

Sansevieria Online



Online Journal

Jahrgang 5 (2) 2017

ISSN 2197-7895

Sansevieria concinna N.E.BROWN – ein mikroskopisches Porträt

von JÖRG WEISS

Summary

Typical aspects of the anatomy of *Sansevieria* and, as far as possible, peculiarities of individual species are shown by means of microscopic sections of all parts of *Sansevieria concinna* (Hardy 19879). For the first time this article presents microscopic images of all parts of the well-known and very variable plant. The author also explains the methods used for preparing the sections and the function of each type of tissue where it is necessary for understanding.

Pflanzenanatomie unter dem Mikroskop

Das Mikroskop war das wissenschaftliche Instrument des 19. Jahrhunderts. Mit ihm wurden grundlegende Erkenntnisse in vielen Wissenschaftsbereichen gewonnen und so stammen auch alle wesentlichen Erkenntnisse zur Anatomie der Pflanzen schon aus dieser Zeit – auch wenn die Bedeutung und Funktion der im mikroskopischen Schnitt entdeckten Gewebe teils erst später korrekt beschrieben oder verfeinert wurden.¹⁾ Selbst heute noch ist das Mikroskop als Arbeitsgerät in der Forschung nicht wegzudenken, die angewandten Verfahren haben sich aber mittlerweile weit von der einfachen Durchlicht-Mikroskopie der damaligen Zeit entfernt. Fluoreszenz-Mikroskopie, Konfokale Laser-Scanning Mikroskopie und die verschiedenen Verfahren der Elektronenmikroskopie prägen heute die Ultrastrukturforschung.

Die Arbeiten und Methoden der Wissenschaftler des 19. und 20. Jahrhunderts können jedoch vom engagierten Laien am heimischen Arbeitstisch nachvollzogen werden und zeigen uns die bekannten Pflanzen anhand dünner Schnittpräparate in einem ganz anderen, oft überraschenden Licht. Manchmal kann man dabei sogar noch Neuland betreten und so war ich sehr erfreut über die Einladung der Redaktion von „*Sansevieria Online*“, die löffelblättrige *Sansevieria* (*Sansevieria concinna*) erstmalig mikroskopisch zu porträtieren.



Abb. 1 – Matthias Jacob Schleiden (1804 – 1881)
Deutscher Botaniker und Mitbegründer der Zelltheorie.
Zeitgenössischer Stich mit Mikroskop (Quelle: Wikipedia)

1) Ende des 19. Jahrhunderts waren die Erkenntnisse schon in den universitären Lehrbüchern angekommen: z.B.: Haberlandt (1884): Physiologische Pflanzenanatomie, oder Strasburger (1894): Lehrbuch der Botanik. (Jahreszahlen jeweils der Erstausgabe)

Mikroskopische Quer- und Längsschnitte ermöglichen ein Verständnis vom Aufbau der einzelnen Pflanzenteile bis hinunter auf die Ebene der Zellen und erlauben auch erste Aussagen zur Funktion des Pflanzenkörpers, der pflanzlichen Physiologie. Dazu werden die Präparate nicht nur frisch betrachtet, sondern auch mit speziellen Methoden eingefärbt, die sicherstellen, dass gleiche Zelltypen immer die gleiche Färbung erhalten. Dies erleichtert den Überblick im Präparat sehr und auch einzelne Zellen oder kleine Zellgruppen können sicher identifiziert werden. Dabei stehen unterschiedliche Färbungen zur Verfügung, die angewendet werden können, um bestimmte Aspekte der Pflanzenanatomie gezielt hervorzuheben. Nicht zuletzt erlaubt die Präparation auch die Konservierung der Schnitte in Dauerpräparaten, die somit über Jahrzehnte zur Überprüfung und weiteren Untersuchung zur Verfügung stehen. Die relativ neue Technik der Digitalfotografie bietet im Gegensatz zu der bis ins 20. Jahrhundert üblichen Zeichnung bzw. der sehr aufwendigen Mikrofotografie auf Film, die Möglichkeit, ohne großen Aufwand das Gesehene im Bild festzuhalten und einer breiten Leserschaft zur Verfügung zu stellen.

Für den vorliegenden Artikel wurden aus unzähligen Schnitten insgesamt 146 Präparate erstellt und in über 4000 Aufnahmen dokumentiert. Voranstellen möchte ich außerdem, dass alle Präparate von einer Pflanze der sehr volatilen *Sansevieria concinna* stammen. Es handelt sich dabei um einen Klon mit der Feldnummer Hardy 19879. Alle Aussagen zur Anatomie der Gattung und/oder der Art sind daher nur differenziert zu bewerten.



Abb. 2 – *Sansevieria concinna*
(Zeichnung: H.-G. Budweg)

Verwendete Präparationstechniken

Um Teile einer Pflanze unter dem Durchlichtmikroskop betrachten zu können, müssen diese entsprechend aufbereitet werden. Die dazu verwendeten Methoden führen jedoch auch immer zu Veränderungen an den zu betrachtenden Geweben. Ziel ist es, diese Veränderungen oder Präparationsartefakte so gering wie möglich zu halten.

Der Schnitt

Um den Pflanzenkörper für das Durchlichtmikroskop aufzubereiten, muss er quasi durchsichtig gemacht werden. Dies geschieht durch die Erstellung von dünnen Schnitten auf einem Mikrotom. Die Schnitte erreichen typisch Dicken von 10 bis 70 μm , also 10 bis 70 tausendstel Millimeter. Zum Vergleich: die Haare des Menschen sind zwischen 40 und 120 μm dick.

Die hier gezeigten Schnitte wurden auf einem Handzylindermikrotom der Firma Jung erstellt.

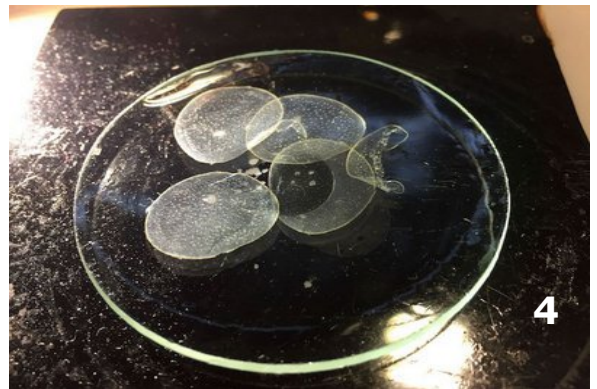


Abb. 3 – Das für die hier gezeigten Schnitte verwendete Zylindermikrotom mit eingespannter Probe und Klingenhalter.

Abb. 4 – Schnitte vom Rhizom der *Sansevieria concinna* liegen zur Fixierung im AFE Gemisch.

Abb. 5 – Nach der Färbung werden die Schnitte zunächst in destilliertem Wasser gespült, bevor sie weiter verarbeitet werden können.

Der Schnitt erfolgte mit professionellen Mikrotomklingen der Firma Leica (Breitband-Einwegklingen, Typ 818) in einem speziellen Klingenthaler, der in der Gemeinde der deutschen Mikroskopiker entwickelt wurde und in den Werkstätten der TU Darmstadt in Kleinserien hergestellt wird. Die Schnittdicke liegt zwischen 40 und 60 µm.

Zum Schnitt wird die frische Probe freistehend oder unterstützt z.B. durch eine zurecht geschnittene Möhre in den Probenhalter des Mikrotoms eingespannt. Eine Mikrometerschraube ermöglicht den Vortrieb in 10 µm Schritten. Mit einer ruhigen, ziehenden Bewegung wird der Klingenthaler über die Probe geführt und mit etwas Übung gleitet der Schnitt dann auf den Rücken der Klinge, wo er mit einem feinen Pinsel abgenommen werden kann.

Mit etwas Ethanol (maximal 30%!) kann der Schnitt nun auf einen Objektträger gebracht und, abgedeckt mit einem Deckglas, unter dem Mikroskop betrachtet und fotografiert werden. Insbesondere das Chlorophyll verblasst jedoch schnell und bald beginnt der Zerfall der Gewebe. Um ein Präparat dauerhaft haltbar zu machen, müssen also weitere Schritte erfolgen.

Die Fixierung

Zunächst gilt es, die immer vorhandenen Bakterien abzutöten, das Gewebe zu stabilisieren und die pflanzlichen Enzyme zu deaktivieren. Dies wird mit AFE, einem Gemisch aus 90 ml Ethanol (70%), 5 ml Essigsäure (99%) und 5 ml Formaldehyd (36%) erreicht. Die Schnitte müssen darin mindestens 20 Minuten verbringen, längere Fixierzeiten bis zu 24 Stunden verbessern das Ergebnis.

Bei harzhaltigen Pflanzenteilen ist ggf. noch eine Behandlung mit Eau de Javel und Chloralhydrat erforderlich, um klare Schnitte mit wenigen Artefakten zu erhalten. Allerdings gehen dabei oft auch Strukturen wie die Chloroplasten verloren.

Die Färbung

Zur Färbung werden die Schnitte, am besten in einem kleinen Uhrglas, stufenweise in destilliertes Wasser überführt und gespült, um Reste des Fixiermittels zu entfernen. Anschließend wird das Wasser mit einer Pipette abgesaugt und die jeweilige Farblösung aufgetragen, die einige Minuten einwirken muss. Je nach Rezept ist das Ganze dabei noch kurz über einer Flamme zu erwärmen. Es gibt Färbemethoden, bei denen nur ein einzelner Farbstoff angewendet wird, sogenannte Mehrfachfärbungen, bei denen verschiedene Farbstoffe hintereinander angewendet werden und Simultanfärbungen, bei denen ein Gemisch geeigneter Farbstoffe zur Anwendung kommt.

Hier wurde in der Regel die Simultanfärbung W3Asim II von Rolf-Dieter Müller verwendet. Zur Darstellung der Wasserspeicherzellen, einem speziellen Zelltyp in fast allen Pflanzenteilen der Sansevierien, kam eine Toluidinblau-Färbung zum Einsatz. Nach dem Färben muss gründlich mit destilliertem Wasser gespült und bei einer eventuellen Überfärbung mit Wasser oder Ethanol (70%) differenziert werden, um überflüssige Farbe zu entfernen.

Das Eindecken

Um ein Präparat nun dauerhaft haltbar zu machen, werden die Schnitte zunächst mit reinem Isopropanol in mehreren Spülungen entwässert, dann mit einem feinen Pinsel auf einen sauberen Objektträger gebracht und mit einem Tropfen Eindeckharz (hier Euparal der Firma Roth) überdeckt. Anschließend wird ein Deckglas aufgelegt. Dabei ist darauf zu achten, dass keine Luftblasen entstehen, was mit etwas Übung leicht gelingt. Nach einer Trockenzeit von etwa 7 Tagen auf einer Wärmeplatte können die Präparate beschriftet und inventarisiert werden. Fotografien sind ab dem zweiten Tag möglich.



Abb. 6 – Fertig eingedockte Präparate liegen zum Austrocknen auf der Wärmeplatte.

Abb. 7 – Eines der verwendeten Objektive am Leica DME Mikroskop.

Abb. 8 – Die Canon PS A520 Kamera des Autors mit Okularadaption in Einzelteilen. Mit dem hier gezeigten Setup sind alle mikroskopischen Aufnahmen des Artikels entstanden.

Die Technik hinter den Bildern

Alle hier gezeigten Aufnahmen wurden an einem gut 15 Jahre alten Leica DM Kursmikroskop gemacht. Die eingesetzten Objektive sind ein 5x NPlan (NA 0,11), ein 10x PlanApo (NA 0,4), ein 20x PlanApo (NA 0,6) und ein 40x NPlan (NA 0,65), alle von der Firma Leica.

Als Kamera kommt eine ältere Kompaktkamera mit 4 MPixel Auflösung zum Einsatz, die Powershot A520 von CANON. Sie ist über den Filterhalter und eine speziell gedrehte Adapterscheibe mit einem mit Gewinde versehenen Zeiss KPL Okular verbunden und kann statt einem Beobachtungsookular in den Binotubus des DME eingesetzt werden (Abb. 8). Die Steuerung der Kamera erfolgt mit dem Programm PSRemote der Firma Breeze Systems am PC. Um über die recht dicken Präparate eine ausreichende Schärfe zu erreichen, wurden jeweils mehrere Aufnahmen mit dem Programm Zerene Stacker von Zerene Systems in einem sogenannten Z-Stapel miteinander verrechnet („gestackt“).

Nach einer Anpassung des Schwarz- und Weißpunktes der Aufnahme und einem leichten Schärfen (beides mit XnView) wurden die Bilder noch mit Neat Image V8 der Firma ABSOFT nach bearbeitet.

Die Bemaßung erfolgt mit dem kleinen Tool Makro Aufmaßprogramm von Jens Rüdiger und die abschließende Beschriftung mit dem Windows-Tool Paint von Microsoft.

Pflanzliche Gewebe und Ihre Bedeutung

Wie die Körper der tierischen Lebewesen auch, ist der Pflanzenkörper aus einer Vielzahl unterschiedlicher Zellarten aufgebaut, die in Geweben gleichartiger Zellen oder einzeln die Funktion der Pflanzenorgane sicher stellen. Die wichtigsten dieser Gewebearten sind hier kurz dargestellt:

Parenchym

Die Parenchyme stellen das Grundgewebe des Pflanzenkörpers dar. Ihre Zellen sind gestreckt, dünnwandig und die Zellwände in der Regel nicht verholzt. Je nach Funktion unterscheidet man unterschiedliche Parenchyme wie z.B. das Assimilationsparenchym der Blätter, in dessen Zellen eine große Anzahl Chloroplasten für die Photosynthese sorgt. Oder das Schwammparenchym mit seinen großen Interzellularräumen, die den Gasaustausch fördern (Abb. 9).

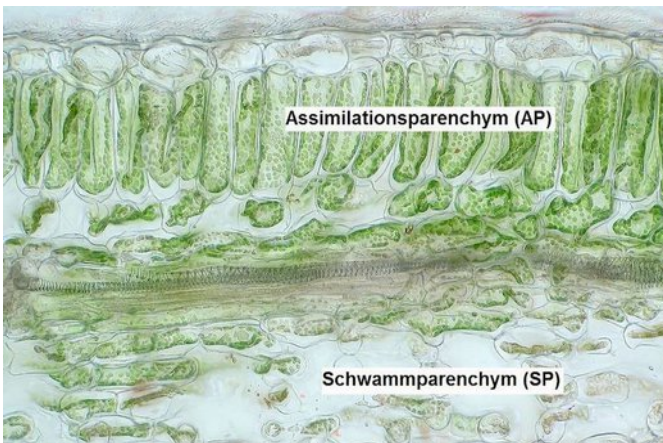


Abb. 9 – *Helleborus niger*

Assimilations- und Schwammparenchym beim Blatt der Schneerose, ungefärbter Schnitt; Vergrößerung 200x.

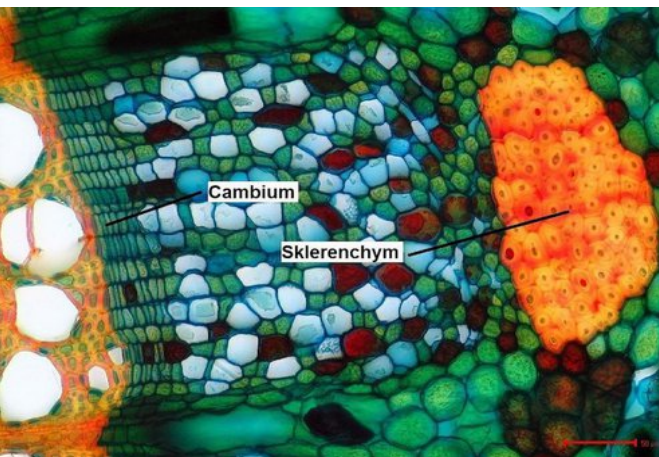


Abb. 10 – *Parthenocissus vitacea*

Cambium und Sklerenchym im Sprossquerschnitt der Gemeinen Jungfernebe; Vergrößerung 200x.

Weit verbreitet sind auch Speicherparenchyme, die pflanzliche Reservestoffe wie z.B. Stärke vorhalten. In der W₃A-sim-II-Färbung erhalten Parenchyme einen grünen bis blaugrünen Farbton.

Meristem

Die Meristeme sind die Bildungsge-webe der Pflanze, in aller Regel wird nur aus ihnen, meist kleinen, dünnwandigen und würfelförmigen Zellen neues Gewebe gebildet. Das bekannteste Meristem ist das Cambium (Abb. 10).

In der W₃Asim-II-Färbung erhalten Meristeme einen grünen bis leicht blaugrünen Farbton.

Sklerenchym und Fasern

Die Sklerenchyme sind die Stützge-webe der Pflanzen, die dem Pflanzenkörper Stabilität und Elastizität verleihen und wichtige Gewebeteile wie z.B. die Leitbündel als Sklerenchymkappen schützen. Die lang gestreckten sklerenchymatischen Zellen können bis zu mehrere Millimeter Länge erreichen und ihre Zellwände sind durch Lignin- und/oder Celluloseeinlagerungen verstärkt. Bei den Fasern fehlt das Lignin (Abb. 10).

In der W₃Asim-II-Färbung erhalten Skle-renchyme einen dunkelorange bis roten Farbton, Fasern stellen sich orange bis dunkelorange dar.☐

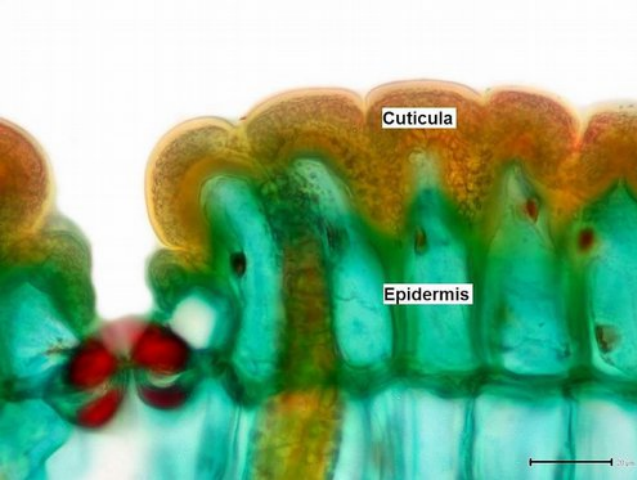


Abb. 11 – *Welwitschia mirabilis*

Cuticula und Epidermis am Blatt der Welwitschie, Färbung Dujardin Grün; Vergrößerung 400x.

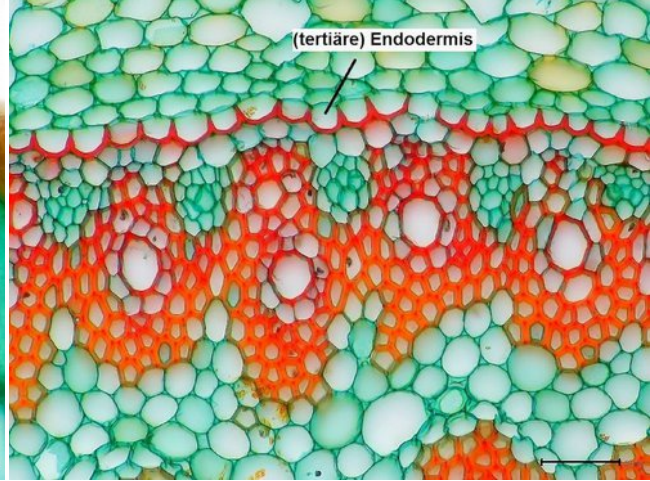


Abb. 12 – *Sansevieria concinna*

Tertiäre Endodermis im Wurzelquerschnitt der Sansevierie, Färbung W3Asim-II; Vergrößerung 200x.

Epidermis

Epidermen sind Abschlussgewebe, die den Pflanzenkörper außen umschließen. Sie können aus einer oder mehreren Zellschichten bestehen, deren äußerste oft eine Suberinsschicht und zusätzlich Wachse trägt (Cuticula). Die Epidermis schützt die Pflanze vor Verletzungen und unkontrolliertem Wasserverlust durch Verdunstung aus den Geweben (Abb. 11).

In der W3Asim-II-Färbung wird die Epidermis grün dargestellt, die Cuticula erscheint gelb-orange.☐

Endodermis

Endodermen sind Gewebe, die im Pflanzenkörper Bereiche physiologisch voneinander trennen und z.B. in der Wurzel für eine kontrollierte Mineralien- und Wasseraufnahme sorgen. Ihre Zellwände sind oft durch Suberineinlagerungen wasserdicht ausgekleidet. Auch Verholzungen sind möglich (Abb. 12).☐ In der W3Asim-II-Färbung sieht man unverholzte Endodermis in grünem bis blaugrünem, eine verholzte Endodermis aber in orangem bis rotem Farbton.☐

Xylem

Das Xylem stellt die Wasserleitungen im Pflanzenkörper dar und besteht je nach Art und Alter aus unterschiedlichen Zelltypen wie z.B. Tracheen und Tracheiden sowie Xylemparenchym.☐

Seine langgestreckten Zellen sind durch wasserdurchlässige Strukturen wie Tüpfel oder leiterförmig durchbrochene Zellwände miteinander verbunden. Tracheen und Tracheiden sind abgestorbene Zellen. Bei den Tracheen wurden die Zellwände an den Übergängen komplett aufgelöst, so dass tatsächlich kleine Röhrrchen beachtlicher Länge entstehen. Der Wassertransport im Xylem läuft nur in einer Richtung von den Wurzeln bis in die Blätter und wird durch die Verdunstung des Wassers in den Blättern aufrecht erhalten (sog. Transpirationssog) (Abb. 13).

In der W3Asim-II-Färbung zeigen sich die verholzten Tracheen und Tracheiden in kräftigem Rot, während Xylemparenchyme grün angefärbt sind.☐

Phloem

Im Phloem werden die Nährstoffe und Energieträger (in der Regel Zucker, resp. Saccharose) dorthin transportiert, wo sie benötigt werden. Auch hier gibt es je nach Pflanzenart unterschiedliche Zelltypen wie z.B. Siebröhren, Siebzellen, Geleitzellen und Phloemparenchym. Die Siebelemente sind durch sogenannte Siebplatten wasserdurchlässig miteinander verbunden und der Stoffaustausch fin-

det gesteuert über Konzentrationsgefälle oder auch aktiv, d.h. unter Verbrauch von Energie durch die Geleitzellen statt (Abb. 13).

In der W₃Asim II-Färbung erhalten die Zellen des Phloems einen grünen bis blaugrünen Farbton.☐

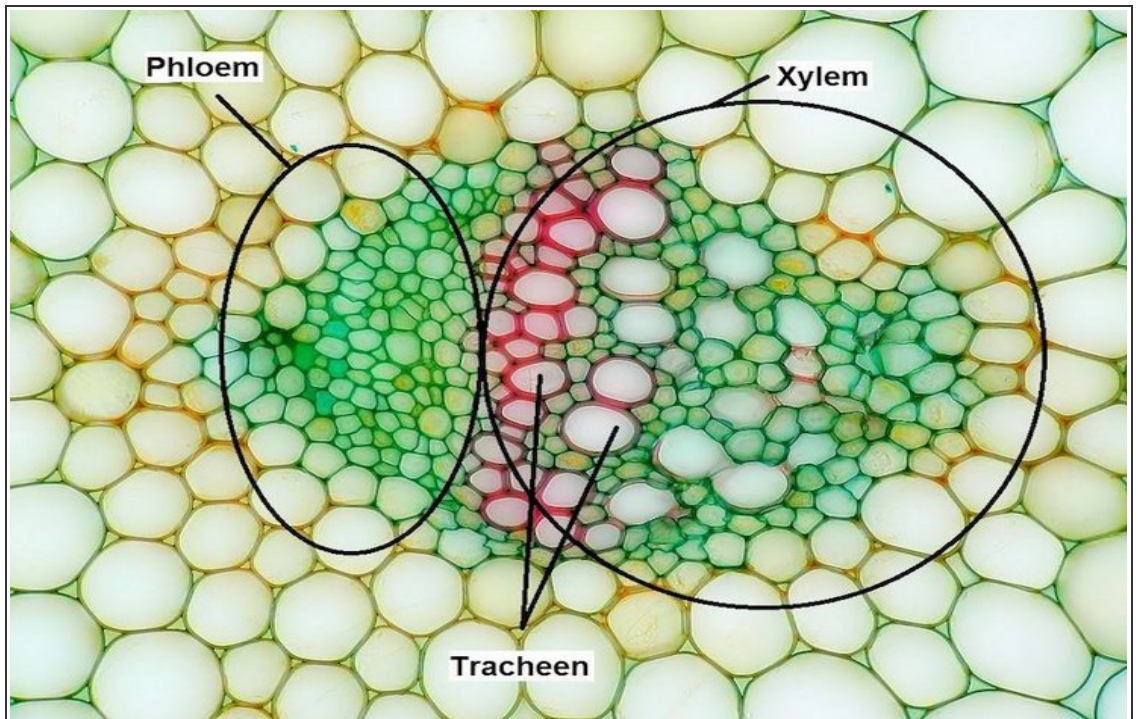


Abb. 13 – *Tulipa* hybr.

Leitbündel aus dem Spross einer Gartentulpe mit Xylem, Phloem und Tracheen, Färbung W₃Asim-II; Vergrößerung 200x.

Besondere Zellarten und Zellgruppen

Neben den oben geschilderten Geweben finden sich im Pflanzenkörper noch weitere, meist hochspezialisierte Zellen und Zellgruppen, die bestimmte Funktionen übernehmen. Dazu gehören z.B. die Stomata (Atemöffnungen), die mit zwei oder mehr Nebenzellen und zwei Schließzellen aus mindestens vier Zellen aufgebaut sind und über die die Pflanze die Menge des aus den Blättern verdunstenden Wassers aktiv steuern kann.

Spezielle Einzelzellen (Idioblasten) müssen hier auch genannt werden, dazu gehören z.B. Steinzellen mit stark verdickten und verholzten Zellwänden sowie Kristallidioblasten, die Calciumoxalat in verschiedenen Formen enthalten. Besonders interessant sind die Idioblasten mit Raphidenbündeln, das sind viele kleine in einer Schleimhülle zusammengefasste Calciumoxalatspeere, die trotz ihrer sehr regelmäßigen Form jeweils aus mehreren Kristallen bestehen. Zusammen mit einem von der Pflanze gebildeten Verdauungsenzym dienen sie dem Schutz vor kleinen Fressfeinden wie z.B. Raupen und Engerlingen, in deren Darm die Kristallnadeln Verletzungen verursachen, an denen das Enzym dann seine zersetzende Arbeit beginnt. Die betroffenen Larven verkümmern oder sterben ab (Abb. 14). [Konno, Inoue, Nakamura 2014]

Je nach Art der Zellwände können die hier beschriebenen Zellen alle Farbtöne annehmen, die die W₃Asim-II-Färbung hervorbringt.

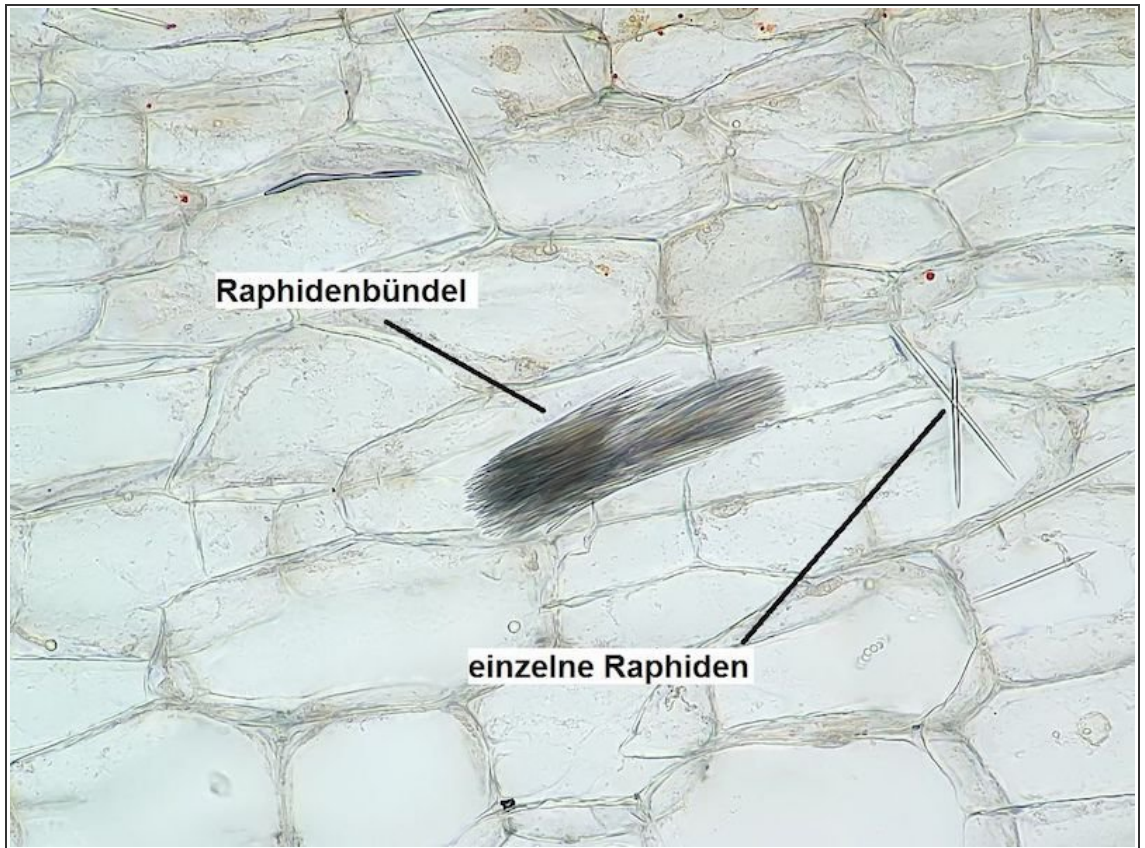


Abb. 14 – *Sansevieria concinna*

Raphidenbündel und durch den Schnitt verschleppte einzelne Raphiden im Rhizom.

Auf den im Hauptteil gezeigten mikroskopischen Aufnahmen sind die einzelnen Gewebearten mit Kürzeln beschriftet. Die Kürzel folgen der in Gerhard Wanners Buch Mikroskopisch-Botanisches Praktikum getroffenen Festlegung, die wenn nötig entsprechend ergänzt wurden. Sie sind in der nachfolgenden Tabelle 1 erläutert.

Tabelle 1 – Verwendete Abkürzungen (nach Gewebetyp)

Gewebetyp	Kürzel	Bedeutung
Abschlussgewebe	Cu	Cuticula
Abschlussgewebe	Ed	Endodermis
Abschlussgewebe	Ep	Epidermis
Abschlussgewebe	Ex	Exodermis
Abschlussgewebe	Per	Periderm
Abschlussgewebe	Rd	Rhizodermis

Gewebetyp	Kürzel	Bedeutung
Abschlussgewebe	tEd	Tertiäre Endodermis
Leitgewebe	GZ	Geleitzelle des Phloems
Leitgewebe	LB	Leitbündel
Leitgewebe	nLB	Nebenleitbündel
Leitgewebe	PI	Phloem
Leitgewebe	pXI	primäres Xylem
Leitgewebe	SR	Siebröhre
Leitgewebe	SZ	Siebzelle / Siebelement
Leitgewebe	T	Trachee
Leitgewebe	Tr	Tracheide
Leitgewebe	TTr	Transfusionstracheide
Leitgewebe	XI	Xylem
Leitgewebe	XIP	Xylemparenchym
Parenchyme	AP	Assimilationsparenchym
Parenchyme	MP	Markparenchym
Parenchyme	NWZ	Netzwerkzellen
Parenchyme	RP	Rindenparenchym
Parenchyme	SP	Schwammparenchym
Stützgewebe	F	Faserzelle
Stützgewebe	FB	Faserbündel
Stützgewebe	SkI	Sklerenchym
Stützgewebe	SkIF	Sklerenchymfasern
Stützgewebe	SkIK	Sklerenchymkappe
Besondere Zellen und Zellgruppen	DIZ	Durchlasszelle
Besondere Zellen und Zellgruppen	NWZ	Netzwerkzellen
Besondere Zellen und Zellgruppen	NZ	Nebenzelle (Stoma)
Besondere Zellen und Zellgruppen	Pez	Perizykel
Besondere Zellen und Zellgruppen	RapZ	Raphidenzelle
Besondere Zellen und Zellgruppen	ST	Stoma
Besondere Zellen und Zellgruppen	SZ	Schließzelle (Stoma)
Besondere Zellen und Zellgruppen	WSZ	Wasserspeicherzelle
Weitere Bezeichnung	Art	Präparationsartefakt
Weitere Bezeichnung	ChP	Chromoplasten (Farbkörperchen)
Weitere Bezeichnung	CP	Chloroplast
Weitere Bezeichnung	Htpf	Hoftüpfel

Gewebetyp	Kürzel	Bedeutung
Weitere Bezeichnung	ML	Mittellamelle
Weitere Bezeichnung	NW	Nebenwurzel
Weitere Bezeichnung	PL	Plasmalemma
Weitere Bezeichnung	PW	Primärwand
Weitere Bezeichnung	Rap	Raphide (einzelner Calciumoxalatspeer)
Weitere Bezeichnung	RapB	Raphidenbündel
Weitere Bezeichnung	S	Spalt
Weitere Bezeichnung	sIZR	Substomatärer Interzellularraum
Weitere Bezeichnung	Tpf	Tüpfel
Weitere Bezeichnung	VH	Vorhof (eines Stomas)
Weitere Bezeichnung	WV	Wandverstärkung der Wasserspeicherzellen
Weitere Bezeichnung	ZK	Zellkern
Weitere Bezeichnung	ZL	Zelllumen
Weitere Bezeichnung	ZZ	Zentralzylinder (einer Wurzel)

Anatomie von *Sansevieria concinna*

Wie aber sieht es nun im Inneren der *Sansevieria concinna* aus? Und wo anfangen? Immer im Blick hat man das Blatt der Pflanze mit der wir die mikroskopische Reise beginnen.

Das Blatt

Das Blatt der löffelblättrigen Sansevierie (*Sansevieria concinna*) besteht, wie im vorangegangenen Artikel von Herrn Mansfeld beschrieben, bei genauer Betrachtung aus drei Teilen: einem gekehlten „Stiel“ mit scharfkantiger Rinne, einer lanzettlichen bis löffelförmigen Blattfläche und einer kleinen, pfriemförmigen Blattspitze. [Mansfeld 2017]

Das Besondere bei allen Arten des Bogenhanfs sind links und rechts am Blattrand verlaufende Faserbündel. Wir müssen uns also den „Stiel“, die Blattfläche und die Blattränder sowie die Spitze ansehen, um uns einen Überblick zu verschaffen.

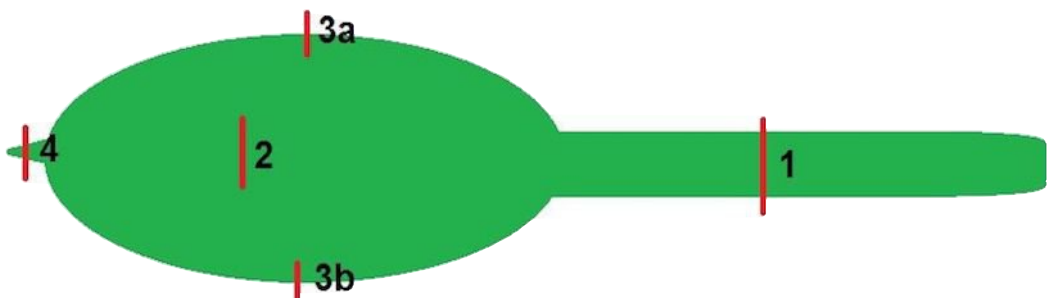


Abb. 15 – Schnittführung am Blatt von *Sansevieria concinna* (schematisch), betrachtet werden der stielartige Teil (1), die Mitte der Blattfläche (2), die Blattränder (3a&b) und auch die pfriemförmige Blattspitze (4).

Dabei spreche ich hier und im Folgenden zunächst die allgemeine Struktur des Schnittes an, dann werfen wir einen Blick auf die Leitbündel und anschließend auf anatomische Besonderheiten wie Blattspalte oder Raphidenbündel und nicht zuletzt auf die ebenfalls für die Gattung *Sansevieria* typischen Wasserspeicherzellen.

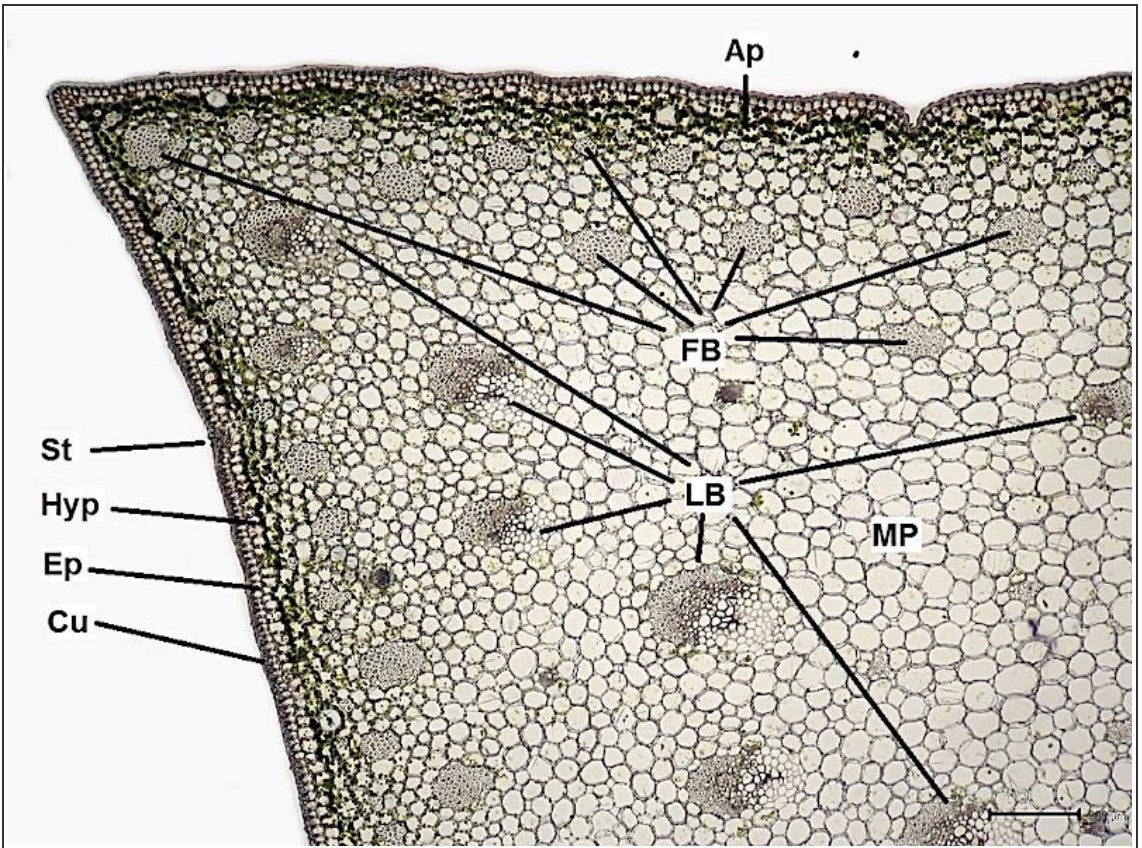


Abb. 16 – *Sansevieria concinna*

Ungefärbtes Bild vom frischen Schnitt des stielartigen Teils des Blattes (vgl. Bild 15, Schnittführung 1); Vergrößerung 50x. (Beschriftung gemäß der Erläuterungen im Text oder siehe Abkürzungstabelle.)

Beginnen wir also mit dem Querschnitt auf Höhe des stielartigen Teils des Blattes. Die Bilder (Abb. 16 & 17) zeigen die linke Kante der oben liegenden Rinne im ungefärbten, frischen Schnitt. Das Gewebe wird von einer einreihigen grünligen Epidermis mit einer aufliegenden elfenbeinfarbenen Cuticula begrenzt. Als nächstes sehen wir eine ebenfalls einreihige Hypodermis („Unterhaut“), deren Zellen jeweils einige dunkelrote Farbkörperchen (Chromoplasten) enthalten. Diese sind für den stellenweise rötlich-braunen Schimmer der Blätter meiner Probepflanze verantwortlich.

Darunter folgt das Assimilationsparenchym, dessen Zellen viele satt grün gefärbte Chloroplasten enthalten. Im Assimilationsparenchym findet der größte Anteil des Fotosynthesestoffwechsels statt, mit dem die Pflanzen durch die Umsetzung von Wasser und Kohlendioxid in Zucker und Sauerstoff unter Lichteinwirkung die zum Leben benötigte Energie gewinnen.

Teils noch in das Assimilationsparenchym eingelagert sehen wir kleinere und größere Faserbündel, deren Zellen sich durch stark verdickte Zellwände auszeichnen, die hier cremeweiß aufleuchten.

Ein besonders mächtiges Faserbündel finden wir an der Kante der Rinne (Abb. 17). Dies ist das oben angesprochene Faserbündel, das der Gattung *Sansevieria* den Trivialnamen „Bogenhanf“ eingebracht hat. Aus den Fasern und Leitbündeln der Blättern vieler Arten wurden nämlich früher neben Seilen und Schnüren auch Bogensehnen hergestellt.

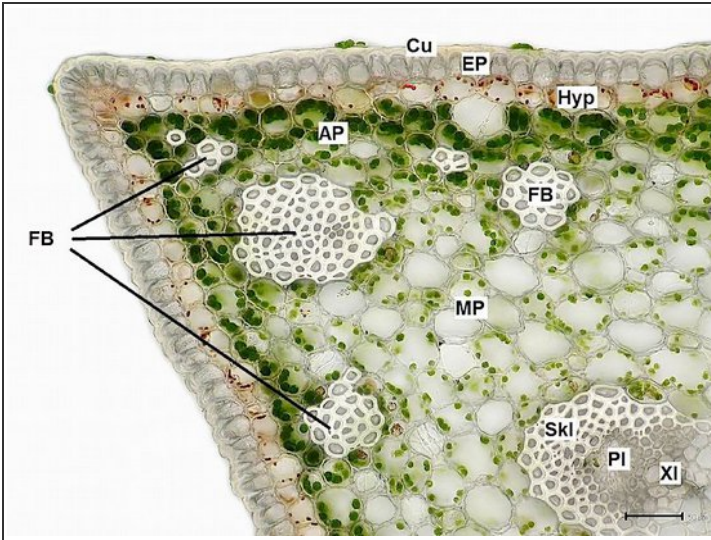


Abb. 17 – *Sansevieria concinna*

Ausschnitt der Blattkante aus Abb. 16 bei 200-facher Vergrößerung. Hier sind die einzelnen Gewebearten deutlicher zu erkennen.

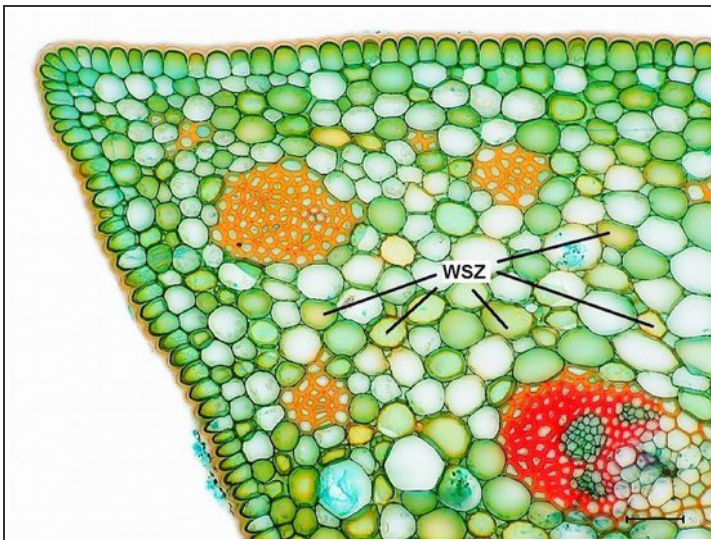


Abb. 18 – *Sansevieria concinna*

Ein ähnlicher Ausschnitt wie Abb. 17, aber gefärbt mit W3Asim-II, die Vergrößerung ist wieder 200x. Gekennzeichnet sind einige Wasserspeicherzellen.

Weiter im Inneren des Querschnittes finden wir verteilt im Markparenchym die Leitbündel, die das Blatt mit Wasser und Mineralien versorgen und Nährstoffe und andere Assimilate abtransportieren. Diese sind jeweils von einer mehr oder weniger stark ausgeprägten Sklerenchymkappe geschützt, die in der Regel zur Blattaußenseite weist. Wie die Faserbündel besteht diese aus dickwandigen Zellen, die weiß erscheinen. Im ungefärbten Schnitt ist dabei meist nicht zu unterscheiden, ob es sich um Fasern oder lignifizierte (verholzte) Zellen handelt. Unterhalb der Sklerenchymkappe liegt das Phloem mit seinen dünnwandigen Zellen und im Anschluss finden wir das Xylem mit den Tracheen und Tracheiden ebenfalls in hellem Cremeweiß. Am Rand des Blattes, eingesenkt in die Epidermis, sehen wir in einem Abstand voneinander quer angeschnittene Zellgruppen aus je vier Zellen, die die Stomata, die Atemöffnungen der Pflanze bilden. Diese schauen wir uns später noch genauer an.

Im gefärbten Querschnitt finden wir all diese Elemente wieder, aber nun mit den für ihren Gewebetyp charakteristischen Farben (Abb. 18). Dabei fällt uns im Markparenchym ein Zelltyp auf, der sich durch die blassgelbe Färbung von den ansonsten grün gefärbten Zellen abhebt. Es handelt sich um die Wasserspeicherzellen, die wir uns ebenfalls noch genauer ansehen werden.

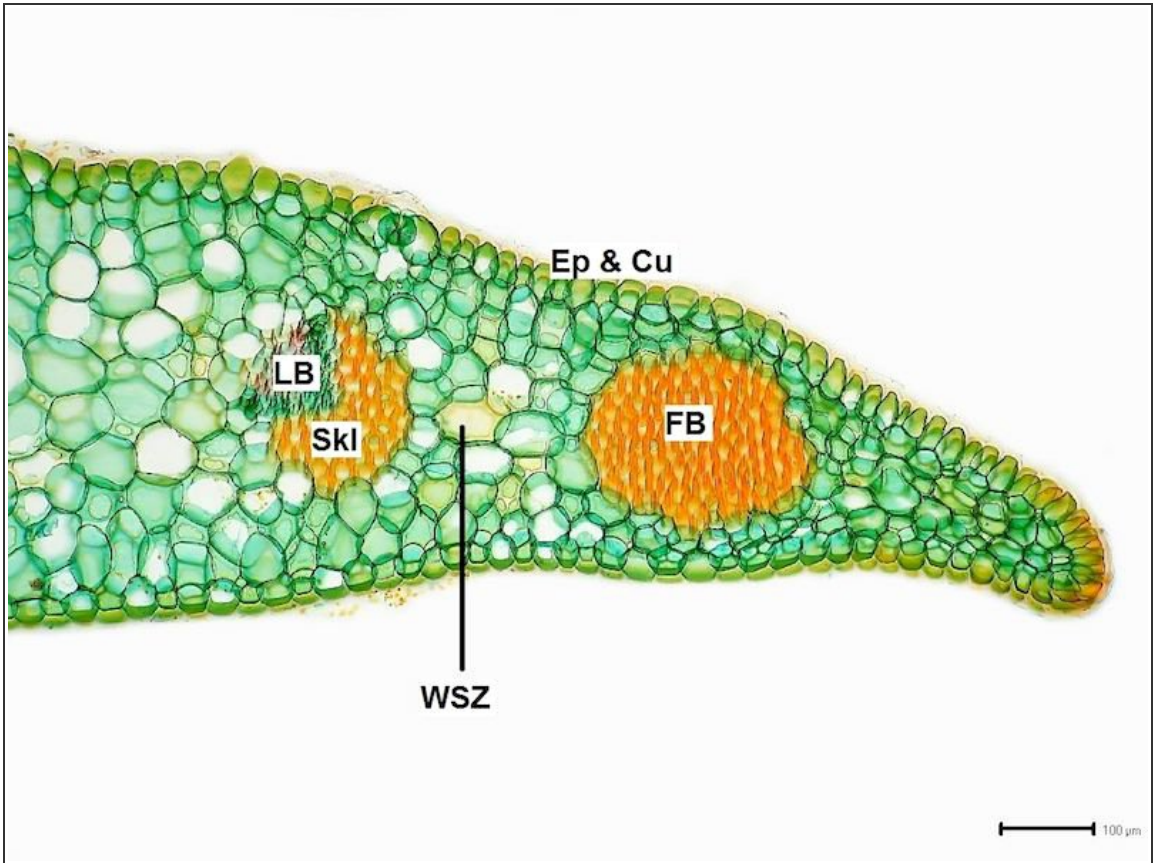
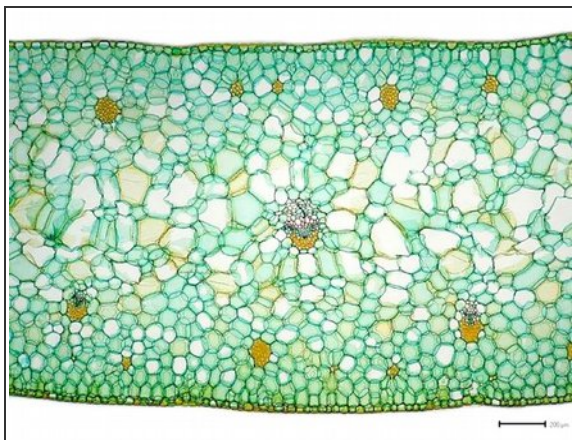


Abb. 19 – *Sansevieria concinna*

Der rechte Blattrand auf Höhe der löffelförmigen Verbreiterung des Blattes. Auffällig wieder das große Faserbündel ganz am Blattrand. Dahinter dann das Leitbündel mit seiner Sklerenchymkappe. Auch hier gibt es Wasserspeicherzellen.

Schauen wir nun exemplarisch auf den rechten Rand des Blattes auf Höhe der löffelförmigen Verbreiterung. Der Schnitt in W₃Asim-II-Färbung zeigt ein massives Faserbündel in kräftigem Orange, nach innen hin gefolgt von einem Leitbündel mit einer ebenfalls massiv ausgeprägten Sklerenchymkappe



(Abb. 19). In der Mitte der löffelförmigen Verbreiterung zeigt sich uns ein ähnliches Bild wie eben im stielförmigen Teil des Blattes (Abb. 20 & 21). Im ungefärbten und gefärbten Schnitt erkennen wir die bereits angesprochenen Strukturen anhand ihres Aufbaues und ihrer Färbung wieder. Diesmal fallen uns noch mehr der Wasserspeicherzellen ins Auge, in denen teils eine streifige Struktur erkennbar ist.

Abb. 20 – *Sansevieria concinna*

Übersicht der Blattmitte auf Höhe der löffelförmigen Verbreiterung des Blattes. Färbung W₃Asim-II; Vergrößerung 50x.

Werfen wir aber noch einmal einen genaueren Blick auf eines der vielen Stomata, wieder im ungefärbten frischen sowie im mit W3Asim-II gefärbten Schnitt (Abb. 21).

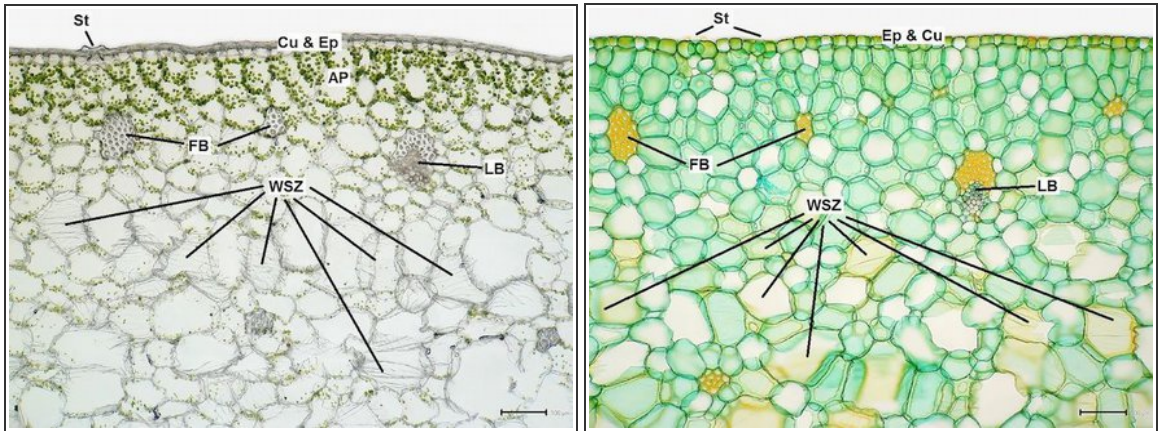


Abb. 21 – *Sansevieria concinna*

Die Cuticularhörnchen an der Innenseite des Spaltes sind gut zu erkennen. Sie bestehen aus Cutin und dienen der Senkung der Verdunstungsrate, da sie den wirksamen Durchmesser des Spaltes verkleinern – eine Anpassung an trockenes Klima. LINKS: Stoma im ungefärbten, frischen Schnitt, RECHTS: Stoma im nach W3Asim-II gefärbten Schnitt, BEIDES: Vergrößerung 100x.

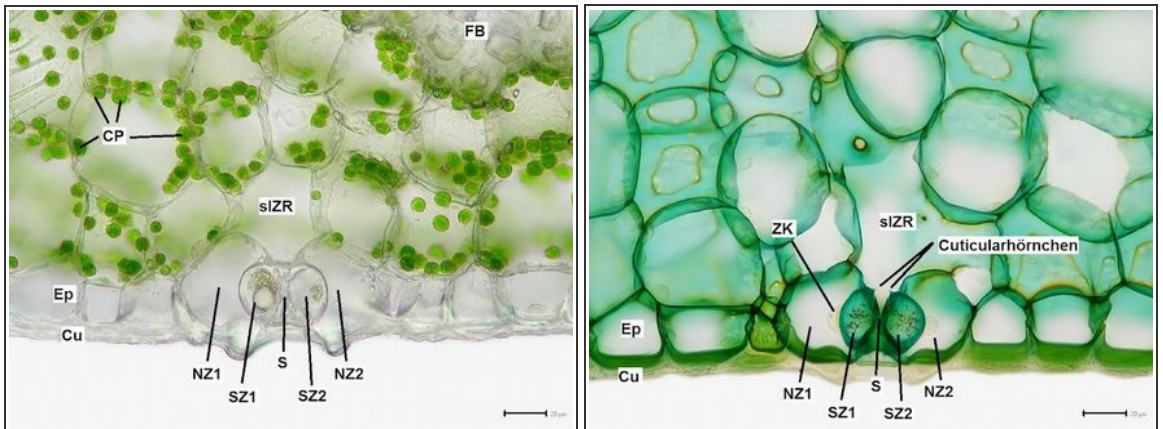


Abb. 22 – *Sansevieria concinna*

Detail aus der Blattoberseite. Uns fällt das Fehlen der Hypodermis unter der Epidermis ins Auge. Gut zu sehen sind die grünen Chloroplasten in den Zellen des Assimilationsparenchyms und die großen Wasserspeicherzellen mit ihren strukturierten Zellwänden. LINKS: Frischer, ungefärbter Schnitt, RECHTS: gefärbt mit W3Asim II, BEIDES: mit einer Vergrößerung von 400x.

Im Querschnitt erkennen wir vier Zellen, jeweils zwei zu beiden Seiten eines feinen Spaltes, eingelagert in die Epidermis mit ihrer Cuticula. Die äußeren Zellen sind die Nebenzellen, die inneren die Schließzellen. Im frischen Schnitt deutlich zu erkennen: die Schließzellen haben einige Chloroplasten, mit deren Hilfe sie die zur Schließung und Öffnung des Spaltes benötigte Energie erzeugen. Der Mechanismus beruht auf dem Innendruck der Schließzellen, über den der Spalt verengt oder erweitert wird. Hinter dem Spalt liegt der substomatäre Interzellularraum (früher sprechend Atemhöhle ge-

nannt), über den das Stoma mit dem Gewebe des Blattes in Verbindung steht. Ist der Spalt geöffnet, kann viel Wasser verdunsten, was über alle Blätter zu dem Unterdruck führt, der alleine für den Wassertransport aus den Wurzeln verantwortlich ist. Somit werden die Gewebe des Blattes, allen voran das Assimilationsparenchym, ausreichend mit Wasser und darin gelösten Mineralien versorgt. Ist wenig Wasser vorhanden, kann die Pflanze die Verdunstungsrate durch Schließen der Blattspalte herabsetzen, um Wasserverlust zu vermeiden. Allerdings wird Wasser auch unabdingbar zur Fotosynthese benötigt, mit geringerer Verdunstung gelangt weniger Wasser ins Blatt und somit muss die Pflanze auch ihren Stoffwechsel zurückfahren. Ganz nebenbei gelangt auch das ebenfalls zur Fotosynthese benötigte Kohlendioxid durch die Stomata ins Blatt und der dabei anfallende Sauerstoff kann es durch diese verlassen.

Wir sehen auch auf mikroskopischer Ebene: die ausreichende Verfügbarkeit von Wasser ist ein Dreh- und Angelpunkt im Leben einer Pflanze und die verschiedenen Arten in trockenen Gebieten haben im Laufe der Entwicklung verschiedenste Methoden entwickelt, um die Wasserversorgung so gut wie möglich sicher zu stellen.

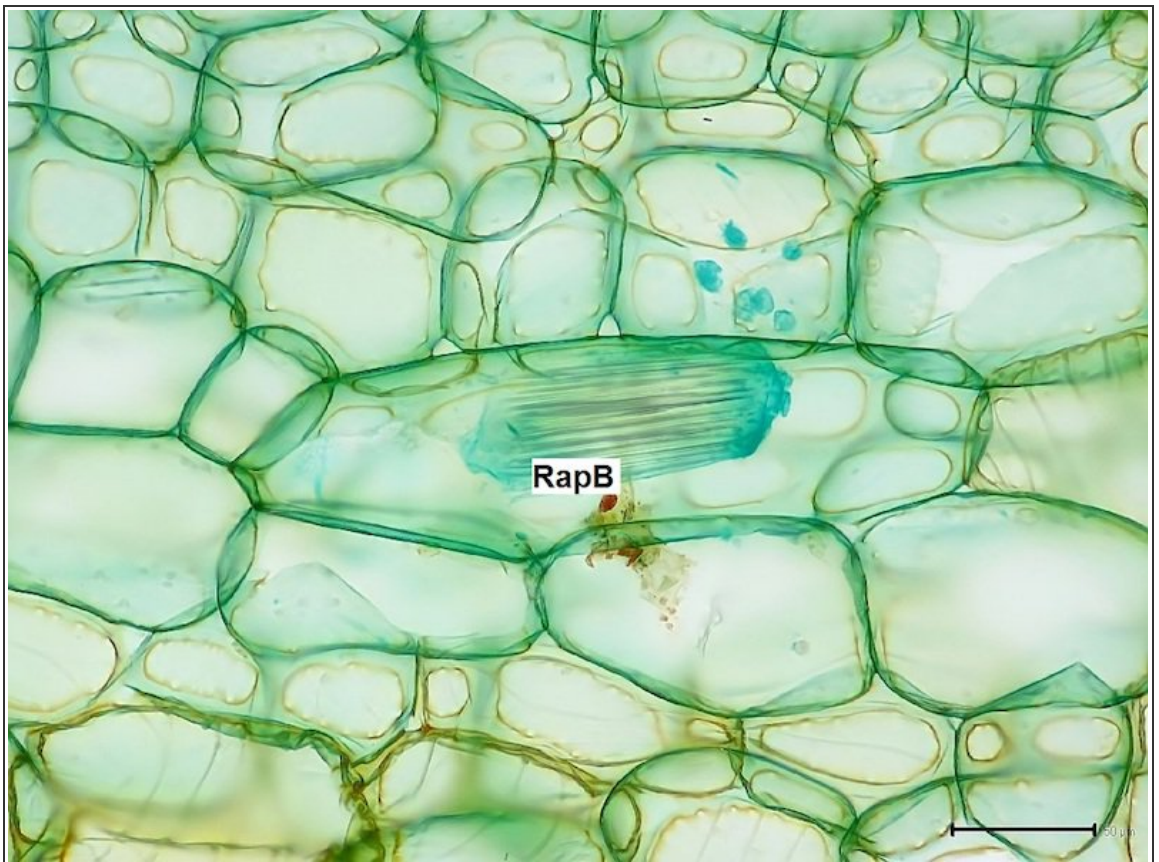


Abb. 23 – *Sansevieria concinna*

Rapidenbündel in einem Längsschnitt des Blattes, gefärbt mit W3asim-II; Vergrößerung 200x.

Ein weiterer besonderer Zelltyp im Blatt der *Sansevieria concinna* sind die Raphidenzellen mit eingela-

gerten Raphidenbündeln (Abb. 23). Dabei handelt es sich um Calciumoxalatkristalle in einer Schleimhülle, die in Verbindung mit einem von der Pflanze erzeugten Enzym wie weiter oben beschrieben einen wirksamen Fraßschutz bilden. Calciumoxalat ist doppelbrechend und leuchtet daher bei entsprechender Einstellung der Polfilter am Mikroskop hell auf.

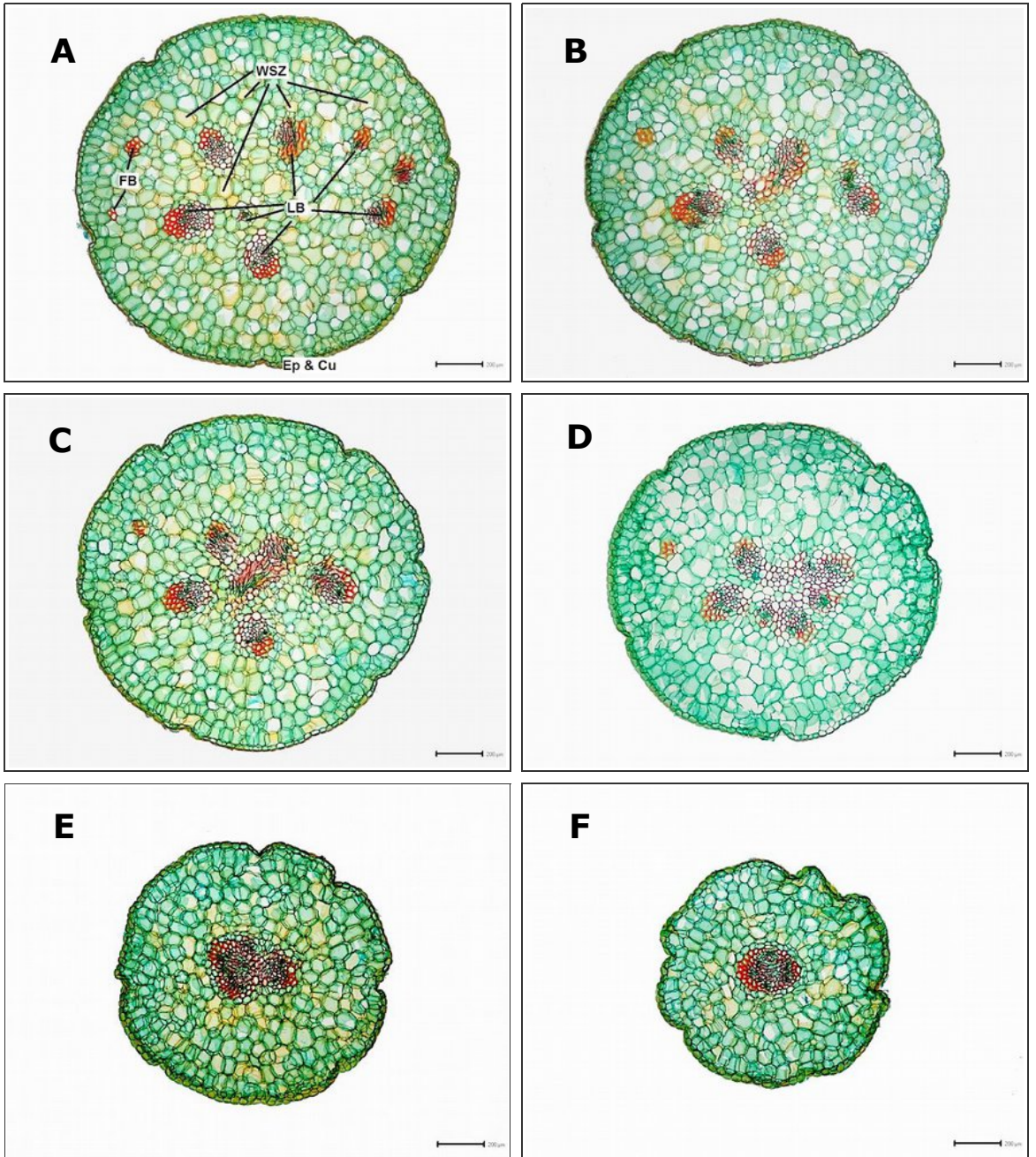
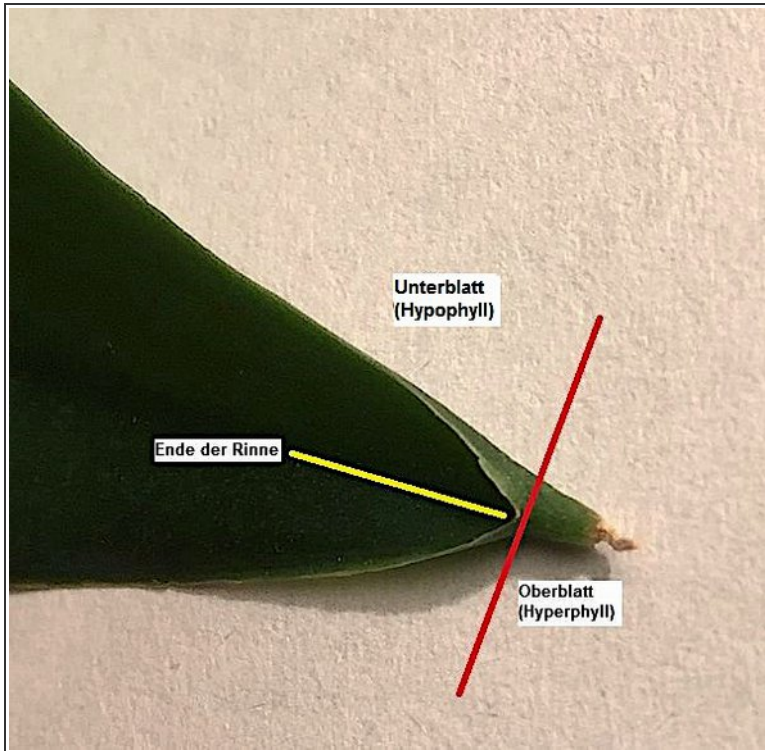


Abb. 24 – *Sansevieria concinna*

Schnittserie mit 6 Bildern vom Übergang der pfriemförmigen Blattspitze in den löffelförmigen Teil (basal) bis in die Spitze hinein (apical); Vergrößerung 200x.

In der im Vergleich zum Rest des Blattes sehr kleinen Blattspitze laufen die vielen Leitbündel letztendlich zu einem einzigen zusammen, das dort im Gewebe endet. Dies kann man deutlich in der Schnittserie (Abb. 24) beobachten. Vom Wachstum des Blattes betrachtet, ist es aber eigentlich umgekehrt: die Blattspitze entsteht als erstes aus dem Bildungsgewebe (Meristem) und die Bündel teilen sich im Laufe der Blattbildung auf.



Zu den Blättern der einkeimblättrigen Pflanzen (Monokotyledonen) hat Tillich verschiedene Formen des Blattaufbaues beschrieben. Das Blatt der Sansevieria folgt dabei dem in der Arbeit als Typus „D“ bezeichneten Schema, bei dem das eigentliche Blatt, die Spreite (Oberblatt), wie wir sie von z.B. unseren Bäumen kennen, hier nur aus der pfriemförmigen Spitze besteht. Der gesamte Rest ist eine Bildung des Blattstiels und des Unterblattes, was auch an der Lage und Orientierung der Leitbündel zum Rand hin deutlich wird. [Tillich 1998]

Abb. 25 – *Sansevieria concinna*
Oberblatt und Unterblatt nach Tillich an einem Blatt.

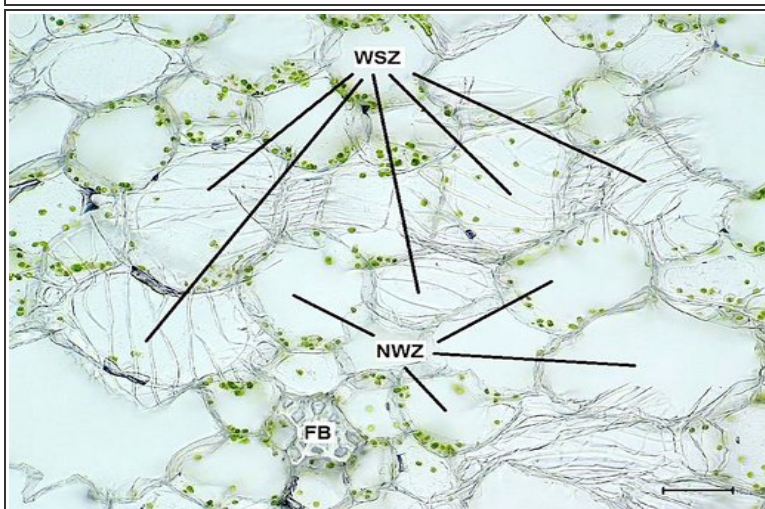


Abb. 26 – *Sansevieria concinna*
Frischer, ungefärbter Querschnitt durch das Mesophyll des Blattes mit Wasserspeicher- und Netzwerkzellen; Vergrößerung 200x.

Die Wasserspeicherzellen
Wie schon angesprochen, ist Wasser für alle Pflanzen in vielerlei Hinsicht absolut lebenswichtig: für die Versorgung mit benötigten Mineral-salzen, zur Aufrechterhaltung der Zellfunktion und -integrität sowie zur Energiegewinnung im Rahmen der Fotosynthese, wo zur Bildung eines Zuckermoleküls unter anderem sechs Moleküle Wasser verstoffwechselt werden.

Sansevierien kommen an trockenen bis sehr trockenen Standorten vor und gedeihen oft im Schatten von Sträuchern oder Bäumen, mit denen sie um das wenige verfügbare Wasser konkurrieren. Dabei hilft ihnen neben der dicken Cuticula als Verdunstungsschutz auch ein spezieller Zelltyp, mit dem im Inneren des Blattes Wasser gespeichert werden kann. Wie bei allen Arten der Gattung *Sansevieria* bestehen diese Wasserspeicherzellen bei *Sansevieria concinna* nur noch aus der durch Streben versteiften Zellwand (Abb. 26). Sie sind also abgestorben, da das Zellplasma mit all seinen Inhalten bei der Reife der Zelle letztendlich abgebaut und resorbiert wurde. Die Zellwand der Wasserspeicherzellen ist wasserdurchlässig und diese wird von den lebendigen Zellen des Markparenchyms, den sogenannten Netzwerkzellen, mit Wasser beladen, wenn genügend vorhanden ist. Dazu bilden die Netzwerkzellen um die Leitbündel herum ein dreidimensionales Netz, in das die Wasserspeicherzellen eingelagert sind. Im umgekehrten Fall, bei Wassermangel, geben die Speicherzellen Wasser an das umliegende Gewebe ab und ermöglichen es der Pflanze so, ihren Stoffwechsel länger aufrecht zu erhalten. In den sich leerenden Zellen bilden sich aber nun keine Luftblasen, sondern diese falten sich mit dem Verlust des Wassers ähnlich einer Ziehharmonika entlang der Wandverstärkungen zusammen. [Koller & Rost 1988, 263] Diesen Umstand konnte jeder von Ihnen schon einmal ertasten, wenn vergessen wurde, die Sansevierien ausreichend zu gießen: die ansonsten festen Blätter werden weicher und bilden sichtbare Fältchen, ohne jedoch ihre grundsätzliche Festigkeit zu verlieren. Steht dann wieder ausreichend Wasser zur Verfügung, werden die Speicher wieder aufgefüllt und gelangen auch dank der versteifenden Bänder bald wieder in ihre ursprüngliche Form zurück.

Insbesondere die Streben auf den Wasserspeicherzellen sind im ungefärbten Zustand oder bei der W₃Asim-II-Färbung nur sehr schwer zu erkennen. Auch hier hilft der Polarisationskontrast oder die Färbung mit Toluidinblau, wie die folgenden Bilder zeigen (Abb. 27–28).

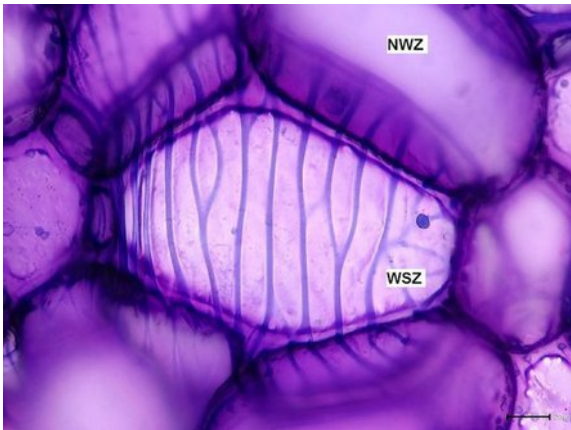


Abb. 27 – *Sansevieria concinna*

Eine Wasserspeicherzelle umgeben von Netzwerkzellen gefärbt mit Toluidinblau; Vergrößerung 400x.

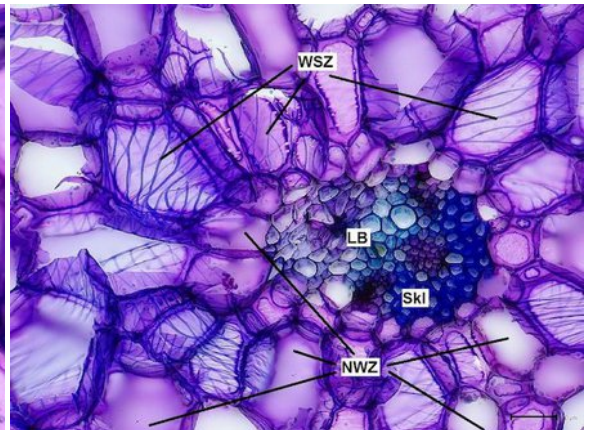


Abb. 28 – *Sansevieria concinna*

Gewebe um ein Leitbündel mit Wasserspeicher- und Netzwerkzellen; Querschnitt bei 200x, gefärbt mit Toluidinblau.

Der Blütenstand

Ein weiterer oberirdischer Pflanzenteil ist der Blütenstand in Form einer gestreckten Thyrs. Dieser zeigt zunächst einen runden Querschnitt, der am Ansatz der Blütenstiele in einen blumigen Querschnitt mit 8 bis 10 Ausbuchtungen übergeht, an deren Ende jeweils ein bis zwei Blütenstielchen ansetzen (Abb. 29).

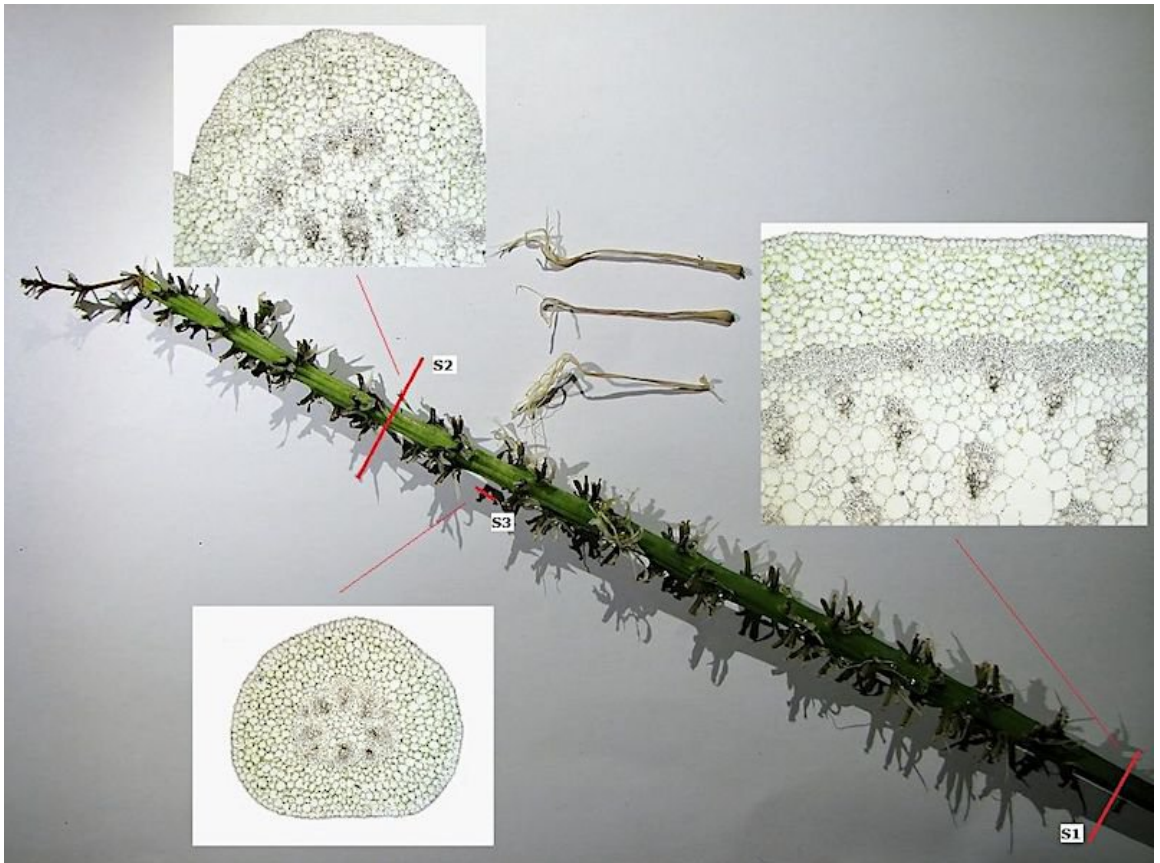


Abb. 29 – *Sansevieria concinna*

Blütenstandsstängel mit Schnittebenen: S1 = runder Querschnitt im unteren Teil des Stängels, S2 = „blumiger“ Querschnitt auf Höhe der Blütenstiele und S3 = Blütenstiel. Die kleinen Bilder zeigen jeweils einen Teil des ungefärbten, frischen Schnittes an der entsprechenden Stelle.

Im unteren Teil des Blütenstandsstängels finden wir von außen nach innen schauend wieder die Epidermis mit der Cuticula, darunter liegt ein Rindenparenchym, dessen Zellen einzelne Chloroplasten enthalten, die für den grünen Farbeindruck dieses Pflanzenteils sorgen. Eingelagert in das Rindenparenchym liegen einige kleinere Faserbündel. Weiter innen finden wir einen Sklerenchymring aus verholzten Zellen, der dem Blütenstandsstängel seine Stabilität verleiht. Dahinter liegen, eingebettet in das Markparenchym, viele Leitbündel unterschiedlicher Größe, wie es bei den Monokotyledonen üblich ist. Auch hier und weiter oben finden sich vereinzelt Raphidenzellen, deren Calciumoxalaträphiden beim Schnitt oft über die Schnittfläche verteilt wurden (Rap) (Abb. 30).

Im oberen Teil ändert sich das Bild ein wenig: der grundsätzliche Aufbau ist identisch, doch zweigen von den innen liegenden Leitbündeln immer wieder Stränge ab, die weiter oberhalb die Blütenstielchen und somit die Blüten versorgen. Dies führt zu dem „blumigen“ Querschnitt an dieser Stelle (Abb. 31).

Der fast runde Blütenstiel selbst erreicht einen Durchmesser von etwa einem Millimeter. Auch er ist von einer Epidermis mit Cuticula umgeben, unter der ein Rindenparenchym den Großteil des Querschnittes füllt. Auch hier sehen wir wieder einzelne Chloroplasten in den Parenchymzellen.

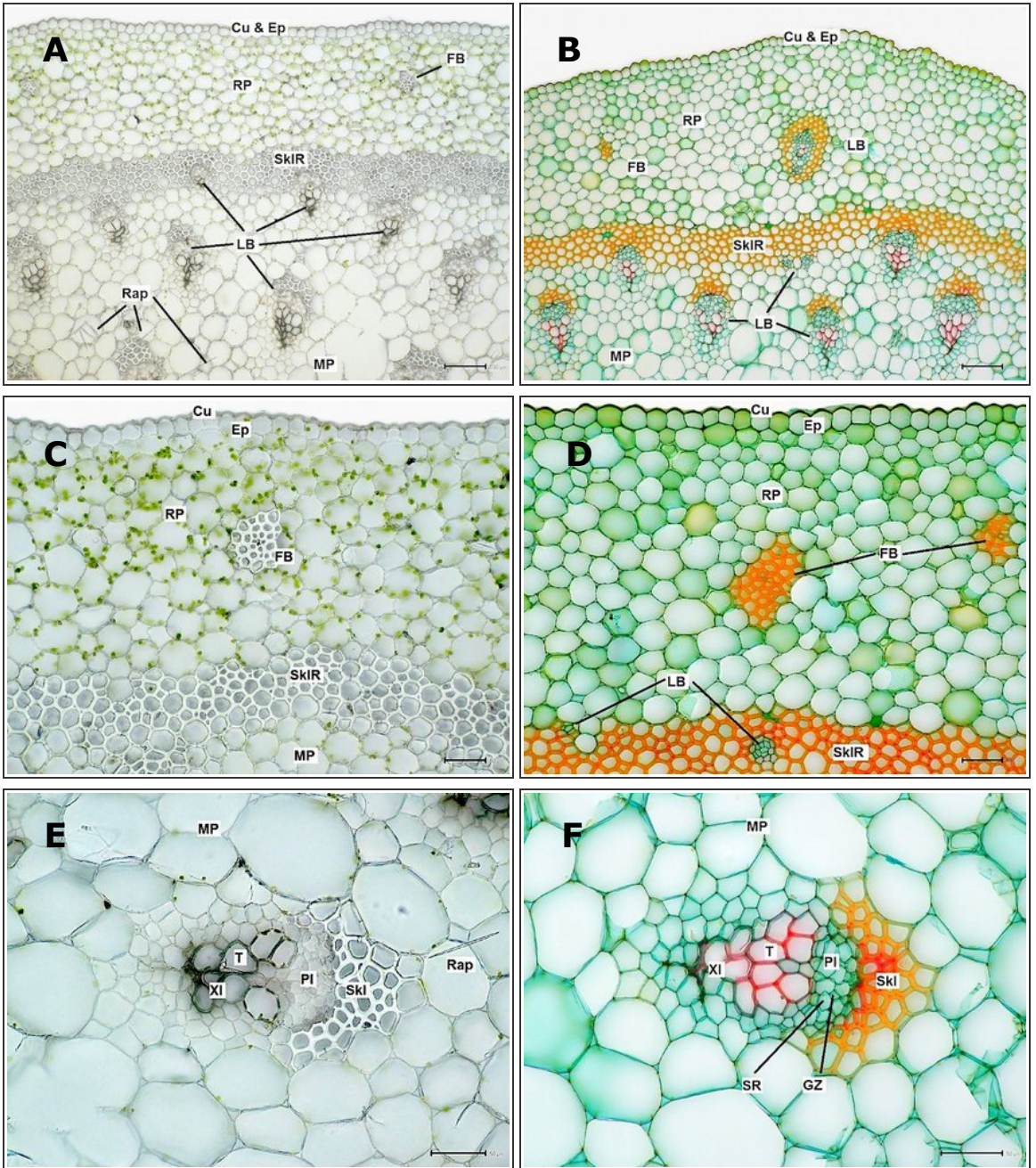


Abb. 30 – *Sansevieria concinna* (Schnitt auf Höhe von S1 siehe Abb. 29)

A= Teilansicht des frischen, ungefärbten Schnittes; Vergrößerung 100x. **B**= Teilansicht des gefärbten Schnittes; Vergrößerung 100x. **C**= Rindenparenchym mit Faserbündel und Leitbündel sowie den angrenzenden Geweben aus dem frischen, ungefärbten Schnitt; Vergrößerung 200x. **D**= Rindenparenchym mit Faserbündeln und als Besonderheit zwei kleine, nicht voll ausgebildete Leitbündel im Sklerenchymring. Diesmal vom gefärbten Schnitt; Vergrößerung 200x. **E**= Leitbündel, frischer, ungefärbter Schnitt. Es handelt sich um ein bei den Monokotyledonen übliches geschlossen kollaterales Leitbündel ohne Cambium zwischen Phloem und Xylem; Vergrößerung 200x. **F**= Hier das Leitbündel im gefärbten Schnitt. Wir können im Phloem die großen Siebröhren (SR) von den kleinen Geleitzellen (GZ) unterscheiden. Der Durchmesser des Bündels inklusive Sklerenchymkappe beträgt hier rund 260 µm; Vergrößerung 200x.

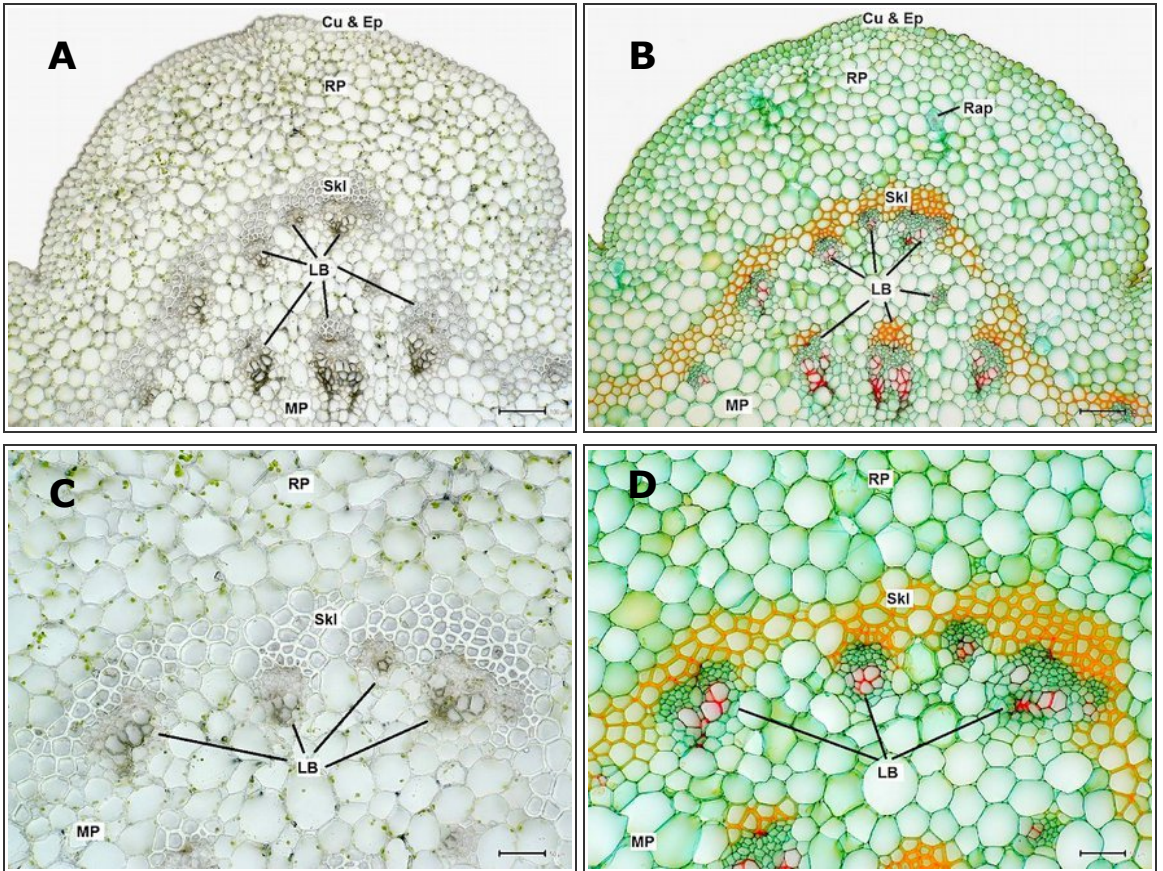


Abb. 31 – *Sansevieria concinna* (Schnitt auf Höhe von S2 siehe Abb. 29)

A= Teilansicht des frischen, ungefärbten Schnittes; Vergrößerung 100x. **B**= Teilansicht des gefärbten Schnittes; Vergrößerung 100x. Das große Leitbündel auf 6 Uhr zeigt eine besonders schön ausgeprägte Verzweigung. **C**= Detail mit Sklerenchym und Leitbündeln auf Höhe des ungefärbten, frischen Schnittes; Vergrößerung 200x. **D**= Detail mit Sklerenchym und Leitbündeln auf Höhe des gefärbten Schnittes; Vergrößerung 200x.

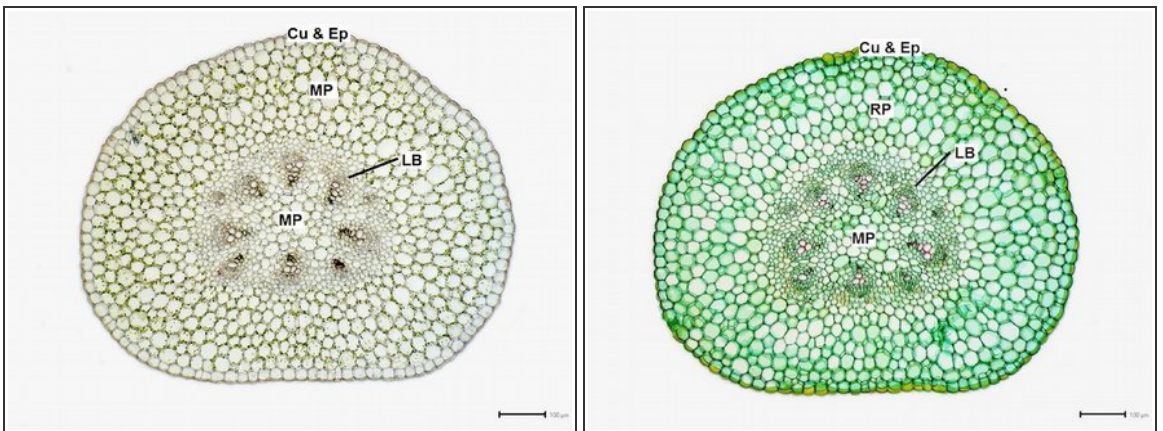


Abb. 32 – *Sansevieria concinna* (Schnitt auf Höhe von S3 siehe Abb. 29)

LINKS: Frischer, ungefärbter Querschnitt des Blütenstiels, Vergrößerung 100x. RECHTS: Gefärbter Querschnitt des Blütenstiels. Der Durchmesser des Leitbündelrings im Inneren beträgt ca. 500 µm; Vergrößerung 100x.

Im Inneren dann sehen wir einen Ring von 10 bis 12 Leitbündeln mit jeweils einigen Faserzellen an der Außenseite, die ein kleines Markparenchym umschließen. Die Leitbündel hier zeigen den gleichen grundsätzlichen Aufbau wie in den anderen Pflanzenteilen, sind jedoch wesentlich kleiner. (Abb. 32–33) Wasserspeicherzellen kommen im Blütenstand nicht vor.

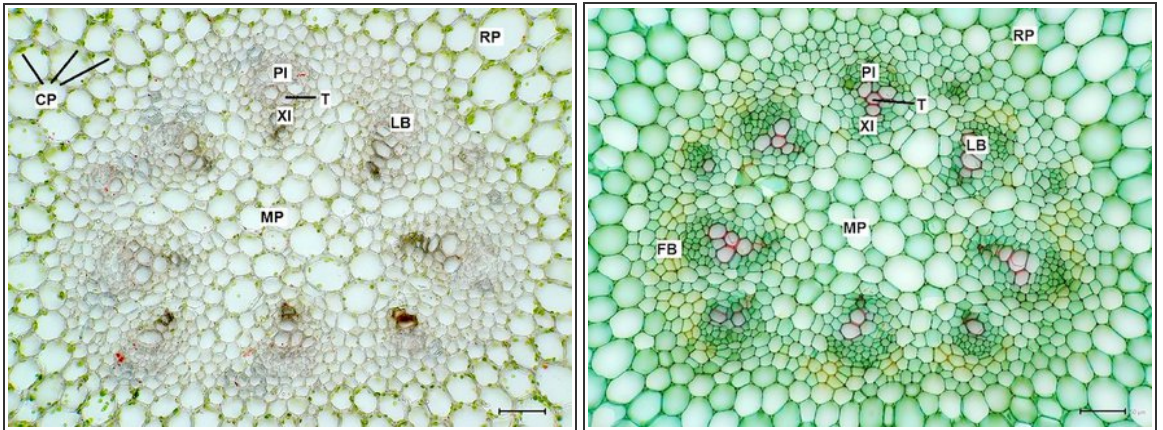


Abb. 33 – *Sansevieria concinna* (Schnitt auf Höhe von S3 siehe Abb. 29)

LINKS: Detailaufnahme des Leitbündelrings aus Abb. 32 – links; Vergrößerung 200x.

RECHTS: Detailaufnahme des Leitbündelrings aus Abb. 32 – rechts; Vergrößerung 200x.

Der Samen

Die Sansevierien gehören zu den Bedecktsamern (Angiospermen). Der reife Samen von *Sansevieria concinna* ist von einem leuchtend orangen Perikarp umgeben. Dieses besteht aus drei Schichten: außen die Epidermis (Exokarp), in der Mitte die fleischige Pulpa (Mesokarp) und darunter eine nach innen und seitlich verholzte Zellschicht (Endokarp). Unter dem Perikarp folgen dann die beiden Samenhäutchen (Integumenten) und das Nährgewebe (Endosperm) für den Embryo. [Budweg, 2014]

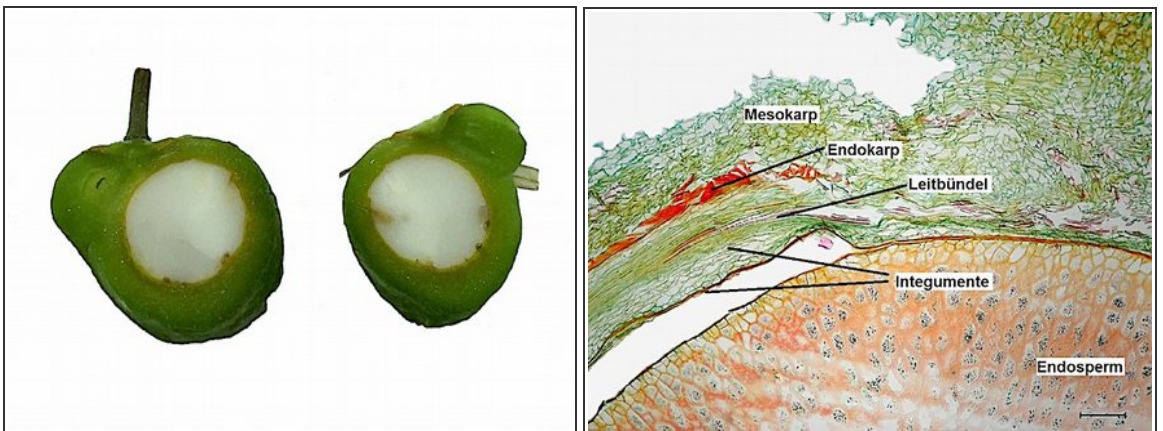


Abb. 34 – *Sansevieria concinna*

LINKS: Makroaufnahme einer längs geschnittenen, unreifen Doppelfrucht. RECHTS: Längsschnitt durch die Frucht, das Exokarp und Teile des Mesokarps sind bei der Präparation verloren gegangen; Vergrößerung 50x.

In den Schnitten finden wir all diese Pflanzenteile wieder, nur der Embryo konnte nicht abgebildet

werden, da er sich außerhalb der Schnittebene befand. Geschnitten wurden allerdings die unreifen Früchte mit noch grünem Perikarp, da das Mesokarp im reifen Zustand so weich ist, dass es schon die vorbereitende Präparation nicht übersteht. Weiter erschwert wird der Schnitt durch das sehr harte Endosperm, was letztendlich zum Auseinanderfallen der Schnitte geführt hat (Abb. 34–36).

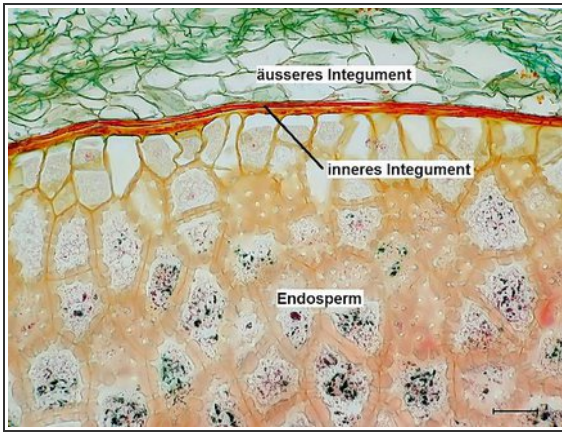


Abb. 35 – *Sansevieria concinna*

Der Längsschnitt der Frucht im Detail mit Integumenten und Endosperm; Vergrößerung 200x.

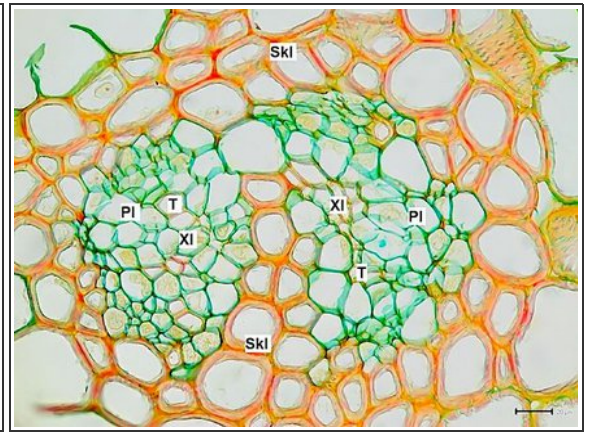


Abb. 36 – *Sansevieria concinna*

Leitbündel zur Versorgung der Gewebe des Samens und der Frucht; Vergrößerung 400x.

Eine Besonderheit bildet das Endosperm. Während bei den meisten Pflanzen in Form von Stärkekörnern in den Zellen des Endosperms eingelagerte Stärke als Reservestoff für das Auskeimen des Embryos dient, sind dies bei den Sansevierien Cellulosane (meist Polymannane). [Wanner 2004] Diese sind nicht im Inneren der Endospermzellen, sondern in deren stark verdickten Zellwänden eingelagert. Durch die verdickten Zellwände hindurch sind die Zellen weiterhin durch Tüpfel am Ende der Tüpfelkanäle in Kontakt, die im mikroskopischen Bild deutlich zu sehen sind (Abb. 37 & 38).

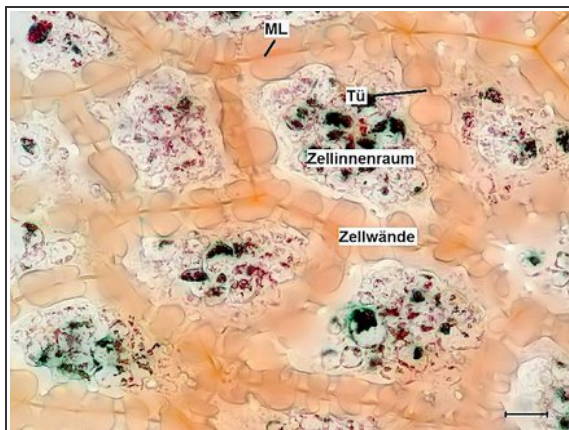


Abb. 37 – *Sansevieria concinna*

Der Zellverbund im Endosperm. Die Speicherstoffe (Cellulosane) sind in den massiven Zellwänden eingelagert, diese sind zwischen 8 und 13 µm dick und durch die gut sichtbare Mittellamelle verbunden; Vergrößerung 400x.

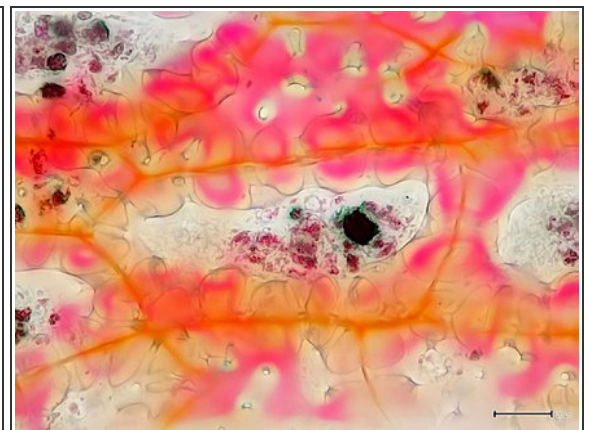


Abb. 38 – *Sansevieria concinna*

Eine Zelle des Endosperms im Detail; Vergrößerung 400x.

Die Sansevierien gehören zu den einkeimblättrigen Pflanzen (Monokotyledonen). Dieses Keimblatt bildet im Samen selbst eine Art Haustorium, mit dem der Keimling die Cellulose enzymatisch aus den Zellwänden des Endosperms heraus löst und so für sein Wachstum nutzbar macht. [Budweg 2015] Der Samen der Dattelpalmen (*Phoenix dactylifera*) zeigt den gleichen Aufbau des Endosperms. Auch bei ihm sind die Cellulose in den Zellwänden die maßgeblichen Speicherstoffe. [Wanner 2004]



Abb. 39 – *Sansevieria concinna*

Makroaufnahme vom Rhizom, der Durchmesser beträgt etwa 20 mm. Die Blätter an den Internodien sind zu Schuppen zurück gebildet, rechts einige Wurzeln.

Das Rhizom

Ein Rhizom ist ein unterirdisch wachsender Spross, der auch als Speicherorgan dient. Das Rhizom meiner Probestpflanze erreichte eine arttypische Dicke von gut 2 cm, was die Grenze dessen darstellt, was noch mit einem Zylindermikrotom geschnitten werden kann. An den Internodien befinden sich Spuren von Niederblättern, die jedoch zurück gebildet sind (Abb. 39).

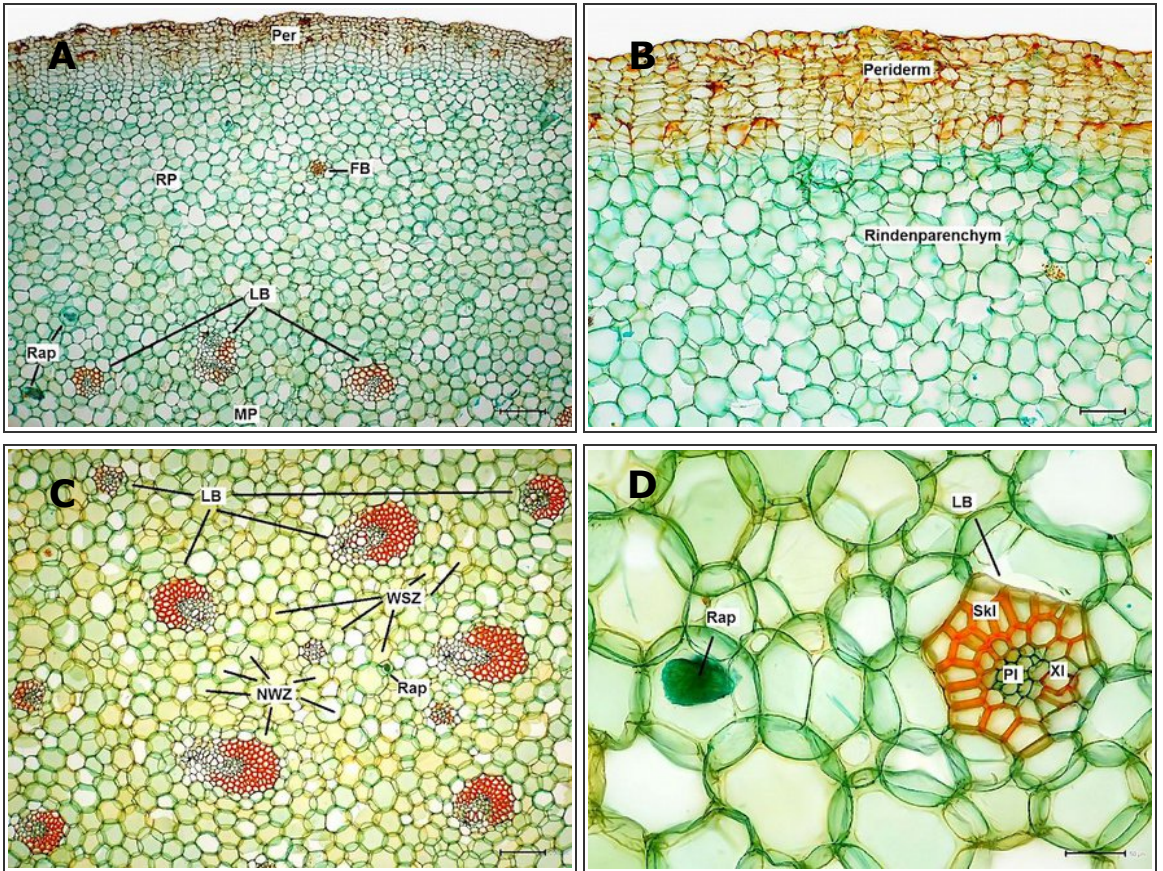


Abb. 40 – *Sansevieria concinna*

- A**= Ausschnitt aus dem gefärbten Querschnitt des Rhizoms; Vergrößerung 50x. Das Abschlussgewebe ist ein Periderm, im Rindenparenchym ein Faserbündel und einige Raphiden, darunter die Leitbündel im Markparenchym.
- B**= Periderm und darunter liegendes Rindenparenchym des Rhizoms; Vergrößerung 100x. **C**= Blick ins von Leitbündeln durchsetzte Markparenchym des Rhizoms mit Wasserspeicherzellen und Netzwerkzellen; Vergrößerung 50x.
- D**= Ein Raphidenbündel und ein kleines Leitbündel aus dem Rhizom; Vergrößerung 200x.

Im mikroskopischen Schnitt finden wir beim Rhizom die typische Anatomie eines Sprosses. Unter einem Periderm mit mehreren Reihen von Korkzellen als sekundärem Abschlussgewebe finden wir ein mächtiges Rindenparenchym aus undifferenzierten Zellen, in dem gelegentlich Raphidenzellen und kleine Faserbündel eingelagert sind. Im Zentrum dann wieder das Markparenchym mit vielen kleineren und größeren Leitbündeln, die sich vom Aufbau her nicht von denen im Blatt unterscheiden. Wie das Blatt dient das Rhizom auch der Speicherung von Wasser, daher sehen wir auch dort zwischen den Leitbündeln die bekannte Anordnung aus Wasserspeicherzellen und Netzwerkzellen (Abb. 40).

Die Wurzel

Mit den Wurzeln, die an den Internodien des Rhizoms entspringen, nimmt die Pflanze Wasser und die darin gelösten Mineralsalze auf. Dabei ist es wichtig, möglichst nur die benötigten Salze in den Wasserkreislauf aufzunehmen, was zu der für Wurzeln charakteristischen Anatomie führt, die wir auch bei *Sansevieria concinna* beobachten können.

Die Wurzelhaare in den Wurzelhaarzonen der Wurzeln einer Pflanze bilden zusammen eine riesige Oberfläche, an der Wasser durch Kapillarkräfte in die Zellzwischenräume und Zellwände aufgenommen und weitergeleitet wird. Die hier vorliegenden Schnitte zeigen eine voll ausgebildete Wurzel im Querschnitt oberhalb der Wurzelhaarzone. Betrachten wir deren Aufbau nun wieder von außen nach innen: unterhalb der Rhizodermis, die hier als Velanem Radicum ausgebildet ist, liegt die einreihige Exodermis der Wurzel. Dann folgt das Rindenparenchym, das einen Großteil der Schnittfläche ausmacht.² Im Anschluss daran finden wir eine tertiäre Endodermis, deren Zellen gegeneinander durch die sogenannten Casparischen Streifen abgedichtet sind und die eine U-förmige Zellwandverdickung aus Cellulose aufweisen. Diese Zellen sind, auch durch eine innen an der Zellwand anliegende Suberinlamelle, gänzlich wasserundurchlässig. Wir finden jedoch noch einen zweiten Zelltyp: die dünnwandigen Durchlasszellen. Nur durch diese kann Wasser in den Zentralzylinder der Wurzel aufgenommen werden. Die Aufnahme von Mineralsalzen kann dabei in einer gewissen Bandbreite durch Lösungsgleichgewichte gesteuert werden (Abb. 41).

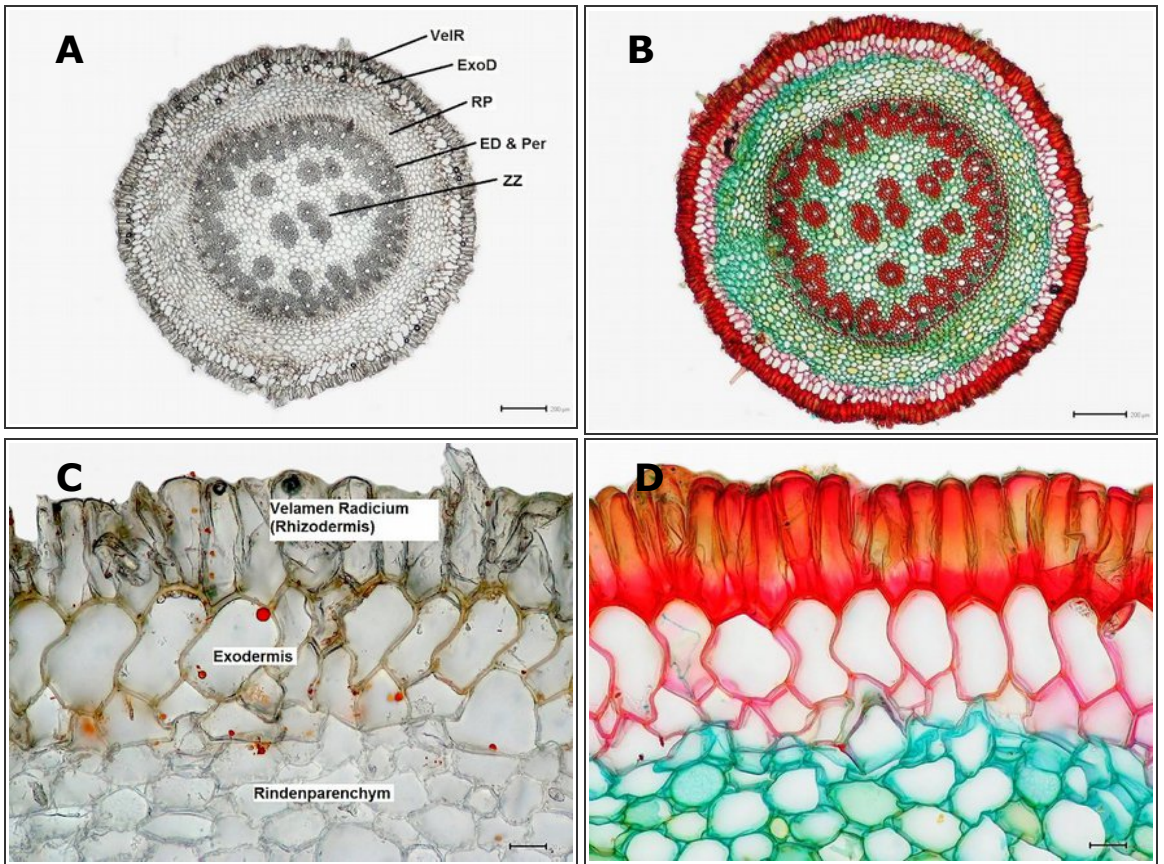


Abb. 41 – *Sansevieria concinna*

A= Frischer, ungefärbter Querschnitt einer Wurzel; Vergrößerung 50x. **B**= Der Querschnitt mit W3Asim II gefärbt; Vergrößerung wieder 50x. **C**= Rhizodermis (Velamen Radicum), Exodermis und Rindenparenchym der Wurzel im frischen, ungefärbten Schnitt; Vergrößerung 400x.

D= Die drei äußeren Gewebe der Wurzel im mit W3Asim -I gefärbten Schnitt; Vergrößerung ebenfalls 400x.

Der Zentralzylinder besteht zunächst aus dem an der Endodermis anliegenden Perizykel, gefolgt von vielen sternförmig angeordneten Xylemstrahlen, in deren Zwischenräumen die dazugehörigen Phloemstränge. Es handelt sich also um eine polyarche Wurzel. Ungewöhnlich ist hier das große Markparenchym im Inneren des Leitgeweberings, in dem weitere Xylemstränge eingebettet sind, die ihrerseits jeweils von einem mehrreihigen Sklerenchymring umgeben sind (Abb. 42).

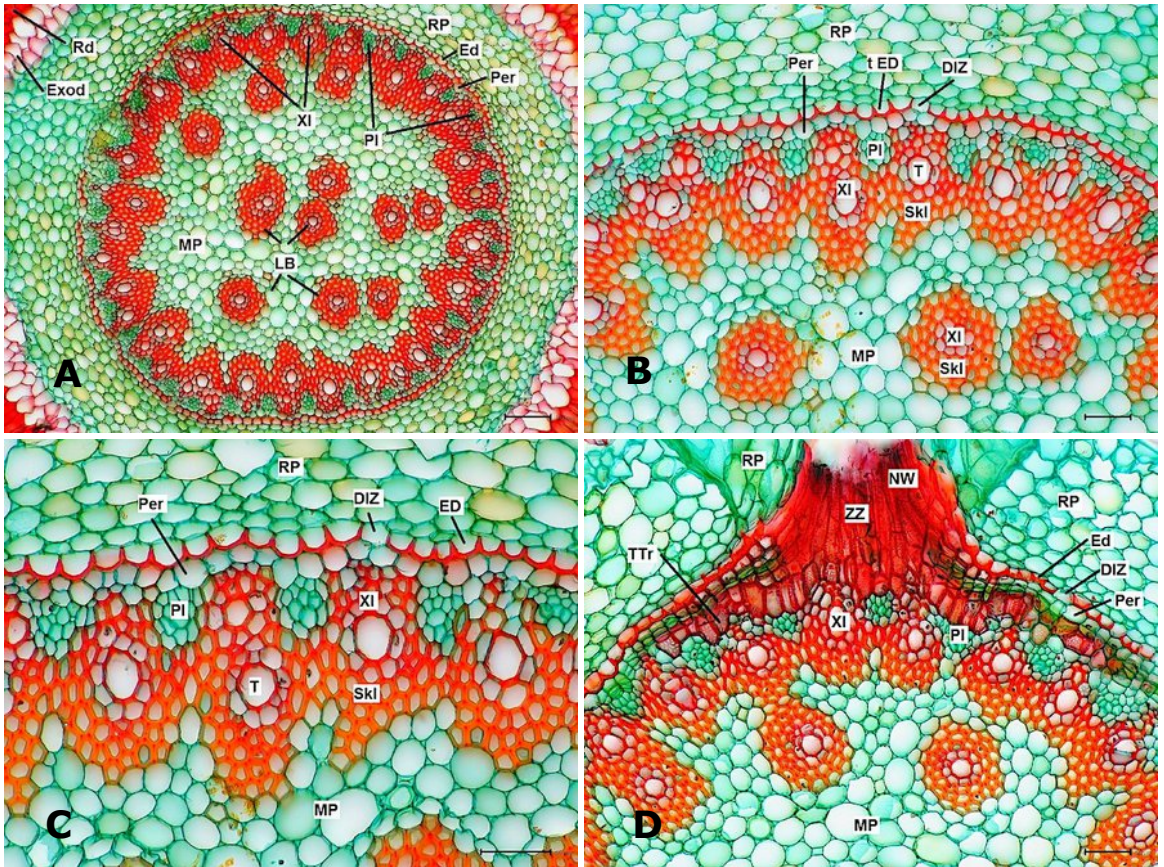


Abb. 42 – *Sansevieria concinna*

A= Der Zentralzylinder der Wurzel im gefärbten Querschnitt; Vergrößerung 100x. **B**= Zentralzylinder mit Leitgeweben, Periderm, Endodermis mit Durchlasszellen und das Rindenparenchym; Vergrößerung 200x.









C= Ein Detail aus Abb. 41 B. **D**= Hier entspringt eine Nebenwurzel (NW), deren Zentralzylinder an die Hauptwurzel „andockt“, was auch durch Transfusionstracheiden geschieht (TTr); Vergrößerung 200x.

Danksagung

Mein Dank gilt Herrn Dr. Heinz-Günter Budweg (Sansevieria Online) für die Bereitstellung einer Pflanze zur Probenahme und die fruchtbare Diskussion der gefundenen Ergebnisse, Herrn Dr. Detlef Kramer (Biologische Fakultät der TU Darmstadt, em.) für die kritische Durchsicht der erstellten Schnitte und ihrer Beschreibungen sowie dem fachlichen Review, Frau Maria Schemann für die Erstellung der Paraffinschnitte des Samens und Herrn Peter A. Mansfeld (Sansevieria Online) für die kritische

Durchsicht des vorliegenden Artikels. Und nicht zuletzt auch Herrn Rolf-Dieter Müller (MKB), der mich in die Mikroskopie und Präparation pflanzlicher Präparate eingeführt hat und ohne dessen Entwicklung der W3Asim – Färbungen die vorliegende Arbeit in dieser Form nicht möglich gewesen wäre.

Literatur

- ALFANI, A. & LIGRONE, R. & FIORETTO, A. & VIRZO DE SANTO, A. (1989): *Histochemistry, ultrastructure and possible significance of dead parenchyma cells with specialized walls in the leaf and rhizome of Sansevieria*. In: *Plant, Celt and Environment* 12, S. 249–259. 
- BROWN, N. E. (1915): *Sansevieria - A monograph of all the known species*. In: *Bulletin Miscellaneous Information (Kew)*, Nr. 5, S. 185–261. 
- BOS, J.J. (1998): *Dracaenaceae*. Kubitzki, K. (ed): *The families and genera of vascular plants*. Band 3, Springer Verlag, S. 238–241.
- BUDWEG, H. G. (2014): *Die rätselhaften Früchte der Sansevierien*. In: *Sansevieria Online*, Jg. 2, Heft 1, S. 4–31.
- BUDWEG, H. G. (2015): *Vom Beginn des Lebens der Sansevierien: Beobachtungen an meinen Pflanzen*. In: *Sansevieria Online*, Jg. 3, Heft 2, S. 24–34.
- ESAU, K. (1969): *Pflanzenanatomie*. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 2. Auflage, 594 Seiten. 
- HUBER, H. (1969): *Die Samenmerkmale und Verwandtschaftsverhältnisse der Liliifloren*. In: *Mitteilungen der Botanischen Staatssammlung München* Band 8, S. 219–538. 
- KOLLER, A.L. & ROST, T.L. (1988): *Structural analysis of water-storage tissue in leaves of Sansevieria (Agavaceae)*. In: *Bot. Gaz.* 149, Heft 3, S. 260–274. 
- KONNO, K. & INOUE T.A. & NAKAMURA M. (2014): *Synergistic Defensive Function of Raphides and Protease through the Needle Effect*. (Internet: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0091341>) (abgefragt am 26.05.2017)
- MANSFELD, P. A. (2017): *Sansevieria concinna* N.E.Brown nicht nur aus Mosambik bekannt. In: *Sansevieria Online* Jg. 5, Heft 2, S. 4–13.
- MÜLLER, R.-D. (2011): *Wacker für alle - neue Simultanfärbungen auf Basis der W3A Färbung von Robin Wacker*. (Internet: http://www.mikroskopie-bonn.de/bibliothek/botanische_mikrotechnik/162.html) (abgefragt am 26.05.2017) 
- STEVENSON, D. WM. (1973): *Phylloden theory in relation to leaf ontogeny in Sansevieria trifasciata*. In: *American Journal of Botany* 60, Heft 4, S. 387–395. 
- TILLICH, H.-J. (1998): *Development and Organisation*. Kubitzki, K. (ed): *The families and genera of vascular plants*. Springer Verlag, Band 3, S. 1–19. 
- WANNER, G. (2004): *Mikroskopisch-Botanisches Praktikum*. Thieme, Stuttgart, 246 Seiten.
- WEISS, J. (2016): *Erstellung Pflanzlicher Dauerpräparate*. (Internet: http://www.mikroskopie-bonn.de/themenseiten/erstellung_pflanzlicher_dauerpraeparate/index.php) (abgefragt 06.05.2017)

Internet

[Mikroskopisches Kollegium Bonn \(MKB\)](#)

Kontaktdaten

Jörg Weiß, Helene-Lange-Str. 25, D-53757 Sankt Augustin - joerg.weiss@mikroskopie-bonn.de