umgeben (Fig. 25 tr). Ebenso wie die letztgenannten entwickeln sich auch die Drüsenhaare schon sehr früh und erreichen früher als die übrigen Organe ihre definitive Entwicklung in morphologischer und chemischer Hinsicht. An den ersten Blättern neben der Vegetationsspitze überdecken sie reichlich das Meristemgewebe, wie auch die Blattanlagen, und hier können wir sie am deutlichsten sehen. Auf den Primordialblättern des Keimes können wir ihre

Entwicklung beobachten. Hier erhebt sich aus der Epidermis eine kleine Blase wie ein winziger Knoten, das uns die erste Phase der Entwicklung des Drüsenhaares darstellt.

Auf dem entwickelten Blatte befinden sich cca 25 Drüsenhaare auf 1 mm². Sie liegen auf der Ober- und Unterseite der Blattspreite, können aber auch auf den Blatträndern vorkommen. Ihr Abstand beträgt am Querschnitte 5—8 μ , manchmal auch weniger.

Es ist schwer zu sagen, was ihre Funktion ist. Nach T y n - d a l (41, p. 478 und 503) würden sie, vorausgesetzt, dass sie ein ätherisches Öl ausscheiden, zum Schutze von zu grosser Insolation und in Verbindung damit auch von zu grosser Transpiration dienen. Dafür würde auch das sprechen, dass die jungen, also, zarten Organe mit ihnen reichlich besetzt sind. Das Sekret, welches die Drüsenhaare ausscheiden stellt eine harzige Masse dar, welche wir in Form von 2 oder mehreren grossen Tröpfchen unterhalb der Kutikula sehen. Zur Zeit der Blüte bildet sich in der untersten Etage eine chemisch unbekannte Substanz, wovon noch die Rede im chemischen Teil dieser Arbeit sein wird.

Blattstiel. Je nachdem und an welcher Stelle wir den Blattstiel durchschneiden, werden wir auch ein verschiedenes Bild seines Umrisses bekommen. Im allgemeinen können wir sagen, dass der Querschnitt mehr oder weniger dreieckig ist, mit abgerundeten Ecken. Die Oberseite ist etwas gebogen, u. zw. um so mehr je näher sie dem Stamme ist, während die Unterseite immer bedeutend konvex gewölbt ist. Wo die Blattscheide stärker entwickelt ist dort wird auch der Umriss des Querschnittes mehr gebogen, fast halbmondförmig sein, und je mehr wir uns der Blattspreite nähern, desto mehr breitet sich die Blattscheide seitwärts aus. Nur die Partie um den Hauptnerven bleibt unverändert.

Eine einschichtige Epidermis überzogen mit einer Kutikula auf welcher sich Spaltöffnungen, T-haare und Drüsenhaare befinden, bildet das Hautgewebe. Die Ober- und die Untermembrane der Epidermiszellen ist bedeutend verdickt, und ebenso zeigt die subepidermale Schichte der Zellen in den Ecken und ober- und unterhalb des Hauptnerven einen Kolenchymcharakter. Den übrigen Teil des Blattstieles erfüllt das Parenchym, dessen zwei Aussen-schichten gewöhnlich mit Chlorophyll erfüllt sind.

Durch die Mitte des Blattstieles geht der Hauptnerv, und abgesondert von diesem finden wir in den Ecken auf jeder Seite noch ein oder zwei kleinere Leitbündel. Die Leitbündel sind normal orientiert und kollateral offen. Die Tracheen sind in Reihen gewöhnlich zu 6 geordnet (Fig. 26 Ks).

Oberhalb des Xylems und unterhalb des Phloems befinden sich neue Elemente des Stereoms. Oberhalb des Bastes, von welchem das Phloem umgeben ist, finden wir suberinisierte Endodermiszellen. Eben solche können wir oberhalb des Stereoms, von welchem das Xylem umgeben ist finden. An den Querschnitten sehen wir, dass sich das Stereom oberhalb des Xylems von jenem ober-

halb des Phloems unterscheidet. Während die Zellen des Letzten schmal, bedeutend verlängert, zugespitzt und den Bastfasern welche wir im Stamme begegnen, ähnlich sind, besitzt das Stereom oberhalb des Xylems bedeutend breitere Lumina und viel kürzere Zellen, welche mit schiefen oder abgerundeten Wänden enden. Gleich den übrigen Zellen dieses faszikularen Stereoms sind sie mit einfachen schrägen Tüpfeln versehen. Im Xylem finden wir

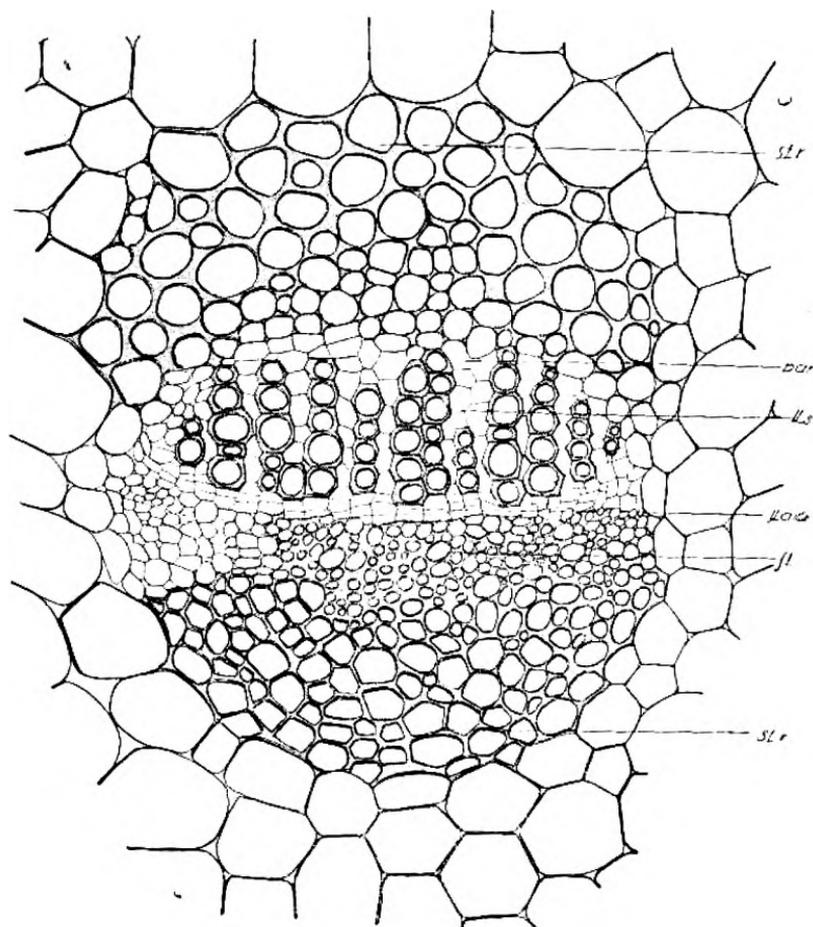


Fig. 26. Querschnitt durch das Leitbündel im Blatte. *str* — Stereom; *par* — Parenchymgewebe der primären Rinde; *ks* — Xylem; *kam* — Kambium; *fl* — Phloem.

getüpfelte, spirale und ringförmige Tracheen, welchen Letzteren wir nur hier begegnen. Das Leitbündel ist am Querschnitte oval. Die Entwicklung geht nicht gleichzeitig unterhalb des Phloems wie oberhalb des Xylems vor sich. Ich konnte sehen, dass oberhalb des Xylems die Xylempartien vollkommen differenziert waren, während sich die Membranen des Stereoms unterhalb des Phloems erst zu verdicken anfangen u. zw. zentrifugal. Im primären Stadium

kann man im Blattstiele Sekretionsorgane, wie sie im denselben Stadium des Stammes vorkommen, vorfinden. Diese Sekretionsorgane reichen nicht weit im Blattstiele, während sie die Blattspreite niemals erreichen. Die Leitbündel liegen im Parenchym, in welchem sich Kalkoxalat-Kristalle befinden. Die Elemente des Stereoms wie auch die Tracheen zeigen eine deutliche Ligninreaktion. Besonders lignifiziert sind die Mittellamellen, während das Gewebe, das die Tracheen verbindet, einen zellulosen Charakter hat, also nicht lignifiziert ist, wie dies auch der Fall bei den Proxylelementen im Stamme ist.

In den Palisaden, in den Zellen des Mesophylls und in den Drüsenhaaren befinden sich kleine Tropfen verschiedener Grösse, welche stark das Licht brechen und eine hellgrüne Farbe haben. Besonders reichlich finden sich diese Tropfen in den oberen Palisadenzellen, ferner in den Palisaden am Blattrande. Ihre Grösse beträgt 5—10 μ . Durch das chemische Prüfen konnte ich jedoch nicht genau den Charakter dieser Tropfen bestimmen. Es wäre am richtigsten anzunehmen, dass dies wegen des Lichtbrechungsvermögens, des Geruches und schliesslich weil aus der Droge ätherisches Öl ausgeschieden wurde, ein ätherisches Öl sei. Die chemischen Reaktionen, welche ich durchführte, sprechen aber nicht für das ätherische Öl, sondern früher für Fette, aber auch dies ist problematisch. Nach *Tunmann* (p. 337) sind die ätherischen Öle, welche durch Destillation gewonnen werden, nicht identisch mit jenen ursprünglichen in der Pflanze, weil durch die Destillation Veränderungen entstehen können. Nach demselben Autor (p. 339) kann es sich auch um Mischungen von ätherischen Ölen und Fetten, in welchen die Letzten vorwiegen, handeln und ebenso ist der Geruch wie auch die Verflüchtigung nicht massgebend.

Die ätherischen Öle müssten sich in Alkohol, in Chloral-Wasserlösung, Benzol und in Essigsäure lösen, was bei *Artemisia caerulea* nicht der Fall ist. Die Reaktion nach *Mesnard*, welche als Differenzialreaktion zum Nachweis der ätherischen Öle und Fette dient, war positiv für Fette. Doch konnte ich nach der Methode *Mollisch* diese Tropfen nicht saponifizieren, sogar auch nach mehrtägigem Stehenlassen nicht, was wieder für Fette als negativ zu betrachten ist. Die Tröpfchen haben sich kaum etwas deformiert. Die Osmiumsäure färbt die Tröpfchen schwarz, welches aber keine spezifische Reaktion für Fette ist (*Strasburger*, p. 136). In konzentrierter Schwefelsäure sind sie unlöslich — nach *Tunmann* wären dies Fette — aber mit Chlorzinkjod färben sie sich nach längerem Stehen (2 Stunden) tiefviolett, was wieder für Öle deutet (*Tunmann* 342). Mit Sudan färben sie sich schwach rot. Ich erwähne noch dass die *Unverdorben-Frahmots* Reaktion mit Kupferazetat auf Harze negativ auch nach mehreren Monaten ausfiel. Alle diese Reaktionen habe ich an frischem Material mehrere Male durchgeführt.

Aus Oberem können wir nichts definitives schliessen. Zu diesem Zwecke wären also besondere Untersuchungen notwendig. Höchstwahrscheinlich stellen die erwähnten Tröpfchen eine Mischung aus ätherischen Ölen und Fetten dar. Wir dürfen nicht vergessen, dass die ätherischen Öle im chemischen Sinne ein sehr breiter Begriff sind und dass alle mikrochemischen Reaktionen, welche für sie bestehen, nicht verlässlich sind bezw. uns nichts Bestimmtes aussagen.

Ich erwähne noch, dass Netolitzki (Kieselmembranen der Dicotyledonenblätter Mitteleuropas, Oest. Bot. Zeitschr. 1912 p. 471) verkieselte Membranen der Epidermiszellen am Rande der Blätter bei verschiedenen Artemisien finden konnte darunter auch bei *Artemisia caerulea*, welche von allen die er seinen Untersuchungen unterwarf solche am wenigstens aufwies.

Spreublatt. Die oberen und unteren Blätter zeigen in ihrem anatomischen Bau keine Unterschiede, ebenso unterscheidet sich darin auch das Spreublatt nicht. Die Epidermis mit allen ihren Bildungen und das Mesophyll zeigen keine Unterschiede, nur die Palisaden, welche hier 2—3 Reihen bilden, reichen am Querschnitte über den Hauptnerv, so dass sie in einer kontinuierten Reihe durch das ganze Blatt gehen. Diese Einteilung ist aber im Blattstiele, wo das Parenchym um den Hauptnerv auf beiden Seiten bis an das Hautgewebe reicht, wie wir das im Blattstiele der unteren Blätter finden, anders. Der Form und dem Inhalte nach sind die Palisaden jenen der Unterblätter ähnlich, nur sind sie kürzer. In jungen Stadien zeigen die Palisaden auch hier eine isodiametrische Form und sind dicht gedrängt, wie bei den übrigen Blättern. In den entwickelten Spreublättern finden wir zwischen ihnen zahlreiche Interzellularen. Innerhalb des Mesophylls wie auch der Palisaden gibt es eine ganze Menge von fetten Tröpfchen, die vom selben Charakter wie die vorher beschriebenen sind. Die Dicke des Spreublattes beträgt 267 μ , am Rücken 484 μ und die Breite beträgt 1,5 mm.

Was die anatomischen Blattunterschiede der Formen *Integrifolia* und *Rubella* anbelangt, ist es schwer irgendwelche Kriterien aufzustellen, weil wir in den Blättern Palisaden in 2 oder 3 Reihen oder abwechselnd 2- oder 3-reihige in ein und demselben Blatte begegnen und ebenso ist das Parenchym zwischen den Palisaden variabel. Bei der Form *Rubella*, welche ein viel dickeres Blatt besitzt, ist das Parenchym des Mesophylls oft vertikal verbreitet zum Unterschiede von der Form *Integrifolia*, wo es im Querschnitte gestreckt ist.

Blüte

Fruchtknoten. Am Querschnitte hat der Fruchtknoten eine runde Form. Durch die Aussenwand ziehen sich 5 zarte Leitbündel (Fig. 4 sz tra) welche aus zwei Reihen linksdrehenden spi-

raligen Tracheen bestehen. Auf der Aussenmembran befinden sich charakteristische Reihen von Plattenzellen in leiterförmiger Ordnung mit verdickten schleimigen Membranen (Fig. 27 z). Stellenweise sind diese Schichten 1—2-reihig und durchbrechen die Schichten quergeordneter gestreckten Zellen welche zwischen ihnen liegen. Ihre Membranen sind schleimig und quellen im Wasser sehr auf. Wenn wir sie mit Dahliaviolett oder mit welcher anderen Farbe färben so entnehmen wir klarer den Bau des Gewebes an den Fruchtknoten. Mayer ist der Meinung dass diese Schichten als Wasserversorgungsorgane dienen (96 p. 983). Die übrigen Zellen sind aus Zellulose gebaut.

In den Zellen befinden sich Kalkoxalat-Kristalle welche besonders deutlich werden wenn wir die Objekte ein wenig im Chloralhydrat mazerieren.

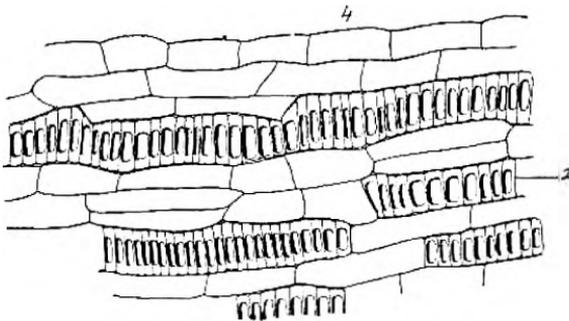


Fig. 27. Oberflächenansicht der Fruchtknotenzellen. z — leiterartige Zellplatten.

Die Höhe der Plattenzellen beträgt 4—10,50 μ und die Breite 21—27 μ . Die Länge der übrigen gestreckten Zellen welche die Plattenzellen umgeben ist variabel. Sie reicht von 24—66 μ , während die Breite konstant ist d. h. 13,35 μ .

Die Korolle. Das Epidermisgewebe auf der Korolle ist verlängert und ähnlich jenem an der Peripherie der Hüllblätter. Die Zellen sind sehr verlängert, in Reihen geordnet, eine oberhalb der anderen, so dass ihre Membranen der Länge nach parallel gehen. Die Spitzen der Zipfeln sind nicht glatt sondern am Rande von den konvexen Zellenenden, von welchen sie bedeckt sind und welche auf alle Seite ragen, nach aussen gewölbt. Die Zipfeln sind mit einem ziemlich breiten Rande umrandet, welcher sich etwas dunkler von den übrigen Partien der Korolle abhebt. Auf dem Querschnitte sehen wir dass die Korolle am breitesten an der Stelle ist wo die Filamente des Staubfadens inseriert sind. Hier erreicht ihre Breite 5 Zellreihen während sie sich am oberen Teile verdünnt und in der Höhe der Antheren 2 schichtig ist (Breite 14 μ). Die Zellen sind am Querschnitte mehr oder weniger rund und dünnwandig. Von aussen ist die Korolle von einer sehr dünnen Kutikula überdeckt, welche bei befruchteten Blüten eine besonders

klare Suberinreaktion gibt. Das Mesophyll der Korolle durchziehen 5 zarte Leitbündel welche aus spiralförmigen Tracheen bestehen von welchen sich ein Teil in die Filamente abzweigt.

Wie R. Braun zeigte (Engler-Prantl IV/5 p. 102) haben die Kompositen eine ganz besondere Nervatur zum Unterschiede von den übrigen gamopetalen Familien. Die Leitbündeln verlaufen nicht wie dies gewöhnlich der Fall ist bis an die Spitzen der Zipfeln der Korolle sondern gehen zum Einschnitte, welcher zwischen zwei Zipfeln liegt und von hier aus bis zu ihrer Spitze wo sie mit den Nachbarnerven zusammentreffen. Bei *Artemisia caerulea* stimmt meine Beobachtungen mit jenen Brauns überein aber ich habe beobachtet dass die Spiraltracheen oft blind in der Korolle enden, also, noch bevor sie die Ecke welche zwischen benachbarten Zipfeln liegt erreichen und oft erscheinen die Tracheen als wären sie ohne Kontinuität.

Auf der Oberfläche der Korolle befinden sich zahlreiche Drüsenhaare, grösstenteils an oberen Partien. Der Form nach sind sie gleich jenen, schon früher beim Blatte beschriebenen, nur sitzen sie nicht in Vertiefungen, sondern ragen wagrecht von ihrer Basis hervor. Oft befindet sich bei ihnen eine kleine trichterförmige Vertiefung, die unterhalb der Haube etwas mehr entwickelt ist, und da die Zellen der untersten Etage etwas enger als sonst sind, geben solche Drüsenhaare auf dem Schnitte ein herzförmiges Bild.

In den Zellen der Korolle sehen wir mehrere kleinere Tröpfchen verschiedener Grösse, welche stark das Licht brechen und welche sich mit Sudan rot färben. Ausserdem befinden sich in der Korolle Drusen und tetragonale Kalkoxalat-Kristalle. Die Grösse der Drusen beträgt 5,4 μ .

Andrecöum. Die 5 Staubfäden bilden wie dies im morphologischen Teile hervorgehoben ist, eine geschlossene Röhre. Ihre Antheren sind nicht miteinander verwachsen, sondern zusammengeklebt und lassen sich durch eine leichte Berührung mit den Präparationsnadeln separieren. Sie zerfallen besonders leicht, wenn sie etwas trocken, wie dies der Fall bei welchen Blumen ist, sind. Tschirch und Gerd's haben durch speziell auf diesen Punkt gerichtete Untersuchungen gefunden, dass bei *Chamomilla vulgaris*, wie auch bei anderen Kompositen: »weder eine Verklebung, noch eine Verwachsung der Antheren in dem üblichen Sinne stattfindet, sondern dass nur die Kutikulae auf kurze Strecken verwachsen und dass das die Antheren verbindende Ligament von der abgelösten Kutikula gebildet wird.« (96 p. 983).

Bei *Artemisia caerulea* besteht derselbe Fall. Auf dem oberen Ende der Anthere befindet sich ein kegelförmig verlängerter Fortsatz des Konnektivs (Fig. 5 na) 330 μ lang und 117 μ breit mit verlängerten skleriotischen Zellen, die abgerundet enden. Dieser Fortsatz ist durch Verbreiterung des Konnektivs an jener Stelle entstanden, wo dieser aus den Antheren hervorgeht, und wo die Antheren nicht untereinander verwachsen sind. Dort wo sich

das Konnektiv verbreitet und in einen spitzen Fortsatz übergeht, sind die Membranen der Zellen bedeutend dicker und polygon. Die Membranen der Antheren sind von oben geschaut netzartig verdickt und die Verdickungen verlaufen quer. Neben dem Konnektiv befinden sich zwei bis drei Reihen von Zellen, deren Membranen sich sehr vorwölben und derart geordnet sind, dass sie abwechselnd eine unterhalb der anderen hervorgehen. Jede von diesen Zellen besitzt 2 bis 3 oder mehrere Verdickungen, welche quer oder etwas schief verlaufen. Je mehr wir von dem Konnektiv zur Peripherie der Antheren gehen, verlieren sich die Konturen des übrigen Gewebes und wir sehen nur noch die Verdickungsenden, welche kleinen zugespitzten Papillen ähnlich sind. An der Basis sind die Antherenzellen sehr nach aussen vorgewölbt, besonders im spießförmigen Anhängsel (Fig. 5, pri), welcher mit schmalen, zugespitzten nach aussen konvexen Zellen endet. Diese Anhängsel sind ungefähr 200 μ lang.

Das Konnektiv besteht aus 2—3 Reihen) schmaler, verlängerten Zellen, die sich nach oben allmählich verbreiten. Die Membranen des Konnektivs haben einfache Tüpfel, ausser jenen des Fortsatzes. Die Breite des Konnektivs in der Mitte des Staubfadens beträgt 13.35 μ .

Von der Stelle an welcher die Filamente der Korolle inseriert sind verläuft durch die Korolle nach unten parallel in derselben Radialebene noch eine Reihe spiraler Tracheen nebst jenen von der Korolle d. h. jene welche den Filamenten angehören. Die Spiraltracheen verlaufen durch die Filamente bis zur Stelle wo die spießförmigen Anhängsel der Antheren anfangen. Die Filamente sind fadenartig und nicht zusammengewachsen. Am oberen Ende vor dem Übergange in den Konnektiv nehmen sie eine zylindrische Form an (Fig. 5, fil) und sind am Querschnitte rund gebaut aus Parenchymzellen. Das untere Ende hat schmale verlängerte Zellen in longitudinaler Anordnung. Die Länge des Filamentes beträgt über 1 mm und das Durchmesser 133.5—160 μ . Die Länge des oberen Endes des Filamentes vor dem Übergange in das Konnektiv, welches aus viereckigen schwach verlängerten Parenchymzellen gebaut ist, beträgt 416 μ . Die Breite ist dieselbe wie am unteren Ende. Am Querschnitte sehen wir dass ein zartes Leitbündel das Zentrum des Filamentes durchzieht. Von aussen ist das Filament mit einer zarten Kutikula überzogen. Die übrigen Zellen sind von zellulösen Charakter. In den Zellen befinden sich Drusen von Kalkoxalat. Auf dem Filamente befinden sich Spaltöffnungen.

Gynoeceum. In jeder Blüte der *Artemisia caerulescens* finden wir je ein Gynoeceum. Der Griffel ist am Querschnitte rund seine Narbe ist auf zwei Schenkel abnorm auch auf drei gespalten, was deutlich sichtbar ist, wenn die Blüte ganz entwickelt ist und die Griffelschenkel auseinander stehen. (Fig. 4, 2). Die Schenkel sind abgeflacht 400 μ lang und 200—260 μ breit. Am ihren Rande befinden sich winzige Narbenpapillen in breiten

kontinuierlichen Streifen (Fig. 4 pap.), welche sich an der Aussenseite der Schenkel wo dieselbe zusammentreffen etwas verschmälern. Die Gelenke sind dort wo die Papillen enden wie abgestutzt und tragen einen Kranz ziemlich langer Fegehaare, welche *Hildbrand* so wegen ihrer Aufgabe den Blütenstaub aus der Antherenröhre herauszudrängen, nannte. Die Papillen sind am Rande der Schenkel mit einer zarten Kutikula überzogen, und ebenso die Fegehaare welche an der Basis miteinander zusammengewachsen sind und einem Handschuh ähnlich sehen. An der Spitze sind sie abgerundet. Nach unten verbreiten sie sich, oder weisen parallele und hie und da gegen die Mitte schwach verschmälerte Membranen auf. Ihre Länge beträgt 65μ , die Breite 10.50μ . Sie führen ein Plasma, das zur Zeit der Blüte voll mit Antokyan ist. Die Narbenpapillen sind bedeutend kleiner und breiter. Sie erheben sich, wenn wir sie von oben betrachten aus kleinen fünfeckigen Zellen. Sie sind 13.35μ lang und 8μ breit.

Am Querschnitte sehen wir, das der Griffel rund ist. Von aussen ist er mit einer dünnen glatten Kutikula überzogen. Die Membranen der Epidermiszellen sind nach aussen konvex vorgewölbt. Den Griffel durchziehen 2 zarte Leitbündel, welche bis zur Stelle, wo sich die Narbe in zwei Schenkel teilt, parallel verlaufen. Von hier aus übergeht in jeden Schenkel je ein Leitbündel. Die Spiraltracheen gehen fast bis zu den Enden der Griffelschenkel, aber dies nur in einigen Narben. Das Gynoeceum erreicht eine Länge von 2 mm und eine Breite von 216μ . An der Basis ist es etwas verdickt, und hat dickwandige isodiametrische Zellen mit einfachen Tüpfeln. Ihre Membran ist 5.34μ dick.

Blütenstaub. In trockenem Zustande ist das Pollenkorn etwas elliptisch an den Enden etwas zugespitzt. In den Flüssigkeiten quillt es sofort auf und nimmt eine runderdreieckige Form an. An der Oberfläche ist es glatt was die Anemogamie fördert. Es hat drei Austrittsstellen. Die glatten Verdickungen der Exine sehen wir ganz deutlich wenn wir das Pollenkorn mit Methylenblau, Dahliaviolett oder mit welcher anderen Farbe färben, oder wenn wir es in Schwefelsäure beobachten. Die Verdickungen messen 1.5 bis 2.5μ . Sonst beträgt in gequollenem Zustande der Durchmesser des Pollens 18.70 bis 21.40μ .

Hüllblatt

Die Hüllblätter sind spiral geordnet und so unterscheiden wir äussere, innere und mittlere Hüllblätter. Ihre Aussenseite ist sehr ausgebuchtet, während ihre innere mehr oder weniger konkav oder bei jenen Hüllblättern, welche sich gleich neben den Blumen befinden, fast flach ist. An den Querschnitten sehen wir, dass die Hüllblätter eine sehr verdickte Mittelpartie besitzen, welche sich oberhalb des Hauptnerven befindet und zarte Ränder, welche aus einer bis zwei Zellschichten bestehen. Charakteristisch ist die Furche

auf der Innenseite unterhalb des Hauptnerven, welche wir nur bei den untersten äusseren Hüllblättern vorfinden. Bei den mittleren und inneren Hüllblättern verliert sich der Rücken oberhalb des Hauptnervens allmählich.

Inneres Hüllblatt. Ihren anatomischen Bau nach sind nicht alle Hüllblätter bei ein und denselben Blütenköpfchen gleich. Wie sich auch morphologisch jene inneren von den äusseren unterscheiden wenn auch zwischen ihnen Übergänge bestehen so unterscheiden sie sich auch in ihrem anatomischen Bau. Die inneren sind zarter als die äusseren. Während die äusseren Palisaden haben, die voll mit Chlorophyll sind, und der Assimilation dienen, haben die mittleren vorwiegend mechanische Elemente und Parenchym.

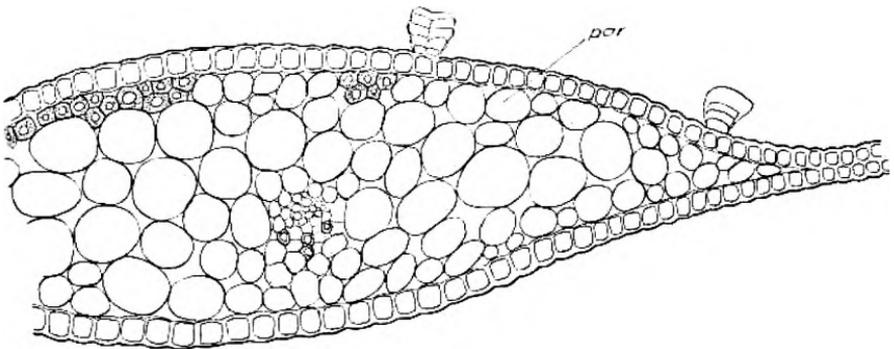


Fig. 28. Querschnitt eines inneren Hüllblattes. *par* — Parenchymgewebe.

Bei den innersten dominiert hingegen das Parenchym. Die innersten Hüllblätter stellen also von histogenetischen Standpunkte aus die ersten Entwicklungsstadien dar. Je mehr wir nach aussen gehen differenziert sich bei den Hüllblättern das mechanische und schliesslich das Assimilationsgewebe. Auf dem Querschnitte der inneren Hüllblätter sehen wir, dass diese in der Mitte nach oben und unten etwas vorgewölbt oder von der inneren Seite flach sind und den Enden zu rasch dünner werden. (Fig. 28). Das Parenchymgewebe ist rund oder oval mit Interzellularen. Die mechanischen Elemente sind, inwieferne sie überhaupt vorhanden sind, in kleine Gruppen zerstreut und dies grösstenteils unterhalb der Epidermis der Peripherie des Hüllblattes.

Aussenhüllblätter. Das äussere Hüllblatt besteht aus einer mehrschichtigen mittleren Partie durch welche der Hauptnerv geht und aus zwei breiten Spreiten welche sich an die Mittelpartie fortsetzen. Diese verschmälern sich dem Rande zu immer mehr bis sie endlich nur aus zwei oder einer Schichte glasartiger Zellen bestehen. Die Ober- und die Unterepidermis bestehen aus isodiametrischen zellulosen Zellen. Die Aussenmembran der Oberepidermis ist besonders in der Mittelpartie des Hüllblattes d. h. oberhalb des Hauptnervens stark verdickt und verschmälert

sich den Rändern der Spreite zu immer mehr. Sie ist 6.68 bis 8 μ dick. Die Innenmembran ist gleicher Dicke und dünner, 4—5.34 μ . Bei den Membranen der Epidermis auf der unteren Seite des Hüllblattes finden wir keine Besonderheiten in der Dicke. Die Aussenmembranen der beiden Epidermen zeigen einen schleimigen Charakter und quellen in Wasser sehr auf. Die Epidermis ist von einer stark suberisierten Kutikula überdeckt und bei den Aussenhüllblatt oberhalb des Hauptnervens bedeutend verdickt und wellenartig gefaltet.

Unterhalb der Epidermis in der Zentralpartie des Hüllblattes finden wir zwei oder mehrere Reihen radial gestreckter Palisaden mit Chlorophyll. Die Palisaden sind dicht zusammengedrängt und senkrecht zur Oberfläche des Organs orientiert. Mehr der unteren Epidermis zu liegt der Hauptnerv, welcher mit parenchymatischem Gewebe umgeben ist. Der Hauptnerv welcher bei den inneren Hüllblätter einfach und gar nicht verzweigt ist entsendet bei den äusseren wo sich reichliches Assimilationsgewebe vorfindet auf beide Seiten kurze Abzweigungen. Der Nerv besteht aus zarten Spiraltacheen und zarten Phloemelementen. Das Aussenhüllblatt dient demnach vorwiegend der Assimilation. Der Peripherie zu finden wir manche kleine Gruppe von 2—3 Zellen welche der mechanischen Funktion dienen.

Das Mittelhüllblatt. Ein ganz anderes Bild finden wir auf dem Querschnitte des Mittelhüllblattes. Dieses stellt einen Übergang von den inneren zu den äusseren Hüllblätter dar. Hier überwiegen hauptsächlich mechanische Elemente und das Parenchym, während wir Palisaden nur an der Spitze des Hüllblattes vorfinden d. h. an jenen Partien welche frei und nicht von äusseren Hüllblättern überdeckt sind. Die mechanischen Elemente befinden sich entweder oberhalb des Hauptnervens in Form einer grösseren Gruppe oder einer Reihe, welche sich unterhalb der Oberepidermis bis zu den Rändern streckt oder sich unterhalb des Palisadengewebes sei es in kontinuierter oder in unterbrochener Reihe in Querrichtung hinzieht. (Fig. 28). Die Stereoelemente sind am Querschnitte meistens fünf oder sechseckig, dicht geordnet mit verhältnissmässig grossem runden Lumen und einfachen Tüpfeln versehen. Mit Phlorogluzin und Salzsäure geben sie eine sehr intensive rote Verfärbung. Auf dem Längsschnitte sind die Elemente des Stereoms viereckig und nicht an den Enden zugespitzt, sondern gestutzt, bald länger bald kürzer. Gewöhnlich sind sie an der Basis kürzer besonders bei den äusseren Hüllblättern wo man sie nur an der Basis vorfindet. Hier erreichen sie eine Länge von 72 μ . Die Grösse des Lumens beträgt 5.34—18 μ .

Die Epidermis der mittleren Hüllblätter zeigt Besonderheiten in ihrem Baue. Nur in chemischer Hinsicht sind ihre Membranen an den Stellen wo gleich unterhalb ihr das Stereom folgt stark lignifiziert. An der Unterseite der mittleren Hüllblätter finden wir parenchymatisches Hüllgewebe mit Interzellularen. Die mittleren Hüll-

blätter zeigen auf dem Querschnitte keine deutliche Ausbuchtung oberhalb des Hauptnervens. Sie sind mehr abgerundet. Je mehr die Hüllblätter nach aussen liegen wird die Ausbuchtung stärker, während sie bei den inneren verschwindet.

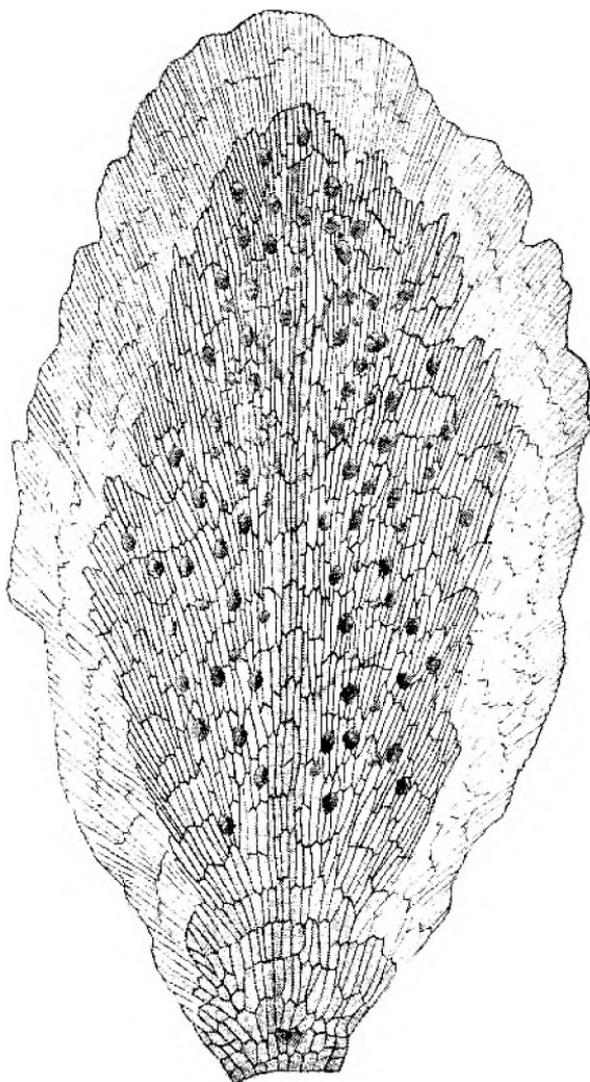


Fig. 29. Hüllblatt von oben mit Drüsenhaaren und Spaltöffnungen. Stark vergrössert.

Wenn wir die Zellen der Hüllblätter von der Oberfläche betrachten sehen wir, dass die Zellen der Spreite stark verlängert mit fast parallelen Membranen sind, und dass sie sich in fächerartigen Reihen in schwach geschwungenem Bogen zur Peripherie verbreiten.. (Fig. 29). Ihre Membranen sind glatt und mit sehr feinen 'Tüpfeln

versehen. Das Supranervalgewebe ist in longitudinaler Richtung geordnet und streckt sich parallel mit dem Hauptnerven. Auf dem Supranervalgewebe und am jenen neben den Hauptnerven befinden sich gewöhnliche Tüpfel. An den Seiten des Hauptnerven sind die Zellen mehr isodiametrisch, ihre Membranen sind schwach wellenartig gebogen, aber dies nur bei den Aussenhüllblättern. Die Zellen an der Spreite sind $5.34-6.67 \mu$ breit, maximal 8, aber gewöhnlich 5.34μ . Ihre Länge ist zwischen $94-227 \mu$. Die Membranen am Rande können eine Länge von 2.67μ erreichen.

Der Gesamtumriss der Hüllblätter ist fast spatelförmig, am Rande gekerbt und schwach nach aussen von den Zellenenden ausgebuchtet (Fig. 29). Am Rande befindet sich eine feine glasartige Membran $1-1.50 \mu$ dick. Der Rand der äusseren Hüllblätter unterscheidet sich vom Rande der mittleren und inneren. Hier gibt es vor allem keine fächerartige Zellenreihen, die bis zum Rande selbst reichen würden, sondern die Zellen am Rande sind polygon oder viereckig. Am Rande selbst sind T-haare inseriert.

Spaltöffnungen. An den Partien um den Hauptnerv finden wir am Hüllblatte Spaltöffnungen, u. zw. mehr an den äusseren Hüllblättern als an den inneren. Die Spaltöffnungen befinden sich nur an der Oberseite, aber bei den untersten Aussenhüllblättern kommen sie auch auf der inneren konkaven Seite vor. Am Querschnitte zeigen sie einen isodiametrischen Bau und unterscheiden sich nicht viel von jenen an den Blättern, ausser mit Bezug auf Grösse und Form. An den Hüllblättern sind sie mehr rund und kleiner. Die Kutikula zieht sich über die ganze Spaltöffnung in den Atemraum durch und überdeckt die Untermembran der Epidermiszelle oberhalb des Atemhohle. Die Spaltöffnungen liegen in kleinen Vertiefungen, und da die Kutikula in ihrer Nähe gefaltet ist, zeigen auch die Schliesszellen von oben eine gezähnt faltige Form. Gewöhnlich sind die Spaltöffnungen von 3—5 Zellen umgeben. Ihr Durchmesser beträgt 26.76μ und ihre Länge 37.38μ . Eine Schliesszelle hat am medianen Querschnitte $13.35 \times 13.35 \mu$.

Drüsenhaare. Am Rücken befinden sich zahlreiche Drüsenhaare die von oben gesehen ein Bild zweier, einer neben der anderen liegenden Zellen geben. Die Drüsen haben 4 Etagen, eine Kutikula, wie schon beim Blatte beschrieben, und erheben sich senkrecht auf ihre Basis. Sie sitzen also nicht in Vertiefungen. Die mittleren Hüllblätter haben die grösste Zahl der Drüsenhaare. Wir dürfen jedoch nicht vergessen, dass sie verhältnissmässig die grösste Oberfläche haben, und demnach ist diese Zahl relativ. Durchschnittlich variiert die Zahl der Drüsenhaare bei einem Hüllblatte zwischen 20 bis 100. Die Drüsen sind unregelmässig zerstreut.

T-haare. Nur die Aussenhüllblätter und die oberen Partien jener, die unmittelbar auf diese folgen, sind von T-haaren mit sehr langen peitschenförmigen Fortsätzen bedeckt. Durch die

Länge der Fortsätze unterscheiden sie sich von den T-haaren bei gewöhnlichen Artemisien unserer Gebiete, bei welchen die Fortsätze bedeutend kürzer sind. Auch hier haben die Haare eine zwei bis dreizellige Basis, welche von aussen mit einer bedeutend starken Kutikula überzogen ist. Die Fortsätze sind aus Zellulose mit einer sehr zarten und dünnen Kutikula überzogen, an welcher wir durch Färbung winzige knotige Verdickungen finden können. Ich habe auch Fälle beobachtet, wo auch der Oberteil der Basalzellen aus Zellulose bestand. Die Kutikula mit welcher die Epidermis überzogen ist erhebt sich allmählich zur Basis des Haares, was deutlich am Rande der Aussenhüllblätter zu sehen ist, wo die Haare am Rande selbst inseriert sind.

Am Übergange des sklariosen Randteiles der Hüllblätter zur Mittelschichte finden wir beim frischen Material eine rote Antokyanschichte und zwar hauptsächlich an Aussenhüllblättern bei unaufgeblühten Blütenköpfchen. Das Anthokyan ist im Plasma der Zellen um den Haupttrücken und glasartigen Partien aufgelöst. Mit Laugen z. B. mit Natriummethanol reagiert es tiefviolett, während es in den Säueren rot und mit Salzsäure gekocht blass-rosa wird. In den Zellen der Hüllblätter finden wir fette Tröpfchen, die besonders deutlich in Kalilauge zum Vorschein kommen. Ihr Durchmesser beträgt 5μ . Chemisch verhalten sie sich gleich wie die vorher beschriebenen Tröpfchen im Mesophyll der Blätter. In sklariosen Partien werden die Tröpfchen allmählich kleiner und seltener. Harze konnte ich nicht nachweisen. Nicht einmal mit der *Franchimot-Unverdorbenschen* Reaktion, welche ich nach 2 Monaten betrachtete. Ausser der Fettröpfchen gibt es in den Zellen der Hüllblätter Kalkoxalatdrusen.

Wenn wir ein Hüllblatt in Schwefelsäure einlegen, so wird es gelb, und die Drüsenhaare werden besonders zum Ausdruck kommen. Mit Natriummethanol können wir zur Zeit der Blüte eine »positive« Reaktion auf das Santonin bekommen, worüber Näheres im chemischen Teile dieser Arbeit zu ersehen ist.

Von aussen sind die Hüllblätter mit einer suberinisierten Kutikula überzogen, unterhalb welcher eine zellulose Epidermis folgt, bei welcher die Aussenmembran eine Quellungsfähigkeit besitzt. Bei den Mittelhüllblättern, wo gleich unterhalb der Epidermis mechanische Elemente vorkommen, zeigt die Epidermis an diesen Stellen wie dies schon erwähnt wurde, einen Lignincharakter. Die übrigen Elemente sind aus Zellulose, ausgenommen des Stereoms, der einen Lignincharakter zeigt.

Die Frucht

Allgemeiner Teil. Die Kompositen gehören, wie bekannt, jenen Familien der Angiospermen an, welche im reifen Samen kein freies Endosperm als Reservenährschichte besitzen, denn dieses resorbieren mehr oder weniger gleich nach ihrer Entstehung die

Kotyledonen des Embryo zur Zeit ihrer Entwicklung, um es zuletzt zur Zeit der Keimung und der ersten Wachstumsperiode ganz zu verbrauchen. Wie bei den übrigen Kompositen erfüllt auch bei der *Artemisia caerulescens* eine senkrechte anatrophe Samenanlage den ganzen Hohlraum des Samens. Diese ist mit der Innenmembran des Perikarps verwachsen, d. h. mit der Kutikula des Endokarps und nicht vom Nährgewebe umgeben. Im reifen Samen bildet also die Kutikula eine dauernde Grenze der Testa gegenüber, die in unserem Falle den Hauptschutz des Samens bildet. Die Frucht der Kompositen ist eine einsamige Trockenachäne ohne Nährgewebe, welche aus drei Schichten besteht: 1. aus einem Perikarp, 2. aus einer Testa oder Samenschale und 3. aus einem Embryo mit zwei Kotyledonen. Am Querschnitte unterscheiden sich gut diese drei Schichten, und hier können wir sehen, dass die Testa und das Perikarp nicht verwachsen sind, sondern dicht nebeneinander liegen. Die Grenze bildet eine kutinisierte Membran, welche wir leicht mit Schwefelsäure oder Sudan zum Vorschein bringen können. G e r d s (zitiert nach B a r t e l s 7) betont die nichtreguläre Verwachsung der Samenschale, d. h. der Testa mit der Fruchtschale und sagt: »Perikarp und Testa sind zwar eng aneinander gepresst jedoch verhältnismässig leicht zu trennen, ohne dass dabei ein Zerreißen oder eine Verletzung der Zellen an der Trennungslinie stattfindet, wonach ja auf eine Verwachsung zu schliessen wäre.«

G e r d s unterscheidet bei den Kompositen zwei Gruppen von Früchten. Bei einer ist das Perikarp ein- oder dreizellreihig und besitzt zartes Gewebe, dagegen ist die Testa stärker gebaut, u. zw. jener Teil der Testa, welcher nach G e r d s aus der Aussenepidermis des Integumentes der Samenanlage hervorgeht. Beim anderen Typus besteht das Perikarp aus mehreren Zellreihen und bildet besonders in der Reifezeit ein dem Baste ähnliches mechanisches Gewebe, verschiedener Form und Lokalisation.

Bei der ersten Gruppe übernimmt die Testa den Schutz des Samens, bei der zweiten wieder das Perikarp, und hier finden wir den Kotyledonen zunächstliegend einen Ring tangential gestreckter und teilweise kolabierter Zellen, der nach aussen deutlich mit einer braunen Zone abgegrenzt ist. Das ist nach G e r d s jener Teil der Testa, der aus der Innenepidermis des Integumentes, welchem an der Innenseite rudimentäre Reste des Nährgewebes anliegen, entstanden ist. Dieser Ring ist den beiden Fruchtarten gemeinsam und stellt bei der zweiten Gruppe die Testa dar, dient aber hier nicht als Samenschutz.

Spezieller Teil. Die Achäne der *Artemisia caerulescens* gehört der ersten Gruppe der Früchte nach G e r d s an d. h. das Perikarp besteht aus drei Zellschichten, und die Testa dient als Samenschutz. Am Querschnitte sehen wir, dass die Aussenschichte, welche mit einer welligen Kutikula überzogen ist, aus grossen ellipsoiden Zellen besteht, welche sich nach aussen bedeutend bogenartig vorwölben. (Fig. 30.) Die Membranen quellen im Wasser sehr auf,

so dass das Lumen unsichtbar wird und zeigen eine reiche Schichtung. Wenn wir diese Zellen von oben betrachten, erkennen wir schmale leiterartige Plattenzellen welche wir schon am Fruchtknoten beobachtet haben. Tschirsch nennt sie »epidermale Platten, welche aus zahlreichen schmalen leiterartig übereinander gestellten Zellen mit in Wasser stark quellenden, deutlich geschichteten, mit Jodschwefelsäure sich schwach bläuenden Schleimmembranen bestehen« (96 p. 983). Gerd's beschreibt sie folgendermassen: »Die Schleimzellen unterscheiden sich von den übrigen Zellen sofort durch ihre Grösse, sind oft 8—10-mal so gross wie die nach innen angrenzenden Zellen. Was die Verschleimung betrifft, so ist hier eine Verschleimung der sekundären Membranverdickungsschichten eingetreten, und zwar ist speziell die Aussenwand verschleimt. Man kann diese Membranverdickungsschichten sehr gut verfolgen, wenn man im Alkoholpräparat arbeitet und dann allmählich Glycerin und

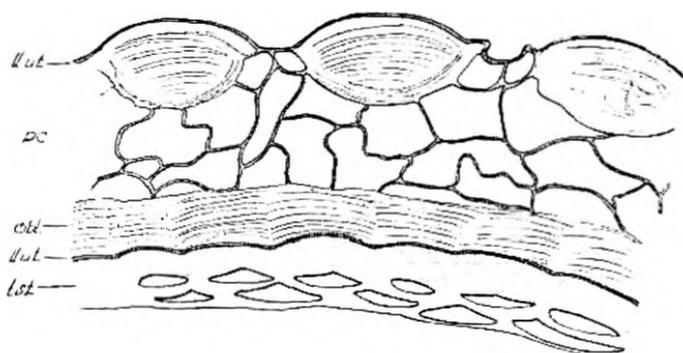


Fig. 30. Querschnitt des Perikarps und der Testa, *kut* — Kutikula; *pc* — Perikarp; *obl* — obliterierte Schichte; *tst* — Testa

Wasser zufließen lässt, wie Tschirsch es in seiner Pflanzenanatomie in Kapitel über Schleimmembran angibt. In reinem Alkoholpräparat lässt sich die Schichtung nur wenig und schwierig beobachten. Lässt man dagegen zu dem Alkoholpräparat etwas mit wenig Wasser verdünntes Glycerin zufließen, so tritt die Schichtung deutlich hervor. Man sieht nun, dass die stark verdickte Aussenwand das Zellumen ausfüllt, bei stärkerer Vergrösserung sieht man das Lumen als feine dunkle Linie sich an die innere Zellmembran anlehnen. Die Schichtung der Aussenmembran tritt deutlich hervor, ja oft lassen sich kleine Spaltungen in der Schichtung beobachten. Über der äusseren Wand liegt die Kutikula als wellig gebogenes Häutchen. Lässt man sehr verdünntes Glycerin oder gar reines Wasser zufließen, so tritt sofort starke Quellung auf, die oft so heftig ist, dass die Kutikula dieser plötzlichen Ausdehnung nicht folgen kann und zerreisst. Bei anderen meist angeschnittenen Zellen tritt bei der Quellung der Schleimzylinder kegelförmig seitlich aus der Zelle heraus.«

Meine Untersuchungen stimmten diesbezüglich mit jenen oben zitierten von G er d s überein. Ich muss besonders das schnelle Aufquellen der Schleimmembranen im Wasser erwähnen, welches lange die Ursache war, dass ich diese Zellen unter dem Mikroskope nicht finden konnte. Die Kutikula nämlich zerriss regelmässig im Wasser infolge heftiger Schleimquellung. Erst durch Färbung mit einer alkoholischen Dahliaviolettlösung entdeckte ich diese Schichte.

Zwischen diesen grossen Zellen liegen in derselben Reihe eine oder zwei bedeutend kleinere Zellen. An diese Aussenmembrae folgen nach innen Zellen mit geschwungenen zylindrischen Membranen (Fig. 30 pc) und unregelmässiger Form. Diese Zellen bilden zwei bis drei Schichten. Sie sind mit Luft erfüllt. An diese Schichte schliesst sich eine Gewebeschichte gelber Farbe an, welche eine reiche Schichtung besitzt. Bei starker Vergrösserung kann man lange schmale Zelllumina entnehmen. Diese Schichte stellt eine obliterierte Gewebeschichte dar. (Fig. 30 obl.) Unterhalb dieser befindet sich die Kutikula (Kut), durch welche das Perikarp von der Samenschale getrennt ist. Die Dicke dieser Kutikula beträgt 0,90—1 μ . Die Kutikula ist suberinisiert und gibt mit Chlorzinkjod eine ocker-gelbe Farbe, während sie sich mit Sudan rot färbt.

Die Testa bilden zwei Schichten von glasartigen, dickwandigen Zellen mit im Wasser sehr quellbaren Membranen. (Fig. 30 tst.) Diese Schichten setzen sich gleich an das Embryo nach aussen fort. Lassen wir die Testa im Wasser aufquellen, so sehen wir, dass die untere, bzw. die innere Zellreihe kleiner von der oberen ist, und dass die Lumina bedeutend kleiner werden. Die Aussenmembran an der Testa zeigt im gequollenen Zustande eine Schichtung und wölbt sich gleichzeitig bedeutend vor. Die Schichten sind dicht, regelmässig und laufen parallel mit der Linie der Membran.

Die Form der Zellen der Testa ist etwas flach prismatisch. Von oben betrachtet, d. h. von der Seite mit welcher sie an das Embryo grenzen, sehen wir, dass die Testazellen meistens vier- oder fünfeckig, seltener dreieckig und in den Ecken etwas abgerundet sind.

Das Embryo nimmt das ganze Innere des Samens ein. (Fig. 31 cot.) Am medianen Längsschnitte des Samens sehen wir zwei grosse Kotyledonen, zwischen welchen die kegelförmige Plumula und die nach unten gerichtete Radikula liegt. Die Kotyledonen sind am Querschnitte plankonvex, d. h. sie liegen im Samen beide so nebeneinander, dass sie sich mit einer glatten Fläche berühren. Am Querschnitte der Kotyledonen können wir deutlich die zukünftigen Palisadenschichten entnehmen, die sich an der Berührungsfläche befinden. Wenn sich die Kotyledonen bei der Keimung aufschliessen, wird diese Fläche die Oberseite und dient der Assimilation. An der unteren Seite differenziert sich das Meristemgewebe nachträglich in das Palisadengewebe wodurch ein isolateraler Blattypus entsteht.

Die Epidermis ist schon bei den Kotyledonen deutlich entwickelt. Ihre Zellen sind isodiametrisch, 16μ gross und nach aussen etwas vorgewölbt. Die Obermembran der Epidermis ist bedeutend dicker als die untere. Am Querschnitte der Kotyledonen des Embryo finden wir schon die Anlage des Hauptnerven. Die Grösse der Palisadenzellen bewegt sich zwischen folgenden Dimensionen: Breite 10.68 bis 18.69μ , Höhe 21.36 bis 29.37μ . Die übrigen Zellen der Kotyledonen sind viereckig, polygon oder abgerundet und betragen 21.36 bis 26.70μ , bzw. 13.35 bis 18.69μ . Das Kotyledon selbst ist am Längsschnitte 1417μ lang und 500μ breit.

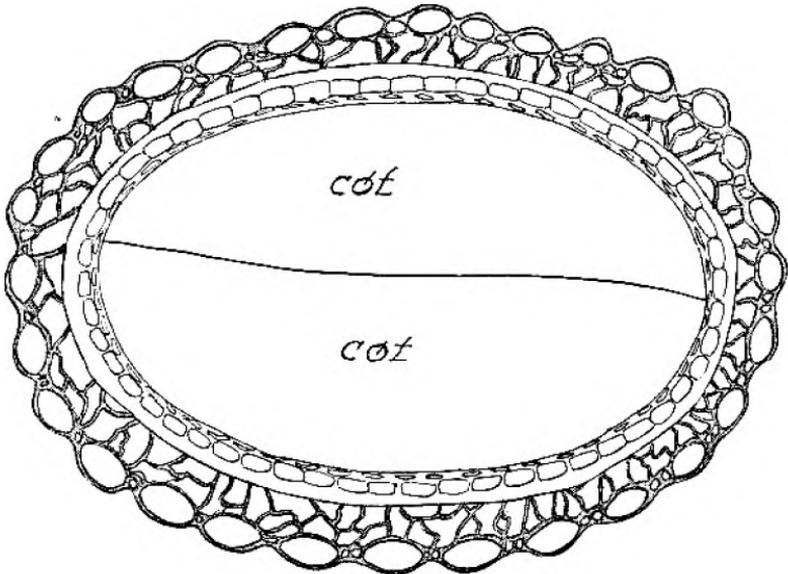


Fig. 31. Querschnitt der Achäne der *Artemisia caerulescens* L. cot — Kotyledon.

Die Radikula ist zylinderförmig, am Ende stumpf abgerundet, zur Mikropyle gerichtet. Am Längsschnitte sehen wir an der Stelle, wo sich die Radikula in eine Spitze verschmälert, eine kurze Schichte von 8—9 strahlenartig geordneten Zellen, die 2—3 mal breiter von den übrigen sind. An den Aussenseiten sind sie breiter, während sie sich nach innen verschmälern. Wir wollen sie »Flankenzellen der Radikula« benennen. Sie sind am Querschnitte 13.35μ breit und 26.7μ lang.

Bei der Radikula unterscheiden wir ein dermatogenes, periblemes und pleromes Gewebe. Die Dermatogenzellen sind isodiametrisch, während jene im Periblem abgeflacht und prismatisch sind. Sie sind ca 8 — 18.70μ hoch und 26.70μ breit. Sie verlaufen in einreihigen Schichten, welche abwechselnd unterbrochen sind. Das Pleromgewebe ist sehr klein und dicht zusammengedrängt, am Längsschnitte derart geordnet, dass seine Längsachse, zum Unterschiede vom übrigen Gewebe, in der Längsrichtung liegt. An der Spitze der

Radikula bildet sich das kalyptrogene Gewebe. Die Radikula ist 833.50μ lang und 500μ breit.

Die Plumula ist kegelförmig und am Längsschnitte dreieckig. Ihre Basis beträgt 117.50 und ihre Seiten 107μ . Am Querschnitte ist sie rund und fällt durch ihre Zellen, die bedeutend kleiner als die übrigen Zellen des Embryo sind auf. Am Längsschnitte des Embryo sehen wir deutlich, dass sie von den Kotyledonen zwischen welchen sie sich befindet geschützt wird. Mit ihrer Epidermis, die sich in keiner Weise von jener der Kotyledonen unterscheidet, verläuft in unbedeutendem Abstände die Epidermis der Kotyledonen parallel bis zur Spitze der Plumula, wo sich die beiden Epidermen der Kotyledonen treffen. Von da wieder verlaufen die letzten parallel zur Longitudinalachse des Embryo. Das Gewebe der Plumula ist, wie ich schon erwähnte, kleiner als das übrige Gewebe der Radikula und der Kotyledonen.

Wenn wir das Embryo mit Brillantkresilblau färben, im Wasser waschen und kurz im Alkohol differenzieren, werden sich die Kerne und die Membranen schön tingieren. Die Kerne sind im Embryo von bedeutender Grösse, was übrigens eine Normalerscheinung des Meristemgewebs ist. Die Grösse der Kerne beträgt 5.34μ .

Der Inhalt der Achäne. Wenn wir dünne Schnitte der Achäne ins Wasser einlegen, so sehen wir, dass sich um die Objekte helle farblose fette Tröpfchen sammeln. In Sudan nehmen diese Tröpfchen eine gelblichrote Farbe an. In dem wir das Objekt im Reagens kochen und ins Glycerin übertragen vereinigen sich die Tröpfchen gewöhnlich zu grösseren Tropfen. Eine ausgesprochen ziegelrote Farbe konnte ich nicht erzielen, obwohl ich die Reaktion mehrmals wiederholte. Besonders deutlich werden die fetten Tröpfchen sichtbar, wenn wir das Deckglas bei Objekten, die ins Wasser eingelegt sind leicht aufdrücken. Achänen, die wir auf weissem Papier zerdrücken, hinterlassen einen fetten Fleck, der vom fetten Oel herrührt. Die Molisch-Reaktion auf Fette mit konzentrierter Kalilauge und Amoniak, nach 48 Stunden bei eingeschlossenen Objekten am Polarisationsmikroskop betrachtet gibt ein negatives Resultat. Durch Kochen mit verdünnter Wasserlösung der Natronlauge scheiden sich ebenso wie im Wasser fette Tröpfchen aus. Eine Saponifikation habe ich nicht bemerkt.

Die grössten Tröpfchen innerhalb der Zellen selbst hatten einen Durchmesser von $8-13 \mu$, und die winzigen, die neben den anderen Tröpfchen verschiedener Grösse vorkommen und die den Eindruck einer körnigen Bildung machen, sind 0.90μ gross. Fetttröpfchen finden wir in der Testa und in allen Teilen des Embryo. In der Testa sind die Tröpfchen etwas kleiner als im Embryo.

Im Jodkalium wird das Embryo braun, und ebenso der Inhalt der Testa, während wir mit Chlorzinkjod keine violette Farbe erhalten. Daraus dürfen wir schliessen, dass keine Stärke in der Achäne vorkommt.

Die Millonsche Reaktion auf Eiweisse war negativ aber daraus können wir noch nicht schliessen, dass keine Eiweisse vorhanden sind. Ebenso war die Xanthoproteinreaktion negativ. Ich bediente mich zu diesem Zwecke der konzentrierten Salpetersäure und später gab ich etwas Amoniak dazu (89 p. 126). Bei diesen beiden Reaktionen entwickelten sich reichlich kleine Bläschen, welche vielleicht vom freien Stickstoffe herrühren könnten, der sich wie bekannt nach van Slyke entwickelt, wenn wir mit Salpetersäure auf Aminosäuren einwirken. Mit konzentrierter oder verdünnter Salzsäure konnte ich diese Erscheinung nicht hervorrufen, sondern nur mit Salpetersäure. Näher habe ich diese Erscheinung wie auch den Charakter dieses Gases nicht geprüft.

Tunmann empfiehlt (97 p. 665) folgende Reaktion auf Eiweiss: in schwacher wässriger Eosinlösung färben wir je dünnere Schnitte, differenzieren 1—2 Stunden im Glycerin. Es färben sich nicht: Fette, Harze, Schleime, Gummi, Pektin. Hier und da färbt sich die Stärke, dagegen tingieren sich deutlich Eiweisse. Auf diese Weise konnte ich schön das Aleuron im Embryo tingieren. In den Zellen des Endosperms sieht man eine rosige Verfärbung, und bei starker Vergrößerung auch sehr winzige Körperchen als Punkte. Das derart verfärbte Aleuron macht den Eindruck, als wären die Zellen an der Stelle wo es liegt durchlöchert, d. h. um ihn befindet sich eine lichtgelbe Schichte, während es selbst mit einem dunklen Kreis umgeben ist. Dies ist aber das Bild des desorganisierten Aleurons. Um der Desorganisation des Aleurons vorzubeugen, habe ich mir mit alkoholischer, statt wässriger Eosinlösung geholfen. Mittels alkoholischer Lösung von Pikrinsäure, welche mit Eosin gesättigt war (Tunmann) gelang es mir nicht eventuelle Einschlüsse des Aleurons zu differenzieren. Ebenso gelang mir dies nicht wenn ich die Objekte zuerst in alkoholischer Pikrinsäurelösung mazerierte, auswusch, und dann in alkoholische Eosinlösung einlegte, im Alkohol auswusch, und über Nelkenöl ins Kanadabalsam übertrug, wie dies in der Mikrotechnik zur Differenzierung der Kristalloide und Globoide üblich ist. Während mir dies durch dasselbe Verfahren bei Ricinussamen gelang, konnte ich bei *Artemisia caerulea* nur an dünneren Schnitten sehr schön gefärbte Aleuronkörner verschiedener Grösse finden. Gewöhnlich sammelten sich kleinere Körner um ein grösseres Korn. Ich erwähne, dass ich an den Aleuronkörnern, welche ich auf letzte Art tingierte und im Nelkenöl bei grosser Vergrößerung untersuchte, feine kleine Tröpfchen sehen konnte, welche vielleicht von winzigen Oeltröpfchen herrühren. In zytologische Untersuchungen ging ich nicht ein.

Im Oel oder in konzentrierter Zuckerlösung sieht man fünf- oder mehreckige Aleuronkörner, welche regelmässig angeordnet das ganze Embryo erfüllen. Bei geschlossener Blende können wir regelmässige Schichtungen in den Körnern sehen, welche parallel und konzentrisch mit dem Umriss der Körner gehen.

In sogenannten »Flankenzellen« der Radikula welche oben beschrieben wurden, sind die Aleuronkörner bedeutend kleiner, als

in übrigen Zellen des Embryo. Sie sind 1.35 bis 2.70 μ gross, während sie in übrigen Zellen 2.70—8 μ betragen. Die Aleuronkörner sind vier-bis achteckig, in den Ecken etwas abgerundet und in engen parallelen Abständen dicht nebeneinander geschichtet, so dass sie mosaikartig die ganze Zelle erfüllen.

In den Kotyledonen des Embryo habe ich Kalkoxalatkristalle gefunden. Netolitzki erwähnt Kristalle im reifen Samen bei *Artemisia*.

Nach den obigen Untersuchungen enthält also die Achäne, d. h. die Testa und das Embryo Oel, Aleuron und Kalkoxalatkristalle.

Chemismus der Membranen. Ich führte eine ganze Reihe mikrochemischer Reaktionen aus, um den Chemismus der Membranen des Embryo und des Perikarps bei der *Artemisia caerulescens* zu bestimmen. Ich erwähne als negative Reaktionen jene auf Holz u. zw. mit Phloroglucin und Salzsäure, ferner die Mäule-Reaktion. Ebenso war die Reaktion mit Eisenchlorid auf Gerbstoffe negativ. Weiters war die Reaktion auf Pektin nach Tunmann (97 p. 931) mit Safranin, mit welchem ich nur eine rote Verfärbung und keine Orangefärbung erzielte, negativ wie auch diejenige mit Rutheniumrot, mit welchem sich nur die subkutikuläre Schichte und die Kutikula kaum bemerkbar rosa färben. (Daraus kann man noch nicht definitiv schliessen, dass kein Pektin vorkommt.) Während die ersten zwei Reaktionen auf Holz negativ waren, war die Reaktion mit Dimethylamidoazobenzol und Salzsäure nach Plaut positiv. Die Innenschichten des Perikarps färbten sich rot, woraus man auf eine Lignifikation derselben schliessen könnte.

Mit Sudan färbt sich die Kutikula des Perikarps und die Kutikula mit welcher das Endosperm vom Perikarp getrennt ist. Beide Kutikulen geben mit Chlorzinkjod eine intensiv ocker-gelbe Farbe, und ebenso die Pigmentschichte des Perikarps. Die Membranen der Testa und die verdickten ellipsoiden Zellen des Perikarps werden violett, bestehen also aus Zellulose. Im Jodjodkalium ist die gefaltene Parenchym-Mittelschichte des Perikarps dunkelbraun, die Kutikula gelblichbraun, die Testa hellbraun.

Mit Kongorot färbt sich die Testa rosa, u. zw. ist die Unterschichte der Testa intensiver gefärbt, während sich die ellipsoiden Zellen des Perikarps, welche sonst eine Zellulosereaktion geben, rot verfärben.

Ich füge noch hinzu, dass sich mit Methylenblau das Perikarp blauviolett, die Kutikula schwachviolett, das Endosperm sehr schwachviolett, das Embryo überhaupt nicht färbt.

In Pikrinsäure sind Testa und Perikarp farblos. Die Kutikula oberhalb der Testa färbt sich intensiv gelb, während sich der Inhalt der Testa und des Embryo gelb färben. In Pikrin-Eosin ist das Perikarp farblos, die Mittel- und die Innenschichten sind gelber, bzw. hellbrauner Farbe, die Kutikula oberhalb der Testa orangefarben, die Unterschichte der Testa rosa-rot und die Oberschichte intensiv gelb.

Daraus können wir schliessen, dass die Membranen der ellipsoiden Zellen des Perikarps und die farblosen Membranen der Testa, welche im Wasser sehr aufquellen und eine Schichtung zeigen, aus Zellulose bzw. aus Schleimzellulose gebaut sind. Aus Zellulose bestehen noch die Membranen des Embryo. Die beiden Kutikulen sind aus Suberin, und ebenso die Kutikula der Epidermis des Embryo. Welches Element bei der Mittel- und der Unterschichte des Perikarps vorherrscht, ist schwer zu sagen. Die Membranen sind wahrscheinlich lignifiziert. Alles im allen ist der Bau der Membranen der Achäne von *Artemisia caerulescens* wie dies auch diese teilweisen Untersuchungen zeigen sehr kompliziert, so dass sie der Gegenstand eines separaten Studiums sein müssten.

An die Testa setzt sich ein dreireihiges Perikarp fort, bei welchem die innerste Pigmentschichte eine reichliche Schichtung zeigt und schwer auffindbare Zellumina besitzt. An diese Schichte folgt nach aussen als eine Mittelschichte eine zwei- bis dreireihige Zellschichte mit zylindrischen und geschwungenen Membranen. Diese Schichte ist mit Luft erfüllt. Endlich folgt als Aussenschichte eine Reihe besonders charakteristischer Schleimzellen, welche im Alkohol zeigen, dass sie mit jenen schmalen leiterartig übereinandergestellten Plattenzellen auf der Fruchtknotenwand, die wie bekannt bei den Kompositen mit der Testa zusammengewachsen ist identisch sind. Diese Plattenzellen sind ein wichtiges Differenzialdiagnostikum bei den Kompositenblumen. Im Glycerin, bzw. im Wasser quellen diese Zellen so heftig auf, dass ihre Membranen wie auch die Kutikula mit welcher sie überzogen sind, platzen. Indolgedessen können wir diese Zellen nur im Alkohol beobachten.

Im Kotledeon der Achäne habe ich Kalkoxalatkristalle, Oel und Aleuron gefunden. Das Aleuron ist polygonal, ohne Kristalleinschlüsse. Der Chemismus der Membranen ist kompliziert. Wir können mit Bestimmtheit sagen, dass die Membranen des Embryo aus Zellulose, die Aussenschichte des Perikarps aus Zellulose, bzw. aus Schleimzellulose, die beiden Kutikulen wie auch jene des Kotledeons aus Suberin bestehen, während für die übrigen Membranen schwer zu sagen ist, welches Element überwiegt.

Das Material welches mir zu anatomischen Untersuchungen diente, stammte aus Trogir, Omiš (Stobrečko Blato) und von der Insel Pag. Das ganze Material wurde von mir selbst gesammelt u. zw. jenes aus Trogir und Omiš im Mai, jenes von Pag im Juni 1932. Es wurde grösstenteils im verdünnten Alkohol und nur härtere Holzteile in Alkoholglycerinwassermischung fixiert. Das frische Material stammte aus den Kulturen im Botanischen Garten der Universität des Königsreichs Jugoslawien in Zagreb, d. h. von Individuen, welche aus oben erwähnten natürlichen Standorten hierher verpflanzt waren.

Oekologie

Als Zusatz zu den vorherigen systematischen, morphologischen bzw. morphologisch-anatomischen Untersuchungen füge ich noch ein kurzes Kapitel über die Oekologie der *Artemisia caerulescens* hinzu. Die Kenntnis der Oekologie ist für alle Heiltechnische und Kulturpflanzen, nicht nur von theoretischem Interesse sondern vor allem von grosser praktischer Bedeutung. An die Kenntnis der oekologischen Verhältnisse ist auch die Kultur der Heilpflanzen gebunden.

Standorte. *Artemisia caerulescens* kommt ausschliesslich entlang der Meeresküste an salzigen Terrain und dass vor allem an flachen, niederen, sandigen und schlammigen Ufer s. g. Solinen oder italienisch vulgar genannt Barenen, welche verhältnissmässig selten am Süden des Quarner vorkommen, vor. Hier bildet sie einen Bestandteil der typischen Strandeflora, welche sich nur an einigen Stellen entlang des Adriatisches Meeres entwickelte, wie z. B. in Muggia, Servola, Kapodistriën, Pirano, der Insel Pag, Ston u. sw., also überall wo Solinen vorkommen und bildet grosse Bestände in welchen Kolonien von Halophyten wie Salicornien, Salsolen, verschiedene Arten von *Statice* und andere abwechseln. Ausser an Salztriften und sandigem schlammigen Meeresstrande können wir sie an schottrigsteinigen Ufern (Trogir) finden, die forma *Rubella* nur an schrottigem Terrain welches nicht sehr starkem Einflusse des Meereswassers ausgesetzt ist. Beck (8) unterscheidet drei Formationen in welchen *Artemisia caerulescens* vorkommt und zwar: die Formation des Dünnesandes, die Formation der Strandklippen und des Felsstrandschotters und schliesslich die Salztriftenformation. In allen drei oberen Formationen und auch an sonsten kommt *Artemisia* nur an salzhaltigen Standorten, wo die Halophyten dominieren, vor.

Halophytismus. Nach der Definition Stockers ist eine jede Pflanze welche in irgend welchem Stadium ihrer Entwicklung den Salzeinflusse ausgesetzt ist, welchen Einfluss aber ohne Schaden die grosse Mehrzahl normaler glykischer Arten nicht vertragen kann, ein Halophyt. Diese Wirkung kann entweder aërisch sein mittels des Windes welcher die Salzteilchen oder das Meereswasser trägt, oder durch das im Boden gelöste Salz und kann auf ein jedes Organ der Pflanze ausgeübt werden. Alle diese Momente sind bei *Artemisia caerulescens* vertreten. Sie ist die ganze Zeit ihres Lebens dem Salzeinflusse ausgesetzt denn erstens muss ihr Samen auf mehr oder weniger salzigem Boden auskeimen, ferner saugt sie mit ihrem Wurzelsystem das Wasser aus dem Boden in welchem ein grosser Prozent des Salzes aufgelöst ist und zuletzt ist zur Zeit der Bora welche das Meereswasser bis zu 2—3 Km weit tragen kann, wie ich mich darüber selbst zur Zeit meines Aufenthaltes auf der Insel Pag überzeugen konnte, auch dem aërischen Salzeinflusse ausgesetzt. Dass dieser aërische Einfluss nicht unbe-

deutend ist, illustrieren uns zahlreiche lebendige Zäune, welche aus *Arundo donax* und *Tamarix gallica* bestehen mit welchen die Bewohner des Mediterrans ihre Weinstockkulturen von jener Seite von welcher die Bora das Salzwasser trägt schützen obwohl diese Kulturen manchmal einige Kilometer von Meeresufer entfernt sind. Wie sich erst so eine Wirkung in allernächster Nähe des Meeres an niederen Ufern an welchen *Artemisia* gedeiht wenn das Meer zur Zeit der Bora eben das Ufer überschwemmt gestaltet, zeugen verwelkte *Zosteren* und der Boden, welcher mit einer Schichte welker *Cyanophyceen*, die man immer in der typischen Assoziation der *Artemisia* und *Statice angustifolia* vorfinden kann, bedeckt ist. Demnach ist *Artemisia caerulescens* im vollen Sinne obiger Definition ein Halophyt. Halophyten sind auch ihre Verwandte welche grosse russische Steppen bewohnen wie *Artemisia Cina* und andere Artemisien, welche an den Ufern Europas und an salzigen Terrainen bei Artern in Thüringen vorkommen.

Grösstenteils vertragen die Landespflanzen kein Salz, vielmehr ist der Einfluss des Meeresswassers für sie schädlich. So sind auch die übrigen Pflanzen, welche mit *Artemisia* vereinigt vorkommen, halophytischen Charakters. An der jugoslawischen Küste Adrias kommt *Artemisia* vereinigt mit: *Statice angustifolia*, *Inula crithmoides* vor und Palanza bemerkt dass sie bei Bari in Italien gemeinsam mit *Frankenia* anzutreffen ist.

Mit dem Vorkommen der *Artemisia caerulescens* an natürlichen salzigen Standorten ist noch nicht gesagt, dass das Salz ein unbedingt notwendiger Faktor für ihre Entwicklung sei. Für Halophyten ist bekannt, dass sie vielmehr sehr gut auch ohne Salz gedeihen können, wenn nur die übrigen Konkurrenzpflanzenarten beseitigt werden. So gedeihete *Artemisia caerulescens* auch sehr gut ohne Salz im Botanischen Garten in Zagreb und hinterblieb nicht hinter den Individuen, welche mit Salzlösungen behandelt waren. Der Grund dass *Artemisia caerulescens* nicht wildwachsend an unsalzigen Standorten vorkommt liegt ohne Zweifel in der Natur der Halophyten. Nach der Meinung verschiedener Autoren besitzen nämlich die Halophyten keine genügende Fähigkeit um die Konkurrenz der Glykiphyten auszuhalten, welche sie im Kampfe um den Boden bis zur Grenze ausserhalb welcher den Glykiphyten das Leben unmöglich wird, verdrängen. Diese Grenze ist ein gewisser Salzgehalt des Bodens, welchem nur die Halophyten gewachsen sind, die noch am gewöhnlichen Boden die Fähigkeit einer reichlichen Ansammlung der Salze im eigenen Organismus angenommen haben, und auf diese Weise immun gegen die Schädlichkeit des Salzeinflusses geworden sind. Dass die Konkurrenz wirklich ein wichtiger Grund für das Nichtvorkommen der Halophyten am glykischen Boden ist, zeigt die Tatsache, dass auf künstlich versalzten Terrain die Glykiphyten verschwinden, während sich an ihrer Stelle Halophyten ansiedeln. Auf der Insel Pag (Vlašići) konnte ich vereinzelte Individuen der *Artemisia* auch ausserhalb ihrer Assoziation finden, jedoch war der Boden immer salzig.

Bekannt ist die Schimpersche Theorie (80), welche den Halophyten einen xeromorphen Charakter zuschreibt. Nach ihm sind die salzigen Boden wenn auch »physikalisch« feucht, für die Pflanzen physiologisch trocken d. h. mit dem Wachstum der im Boden gelösten Salze wächst auch der osmotische Wert des Bodens, so dass die Pflanze welche das Wasser osmotisch saugt, dasselbe sich nur schwer verschaffen kann, da der Boden gewissermassen dem Entnehmen des Wassers einen Widerstand leistet. Die Halophyten wären demnach, was die Wasserversorgung anbelangt, in ähnlicher Lage wie die Xerophyten d. h. wie die Bewohner der physikalisch trockener Standorte. Diese müssen infolge erschwelter Wasserversorgung vor allem das Wurzelsystem vergrössern, ferner die Transpiration verkleinern, was durch die Reduktion der Oberfläche, durch die Verdickung der Blätter, mit besonderer Anbringung der Spaltöffnungen in trichter- oder schüsselförmige Verzierungen, reiche Behaarung, starke Kutikularisation des Hautgewebes u. sw. erreicht wird. Mittlerweile haben neuere Untersuchungen, welche mit der Schimperschen Theorie nicht übereinstimmen, gezeigt, dass nicht alle Halophyten Xerophyten sind, während man eine grosse Anzahl der Xerophyten als Halophyten betrachten kann. (Stocker 88.) Für *Artemisia caerulescens* können wir sagen, dass sie keinen besonders ausdrücklichen xeromorphen Charakter besitzt. Sie hat mehr einen mesophyten Charakter. Es wären also Behaarung, einigermassen die Kutikula, die vertieften Spaltöffnungen als halysche Anpassungen im Sinne Schimpers zu betrachten.

Die terrestrischen Halophyten teilen wir im Bezug der Salzaufnahme aus den Boden in zwei Gruppen, die einen entnehmen dem Boden so viel Salz als sie es im eigenen Gewebe vertragen können, während bei den anderen dieses Entnehmen unbeschränkt ist, da sie besondere Organe, durch welche sie überschüssiges Salz ausscheiden können wie z. B. *Frankenia*, besitzen. *Artemisia caerulescens* besitzt keine besondere Organe zur Salzausscheidung und gehört demnach in die erste Gruppe der Halophyten.

Bis zu welchem Grade *Artemisia caerulescens* Salz verträgt und welche morphogene Änderungen mit dem Wachstum des Salzgehaltes entstehen, könnte man durch physiologische Untersuchungen feststellen.

Beguinet bringt die Homoplastizität der Blätter bei *Artemisia* und bei noch einigen Halophyten mit dem Wachstum des Salzgehaltes in Zusammenhang (11). Auf einem Exikat des Wiener Botanischen Institutes, welches aus den lehmigen Solinen bei Mestre in Venezianischer Provinz stammt, befindet sich folgende Schede A. Beguinet's:

„Sie ist sehr verbreitet auf den salzigen Böden der Lagunen und der venezianischen Küste und ist charakteristisch für die Inseln mit lehmigen Boden, die sich kaum über das Niveau der gewöhnlichen Flut erheben und von stärkerer überflutet werden, die unter dem Namen »barene« bekannt sind. Hier wurde sie schon von Donati (Tratt. dei Sempt., p. 21 und 90) und Zanichelli (Istr., p. 245, tav. 139 und 156) erwähnt. Diese machten auf die Variabilität des Blattapparates

aufmerksam, indem sie die Form der schmälere und ganzrandiger Blätter dem Salzgehalte des Bodens zuschrieben, was aus den Worten ersichtlich ist: „Die Mutation kommt gewöhnlich zum Ausdruck, wenn sich *Seriphium* an Orten, vulgare Barene genannt, vorfindet, die von allen Seiten von Salzwasser umgeben und von selben fortwährend bewässert sind“. Aus dem Kulturen, welche ich in botanischen Garten in Padua züchtete, ersehe ich, dass die jungen Pflanzen ganzrandige Kottyledonen und primordiale Blätter besitzen und dann allmählich Blätter mehr oder weniger eingeschnitten, und bleiben im ersten Jahr gewöhnlich steril. Im zweiten Jahr sind die Blütenachsen konstant mit ganzrandigen Blättern versehen, während die Sprosse welche bestimmt sind steril zu bleiben, Blätter entwickeln, die einen eingeschnittenen Rand haben und, ausser den höchsten, eine auffallende Heterophylie entwickeln. Wenn Sprosse im folgenden Jahre ihre Sexualität entwickeln, so tragen sie, wie die vorher genannten, ganzrandige Blätter und die sterilen hingegen bilden Blätter mit eingeschnittenen Rand usw. abwechselnd.

Die Pflanze sehr salziger Böden entwickelt sich mit ganzrandigen Blättern, behält sie auch durch ihre ganze Lebensdauer und bewahrt so evident eine jugendliche Charakteristik. Die Tatsache, welche ich eben unlängst an der Pflanze die auf sehr salzigen Meeressande des rechten Ufers des Tagliamento wuchs, zu konstatieren Gelegenheit hatte konnte ich auch in Kulturen der Pflanzen die in kleinen Gefässen kultiviert wurden, also auf einer schwach nahrhaften Schichte beobachten.“

Wir sehen also, dass sich hier nach Beguinots Untersuchungen um zwei ökologische Rassen handelt, welchen vom Salzgehalte des Standortes abhängig sind d. h. der grosse Salzgehalt des Bodens bedingt die Homoblastizität der Blätter, während auf weniger salzigen Boden die Heteroblastizität zum Ausdruck kommt, so dass wir bei *Artemisia caerulea* von einer Heterophylie sprechen können. Ich füge hinzu, dass ich auf der Insel Pag gesehen habe, dass die Pflanzen (Taf. 4, Fig. 2), welche auf sehr schottrigen Boden mit viel Kalk und wahrscheinlich viel Nitrat, in der Nähe der Häuser, aber unbekannt ob auf weniger salzigen Boden vorkommen, eine üppigeren Habitus und eingeschnittene Blätter besitzen, während jene neben den Solinen ganzrandige Blätter haben.

Von edaphischen Faktoren habe ich nur den Prozentsatz des Natriumchlorids und der Bodenfeuchtigkeit geprüft.

Es ist bekannt, dass physiologisch nur jene Menge des Salzes wirkt, welche im Boden gelöst ist d. h. dass zwei verschiedene Erdproben mit gleichem Salzprozent und verschiedenem Feuchtigkeitsprozent verschieden auf die Pflanzen wirken können. Demnach sagt uns allein der Prozentsatz des Salzes im Boden vom ökologischen Standpunkte nicht viel aus, wenn uns nicht der Prozentsatz der Feuchtigkeit, mittels welchen wir die Konzentration des im Boden gelösten Salzes berechnen können, bekannt ist. Diese wird nach der Formel $\frac{\text{NaCl } 100}{\% \text{ Bodenfeuchtigkeit}}$ bestimmt.

Chloride habe ich durch Titration nach Mohr, d. h. mittels $\frac{1}{10}$ n Silbernitratlösung bestimmt. Als Indikator diente mir Kaliumchromat (6). Zu diesem Zwecke habe ich durch längeres Schütteln und Stehenlassen 50 gr. des Bodens mit vierfacher Menge Wasser ausgezogen, filtriert und vom Filtrate für eine Bestimmung je 20 cm³ genommen. Jede Titration habe ich zweimal durchgeführt und nur bei divergenten Resultaten dreimal.

Die Bodenfeuchtigkeit bestimmte ich auf die Weise, indem ich 50 g Erde, welche zu diesem Zwecke in gut geschlossenen und paraffinierten Flaschen hergebracht wurde, mehrere Stunden bei 105—110° C trocknete. Die Bodenproben wurden von natürlichen Standorten genommen, grösstenteils aus typischer Assoziation u. z. w. aus der Wurzelschichte der *Artemisia* bzw. aus verschiedenen Schichten unterhalb erster. Unten führe ich den Prozentsatz des Salzgehaltes und Feuchtigkeit wie auch den berechneten Prozentsatz des im Boden gelösten Salzes an:

Lokalität	% Na Cl	% Feuchtigkeit	Berechneter Salzgehalt d. Bodens	pH in wäss. Suspension 1 : 1
1 Bucht Dinjiška, Sv. Bartol 10/VI 300 m v. Meere	2,4917*	26,84	0,9283	8,163
2 Bucht Dinjiška Sv. Bartol 11/VI Tiefe 75 cm	0,74	29,16	3,2074	.
3 Sv. Duh 13/VI Oberfläche bis 5 cm	0,24543*	12,32	1,9921	8,222
4 Sv. Duh 13/VI 10—15 cm 150 m v. Meere, Höhe +5 m	0,11786*	17,24	0,6836	7,25
5 Wiesen südlich der Solinen Insl Pag 0,5 km v. Meere	1,0219*	21,46	0,4762	7,484
6 Pag neben Häusern 15 cm tief 20 m v. Meere	0,7127*	15,36	4,64	7,817

Aus obiger Tabelle sehen wir, dass sich der berechnete % des gelösten Salzes im Boden innerhalb der Grenzen 0,47—0,92 bewegt. Die Probe No. 2 ist aus der Tiefe von 75 cm genommen, da die Wurzel der *Artemisia* maximal bis 30 cm tief im Boden reicht, so kommt sie hier nicht in Betracht.

Lagatu und Sicard haben an Lagunen bei Montpellier gezeigt, dass der NaCl % berechnet auf trockene oder lufttrockene

* Die mit einem Stern bezeichneten Resultate haben mir Herr Dr. Moháček und Fr. Živan abgetreten und gleichfalls die Angaben über die pH Konzentration, wofür ich ihnen an dieser Stelle meinen Dank ausspreche.

Erde allmählich mit der Tiefe des Bodens bis zur Tiefe von 2,5 m zunimmt (Braun-Blanquet p. 169) worüber ich mich selbst einigermaßen überzeugen konnte. Hier bringe ich einige Zahlen aus der Assoziation der *Artemisia* auf der Wiese Sv. Bartol in der Bucht Dinjiška am Pag, welche mit den Untersuchungen Lagatu und Sicard übereinstimmen.

Tiefe	0—8 cm	10 cm	20 cm	30 cm	40 cm	50 cm	70 cm
% NaCl in trockener Erde	0,22	0,18	0,18	0,27	0,27	0,30	0,39

Wir sehen also, dass auf der Oberfläche der Boden etwas salziger ist als 10 cm unterhalb der Oberfläche und dass der NaCl % allmählich zunimmt.

Für die forma *Rubella* habe ich nur eine Analyse, woraus ich nichts bestimmtes schliessen kann. Nach der obigen Tabelle (Nr. 6) sehen wir, dass der % des im Boden gelösten Salzes viel grösser ist als bei der forma *Integrifolia*. Dies würde mit Beguinots Untersuchungen nicht übereinstimmen, doch betone ich dass eine Analyse im solchen Falle nichts bedeutet. Überhaupt sind alle Zahlen relativ, denn die Salzkonzentrationen stellen keine Konstanten dar. Sie zeigen selbst am kleinsten Raume grosse Unbeständigkeiten, besonders aber zu verschiedenen Jahreszeiten. Die Niederschläge können den Salzgehalt bedeutend vermindern und Braun-Blanquet (p. 166) erwähnt, dass zur Zeit des Herbstregens der Boden fast glykisch wird. Um eine genaue Kenntnis der edaphischen Faktoren zu gewinnen, müsste man zu verschiedenen Jahreszeiten Bodenproben nehmen, ferner durch längere Zeit und auf Grund zahlreicher Analysen Konzentrationkurven des Bodensalzgehaltes, der Bodenfeuchtigkeit, der Luftkapazität, des Wassers u. sw. aufstellen. Dasselbe gilt für die pH-Konzentration, welche sich wie aus obiger Tabelle ersichtlich ist innerhalb pH 8,22—7,25 bewegt. Alle Böden, auf welchen *Artemisia caerulescens* vorkommt, sind basischen Charakters.

Die Erde aus der typischen Assoziation ist ein plastisch klebriger Lehm, dunkel graubrauner Farbe, während der Boden auf welchen die forma *Rubella* wächst, sandig und schottrig, mehr trocken und von dunkelgrauer Farbe ist.

Klimatische Verhältnisse. Das Klima des Gebietes in welchem *Artemisia* vorkommt u. das ist die jugoslawische Küste und die nördliche und südwestliche italienische Küste des Adriatischen Meeres, ist mit einem trockenen heissen Sommer und wind- und regenreichem Winter charakterisiert. Der Winter ist hauptsächlich nur eine Verlängerung herbstlicher Tage mit Regen und nicht zu kalten Winden. Kalte Tage mit einer Temperatur unter

0° C gibt es wenige. Im nördlichen Teile um Fiume und entlang der Küste Idriens bis Trieste wie auch im kroatischen Küstenlande kommen Ende Dezember und im Jänner Frosttage vor, sonst ist der Frost eine seltene Erscheinung, hingegen im südlichen Teile wo *Artemisia caerulescens* wächst, kommt er überhaupt nicht vor. Die mittlere Jahrestemperatur bewegt sich innerhalb 13,5—17,10° C. Im Sommer herrscht eine wahre Dürre-Periode, welche oft 2—3 Monate dauert. Bei solchen Verhältnissen mussten die Pflanzen besondere Anpassungen entwickeln, um der Gefahr der vollkommenen Trockenheit zu entrienen. Bei *Artemisia caerulescens* welche im Sommer den starken Sonnenstrahlen ausgesetzt ist, kommt deshalb eine reichliche Behaarung und das ätherische Oel vor. Die mit ätherischem Oele gesättigte Luft, welche oberhalb der Vegetation liegt soll angeblich zur Abschwächung der Diatermansie dienen d. h. zur Abschwächung der Wärmenstrahlung und hiemit auch zur Verminderung der Transpiration bei den Pflanzen beitragen. Dass das ätherische Oel wirklich eine wichtige Funktion hat lässt sich aus dem Umstand schliessen, dass gleiche Pflanzenarten, welche in insolierten warmen Meeresgegenden gedeihen, einen grossen Prozentsatz aromatischer Substanzen besitzen, während dieselbe Arten im Innern des Landes einen bedeutend kleineren Prozentsatz derselben Substanzen aufweisen. Gildemeister, Hoffmann und Wille haben gefunden, dass der Gehalt an ätherischen Oelen von Süden zu Norden immer geringer wird (Adamović 2 p. 10). Zum Schutze von zu grosser Transpiration dienen die Kutikula, welche wir an allen Organen bei *Artemisia* finden, eine bedeutend verdickte Epidermis und vertiefte Spaltöffnungen.

Von den klimatischen Faktoren, welche für *Artemisia* von Wichtigkeit sind erwähne ich den Wind, welcher eine wichtige Rolle spielt, indem er den Blütenstaub zur Blütezeit (August, September) und im Herbst die reifen Samen zerstreut.

Soziologie. In soziologischer Hinsicht bildet *Artemisia caerulescens* mit *Statice angustifolia* die Assoziation *Staticeto-Artemisietum caerulescentis* Horvatić,* in welcher auch *Inula crithmoides*, *Atropis festucaeformis*, *Atriplex portulacoides* und andere Arten vorkommen, wie dies aus folgenden soziologischen Aufnahmen ersichtlich ist. Diese Assoziation ist ausdrücklich an feuchtes und salziges Terrain gebunden, an welches sich dem Meere zu eine etwas salzige und feuchte Unterlage mit *Salicornietum fruticosae* anschliesst, während sich in der Zone, welche dem Meere am nächsten und periodischen Überschwemmungen ausgesetzt ist, also zugleich die Feuchteste ist, die Assoziation *Salicornietum herbaceae* ansiedelte. Auf diese Weise unterscheiden wir an niederen schlammigen Ufern eben 3 Gürtel, welche von der Feuchtigkeit und dem Salzgehalte des Bodens abhängig sind. *Artemisia caerulescens* nimmt den innersten Gürtel im Innern des Landes ein. So eine Gürtelung kommt besonders schön zum Ausdruck auf der Insel Pag (Dinjška bei Sv. Bartol, Bucht Vlačići). Alle diese drei Gürtelungen vereinigen sich in eine besondere Assoziationsordnung *Salicornietalia*.

	Sv Bartol am Dinj- sko polje Insel Pag	Sv. Duh Insel Pag	Sv. Duh Insel Pag	Wiesen südlich nach den Solien an Pag	Sto- brečko Blato	Sibenik B ad „Jadrija“
<i>Statice angustifolia</i>	2.2	2.2	1-2.2	3-4.3	3.2	2-3.2
<i>Artemisia caerulescens</i>	3.2	2.2	3.2	+ .2.1	1-2.1	1-2.2
<i>Atropis festucaeformis</i>	2-3.2			2.1	2.-3.2	2.2
<i>Salicornia fruticosa</i>	+ .2				1.2	+
<i>Inula crithmoides</i>	(+ .2)				+	1-2.1
<i>Juncus Gerardi</i>	+ .1					
<i>Juncus maritimus</i>					+ .2-3	+
<i>Cynodon dactylon</i>		+ .2				
<i>Lepturus incurvatus</i>		2.1		+ .2		
<i>Monerma cylindricum</i>		+ .1	+ rariss.	+ .1		
<i>Bromus erectus</i>		+ .1				
<i>Trifolium scabrum</i>		+ .1				
<i>Agropirum litorale</i>		+ .1	+ .1		+	+
<i>Carex extensa</i>						+
<i>Dactylis hispanica</i>		+ .1				+

Figur 1 auf Tafel IV stellt uns eine typische Assoziation *Staticeto Artemisietum caerulescentis* Horvatić⁴⁸ dar, aufgenommen in der Bucht Dinjiška bei Sv. Bartol.

Bestäubung. Die Verbreitung des Blütenstaubes bei *Artemisia caerulescens* geschieht gleich ebenso auch bei den übrigen Repräsentanten der Gattung *Artemisia* bzw. beim grössten Teil der Kompositen. Zur Zeit der Pollenreife ist der Griffel noch kurz und liegt mit seinem oberen Ende, an welchem er Fegehaare trägt, so dass er eben bis zur Basis der Antheren reicht. Die Narbenschkel sind zu dieser Zeit noch beisammen, aber die anfangs anliegenden

* Früher genannt (Horvatić 50) *Atropideto Staticetum serotinae*. Die neue Benennung wie auch die angeführten soziologischen Aufnahmen verdanke ich Herrn Dr. Horvatić, welcher mir sie freundlichst aus dem Manuskript seiner Monographie der Insel Pag zur Verfügung stellte.

Fegehaare gehen auseinander und stehen in einem Kranze seitwärts so ab, dass sie in der Mitte eine Art Schüssel bilden. Der Griffel streckt sich nachher und durchwächst die Antherenröhre, wobei er mit den Fegenhaaren den Blütenstaub aus den Antheren herausstosst. Zur Zeit der Herausstossung des Blütenstaubes sind die Narbeschenkel so eng zusammen gedrückt, dass sie den Eindruck machen als wenn sie zusammengewachsen wären. Im nächsten Stadium streckt sich der Griffel so viel, dass er die Korolle bedeutend überragt und erst jetzt öffnen sich die Narbeschenkel. Wenn einmal der ganze Blütenstaub aus den Antheren ausgepresst ist kommt es gleich zur Bestäubung durch den Wind wie auch zur Autogamie, welche im ersten Stadium ausgeschlossen ist, da die Narben noch geschlossen sind.

Während andere Repräsentanten der Familie der Kompositen durch Insekten befruchtet werden, bilden die *Ambrosiae* und einige *Artemisien* in dieser Hinsicht eine Ausnahme. *Artemisia caerulescens* ist auch eine anemogame Pflanze. Wegen unansehnlichen Blüten besuchen sie die Insekten überhaupt nicht und infolgedessen ist sie vorwiegend an Windbestäubung bzw. Autogamie angewiesen. So zeigt sie auch typische anemogame Anpassungen wie das Fehlen der Nektarien, eine verlängerte Narbe und besonders gebaute Mikrosporen, welche nicht fett und nicht klebrig sind, sondern eine trockene Oberfläche besitzen, fast rund sind so dass sie keine Ballen bilden und der Wind sie leicht zerstreut.

Verbreitung. Die Frucht der *Artemisia caerulescens* ist eine winzige einsamige Achäne ohne Pappus. Zur Zeit der Reife wird sie von Hüllblättern geschützt, welche, als die Achäne reif wird, etwas vertrocknen und abseits stehen, und so ein offenes Blütenköpfchen bilden. Durch so geöffnete Blütenköpfe fallen infolge der Windbeutelung die Achänen leicht aus und der Wind zerstreut sie auf alle Seiten. Das Ausfallen der Achänen verhindern hie und da welke Korollen, welche zwischen den Hüllblättern zusammengepresst bleiben.

Das Gewicht einer Achäne beträgt 0,55 bis 0,588 Milligramm (durchschnittlich bei 100 Achänen) bzw. 0,64 (durchschnittlich bei 10 Achänen). Diese Gewichte stellen Mittelwerte dar, welche ich durch Wiegen auf der analytischen Wage von 100 bzw. 10 Achänen erhalten habe. Wir können, also, sagen, dass das Gewicht cca 0,50—0,70 Milligramm beträgt, was in 1 Kg 150.000 Samen bedeutet. Wenn wir wissen, dass *Artemisia caerulescens* eine anemohore Pflanze ist, dass also der Wind ihre Samen verschleppt, so finden wir diese Zahlen ganz verständlich.

Keimung. Ungefähr in der ersten Hälfte Oktober reifen die ersten Achänen. Für meine Untersuchungen habe ich die ersten reifen Samen am 5. November von Individuen, welche im Botanischen Garten kultiviert waren, gesammelt. Die reifen Samen sind gleich ausgekeimt nachdem ich sie in der Petrischale auf feuchtes Filtrierpapier stellte. Sie keimten gleich beim Lichte wie im Dunkeln

auf, gewöhnlich in 3—4 Tagen bei einer Temperatur von 25° C. Demnach ist für ihr Aufkeimen keine Ruheperiode nötig. Dies ist wegen ungünstigen ökologischen Verhältnissen, besonders wegen dem Salzgehalte des Bodens, welcher sich infolge grosser Niederschläge im Herbste wie im Frühling bedeutend vermindert von Wichtigkeit.

Ich erwähne noch, dass ich auch eine besondere Erscheinung beobachten konnte, dass nämlich die Samen in einer Epruvete eingetaucht unterhalb des Wassers aufkeimten und submers längere Zeit assimilierten, was auch eine grosse Resistenz der Samen der Feuchtigkeit gegenüber zeigt. Die Kotyledonen solcher Keime waren bedeutend dicker als jene der normal ausgekeimten Pflanzen also hipertrophisch und der Keim selbst bedeutend kleiner.

Welche Resistenz die Achänen der *Artemisia caerulescens* gegenüber dem Salzgehalte des Mediums auf welchem sie auskeimen zeigen, d. h. bis zu welchem Grade sie Salz ertragen, habe ich nicht untersucht.

Ausser mit Samen lässt sich *Artemisia caerulescens* auch vegetativ mit Stecklingen vermehren. Wenn wir im Frühling einen kräutigen Spross abschneiden, so wird er in die Erde gesteckt in kurzer Zeit eine Wurzel entwickeln.

Chemischer Teil

Allgemeines. Wie ich in der Einleitung dieser Arbeit erwähnte, kommt Santonin in einigen Artemisien aus der Sektion *Scriphidium* und besonders in *Artemisia Cina* Berg vor. Da es den Chemikern noch nicht gelungen ist syntetisches Santonin zu erzeugen, so ist *Cina* noch heute die einzige Quelle für die Gewinnung dieser teureren Substanz. Infolge dessen wird *Cina* auch viel verfälscht, und es besteht eine ganze Reihe von Methoden welche zum Nachweise des Santonins in der Droge dienen.

Seit der Entdeckung des Santonins (1830) vergingen fast fünf Dezenien bis Dragendorff die erste Methode zum quantitativen Santoninnachweise ausarbeitete. Eine grosse Zahl von Forschern arbeitete seitdem neue Methoden aus oder verbesserte die alten. Dennoch, besitzen wir noch heute, 100 Jahre nach der Entdeckung des Santonins, keine vollkommene und einfache Methode für quantitative Santoninbestimmung in der Droge. Die Resultate aller Bestrebungen an diesem Gebiete sind zwei Methoden über welche wir heute verfügen, u. zw. die makrochemische und die mikrochemische Methode. Während die letzte nur dem qualitativen Nachweise dient, dienen die makrochemischen Methoden auch dem quantitativen Nachweis.

a) Histochemischer Teil. Für den histochemischen Nachweis des Santonins bestehen heute hauptsächlich zwei Methoden, u. zw. die Methode der Mikrosublimation und der Nachweis mittels Natriummethanol direkt auf den Blütenköpfchen bzw. an anderen Drogenteilen, in welchen Santonin vorkommt.

Die Methode der Mikrosublimation, welche zweifellos die einzige verlässliche Methode ist, hat mehrere Variationen. *Tunmann*, der als erster (1913) die Fähigkeit des Santonins aus der Droge zu sublimieren erwähnt, sublimiert direkt Blütenköpfchen und lässt das Sublimat 14 Tage stehen bis sich Kristalle ausscheiden. *Viehöver* (*An. of off. Agric. chem. V. 557. 1922*) bestätigt dasselbe, wie auch spätere Forscher. *Van Zijp* (112) befeuchtet das trockene pulverisierte Material mit wenig Wasser, trocknet im Exikator und sublimiert in besonderer Kammer. Diese besteht aus 3 mm dickem Glas welches in der Mitte eine runde Öffnung von 18 mm Durchmesser hat, und als Einlage zwischen zwei Objektträgern kommt, von welchen der Obere als Sublimatfänger dient. Mit einer solchen Kammer wird die Sublimation bei 135—140° 15—20 Minuten durchgeführt um auf diese Weise die gleichzeitige Sublimation des Artemisins auszuschalten, welcher das Santonin in *Artemisia Cina* begleitet und die spätere Identifikation des Mikrosublimates stört. *Herndlhofer* (45) sublimiert die Droge nicht direkt, sondern bereitet zuerst einen Benzolextrakt im Mikroexikator, welchen er dann sublimiert. Alle Sublimate, auf welche Art auch gewonnen, müssen auf die Identität geprüft werden. *Viehöver* führt zu diesem Zwecke zwei Reaktionen an, beide mit alkoholischer Furfuroschwefelsäure, welche nachdem das Alkohol abgedampft ist oder nach dem Erwärmen eine purpurrote Farbe gibt, welche über blauviolett und blau zuletzt einen schwarzen Niederschlag gibt. Da dieses Reagens für sich allein eine rote Farbe gibt, und da es bei kleinen Santoninmengen nur rote Farbe gibt, verwarf *Herndlhofer* dieses Reagens. Aus obigen Gründen habe ich dieses Reagens nicht benützt. Besser ist die Reaktion mit Jodwasserstoffsäure, welche etwas freies Jod enthält und welche *Wedekind* als erster makrochemisch einführte (*Archiv der Pharm. 1906, 244, p. 528*). Diese gibt mit Santonin Santoninhydroperjodid ($C_{15}H_{18}O_3$) $2 J_2 HJ$, grüne oder grün-gelbe, durchsichtige, grünviolette bzw. rote dichroitische Würfeln, Platten oder Zerrformen. Die Reaktion mit Natriummethanol (36) zur Identifikation des Santonins kommt nicht in Betracht aus Gründen, welche ich unten erwähne.

Ich habe mich zum histochemischen Nachweise des Santonins in *Artemisia caerulescens* beider Reaktionen bedient, d. h. der Mikrosublimation nach *Herndlhofer* und der Identifikation des Mikrosublimats mit Jodwasserstoffsäure. Für die Lokalisation habe ich Natriummethanol verwendet, welches zu diesem Zwecke *Gilg* und *Schürhoff* einführten (36).

Natriummethanol sollte zum direkten Nachweiss des Santonins im Gewebe ohne vorherige Sublimation dienen, also für die Lokalisation selbst. *Gilg* und *Schürhoff* empfehlen zur Identifikation des Santoninmikrosublimates »sehr starke methylalkoholische Kalilauge oder noch besser eine methylalkoholische Natriummethylatlösung«.

Die Letzte wird gewonnen indem man 10 gr des elementaren Natriums allmählich durch Kühlung oder am Rückflusskühler in 50 gr Methylalkohol löst. Auf diese Weise bereitetes Reagens gibt nach den Autoren mit Santonin »eine leuchtend karmoisinrote Färbung«, besonders schön tritt diese Verfärbung auf, wenn wir den Objektträger mit dem Mikrosublimat erwärmen und dann einen Tropfen des Reagens über das Sublimat gleiten lassen. Zur Lokalisation empfehlen die Autoren, dass wir das Objekt in einem grösseren Tropfen des Reagens einlegen, mit einer Deckglase bedecken und über eine kleine Flamme bis zum einmaligen Aufkochen erhitzen. Die Stellen, wo Santonin vorkommt wie z. B. »die Kompositendrüsehaare werden lebhaft ziegelrot gefärbt.«

Der letzten Methode habe ich mich vor allem bedient, um das Santonin im Gewebe der *Artemisia caerulescens* nachweisen zu können, wie auch zur Bestimmung der Zeit zu welcher es vorkommt. Wie ich in der Einleitung schon erwähnte, konnte ich den Herndlhoferschen Santoninbefund nicht bestätigen. Das negative Resultat meiner makrochemischen Untersuchungen im Bezug auf das Vorkommen des Santonins bei *Artemisia caerulescens* veranlasste mich die Verlässlichkeit der Natriummethanolreaktion zu prüfen. Für das Natriummethanol habe ich gefunden, dass es mit anderen Substanzen ähnlich wie mit Santonin reagiert.

Die Verlässlichkeit der Gilg-Schürhoff'schen Reaktion prüfend habe ich gefunden, dass dieses Reagens mit dem Produkte, welches ich auf makrochemischen Wege aus *Artemisia caerulescens* isolierte, und welches kein Santonin ist, eine ziegelrote Verfärbung gibt, ferner mit dem Mikrosublimat des Artemisins, welches mir E. Merck abgetreten hatte, eine intensiv karminrote Farbe, mit Santoninum recrystalisatum Merck aber eine mehr oder weniger orange Farbe, gleichfalls mit käuflichem Santonin anderer Provenienz. Nach den Autoren müsste also das Reagens mit Santonin »eine leuchtend karmoisinrote Färbung geben« die ich aber nicht erzielen konnte. Demgemäss sehen wir, dass eine rote Verfärbung in diesem Falle kein Kriterium für das Vorkommen von Santonin in der Droge sein kann. Ähnlich schreiben Brandrup (17) und Tunmann (97) für die alkoholische Lösung der Natriumlauge, welche früher zum Nachweis des reinen Santonins, wie auch jenes in der Droge, viel verwendet wurde.

»Ein Muster, das aus Köpfchen mit teilweise geöffneten Blüten bestand (von dem es noch fraglich bleibt, ob überhaupt Köpfchen der echten *Artemisia Cina* vorlagen) und welches nach dem mikroskopischen Befunde von Prof. Heyl, Darmstadt keine Spur von Santonin enthielt, gab mit weingeistiger Natrolange ebenfalls eine tief orangegelbe Färbung.«

Wir können also mit Rücksicht auf das Vorherige sagen, dass das Natriummethanol, welches eine methylalkoholische Lösung des Natriummethylates also, einigermaßen eine Variation der alkoholo-

lischen Natriumlaugelösung ist, nach obigem ein unverlässliches Reagens ist. Alles Gesagte dürfen wir nicht vergessen, wenn unten von Lokalisation gesprochen wird. Demnach bezieht sich die positive Reaktion mit Natriummethanol in meinem Falle nicht an das Vorhandensein des Santonins, sondern auf eine chemische Verbindung, welche eine ähnliche rote Verfärbung mit Natriummethanol gibt.

Zum Vergleiche benützte ich *Artemisia Cina*, welche an den Hüllblättern des ungeöffneten Blütenköpfchens und besonders bei den inneren Hüllblättern eine intensiv rote Farbe gibt, welche ich der Intensität nach bei *Artemisia caerulescens* kaum finden konnte und dies nur beim besten Material d. h. Anfang September. Wenn wir die Reaktion mit Natriummethanol bei *Cina* ausführen so gibt sie schon kalt ohne vorheriges Erwärmen eine rote Farbe, welche vor allem an Drüsenhaare und um sie, manchmal auch selbst an den Rand der Hüllblätter, wo sonst Drüsenhaare nicht vorkommen, jedoch aber irgendwelcher Kristall freien Santonins, lokalisiert ist. Hingegen konnte ich bei *Artemisia caerulescens* ohne vorheriges Erwärmen keine solche Verfärbung erreichen. Bei ihr ist die Verfärbung ausschliesslich an die untersten Etagen der Drüsenhaare lokalisiert. Hier sehen wir in den Zellen zu zwei oder mehrere grössere rote Flecken, welche uns zeigen, dass hier der Sitz einer dermalen noch nicht geprüften Substanz ist. Freie Santoninkristalle wie sie an den Hüllblättern der *Artemisia Cina* vorkommen konnte ich in keinem Falle bei der trockenen Droge der *Artemisia caerulescens* finden. Im Reagens färbt sich das Hüllblatt ohne vorheriges Erwärmen gelb. Was die Intensität der Verfärbung anbelangt, konnte ich an verschiedenem Materiale und an verschiedenen Teilen der Pflanze (Blatt, Hüllblatt, Blütenachse) alle Übergänge von intensiv gelber bis über orange auf rote und letztens auch rot- und schmutzig braune Farbe beobachten.

Wie bekannt kommt Santonin bei *Artemisia Cina* nur in den Drüsenhaaren vor. So konnte ich auch überall wo diese vorkommen auch bei *Artemisia caerulescens* zur Zeit der Blüte mehr oder weniger eine positive Reaktion erreichen, so an den Hüllblättern, an den Blütenachsen und ihren Verzweigungen, ferner an den unteren Blättern an der Ober- und Unterseite, am Blattstiele, an den Laziolen der gefiederten Blätter, wie auch an den linealen Blätter an der Vegetationspitze. Nur an den Blüten konnte ich keine solche Verfärbung erreichen, woraus ich auf eine positive Reaktion schliessen könnte. Ich prüfte das Material verschiedener Individuen aus verschiedenen Lokalitäten, beide ökologische Formen abgesehen, Blütenköpfe vor der Spitze des Besens, aus der Mitte wie auch jene aus den unterem Teile, ferner frisches, halbtrockenes und ganz trockenes Material und konnte in dieser Beziehung keine Unterschiede feststellen. Das frische Material, welches aus dem botanischen Garten in Zagreb stammte, reagierte ebenso wie auch das trockene von der Insel Pag. In gleicher Weise reagierten auch die Blütenköpfchen von jenen Blütenbesen, welche um frisch zu bleiben

mehrere Tage im Wasser gehalten wurden. Nur zur Zeit der Blüte also Ende August und im Laufe September habe ich eine positive Reaktion bekommen. Im Oktober als die Pflanze abblühte war die Reaktion an allen erwähnten Teilen negativ. Die besten Reaktionen habe ich in der ersten Hälfte September und zwar an den mittleren und unteren Hüllblättern erreicht. Ich konnte ferner bestimmen, dass die Intensität der Reaktion nicht viel davon abhängt, ob das Blütenköpfchen noch geschlossen ist oder aus ihm schon Blüten hinausragen. An den Letztgenannten war die Reaktion stets negativ, nur in einigen Fällen konnte ich bei den Drüsenhaaren an den Korollezipfeln eine schwache Verfärbung wahrnehmen. Bei den Knospen wie auch bei entwickelten Blüten war die Reaktion negativ. Am markantesten ist sie an den Drüsenhaaren der Hüllblätter, während wir bei den übrigen Organen wo Drüsenhaare vorkommen nur von Spuren sprechen können. Alle Reaktionen führte ich mehrmals aus. Bei den Samen konnte ich ebenfalls keine positive Reaktion erreichen. Schon nach dem Ausfall dieser qualitativen Untersuchungen und nach dem Vergleiche mit jenem bei *Cina* könnten wir schliessen, dass bei *Artemisia caerulea* kaum die Rede von Santonin sein kann. Eine definitive Antwort aber konnte nur die Prüfung mit Mikrosublimation geben.

Hern d l h o f e r, welcher als erster auf das Santonin bei *Artemisia caerulea* aufmerksam machte, bediente sich zum Santoninnachweis nur mikrochemischer Methoden. Er pulverisierte cca 20 Blütenköpfchen, extrahierte im Mikroextraktor mit einigen ccm Benzol, filtrierte durch und das Filtrat liess er ausdunsten. Den Rückstand d. h. das Extrakt übertrug er nachher in die kleine Kupferschale des Klein-Werner'schen Mikrosublimationsapparates (57 p. 316) sublimierte und überkristallisierte das Sublimat mit Benzol. Auf diese Weise bekam er »grosse gelbe Kristallsäulen, welche nicht nur der Form nach dem reinen Santonin ähnlich sind sondern sich auch sehr dem Vergleichschmelzpunkte nähern«. Bei dem Mikrosublimat bestimmte Hern d l h o f e r den Mikroschmelzpunkt mittels Mikroschmelzpunktbestimmungsapparates nach Klein und zur Kontrolle der Identität bediente er sich noch der Jodwasserstoffsäure, welche etwas freien Jod enthielt. Ausserdem bediente sich Hern d l h o f e r noch der Mischsublimaten, welche er so bereitete, dass er auf das Sublimat das aus der Droge gewonnen wurde noch reines Santonin sublimierte und dies alles mit Benzol überkristallisierte. »So bildeten sich kleine Kristalle, aber man konnte keine Unterschiede zwischen den Kristallen vorfinden.« Diese Mischkristalle dienten Hern d l h o f e r zur Schmelzpunktbestimmung. Wie aus seiner Arbeit ersichtlich ist, scheint es dass er sich dessen nur bei *Artemisia Cina* bediente und es ist nicht klar ob sich dies auch auf andere Arten, welche er untersuchte, bezieht.

Auf diese Weise untersuchte Hern d l h o f e r 19 verschiedene *Artemisia*-Arten, unter welchen aus der Sektion *Seriphidium Artemisia Cina*, *maritima*, *gallica* und *caerulea* waren. Von diesen

19 Arten enthält ausgenommen *Artemisia Cina* nach ihm »nur noch *Artemisia caerulescens* (Blüten) zweifellos Santonin, aber weniger als *Artemisia Cina*«.

Ausserdem ist *Artemisia caerulescens* »die einzige Art, welche deutliche Kristalle gab.«

Um den Befund *Herndlhofers* zu prüfen bediente ich mich derselben Methode wie er, prüfte jedes Sublimat mit Jodwasserstoffsäure, nur bestimmte ich nicht den Mikroschmelzpunkt, da mir kein Apparat nach *Klein* zur Verfügung stand. Hingegen bestimmte ich den Makroschmelzpunkt des Produktes, welches ich auf makrochemischem Wege mit Chloroform gewonnen habe. Statt mit Mischsublimaten verglich ich die aus *Artemisia caerulescens* gewonnenen Sublimate mit den abgesonderten Mikrosublimaten des *Santoninum recrystalisatum Merck*.

Auch hier prüfte ich der Komparation wegen erstens Blütenköpfe der *Artemisia Cina*, aus welcher ich Kristalle gewann, welche vollkommen oder teilweise den Kristallen im Mikrosublimat des reinen Santonins gleich waren und mit Jodwasserstoffsäure schöne grüne bzw. grünlichrote dichroitische Würfeln gaben. Bei *Artemisia caerulescens* bekam ich durch Sublimation des Extraktes kleinere oder grössere, lange oder schmale prismatische Formen, welche nicht einmal mit Jodwasserstoffsäure reagierten, wie dies bei den Kristallen durch Sublimation aus *Cina*extrakt gewonnen d. h. wie bei Santonin, der Fall ist. Diese Untersuchungen wiederholte ich bei *Artemisia caerulescens* 15mal aber immer mit negativem Resultate. Später extrahierte ich im Mikroextraktor grössere Mengen der Droge und sublimierte grössere Quantums des so gewonnenen Extraktes in der *Mollisch-Kammer* (69) und im *Klein-Werner'schen* Apparate in Temperaturgrenzen zwischen 130—165° C, aber immer mit negativen Resultate. Wie *Herndlhofer* bekam auch ich sehr schöne und klare Kristalle, aber diese konnte ich nicht als Santonin identifizieren. Die Jodwasserstoffsäure, welcher ich mich bediente, stammte von *Merck*, ferner von *Schöring & Kahlbaum* und enthielt freies Jod. Auch bereitete ich allein ganz frische Jodwasserstofflösung nach *Vanino* (98). Ich betone, dass ich mit allen diesen Reagenzien bei reinem Santonin wie auch bei jenem nach der Methode von *Herndlhofer* aus *Cina* gewonnenen mehr oder weniger dichroitische Kristalle erzielen konnte, während ich bei *Artemisia caerulescens* dies nicht einmal erreichte.

b) *Makrochemischer Teil*. Ohne Rücksicht auf die vorherigen negativen histochemischen Resultate in Bezug auf das Vorkommen des Santonins in *Artemisia caerulescens* führte ich mehrere makrochemische quantitative Analysen aus, welche heute zum quantitativen makrochemischen Santoninnachweise in der Droge dienen.

Die analytische Chemie verfügt heute über zwei verschiedene Arten zum quantitativen Santoninnachweis in der Droge u. zw. über die titrimetrische und gravimetrische Methode. Die erste Methode wurde von Kariyone und Kimura (53) ausgearbeitet und beruht auf dem Prinzipie dass sich Santonin als Laktone unter den Einflüsse der Alkalien hydratisiert und Santoninsäure gibt, welche als eine einbasige Säure 1 Molekül Lauge bindet. Soviel diese Methode auch teoretisch richtig ist, ebensoviel kommt sie praktisch zum Santoninnachweis in der Droge nicht in Betracht, da die Extraktionsmittel wie dies Chloroform und ähnliche sind, mit welchem das Santonin der Droge entzogen wird, Harze und andere Substanzen, welche nebst Santonin in der Pflanze vorkommen, lösen und diese mit Laugen als Säuren reagieren. Die Resultate, also, gewonnen durch diese Methode, geben immer zu hohe Werte, worauf schon Favrel, Langer, Burlage und andere (19, 27, 28, 60) aufmerksam machten.

Die zweite ist die gravimetrische Methode, welche hauptsächlich darin besteht, dass man das Santonin mit irgendwelchem organischen Lösungsmittel der Droge entzieht. Bei diesem Vorgange übergehen gleichzeitig Harze, ätherische Oele, Fette, Chlorophyll, in die Lösung was alles, wenn man durch Destillation die Extraktionsflüssigkeit entfernt, mit dem Santonin in Form eines harzigen Extraktes zurückbleibt. Das zurückgebliebene Extrakt wird mit Alkalien und Wasser behandelt, wobei Balastprodukte grösstenteils ungelöst bleiben, während das Santonin in die Lösung übergeht. Durch Ansäuern dieser Lösung befreit sich wieder das Santonin, welches man auf verschiedene Weisen extrahiert, reinigt und wiegt. Für die gravimetrische Bestimmung bestehen heute mehrere Vorschriften. Die erste solche Vorschrift arbeitete 1878 Dragendorff (23) aus. Ihm folgten 1885 Flückiger (31), 1897, 1899 und 1900 Thaeter (91, 93), 1899, 1900 Katz (54, 55), 1910 Görlich (40), 1912 Fromme (35), 1923 Berg (10), 1924 Schapp (79), 1925 Feldhoff (29), Eder und Schneider (25), 1926 Vogtherr (101), 1930 Janot und Mouton (51), 1931 Burlage (19), 1932 Fernandez und Socias, 1932, 1933 Couatts (22), Massagetov (67) und Graff.

Fast alle diese Methoden stimmen im Grude mehr oder weniger mit obiger Beschreibung überein. Ich muss betonen, ohne hier in eine Vergleichsdarstellung der Vorzüge einer analytischen Methode vor der andern einzugehen, dass sich die Methode welche Massagetov ausarbeitete, wesentlich von den übrigen unterscheidet und zugleich die geeignetste zum quantitativen Santoninnachweis in der Droge ist, u. zw. aus folgenden Gründen. Vor allem berücksichtigt sie Harze, welche jetzt in grösseren dann in kleineren Mengen in der Droge vorkommen, wie auch die Löslichkeit des Santonins in ihnen, worüber keine der übrigen Methoden Aufschluss gibt. Bei der Mehrzahl der übrigen Methoden wird das Santonin aus der Droge

durch ein geeignetes Lösungsmittel getrennt, in welchem Harze ungelöst bleiben, das Santonin aber auskristallisiert. Gerade die Löslichkeit des Santonins in den Harzen und dieses Prinzip der Santonintrennung von den Harzen ist der Grund, dass sich das Santonin niemals quantitativ ausscheidet. Dem beugte Massagetov so vor, dass er das Santonin nicht mit organischen Lösungsmitteln ausscheidet, welche gleichzeitig Harze, ätherische Öle und Chlorophyll lösen, und er gebraucht Wasser und eine schwache Base um in der Lösung vor allem das ganze Santonin und dann je weniger andere Dinge zu bekommen. Das Kalziumhydroxyd, welches im warmen Wasser ein leicht lösliches Kalziumsalz gibt, erwies sich in der Praxis als die geeignetste Base. Ein bestimmten kleinen Teil der Harze von sehr saurem Charakter, welcher sich dennoch nebst Santonin ausscheidet, und welcher in mancher Beziehung sehr ähnlich dem Santonin reagiert und die Hauptschwierigkeit bei der Analyse bildet, trennt Massagetov nach dem Prinzip welches schon Vogtherr (101) anwendete. Dieses besteht darin, dass Harze gelöst in irgendeinem organischen Lösungsmittel bei der Trennung mit alkalischen Wasserlösungen in Salze übergehen, während das Santonin als Lakton viel schwerer übergeht, da es früher verseift werden muss. Vogtherr prüfte den quantitativen Grad der Extraktion des Santonins aus Chloroformlösung mit schwacher Lösung von Natronlauge und fand, dass nur sehr kleine Mengen Santonin extrahiert werden, welche praktisch nicht in Rechnung kommen, falls die Lösung des Santonins von schwacher Konzentration ist. Eine etwas unerwartete Erscheinung, wenn wir wissen, dass das Santonin einen Säurecharakter besitzt, welches Massagetov geschickt in seiner Methode anwendete. Auf diese Weise kann man nach der Methode Massagetov verhältnismässig kleine Mengen Santonin in der Pflanze d. h. bis zu 0,2% nachweisen, während dies nach der Methode Katz und Fromme unter 1% nicht möglich ist. Ausserdem ist die Methode Massagetov verhältnismässig einfach und man erzielt schneller das Resultat und was wichtig ist, man bekommt mit etwas Mühe ein verhältnismässig reines Produkt mit genauem Schmelzpunkte von 170°. Für meine Untersuchungen kam nur diese Methode in Betracht, da sie einen Nachweis auch kleinerer Mengen Santonins von 0,2% ermöglicht, wenn man das Ausgangsmaterial für die Analyse vergrössert. Der Gang der Methode ist folgender:

»5.0 Blütenköpfe oder bei geringem Santoningehalt eine entsprechend grössere Menge derselben oder eines anderen Pflanzenteils werden zerkleinert, in einem Mörser mit 1.0 gelöschtem Kalk verrieben und in einem Becherglase oder Erlenmeyerkolben mit 250 ccm Wasser 10 Min. lang gekocht dann wird sogleich durch einen Büchnertrichter filtriert und der Rückstand mit heissem Wasser ausgewaschen bis das Gesamtfiltrat etwa 500 ccm beträgt. Das noch warme Filtrat wird in einen Scheidetrichter gegeben und mit 20 ccm Salzsäure (1.12) angesäuert. Nach dem Erkalten wird

mit 50, 30 20 und 20 ccm Chloroform jedesmal unter energischem Schütteln extrahiert. Die Chloroformauszüge werden in einen anderen Scheidetrichter filtriert und mit 50 ccm einer etwa 4%-igen Ätznatronlösung ausgeschüttelt. Die Chloroformlösung wird abgelaassen, mit 0.1 bis 0.2 Tierkohle geschüttelt und in einen 300 ccm Erlenmeyerkolben filtriert. Das Chloroform wird auf dem Wasserbade abdestilliert, der Rückstand in 1 bis 2 ccm Alkohol gelöst, 100 ccm kochendes Wasser zugegeben die Lösung auf 50 bis 70 ccm eingekocht und an einem kühlen Ort zu Kristallisation hingestellt. Nach 16 bis 24 Stunden wird filtriert, Filter und Kolben bei 100 bis 105° getrocknet, die Kristalle in wenig Chloroform gelöst, die Lösung mit einem gewogenen Kolben abgedampft, wieder bei 100 bis 105° getrocknet, im Exsikator abgekühlt und gewogen. Zu dem erhaltenen Santonin wird die im Filtrat gelöst gebliebene Menge (0.0002 pro 1 ccm) hinzugezählt. Die Summe mit 20 multipliziert ergibt den Prozentgehalt. Der Schmelzpunkt der erhaltenen Kristalle ist der des reinen Santonins (168 bis 170°).«

Um mich von der Richtigkeit obiger Methode überzeugen analysierte ich vor allem *Artemisia Cina*, und bekam ein Produkt mit dem Schmelzpunkte von 170°, weit reiner als ich es nach der Methode K a t z und F r o m m e oder G ö r l i c h erzielen konnte. Nachdem analysierte ich *Artemisia caerulescens* mit dem Unterschiede, dass ich die Ausgangsmenge der Droge von 5 auf 15 gr. und später auf 50 gr. vergrößerte. Die Droge welche ich analysierte stammte von der Insel Pag, also von natürlicher Lokalität und bestand aus noch geschlossenen Blütenköpfchen, gesammelt anfangs September (5. IX. 1932) also zur Zeit als nach meinen Untersuchungen die Köpfchen die stärkste Reaktion mit Natriummethanol zeigten. Die Droge war lufttrocken, gesiebt durch ein Sieb von 1024 Löcher auf 1 cm² (Muster A) und durch ein Sieb von 225 Löcher auf 1 cm² (Muster B). Alle Proben waren am selben Tage ausgewogen (bei einer Zimmertemperatur von 20° C und 25° Luftfeuchtigkeit), um nach Möglichkeit die Differenz im Quantum des Ausgangsmaterials mit Rücksicht auf Feuchtigkeit zu vermeiden, da ich die Prozente der Feuchtigkeit nicht berechnete. Demnach beziehen sich die folgenden Resultate auf die Droge bei Zimmertemperatur getrocknet, und nicht auf die trockene Substanz.

Muster A (Sieb mit 1024 Oeffnungen auf 1 cm²)

Probe	A 1	A 2	A 3	A 4	Mittelwert
Prozent der ausgeschiedenen Substanz in gr	2,22	2,18	2,20	2,23	2,20

Muster B (Sieb mit 225 Löcher auf 1 cm²)

Probe	B ₁	B ₂	B ₃	B ₄	Mittelwert
Prozent der ausgeschiedenen Substanz in gr	1,26	1,32	1,32	1,55	1,33

Aus obigen Tabellen sehen wir, dass die feiner zerkleinerte Droge viel grössere Werte gibt, was auch verständlich ist, denn sie enthält zweifellos mehr Drüsenhaare in welchen die Substanz, welche ich auf makrochemischem Wege isolierte, vorkommt.

Um die Identität der isolierten Substanz auf Santonin zu prüfen, bediente ich mich der verlässlichsten und einfachsten Art d. h. der Schmelzpunktbestimmung. Das reine Santonin hat einen Makroschmelzpunkt bei 170°, während das Produkt aus *Artemisia caerulea* anfangs bei 202° schmolz. Offenbar war das kein Santonin, denn vorausgesetzt den Fall, dass sich im isolierten Produkt neben Santonin auch Artemisin d. h. Oxysantonin, welches M e r c k aus *Artemisia maritima* isolierte, befand, wäre der Schmelzpunkt des Santonins als eines verunreinigten Produktes niedriger als 170° und ebenso wäre es mit Artemisin, welches bei 200 bzw. bei 202° schmilzt. Da mein Produkt nicht ganz rein war, habe ich es abermals in Chloroform gelöst, mit Kohle gereinigt und mehrmals aus Chloroform unkristallisiert. So bekam ich einen Schmelzpunkt in Grenzen zwischen 208—209°, welcher auch nach siebenmaliger Untersuchung übereinstimmte.

Weder nach der Methode von K a t z und F r o m m e noch nach der Methode G ö r l i c h konnte ich Santonin aus *Artemisia caerulea* ausscheiden. Es entfällt also der eventuelle Einwand, dass ich mich nur einer Methode u. zw. einer neuen d. h. M a s s a g e t o v s Methode bediente, welche vielleicht noch nicht genügend geprüft und verlässlich ist, und dies umsomehr da ich mit derselben Methode bei *Artemisia Cina* ein befriedigendes Resultat erzielte d. h. reines Santonin mit dem Schmelzpunkte von 170°, während die Methode K a t z und F r o m m e, sowie die Methode G ö r l i c h auch bei grosser Achtung kein reines Produkt ergeben.

Wenn auch der Schmelzpunkt ein genügendes Kriterium für Identifikation eines bestimmten chemischen Körpers ist führte ich doch mit der ausgeschiedenen Substanz noch drei qualitative Reaktionen aus, zwei auf Santonin und eine auf Artemisin und prüfte auch das Mikrosublimat mit Jodwasserstoffsäure als den verlässlichsten Reagens auf Santonin.

Die Pharmakopoen schreiben als Makroreagens zur Identifikation des Santonins folgende Reaktion vor, welche nach B e r n h a r d t etwas modifiziert ist. (Latvijas Farm. Zurnals 1925, p. 144; Ref. Pharm. Monatshefte 1926, p. 164): 0,01 g Santonin löst man in einer Epruvete mit wenig Alkohol auf, gibt 1 cm

konzentrierter Schwefelsäure hinzu, 1 ccm Wasser und einen Tropfen Eisenchloridlösung (1 : 10). Alles wird am Wasserbade erwärmt. Ist Santonin anwesend so wird sich die Flüssigkeit rotviolett färben. Mit dieser Reaktion gaben:

Santoninum puriss. albiss. recryst. Merck	rot violett
Käufliches Santonin	rot violett
Artemisin Merck	gelb braun (orange braun)
Das isolierte unreine Produkt aus <i>Artemisia caerulescens</i>	schmutzig bordeaux rot
Das Produkt aus <i>Artemisia caerulescens</i> rekristallisiert	Weichselrot

Die zweite makrochemische Reaktion, welche ich zum Nachweise des Santonis benützte, ist jene von *Mindes* (68). 0,02 g Santonin übergiesst man in einer Epruvette mit 1 ccm 10% Natronlauge, und füllt mit Wasser bis 10 ccm an, gibt 3 Tropfen konzentrierte Schwefelsäure hinzu und erwärmt bis sich alles löst. Wenn wir der warmen Lösung eine 1% Kalipermanganatlösung zusetzen, wird sich die Flüssigkeit in der Epruvete anfangs blaugrün, dann schmutzigrün und nachher braun färben. Nach einigen Minuten wird sich ein schokoladbrauner Niederschlag ausscheiden, während die Flüssigkeit farblos bleibt. In Abwesenheit des Santonins bleibt in obiger Mischung auch die obenerwähnte Reaktion aus. Mit dieser Reaktion gaben:

Santoninum puriss. albiss. recrystal-	} grüngelbe, grüne, braune Farbe letztens ein schokolad-
lisatum Merck	
Käuflicher Santonin	} brauner Niederschlag
Artemisin Merck	
Das recryst. Produkt aus <i>Artemisia caerulescens</i>	
	} anfangs gelbe Farbe, welche sich später mit jener des Santonins ausgleicht d. h. sie wird bräunlich, aber ohne vorherigen Übergang ins grüne. Zuletzt scheidet sich ein schokoladbrauner Niederschlag aus.

Wir sehen also, dass sich bei erster Reaktion das Produkt aus *Artemisia caerulescens* ähnlicher dem Santonin verhält, während es sich bei der Reaktion nach *Mindes* wie das Artemisin verhält.

Die Reaktion auf Artemisin, indem man 0,10 g der Substanz mit 1 g Natriumcarbonat und 4 ccm Wasser erwärmt, wobei eine karminrote Farbe entsteht, welche in einer Minute verschwindet, fiel bei meiner Reaktion negativ aus.

Das Mikrosublimat des reinen Produktes durch Makroextraktion gewonnen gibt mit Jodwasserstoffsäure keine für das Santonin charakteristische Reaktion. Die Kristalle, welche ich durch Mikrosublimation in der *Molisch*-Kammer gewonnen habe, sind prismatische Säulen verschiedener Grösse (Tafel III, Fig. 3—6). Es gibt alle Übergänge von wie Nadel schmalen und kleinen qua-

dratischen flachen bis zu grossen prismatischen Plattenformen. Sie erreichen eine Breite von $5,34 \mu$, bei einer Länge von $157,53$, $178,90$, $533,44 \mu$ oder $9 \times 53,50$ bis maximal $216,70 \times 1867 \mu$. An den Enden sind sie manchmal wie eingeschnitten. Die Kristalle stimmen auch der Form nach nicht mit jenen des Santonins welche auf gleiche Weise gewonnen sind, überein.

Vorausgesetzt die Möglichkeit, dass das Santonin doch in kleinen Mengen vorkommt und dass es aus der Chloroformlösung beim Reinigen mit Kohle verloren ging — es ist nämlich aus den Untersuchungen von Th a e t e r und Beckurts bekannt, das man zur Reinigung bei quantitativer Analyse keine grosse Mengen Kohle verwenden darf, weil hiemit die Santoninpartikel gefällt werdenversuchte ich zweimal das Produkt, welches ich aus der Chloroformlösung nach der Methode M a s s a g e t o v aber ohne vorherige Reinigung mit Kohle gewonnen habe zu mikrosublimentieren und eine weitere Identifikation desselben mittels Jodwasserstoffsäure vorzunehmen. In beiden Fällen war das Resultat negativ.

Ausser den Methoden von K a t z und F r o m m e, G ö r l i c h und M a s s a g e t o v bediente ich mich noch einer, welche mir von der wissenschaftlichen Abteilung der Firma E. M e r c k, Darmstadt, mitgeteilt und anempfohlen wurde und welche sich nur insoferne von der Methode M a s s a g e t o v unterscheidet, indem die Extraktion mit Aether durch 6 Stunden in Soxhlet durchgeführt wird. Das von Aether befreite Extrakt wird in Wasser gekocht, welchem 2 Gramm Kalziumoxyd zugegeben werden. Im weiteren stimmt diese Methode ganz mit jener M a s s a g e t o v s überein.

Es ergaben sich keine Unterschiede im Produkte ausser quantitative, welche ich hier da ich keine Kontrollresultate habe, nicht mitteile.

Auf Grund obiger Untersuchungen sehen wir, dass sich die isolierte Substanz aus *Artemisia caerulea* ähnlich wie Santonin verhält d. h. dass sie sich aus der Droge ausscheidet indem sie mit Kalziumhydroxyd eine Kalziumverbindung bildet, welche sich mit Säure spaltet und sich aus saurer Lösung gleich wie das Santonin mit Chloroform extrahieren lässt. Sie löst sich in Aether, Chloroform, Benzol, Azeton, Petrolaether, im absoluten Alkohol, schwer im warmen Wasser und nicht in Xylol. In Jodwasserstoffsäure geht das Mikrosubliment in ölige Tropfen über. Die Substanz sublimiert, ist weisser Farbe, am Lichte wird sie erst durch längeres mehrtägiges Stehen schwach gelb, während das Santonin dem direkten Sonnenlichte ausgesetzt schnell gelb wird, indem es das Chromosantonin bildet. Gleich wie das Santonin ist auch diese Substanz in der Droge in Drüsenhaaren lokalisiert und kommt nur zur Zeit vor dem Aufblühen vor, grösstenteils an aufgeblühten Blütenköpfchen. Die Substanz ist ohne Geschmack, während das Santonin nur im Anfange so ist, später aber bitter wird. Sie unterscheidet sich noch darin, dass sie in der Droge mit Natriummethanol erst durch Erwärmen

eine orangerote Farbe gibt, während Santonin in *Artemisia Cina* dies ohne vorheriges Erwärmen gibt.

Auf die weiteren systematisch-chemischen Untersuchungen der isolierten Substanz will ich hier nicht eingehen, da ich sie als Gegenstand einer separaten Arbeit behandeln will. Auf Grund meiner bisherigen Untersuchungen kann ich mit Sicherheit sagen, dass Santonin in *Artemisia caerulescens* nicht vorkommt. Wenn ich es auch auf makrochemischen Wege wegen eventueller minimaler Menge nach den heutigen Methoden nicht isolieren konnte, so müsste ich es zweifellos nach den mikrochemischen Methoden nachweisen, also mit denselben deren sich E. Herndlhofer bediente d. h. durch Mikrosublimation und der Identifizierung mit Jodwasserstoffsäure. Die isolierte Substanz ist kein Santonin, wenn sie auch in vielem dem Santonin ähnlich ist. Sie stellt zweifellos einen neuen chemischen Körper, der bei *Artemisia caerulescens* vorkommt, dar.

Im Jahre 1911 hatten Schimmel & Co in Miltzt bei Leipzig aus *Artemisia caerulescens* ein ätherisches Öl ausgeschieden. Die Droge welche ihnen als Ausgangsmaterial diente stammte aus Torino und es ist nicht ausgeschlossen, dass dies *Artemisia caerulescens* L. war. Da ich selbst kein ätherisches Öl aus *Artemisia caerulescens* ausschied zitiere ich nebenbei die Angaben aus Schimmels Bericht für das Jahr 1911.

»Bei Zimmertemperatur bildet es eine bräunliche, mit Kristallen durchsetzte, butterartige Masse, die erst zwischen 35 und 40° zu einer hellbraunen Flüssigkeit geschmolzen ist. Von Konstanten wurden ermittelt: d_{40}^0 0,9179, n_D^{20} — 5° 50', S. Z. 11,3 E. Z. 42,0 unlöslich in 80%igem Alkohol, löslich in jedem Vol. 90%igen Alkohols unter Abscheidung von fester Substanz. Die aus dem Öl isolierten Kristalle bildeten nach dem Umkristallisieren aus Alkohol feine weise, geruchlose Nadeln, die bei 108° schmelzen.«

Die chemische Natur dieser Kristalle hat Schimmel nicht näher untersucht. (Schriftliche Mitteilung v. 20. VII. 1933.)

Ich füge bei, dass die Droge, welche ich untersuchte einen angenehmen Geruch hatte, welches etwas an Eukalyptol erinnerte. Der Duft ist besonders intensiv, wenn man die trocknene Blütenköpfchen zerbröckelt. Auch in frischem Zustande duftet die Pflanze angenehm. Die Meinung Fioris (30) in seiner Diagnosis dass *Artemisia caerulescens* einen unangenehmen aromatischen Geruch besitzt ist ganz subjektiv, was bestens die Tatsache zeigt, dass jeder, welcher zur Zeit meiner Untersuchungen als ich die Droge siebte in das Laboratorium kam nur einen angenehmen Geruch spürte.

Anhang

Artemisia caerulescens wurde als anthelminticum, febrifugum und emenagogum in der Volksmedizin verwendet. In der Einführung habe ich schon erwähnt dass dies bereits Visiani und

Haračić anführen. Als anthelmintische Droge führt sie auch L. Pagliani (72, p. 26) an: »Esercita un'azione vermifuga analoga alla santonina...« (»Sie hat eine vermifuge Wirkung analog dem Santonin...«). Auf der Insel Pag wo bis vor kurzem Malaria sehr herrschte ist sie als Vermifugum und Anthelminticum bekannt. Wir sehen, also, das *Artemisia caerulescens* Linné trotzdem kein Santonin in ihr vorkommt als Anthelminticum gebraucht wird. Dies wird uns nicht wundern wenn wir wissen, dass auch andere Repräsentanten der Gattung *Artemisia* in der Volksmedizin als Anthelmintica Verwendung finden wie z. B. *Artemisia Herba alba* Asso (106), *Artemisia vulgaris* var. *parviflora*, *Artemisia Absinthium*, *Artemisia Santonica* L., *Artemisia anthelmintica* (american wormseed 96), *Artemisia tridentata* (63) u a. (Einige führen sogar den deutschen Namen Wermuth für verschiedene Artemisien von lateinischen Worte vermis = Wurm aus). Wir wissen dass Drogen mit ätherischen Ölen in der Volksmedizin sehr oft gegen alle Arten der Darmparasiten Verwendung finden. Dass sind vor allem die schon erwähnten Artemisien, ferner von den Kompositen noch *Tanacetum*, von den Liliaceen *Allium sativum* und *Allium Ccra*. Auch bei *Artemisia Cina* wo verhältnismässig viel Santonin vorkommt welches noch von Alms als das anthelmintische Prinzip der *Cina* betrachtet wurde ist Wasicki (105) der Meinung dass das ätherische Öl vielleicht die Wirkung des Santonins unterstützt. Chopra und Chandler (20) führen vielmehr bei den Wirkungsstoffen der *Artemisia Cina* das ätherische Öl nebst Santonin an. Von diesen Standpunkte aus wäre es notwendig das ätherische Öl chemisch und pharmakologisch näher zu prüfen wobei man gleichzeitig der pharmakologischen Wirkung der Substanz welche ich aus *Artemisia caerulescens* isolierte und welche zur Zeit noch nicht chemisch untersucht ist, Aufmerksamkeit schenken müsste. Wenn es sich durch pharmakologische Untersuchungen herausstellt dass *Artemisia caerulescens* eine wertvolle Droge ist, so könnte man sie leicht an verhältnismässig grossen und unausgenützten Oberflächen neben den Salmen an der Küste der Adria kultivieren, wofür die schnelle und leichte Vermehrung durch Stecklinge günstig wäre. Dies würde im positiven Falle eine neue Erwerbsquelle der Küstenländer werden. Wir sehen also dass chemische und pharmakologische Untersuchungen in erster Reihe der Gegenstand weiterer Untersuchungen der *Artemisia caerulescens* sein sollten. Meine Aufgabe und meine Absicht waren hier *Artemisia caerulescens* L. nur vom pharmakobotanischen Standpunkte aus zu bearbeiten ohne derzeit auf nähere chemische und pharmakologische Fragen einzugehen.

Am Ende möchte ich noch auf eine Eventualität welche nicht ausgeschlossen ist aufmerksam machen. Es ist bekannt dass *Flores cinae* zu den teuersten Pflanzendrogen gehören, was der Grund häufigen Verfälschung der *Cina* ist. Aus der Literatur ist eine grosse Menge von Verfälschungsfällen mit verschiedensten Dingen bekannt und nebst übrigen auch mit anderen *Artemisien*, welche kein Santonin

enthalten. Das Erkennen einer solchen Droge besonders, wenn sie gepulvert ist, ist oft nicht leicht. Der Umstand, dass die ungeöffneten Blütenköpfchen der *Artemisia caerulescens* jenen der *Cina* ziemlich ähnlich sind, dass z. B. die Grösse des Polenkorns sich innerhalb fast gleicher Grenzen wie jene von *Cina* bewegt, ferner der gleiche Bau der Haare mit sehr langen Fortsätzen (Zörnig, Thoms, Wallis et Mowat 104) wie der Drüsenhaare und ausserdem der Umstand dass in *Artemisia caerulescens* eine Substanz vorkommt, welche sich, wie gezeigt wurde, gegen viele Reagenzien ähnlich wie Santonin verhält, lässt die Möglichkeit einer Verfälschung der *Cina* mit *Artemisia caerulescens* zu. Allerdings lässt sich durch exakte chemische Untersuchungen in jedem Falle der Wert der Droge feststellen, doch der praktische Apotheker wird selten über die nötige Apparatur und Utensilien die zu diesem Zwecke notwendig sind, verfügen. Ich mache aufmerksam dass zur schnellen Orientierung der Duft der Droge dienen kann, welcher wie bekannt bei *Cina* spezifisch und charakteristisch ist.

Zusammenfassung

Die Resultate der vorliegenden Untersuchungen lassen sich schwer kurz zusammenfassen, jedoch können wir aus der Menge systematischer, morphologischer, insbesondere anatomischer Beobachtungen und chemischen Untersuchungen folgendes hervorheben:

1. *Artemisia caerulescens* wird vom Autor im Sinne der Linneischen Diagnosis aufgefasst. Diese Auffassung ist richtiger als die Auffassung jener Autoren welche *Artemisia caerulescens* sensu latiori annehmen. *Artemisia caerulescens* sensu stricto unterscheidet sich nebst geographischer Verbreitung auch morphologisch von übrigen Rassen, welche z. B. von Fiori und Beguinot als Varietäten ihrer Art unterordnet werden als Formen, welche innerhalb *Artemisia caerulescens* Rouy und Camus unterscheiden.

2. *Artemisia caerulescens* L. ist der Verbreitung nach ein zirkumadriatisches Element der mediterranen Flora.

3. Es wird eine genaue morphologische Beschreibung der heterophyllen Pflanze gegeben mit der hauptsächlichlichen Hinweisung auf den Bau der Blütenköpfchen und der Blüten.

4. Es werden alle morphologischen Teile genau anatomisch dargestellt. Hervorzuheben ist die Entwicklung der Wurzel, bei welcher die primäre Rinde auch im sekundären Stadium erhalten bleibt und das Periderm aus der Exodermis gebildet wird. Die isolateral gebaute Blätter sind durch sehr lange, peitschenförmige T-Haare charakterisiert. An den inneren Hüllblättern der Blütenköpfe befinden sich die charakteristischen Drüsenhaare, die zur Zeit des Blühens die santoninähnliche Substanz enthalten.

5. Die Hüllblätter von *Artemisia caerulescens* zeigen eine grosse Ähnlichkeit mit jenen von *A. Cina*. Sie lassen sich durch T-Haare und den Bau des Stereoms voneinander unterscheiden. Die Basen der T-Haare sind nach Tschirch bei *A. Cina* einzellig

und einreihig, während sie bei *Artemisia caerulescens* zwei- oder dreizellig und einreihig sind. Die Elemente des Stereoms sind bei *Artemisia Cina* nach Vogel verzweigt, während sie bei *Artemisia caerulescens* einen einfachen Bau zeigen.

6. Es wird auch die Morphologie, Anatomie und Biologie (Keimung) der Frucht dargestellt.

7. *Artemisia caerulescens* L. ist ein typischer Halophyt und bewohnt in der Regel niedere, schlammige Meeresufer bei 0,5—1% Salzgehalt. Sie ist ein typisches Mitglied einer Halophytenassoziation die von S. Horvatić als *Staticeto-Artemisietum caerulescentis* beschrieben wurde.

8. Entgegengesetzt den Untersuchungen von Herndl-d o f e r konnte auf mikrochemischem Wege in den Hüllblättern kein Santonin nachgewiesen werden. Auf makrochemischen Wege konnte aus den Blütenköpfchen zur Blütezeit eine Substanz rein dargestellt werden, die sich dem Santonin in vielem ähnlich verhält. Diese Substanz hat den Schmelzpunkt bei 209° C und lässt sich in der Menge von 1—2 % der trockenen Droge gewinnen. Sie gibt mit Natriummethanol ähnliche Verfärbung wie Santonin. Das von Gilg und Schürhof eingeführte Natriummethanol-Reagens ist zum histochemischen Nachweis von Santonin nicht einwandfrei verwendbar.

LITERATUR.

- 1 Adamović, L.: Die Pflanzenwelt Dalmatiens, Leipzig 1911, p. 71.
- 2 Adamović, L.: Die Pflanzenwelt der Adrialänder. Jena 1929.
- 3 Adamović, L.: Die Pflanzengeographische Stellung und Gliederung Italiens. Jena 1933.
- 4 Allioni, C.: Flora Pedemontana. 1785, I. p. 169, n. 613.
- 5 Alschinger, A.: Flora Jadrensis, 1832, p. 195.
- 6 Autenrieth-Rojahn: Quantitative chemische Analyse. Dresden, Leipzig 1931.
- 7 Bartels, P.: Die morphologische und anatomische Differentialdiagnose der Compositenblüten und Früchte benutzt zur Auffindung von Verunreinigung der Flores Chamomillae und Flores Arnicae. Würzburg 1926.
- 8 Beck v. Managetta: Die Vegetationsverhältnisse der illyr. Länder. Leipzig 1901.
- 9 Beckurts, H.: Über die Bestimmung des Santonins in Flores ciniae. Festschrift Alexander Tschirch 1926, p. 6.
- 10 Van den Berg, M.: Bestimmung des Santonin gehaltes in Flores ciniae. Ref. Jahresh. d. Pharm. 1923, p. 215.
- 11 Beguinot, A.: Sul prevalente sviluppo omoblastico in alcune alofite. Bull. Soc. Bot. Ital. Firenze 1908, p. 29—30.
- 12 Beguinot, A.: Contributo alla conoscenza della flora littoranea del Polesine (Prov. di Rovigo). Bull. Soc. Bot. Ital. Firenze, 1911, p. 232—242.
- 13 Beguinot, A.: Una escursione botanica nel Littorale della provincia di Ferrara. Bull. Soc. Bot. Ital. Firenze 1910, p. 125—136.
- 14 Borbasz, V.: Symbolae ad floram aestivam insularum Arbe et Veglia. Mag. Tud. Akad. Math. es Fermez. Közl. XIV, Budapest 1877.
- 15 Borbasz, V.: Excursionen auf die Insel Arbe und Veglia. Oester. Bot. Zeitschr. 1878, p. 64.
- 16 Boulu: Rapport sur l'herborisation faite a l'etang de Biguglia le 30 mai 1877. Ref. Just 1878, II, p. 715.
- 17 Brandrup, W.: Zur Gehaltsbestimmung der Flores ciniae. D. A. B. VI. Berl. Pharm. Zeit. 1930, 18, p. 262. Ref. Pharm. Monatshefte 1931, p. 211.

- 18 Braun-Blanquet, I.: Pflanzensoziologie. Berlin 1928.
- 19 Burlage, H. M.: Über die Santoninbestimmung. Jour. Ass. Off. agric. Chem. 1930, 133, 18, 26, Ref. Jahrb. d. Pharm. 1930, p. 252.
- 20 Chopra, R. N. and Chandler A. S. A. C.: Anthelmintics an their uses, Baltimore 1928, p. 161—170.
- 21 Candolle, A. P. de: Prodromus systematis naturalis regni vegetabilis, Pars VI, 1837, p. 100—101.
- 22 Coutts, J.: Über Santonin aus einer schottischen Artemisia Art. Pharm. Journ. 1929, Nr. 3453, Ref. Jahrb. d. Pharm. 1930, p. 17.
- 23 Dragendorff: Materialien zu einer chemischen Wertbestimmung der Flores Cinae. Archiv d. Pharm. Bd. 212, p. 300.
- 24 Dützmänn, A.: 100 Jahre Santonin. Merks Jahresberichte 1930, p. 27-30.
- 25 Eder, R. Schneider, W.: Bestimmung des Santonins in Flores cinnae. Schweiz. Apoth. Zeit. 1925, 63, p. 405.
- 26 Ekkert, L.: Nachweis des Santonins. Pharm. Zentralhalle 1927, p. 545. Ref. Pharm. Monatshefte 1928, p. 232.
- 27 Favrel, G.: Kritische Studien des neuen volumetrischen Verfahrens vom Kariyone und Kimura zur Bestimmung des Santonins in den Zitwerblüten. Bull. Sc. Pharmacol. 1922, 29, 9, 553. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1922, p. 175.
- 28 Favrel, G.: Bestimmung des Santonins in Flores cinnae nach dem gewichtsanalytischen volumetrischen und polarimetrischen Verfahren. Bull. Sc. Pharmacol. 1924, 30, p. 449. Ref. d. Pharm. 1924, p. 237—238.
- 29 Feldhoff, R. A.: Über die Verfälschung von Flores cinnae. Pharm. Zeit. 1928, 70, p. 261. Ref. Pharm. Monatsh. 1928, p. 12—13.
- 30 Fiori, A.: Nuova flora analitica d'Italia Vol. II, Firenze 1925—1929, p. 638.
- 31 Flückiger, F. A.: Wurmsamen und quantitative Bestimmung des Santonins. Arch. d. Pharm. Bd. 224, p. 1—11.
- 32 Freyn, J.: Die Flora von Süd-Istrien. Wien 1877.
- 33 Freyn, J.: Nachträge zur Flora von Süd-Istrien, 1881. Verh. d. Zool. Bot. Ges. Wien, 1882, p. 359.
- 34 Fritsch, K.: Exkursionsflora für Oesterreich und die ehemals oesterreichischen Nachbargebiete. III Aufl. Wien. 1922, p. 569.
- 35 Fromme, G.: Zur Bestimmung des Santoningehaltes. Jahrb. Caesar Loretz, Halle a/S. 1912, p. 40—45.
- 36 Gilg-Schürhoff: Kleine Beiträge zum pharmakognostischen Teil des D. A. B. VI, Apoth. Zeitg. 1927, No. 47, p. 690.
- 37 Greenish, H. G. und Pearson, C. E.: Eine neue Quelle für Santonin. Pharm. Journ. 1921, 106, 2. Ref. Pharm. Monatsh. 1922, p. 19.
- 38 Greenish, H. G. und Pearson, C. E.: Das Vorkommen von Santonin. Pharm. Journ. 1922, 109, 85. Ref. Pharm. Monatsh. 1923, p. 38.
- 39 Greenish, H. G. und Mapletorpe, C. W.: Eine weitere Prüfung von Artemisia brevifolia. Pharm. Jour. 1923, III, 94. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1923, p. 18.
- 40 Görlich, R.: Santoninbestimmung in Cinablüten und Tinkturen. Apoth. Ztg. 1910, 25, 801, 13, 23. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1911, p. 28.
- 41 Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie. V. Ausgabe, Leipzig 1918.
- 42 Hager's: Handbuch der pharmazeutischen Praxis. Bd. I, p. 1011—1012.
- 43 Heckel, Ed. et Schlagdenhauffen, Fr.: De Artemisia gallica Wild. comme plante a santonine et de sa composition chimique. Comptes rend. d. seances de l'Acad. des sciences de Paris T. C. No. 11, p. 804—806. Ref. Bot. Zentrbl. Vol. XXVIII, 1886, p. 38.
- 44 Hegi, G.: Illustrierte Flora von Mittel-Europa. Bd. VI/2, p. 626—674.
- 45 Herndlhofer, E.: Der histochemische Nachweis des Santonins. Mikrochemie 1927, 5, 21.
- 46 Hirc, D.: Prilozi flori Cresa. Rad Jugosl. akad. 215, p. 82—105, Zagreb 1916.
- 47 Hirc, D.: Iz bilinskog svijeta Dalmacije. II. Flora vrha Marjana. Glasnik hrv. prir. dr. XXII, Zagreb 1910, p. 39—83.

- 48 Hoffmann, O.: Compositae. Engler-Prantl: Die natürlichen Pflanzenfamilien IV/5 1897, p. 87—118.
- 49 Host: Flora austriaca. Vol. II, 1831, p. 455.
- 50 Horvatić, Stj.: Istraživanje vegetacije otoka Paga u godini 1931. Ljetopis jugosl. akad. znan. i umjet. za god. 1930/31, knj. 44.
- 51 Janott, M. M. und Mouton, R.: Gravimetrische Bestimmung des Santonins im »Semen-Contra« (Art. mar. L.). Bull. Sc. Ph. 1930, 37, p. 337—347. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1930, p. 17.
- 52 Javorka, S.: Magyar Flora, Budapest 1925, p. 1130.
- 53 Kariyone u. Kimura: Bestimmung des Santonins in Floraes Cinae. Journ. Pharm. Soc. Japan. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1922, p. 174 und Pharm. Monatsh. 1924, p. 127.
- 54 Katz, J.: Über die quantitative Bestimmung des Santonins. Arch. d. Pharm. Bd. 234, 1899, p. 251.
- 55 Katz, J.: Bemerkungen zur quantitativen Bestimmung des Santonins. Arch. d. Pharm. 1900, p. 100—102.
- 56 Klein, G.: Praktikum der Hystochemie. Berlin-Wien 1929.
- 57 Klein, G.: Handbuch der Pflanzenanalyse. Bd. I, Wien 1931.
- 58 Koch, W. D. J.: Synopsis der Deutschen und Schweizer Flora. III Aufl. Bd. II, p. 1441.
- 59 Kroemer, K.: Wurzelhaut, Hypodermis und Endodermis der Angiospermenwurzel. Bibl. Bot. Hft. 59, 1903.
- 60 Langer, A.: Bestimmung des Santonins in pharmazeutischen Präparaten durch eine titrimetrische Methode. Apoth. Zeit. 1928, 43, p. 815. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1928, p. 221.
- 61 Linne, C.: Spezies plantarum generas relatas. Ed. II T. II, 1763, p. 1189.
- 62 van Lyp, C.: Mikrochemische Untersuchungen über Artemisin und Santonin. Pharm. Weekbl. 1931, Nr. 23, p. 526. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1931, p. 213—214.
- 63 Maisch-Palmer: Einige amerikanische Species von Artemisia. Amer. Journ. of Pharm. Vol. III, Ser. IV, Vol. X, p. 69. Ref. Arch. d. Pharm. 1878, p. 377.
- 64 Maly, J. C.: Enumeratio plantarum. 1848, p. 118.
- 65 Maly, K.: Beiträge zur Kenntnis der illyrischen Flora. Mag. Bot. Lapok, 1908, p. 237.
- 66 Marchesetti, C.: Flora dell' isola di Cherso. Arch. Bot. 1930, 6, p. 58.
- 67 Massagetov, S.: Zur Bestimmung des Santonins in Pflanzenteilen. Arch. d. Pharm. 1932, p. 392—395.
- 68 Mindes, J.: Charakteristische Reaktion auf Santonin. Pharm. Monatsh. 1925, Nr. 2.
- 69 Molisch, H.: Mikrochemie der Pflanze. Jena 1917.
- 70 Morton, F.: Die Pflanzengeographische Monographie der Inselgruppe Arbe. Berlin-Leipzig, 1915.
- 71 Netolitzki, F.: Anatomie der Angiospermen-Samen. Handb. d. Pflanzenanatomie Bd. X, 1926, p. 307.
- 72 Pagliani, L.: Le Piante medicinali e la loro coltivazione. Torino, 1928, p. 26.
- 73 Palanza, A.: Flora della Terra di Bari. Publicata dopo la Morte dell'Autore a cura di A. Jatta. Ref. Just 1900, Vol. I, p. 331—332.
- 74 Panini, F.: Piante medicinali d'Italia. Milano 1925, p. 315.
- 75 Pospichal, E.: Flora des oesterr. Küstenlandes. Leipzig-Wien, 1897, Bd. II, Hälfte 2, p. 877.
- 76 * * *: Quisqualis indica. Pharm. Weekl. 1919, 56, 470. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1919, p. 18.
- 77 Rossi, Lj.: Pregled flore Hrvatskog Primorja. Zagreb, 1930, p. 318.
- 78 Rouy, G.: Flore de France on description des plantes qui croissent spontanement en France, en Corse et en Alsace-Lorraine. Paris, 1903, T. 88, p. 405.
- 79 Schaap, O. P. A. H.: Beitrag zur Bestimmung des Santonins in Flores Cinae. Pharm. Weekbl. 1924, 61, p. 429. Ref. Pharm. Monatsh. 1927, p. 113.

- 80 Schimper: Pflanzen-Geographie auf physiologischer Grundlage. Jena 1898.
- 81 Schimmel & Co.: Oel von *Artemisia caerulea* L. Bericht von Schimmel & Co. Miltitz 1911, Oktober, p. 103—104.
- 82 Schlosser-Vukotinović: Flora croatica. Zagreb, 1869, p. 834—835.
- 83 Schlosser-Vukotinović: Bilinear. Zagreb, 1876, p. 362.
- 84 Scopoli, J. A.: Flora carniolica. Ed. II, 1772, p. 145.
- 85 Sulek, B.: Jugoslavenski imenik bilja. Zagreb, 1879.
- 86 Smith, H. u. T.: Über die Bestandteile von *Artemisia brevifolia* Wallich. Pharm. Journ. 1927, Nr. 3347. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1927, p. 17.
- 87 Solereder, H.: Systematische Anatomie der Dicotyledonen. Stuttgart, 1899. Ergänzungsband 1908.
- 88 Stocker, O.: Das Halophytenproblem. Ergb. d. Biol. 1928. III. p. 265—353.
- 89 Strassburger, E. und Körnige, M.: Das Botanische Praktikum. Ed. V, 1913.
- 90 Studniczka, C.: Beiträge zur Flora von Süddalmatien. Abh. d. Wiener zool. bot. Ges. 1890, Bd. 40, p. 70.
- 91 Thaeter, K.: Quantitativer und qualitativer Nachweis des Santonins in den Blütenknospen von *A. maritima*. Arch. d. Pharm. 1897, Bd. 235, p. 401—415.
- 92 Thaeter, K.: Quantitativer Nachweis des Santonins in den Blütenköpfchen von *Artemisia maritima*. Arch. d. Pharm. 1899, Bd. 237, p. 626—632.
- 93 Thaeter, K.: Schlussbemerkungen über die quantitative Bestimmung des Santonins. Arch. d. Pharm. 1900, p. 383—387.
- 94 Tommasini, M.: Sulla veget. dell' isola di Veglia e degli adiacenti scogli di S. Marco, Plavnik, e Pervichio nel Golfo del Quarnero. P. 44. (Erschienen in Cubich, G., Notizie naturali e storiche sull' Isola di Veglia Trieste, 1874).
- 95 Tschirch, A.: Angewandte Pflanzenanatomie. Wien-Leipzig 1899.
- 96 Tschirch, A.: Handbuch der Pharmakognosie. Leipzig 1917, Bd. II, Hälfte 2.
- 97 Tunmann-Rosenthaler: Pflanzenmikrochemie. Berlin 1931, Ausgabe II.
- 98 Vanino: Präparative Chemie. Bd. I. p. 61.
- 99 Viehöver, A. und Capen, G. R.: Neue Quellen für Santonin. Journ. Amer. chem. Soc. 1923, 45, p. 1941. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1923, p. 215.
- 100 Visiani, R. de: Flora dalmatica. 1847, Vol. II, p. 93.
- 101 Vogtherr, H.: Bestimmung des Santonin gehaltes in Herba *Artemisiae* und in santoninhaltigen Harzen. Arch. d. Pharm. 1926, Bd. 264, p. 324.
- 102 Vrgoč, A.: Uputa u farmakognoziju. Zagreb, 1931, p. 420.
- 103 Vukotinović, Lj.: Pleme sucvjetakah. Zagreb, 1881, p. 18.
- 104 Wallis, T. E. and Ellinor, J. Mowat: True and false Santonics. The Pharm. Journ. and Pharmac. 1925.
- 105 Wasicky, R.: Lehrbuch der Physiopharmakognosie. Wien, 1932, Bd. II, p. 36.
- 106 Wehmer, C.: Die Pflanzenstoffe. Jena 1931, Bd. II.
- 107 Weiss, E.: Floristisches aus Istrien, Dalmatien und Albanien. Verh. d. zool. bot. Ges. Wien, 1866, Bd. XVI, p. 570.
- 108 Wilfert, A.: Bericht über botanische Exkursionen in Süd-Istrien und auf Lussin von Mitte März bis Mitte Juni 1902. Verh. d. zool. bot. Ges. Wien, 1903, Bd. 53, p. 131—140.
- 109 Wulfen, Xaver, Fr.: Flora Norica phanerogama. 1858, p. 691.
- 110 * * * Wurmmittel. Chem. and Drugg. 1929, Bd. 40, p. 2565. Ref. Jahrb. d. Pharm. 1930, p. 16.
- 111 van Zijp, C.: Mikrochemische Bijdragen betreffende Santonine en herapathiet. Pharm. Weekbl. 1927, Nr. 11.
- 112 van Zijp, C.: Mikrochemische Bijdragen betreffende Artemisine, Santonine en sublimeeren. Pharm. Weekbl. 1931.

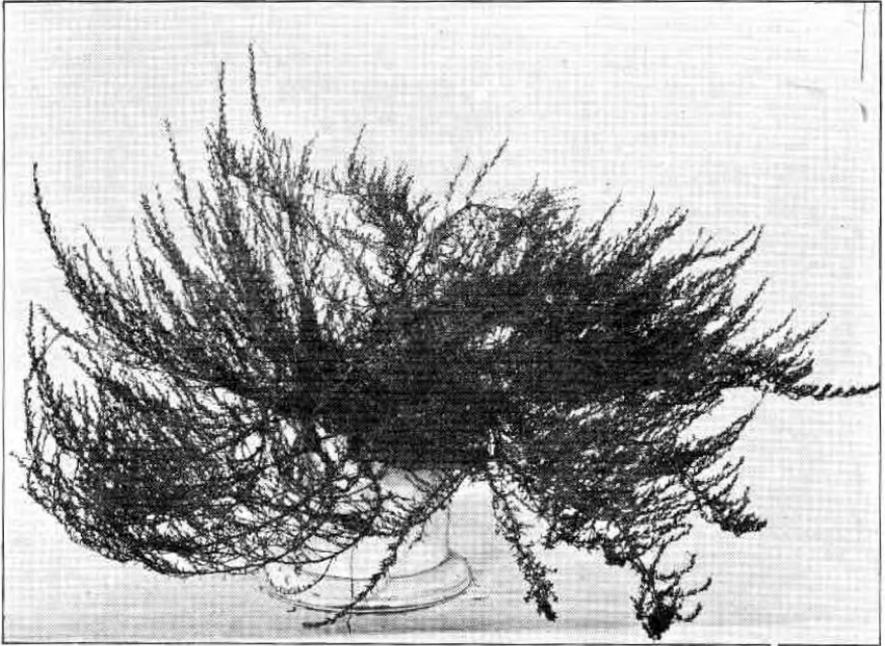


Fig. 1.



Fig. 2

Fig 1. und 2. *Artemisia caerulea* L. aus der Kultur im Botanischen Garten der Universität des Königreiches Jugoslawien in Zagreb

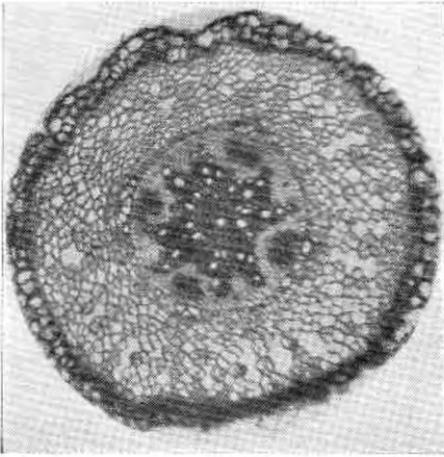


Fig. 1. Querschnitt der Wurzel. Primäre Rinde in Teilung begriffen (Chlorzinkjodreaktion)

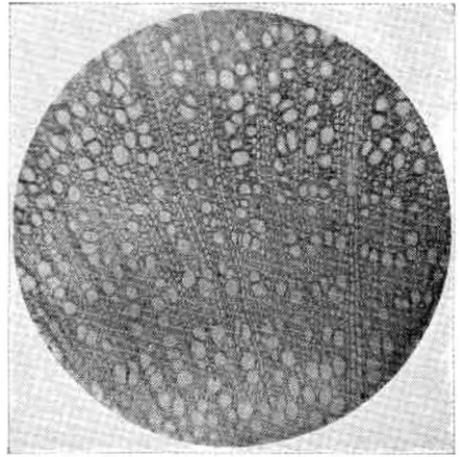


Fig. 2. Querschnitt durch das Holz der Wurzel

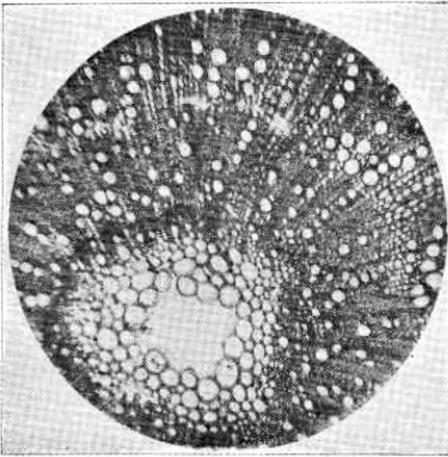


Fig. 3. Querschnitt durch das Holz des Stengels

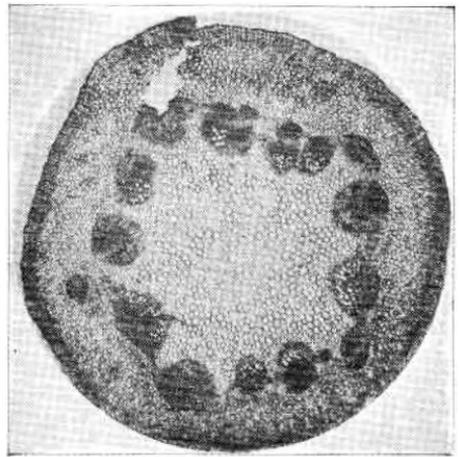


Fig. 4. Querschnitt durch den Stengel

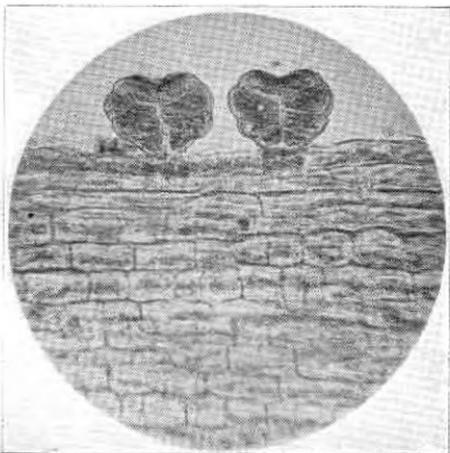


Fig. 5. Längsschnitt durch die primäre Rinde des Stengels mit 2 Drüsenhaaren

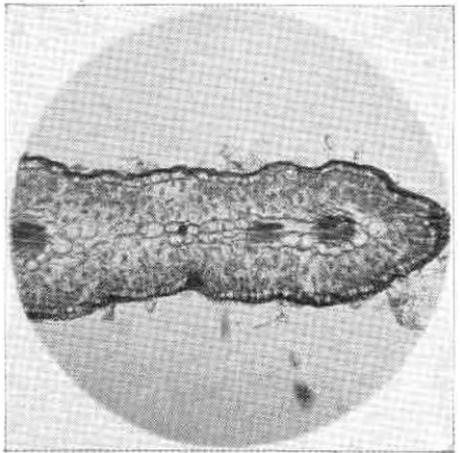


Fig. 6. Querschnitt durch das Blatt

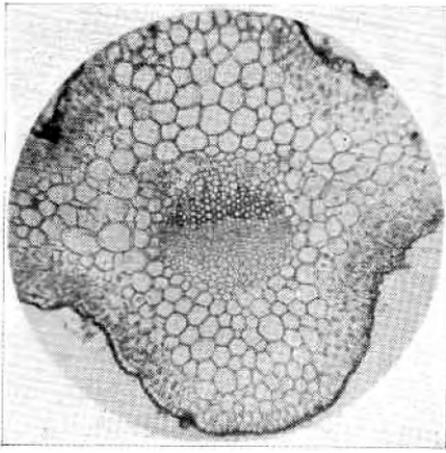


Fig. 1. Querschnitt durch die Mittelrippe des Blattes (Hauptnerv.)

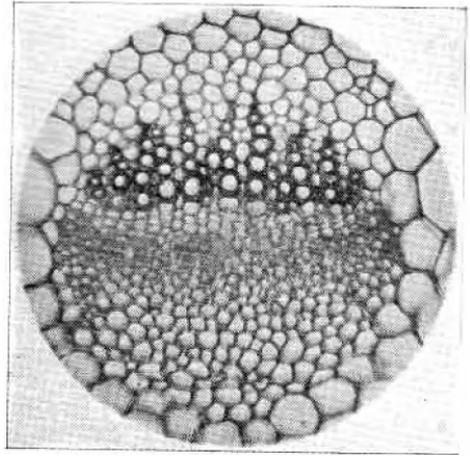


Fig. 2. Querschnitt durch das Leitbündel im Blatte

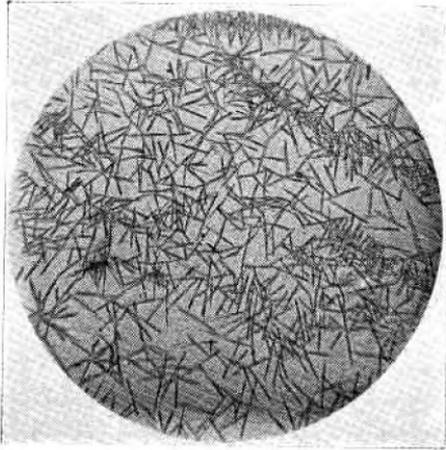


Fig. 3.

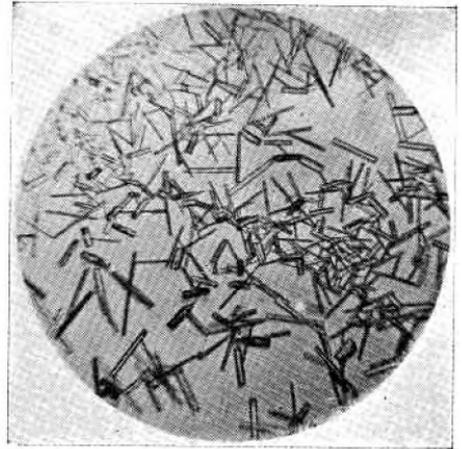


Fig. 4.

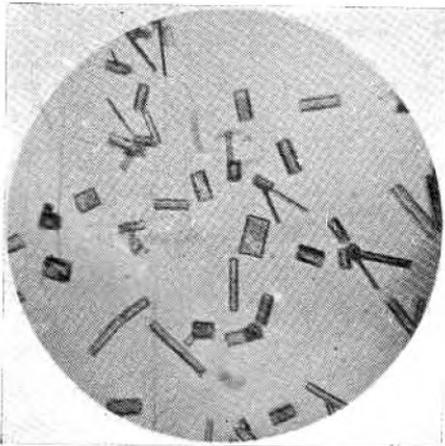


Fig. 5.

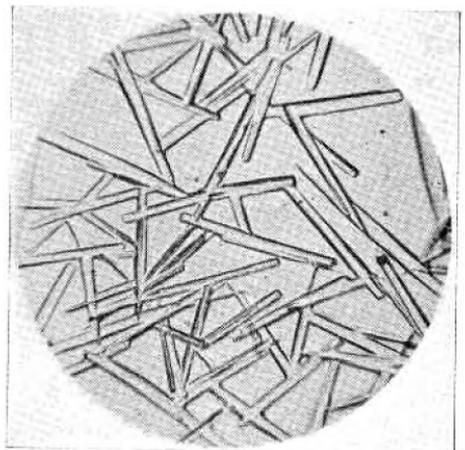


Fig. 6.

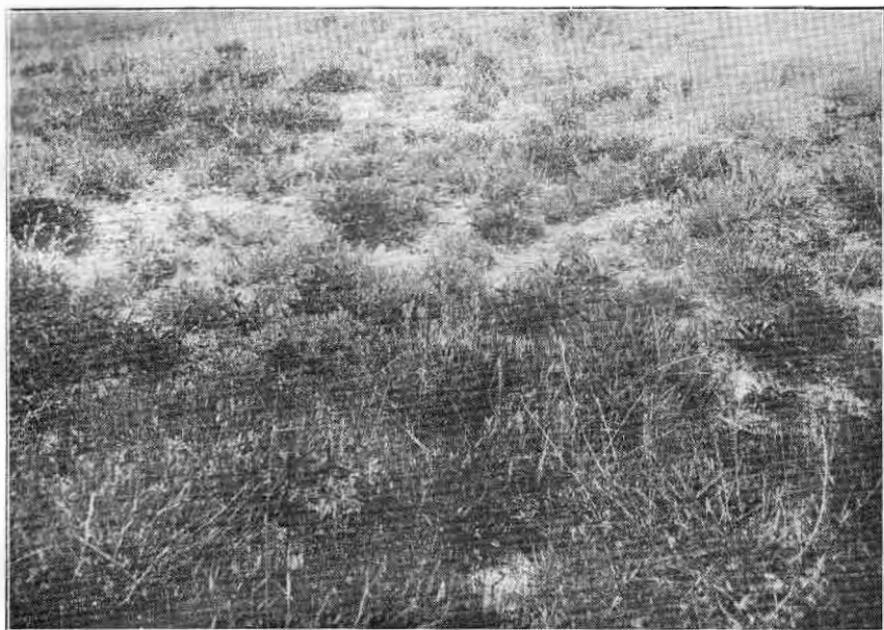


Fig. 1. Aspekt der Assoziation *Staticeto-Artemisietum caerulescentis* Horvatić



Fig. 2. *Artemisia caerulescens* auf schottrigen Boden wildwachsend nächst Wohnhäusern auf Insel Pag.

