

PRESENTED BY
THE RIJKSHERBARIUM LEYDENZellphysiologische Beobachtungen
an *Iris Reichenbachii* während des Abblühens

Von

Engelbert Bancher (Wien)

(Mit 4 Textabbildungen)

(Aus dem Botanischen Institut der Technischen Hochschule in Wien
und dem Pflanzenphysiologischen Institut der Universität Wien)

In einer früheren ausführlichen Arbeit (BANCHER 1938) wurden zahlreiche *Iris*-Arten untersucht und dabei konnten auf Grund der morphologisch-makroskopischen Erscheinungen des Abblühvorganges zwei Gruppen desselben unterschieden werden; eine Gruppe, bei der die Perigonblätter sich aufrichten, zusammenklappen und „Zerfließen“ und eine zweite, deren Perigonblätter sich einzeln korkzieherartig zusammenrollen und dann vertrocknen (vgl. BANCHER 1938, S. 224 u. 225).

Diesmal soll nun eine *Iris*-Art beschrieben werden, die nach ihrem Verhalten beim Abblühen zwischen die beiden vorhin genannten Gruppen zu stellen wäre, da die Blüte nämlich zuerst zusammenklappt und dann als Ganzes sich korkzieherartig um die Blütenlängsachse einrollt (Abb. 1).

Das Untersuchungsobjekt war eine Gartenform der *Iris Reichenbachii*, die sich durch ihr Außenperigon etwas von der landläufigen Normalform unterschied. Das einzelne Perigonblatt ist nämlich etwas schmaler als üblich, die Form wäre am besten als löffelförmig zu bezeichnen; weiters ist die deutliche Äderung purpurbraun bis blauviolett, und die Adern fließen an der Spitze des Perigonblattes meist zu einem Fleck zusammen. Die allgemeine Beschreibung der Blüte wäre folgende: Blütenhülle krautig, manchmal die Ränder leicht häutig und weißlich bis schwach violett gefärbt; Perigonblätter gelb, und zwar die drei inneren intensiver goldgelb, aufgerichtet, oben zusammenneigend, verkehrt eiförmig, kein deutlicher Absatz zwischen Platte und Nagel, letzterer zart purpurbraun gesprenkelt oder geädert, Perigonzipfel etwas eingekerbt. Die drei äußeren Perigonblätter zeigen so wie die inneren eine weißlich-gelb gefärbte Platte und einen gelben Nagel; hier treten

e. d.
BANCHER 141

Bancher, E., 1941. Zellphysiologische Beobachtungen an *Iris Reichenbachii* während des Abblühens. (Cell-physiological observations on *Iris reichenbachii* during flower senescence) (German). Österr. Bot. Z. 90: 97-106.

Species: *Iris reichenbachii*.

Key words: flower senescence; cell physiology; osmotic value.

Contents: description of fading events; cut blooms opening on cutting day last as

nun auch die früher erwähnten Abweichungen auf. Nagel länger wie bei den inneren und deutlicher von der Platte abgesetzt; Nagel schräg nach auswärts aufgerichtet und Platte leicht nach abwärts geschlagen. Der gelbe Bart des Nagels mündet auf der Platte in einigen weißlichen Haaren aus. Griffeläste lang und gelb mit zwei länglich-spitzen, schwach gezähnten Narbenläppchen (Abb. 1).

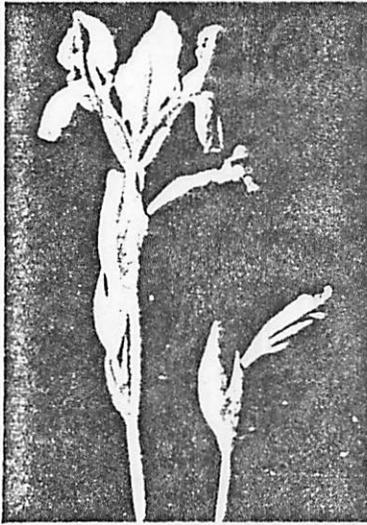


Abb. 1. *Iris Reichenbachii*. Linke Blüte voll erblüht, Mittelblüte spiralig eingerollt, rechte Blüte im Beginn der Einrollung

feucht an. Bald zeigt diese ganze zusammengeklappte Blüte eine spiralige Einrollung um ihre Längsachse (Abb. 1). Die überwiegende Mehrzahl der Blüten bevorzugte eine linksseitige Spiralwindung; doch ist bei der Windungsrichtung keine einheitliche Regel zu beobachten. Während nun die Einwindung immer stärker wird, vertrocknet die Blüte vollständig.

Es zeigte sich dabei aber, daß sich die Standortspflanzen und Schnittpflanzen etwas verschieden verhalten, was den Beginn bzw. die Dauer dieser eben beschriebenen makroskopisch-morphologischen Abblüherscheinungen anlangt. Bei den Standortspflanzen treten die ersten äußerlich sichtbaren Abblüherscheinungen, nämlich das Schlaff- und Faltigwerden, im Laufe des dritten Tages nach dem Aufbrechen der Knospe auf. Der vierte Tag läßt die Abblüherscheinungen bis auf die spiralige Einrollung, die gewöhnlich erst am fünften Tag eintritt, nun weiter so ablaufen, wie sie oben geschildert wurden; schließlich folgt der Vertrocknungsprozeß.

Wenn wir nun die Schnittpflanzen betrachten, so ist folgendes zu beobachten: An Blüten, die am Tage des Schnittes aufgebrochen sind und solchen, die an dem auf dem Schnitt folgenden Tage aufbrechen, ist,

was die Art und Dauer der Abblüh-Änderung gegen die Standortspflanzen. Zahlreiche Ausnahmen sind zu beobachten. Am ersten Abblüherscheinungs-Tage dieses Tages bis zur dritten Abblüherscheinung des dritten Tag nach dem Aufbrechen der Knospe, denn bei dem zweiten Tage auf und abwärts eingerollt. Eine große Anzahl dieser Blüten, welche drei Tage nach dem Aufbrechen in voller Blüte. Der vierte Tag nach dem Aufbrechen der Blüten zeigt die Abblüherscheinungen und die Blüten vollkommen eingerollt. Der Eindruck einer unvollständigen Perigonblätter nicht mehr zusammengeneigt. Blüten auch schon etwas aufbrechen oder noch später aufbrechen. Blütenhülle heraus, so daß die Blütenköpfe hervorkommen können; in diesem halben Tag. Manche Blüten gelangen kaum mehr zu der Blüte, welken sozusagen in der Blüte.

Es ist nun interessant, die Standortspflanzen zu betrachten. Die Standortspflanzen wurden nur orientierend untersucht. Eine äußerst weitgehende Vergleichung der Standortspflanzen von Gruppe I mit den Standortspflanzen der Gruppe II zeigt, daß das Verhalten zu den Standortspflanzen keine einheitliche Regel zu beobachten.

Wie aus der Tabelle zu ersehen ist, unterscheidet sich der Verlauf zwischen Gruppe I und Gruppe II. Der Verlauf ist auch bei den Standortspflanzen hier endet sie schon in Gruppe I erst am Beginn der Abblüherscheinungen. Die angegebenen osmotischen Werte zeigen, daß die Standortspflanzen, wie stark die bei den Standortspflanzen. Schon in den Knospenergebnissen die osmotischen Werte von 0.2 mol Traubenzucker¹ stark absinken wie in G

¹ Weiterhin mit Tr.-Z.

was die Art und Dauer der Abblüherscheinungen anlangt, fast keine Änderung gegen die Standortpflanzen zu bemerken; einige nicht allzu zahlreiche Ausnahmen weisen schon am Beginn des dritten Tages die ersten Abblüherscheinungen auf und ihre Blüten schreiten im Laufe dieses Tages bis zur Einrollung fort. Knospen, die am zweiten oder dritten Tag nach dem Schnitt aufbrechen, zeigen schon einen verkürzten Abblühprozeß, denn bei ihnen treten die Abblüherscheinungen schon am zweiten Tage auf und der dritte Tag zeigt die Blüte schon vollkommen eingerollt. Eine große Anzahl dieser Blüten, insbesondere diejenigen, welche drei Tage nach dem Schnitt aufbrechen, stehen nur einen Tag in voller Blüte. Der Beginn des zweiten Tages zeigt schon deutliche Abblüherscheinungen und bereits am Abend des gleichen Tages ist die Blüte vollkommen eingerollt. Diese letzteren Blüten erweckten auch den Eindruck einer unvollständigen Öffnung dadurch, daß die äußeren Perigonblätter nicht mehr so weit zurückgeschlagen und die inneren noch mehr zusammengeneigt erscheinen. Im Ganzen gesehen schienen diese Blüten auch schon etwas kleiner. Knospen, die vier Tage nach dem Schnitt oder noch später aufbrechen, kommen meist nicht mehr ganz aus der Blütenhülle heraus, so daß sie sich auch nicht mehr vollständig entfalten können; in diesem halbgeöffneten Zustand verblühen sie nun schon nach einem Tag. Manche von ihnen und insbesondere die späteren Knospen gelangen kaum mehr aus der Blütenhülle und zur Entfaltung; sie verwelken sozusagen in der Knospenhülle.

Es ist nun interessant, die osmotischen Werte dieser verschiedenen Gruppen zu betrachten (siehe die Tabelle). Für die Standortpflanzen wurden nur orientierende Messungen durchgeführt und diese ergaben eine äußerst weitgehende Übereinstimmung mit den Werten der Schnittpflanzen von Gruppe I (siehe die Tabelle), wie ja aus ihrem morphologischen Verhalten zu erwarten war. (Es sind daher in der Tabelle für die Standortpflanzen keine Werte angegeben.)

Wie aus der Tabelle zu ersehen ist, sind aber ziemliche Unterschiede zwischen Gruppe I und Gruppe II. Entsprechend dem schnelleren Abblühverlauf ist auch bei letzterer die osmotische Kurve kleiner, denn hier endet sie schon im Laufe des zweiten Tages, während sie bei Gruppe I erst am Beginn des vierten Tages nicht mehr erfaßbar ist. (Die angegebenen osmotischen Werte stellen Extremwerte dar, und sie zeigen daher, wie stark die beiden Gruppen untereinander differieren können.) Schon in den Knospenwerten zeigen sich bedeutende Unterschiede, da erstens die osmotischen Werte der Gruppe I viel höher sind (um zirka 0,2 mol Traubenzucker¹) und diese dann bis zum Aufbrechen nicht so stark absinken wie in Gruppe II. (Der osmotische Wert dieser Gruppe

¹ Weiterhin mit Tr.-Z. abgekürzt

ist bei der aufgebrochenen Blüte um zirka 0,25 mol Tr.-Z. niedriger als bei Gruppe I.) Der Verlauf am Tage nach dem Aufbrechen der Knospe ist dann in beiden Gruppen ein ähnlicher, da die beiden Kurven einen gleichgroßen osmotischen Abfall (zirka 0,125 mol Tr.-Z.) aufweisen, natürlich mit der Einschränkung, daß die absoluten osmotischen Werte der Gruppe II um, wie schon angegeben, zirka 0,25 mol Tr.-Z. niedriger sind. Bei der Gruppe I zeigt der zweite Tag den stärksten osmotischen Abfall von zirka 0,175 mol Tr.-Z., wohingegen bei Gruppe II die osmotischen Werte nur bis Mittag noch erfaßbar waren und diese ausklingend um zirka 0,05 abnehmen. Am dritten Tag, an dem die Abblühvorgänge äußerlich erst stark in Erscheinung treten, ist das Absinken der osmotischen Werte bei Gruppe I weit geringer und beträgt zirka 0,075 mol Tr.-Z. (dies ist weniger als die Hälfte des Absinkens am Vortage).

Tabelle 1, *osmotische Werte der Knospe*

		Gruppe I	Gruppe II
Knospe	früh <i>2. Tag</i>	0,675—0,7 mol Tr.-Z.	0,45 —0,5 mol Tr.-Z.
	mittag	0,65 —0,7 „ „	0,45 —0,475 „ „
	abends	0,65 —0,675 „ „	0,4 —0,475 „ „
Blüte 1. Tag	früh	0,625—0,65 „ „	0,375—0,4 „ „
	mittag	0,575—0,6 „ „	0,35 —0,375 „ „
	abends	0,525—0,575 „ „	0,275—0,3 „ „
Blüte 2. Tag	früh	0,475—0,525 „ „	0,225—0,275 „ „
	mittag	0,425—0,475 „ „	0,2 —0,25 „ „
	abends	0,35 —0,375 „ „	
Blüte 3. Tag	früh	0,275—0,3 „ „	
	mittag	0,225—0,275 „ „	
	abends	0,225—0,25 „ „	
Blüte 4. Tag	früh	0,2 —0,25 „ „	
	mittag	0,175—0,225 „ „	
	abends		

I. Knospengang am 2. Tag

Da aber auch während der vorhergegangenen Nacht ein verhältnismäßig starkes Absinken (zirka 0,05 mol Tr.-Z.) zu beobachten war, so scheint der starke Osmoseverlust des Vortages mit dem der Nacht von insgesamt zirka 0,225 mol Tr.-Z. in ursächlichem Zusammenhang mit dem am dritten Tag plötzlich sichtbar werdenden Abblüherscheinungen zu stehen; die osmotischen Werte nehmen ab, während der Blüte äußerlich noch nichts anzumerken ist, bis sie eine unterste Grenze erreicht haben, und dann plötzlich treten auch äußerlich die Abblüherscheinungen des Faltigwerdens, Zusammenrollens und Zusammenklappens auf. Von diesem Gesichtspunkt aus betrachtet, ist vielleicht auch das nur eintägige Blühstadium der Gruppe II eher zu verstehen, da ja nun der

osmotische Wert der I genau so groß ist wie (siehe die Tabelle). In Wert noch ganz wenig früh zu erfassen, wo er Endwert bei Gruppe I

Es scheint also, da wertes die Abblühersel sich dann auch folgerr osmotische Wertsenkur Wert von ungefähr 0,3 (Faltigwerden und Zu zirka 0,2, als letzter n und am Beginn der E

Im Laufe der Abb körnern, die in den E interessante Beobachtu ergeben haben, liegen c zellen sind knapp vor Plastiden sind von ve edrisch und von grünli dem Aufbrechen der K



Abb. 2. Plasmolyse in 0 Plastiden

mosaikartig einander a ihnen eingenommen w Körnchen vor sich ge

osmotische Wert der Blüten dieser Gruppe am Abend des ersten Tages genau so groß ist wie am Morgen des dritten Tages bei der Gruppe I (siehe die Tabelle). In der Nacht zum vierten Tag nimmt der osmotische Wert noch ganz wenig ab und ist dann meist nur mehr am vierten Tag früh zu erfassen, wo er dann die gleichen Größenausmaße zeigt, wie der Endwert bei Gruppe II im Laufe des zweiten Tages.

Es scheint also, daß erst bei Erreichung eines osmotischen Mindestwertes die Abblühererscheinungen äußerlich sichtbar werden. Daraus läßt sich dann auch folgern, daß eben äußerer Habitus beim Abblühen und osmotische Wertsenkung streng Hand in Hand gehen, da der osmotische Wert von ungefähr 0,3 mol Tr.-Z. dem Beginn des Abblühens entspricht (Faltigwerden und Zusammenklappen) und ein osmotischer Wert von zirka 0,2, als letzter noch erfaßbarer Wert, diesen Abschnitt abschließt und am Beginn der Einrollung der Blüte steht.

Im Laufe der Abblühererscheinungen konnten auch an den Farbstoffkörnern, die in den Blütenzellen dieser *Iris*-Art reichlich vorkommen, interessante Beobachtungen gemacht werden. Wie Plasmolyseversuche ergeben haben, liegen diese als Plastiden im Protoplasma. Die Knospenzellen sind knapp vor dem Aufblühen sehr reich damit ausgestattet; die Plastiden sind von verhältnismäßig geringer Größe, kleinkörnig, polyedrisch und von grünlichgelber Farbe. Während des ersten Tages nach dem Aufbrechen der Knospe erscheinen sie wesentlich größer und liegen

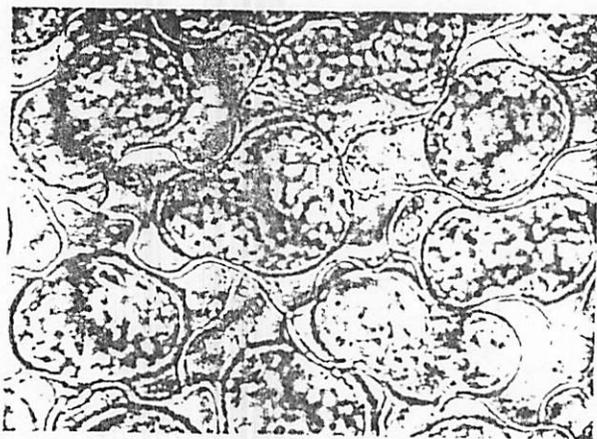


Abb. 2. Plasmolyse in 0.6 mol Tr.-Z. bei jungen (1 Tag alten) Blütenzellen.
Plastiden über den ganzen Protoplasten verteilt

mosaikartig einander abplattend in der Zelle, deren ganze Fläche von ihnen eingenommen wird; es scheint also eine Fusion der kleineren Körnchen vor sich gegangen zu sein, wie dies auch schon bei *Iris*

Monnieri beobachtet wurde (BANCHER 1938). Ihre mosaikartige Lagerung erweckt den Anschein, als würden sie von der Vakuole an die Zellwand gepreßt. Vom zweiten Tag an und insbesondere am dritten Tag, der ja auch den starken osmotischen Abfall und die erste äußere Sichtbarwerdung des Abblühens bringt, tritt eine Verfärbung von grünlichgelb zu orange-gelb auf und die scharfkantig polyedrische Gestalt geht in eine mehr abgerundete Form über.

Plasmolysiert man nun Zellen von einem Tag und von drei Tage alten Blüten, so tritt ein weiterer deutlicher Unterschied auf. Die Endplasmolyse in den jungen Blütenzellen ist konvex und die Plastiden bedecken mosaikartig den ganzen Protoplasten (Abb. 2). Die Bilder in den einzelnen Zellen sind dabei ziemlich einheitlich. Drei Tage alte Blütenzellen dagegen zeigen eine Vielfalt von Plasmolysebildern (Abb. 3). Ge-



Abb. 3. Plasmolyse in 0,6 mol Tr.-Z. bei alten (3 Tage alten) Blütenzellen. Plastiden haubenförmig aufsitzend oder den Protoplasten einschnürend

Plastids capping or constricting protoplasts

wöhnlich ist die Endplasmolyse zwar noch immer konvex; nur ist einerseits der Plasmolysegrad infolge des niederen osmotischen Wertes selbstverständlich wesentlich stärker, andererseits sind die Protoplasten sehr oft eingeschnürt und häufig sieht man sogar Teilprotoplasten in einer Zelle. Die einzelnen Farbstoffkörner zeigen die schon früher beschriebenen Veränderungen und sind stets um den Kern herum gelagert. Es ergeben sich dadurch oft ganz seltsame Bilder; es sitzt z. B. auf einem fast kugelförmigen Protoplasten der Kern mit der Körnchenhülle haubenförmig auf (Abb. 3), oder ein länglicher Protoplast ist wie durch eine Bauchbinde in der Mitte von diesen Farbstoffkörnern umgeben, oft sogar tief eingeschnürt (Abb. 3); in den meisten Fällen aber sieht man diese Farbstoffkörnerchen auf der Fläche des Protoplasten um den Kern versammelt

liegen. Es handelt sich um die Systrophe (BANCHER 1932). Die Systrophe drei Tage alten Blütenzellen beobachtet war. Im Protoplasten der einzelnen Zellen sind kleine Kügelchen vielfach wieder zu sehen (BANCHER 1938). Nach mehr oder weniger Farbstoffkörperchen

Diese Plastiden zeigen ein besonderes Verhalten: Im NaOH erscheinen aber etwas gelblich und zu spärlichen Resten. Im Alkohol werden sie als Farbstoffkörperchen wieder beobachtet.

Die purpurviolette kugelige Gebilde von dunkler sind als der un-



Abb. 4. Farbstoffkügelchen in

wahrscheinlich um einander Zellen hervorgerufen. In den Zellen knapp vor Beginn der Erscheinungen auftritt; beobachtet werden. Die gefärbten Zellen, während

liegen. Es handelt sich um eine Form systrophischer Ballung (GERM 1932). Die Systrophe vollzieht sich augenscheinlich in den Zellen der drei Tage alten Blüten rascher und vollständiger, während in den einen Tag alten Blütenzellen auch nach 24 Stunden derartige noch nicht zu beobachten war. Im weiteren Verlauf des Abblühens, wenn die Protoplasten der einzelnen Zellen absterben, bilden sich aus diesen Farbstoffkörpern kleine Kügelchen, die das Aussehen von Öltropfen haben und die vielfach wieder zu größeren kugeligen Gebilden zusammenfließen (BANCHER 1938). Nach einiger Zeit aber werden sie dann zu formlosen, mehr oder weniger farblosen bis braungelben Gebilden.

Diese Plastiden zeigen auch in Säure und Lauge ein verschiedenes Verhalten: Im NaOH sind sie noch lange Zeit deutlich erkennbar, erscheinen aber etwas gequollen, während sie in der Essigsäure korrodiert und zu spärlichen Resten zusammengeklumpt in der toten Zelle liegen. Im Alkohol werden sie langsam aufgelöst. Nähere Untersuchungen dieser Farbstoffkörper wurden diesmal nicht durchgeführt, so daß auf die Angaben für *Iris Monnieri* hingewiesen sei (BANCHER 1938).

Die purpurvioletten Adern des Außenperigons zeigen in ihren Zellen kugelige Gebilde von verschiedener Größe und Zahl, die wesentlich dunkler sind als der umgehende Zellsaft (Abb. 4). Es dürfte sich hier

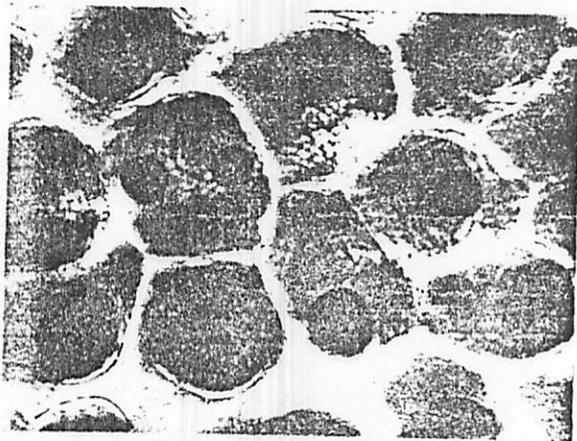


Abb. 4. Farbstoffkugeln in den Zellen der purpurvioletten Adern älterer Blüten

pigment granules in cells of purple-violet axis in the flower
 wahrscheinlich um eine Erscheinung handeln, die durch das Altern der Zellen hervorgerufen wird, da sie besonders häufig in den Blütenzellen knapp vor Beginn der äußerlich sichtbar werdenden Abblüherscheinungen auftritt; in Knospenzellen konnten diese Kugeln nicht beobachtet werden. Diese Erscheinung zeigen hauptsächlich die dunkler gefärbten Zellen, während sie in den schwach gefärbten nur ganz selten

auftritt. Diese kugeligen Gebilde können so groß sein, daß sie fast zwei Drittel der Zelle einnehmen, oder sie können auch aus zahlreichen kleinen Körnchen bestehen; in den meisten Fällen findet man aber zwei bis drei mittelgroße Kugeln oder eine größere Kugel und einige kleinere Körnchen (Abb. 4). Ihre Farbe ist gewöhnlich dunkelblauviolett. Ähnliche Gebilde sind auch schon an anderen Blüten beobachtet worden (MOLISCH 1905, 1923, 1933; GICKLHORN 1929; SCHARINGER 1936; SCHORR 1938).

Bei Zusatz von 96% Alkohol werden diese dunkelfarbigen Kugeln sehr rasch (innerhalb 1 bis 2 Minuten) lichter, während die Hauptvakuole ihre Farbe nicht ändert. Diese Aufhellung beginnt von innen her, während am Rand noch eine dunkle Kontur erhalten bleibt; die Kugel selbst wird während dieses Vorganges sogar noch immer größer und schließlich hat der innere Teil die gleiche Farbe wie die Hauptvakuole und ist gegen diese nur durch einen schmalen kreisförmigen Rand abgegrenzt. Gewöhnlich bleibt nun dieser Zustand bis zum Absterben der Gesamtzelle erhalten; in einigen Fällen konnte aber auch ein plötzliches Zusammenschrumpfen der nun entfärbten Kugeln beobachtet werden, so daß sie dann als kleine Knäulchen in der Hauptvakuole liegen. Es scheint also, daß sie durch eine nicht flüssige Oberfläche gegen die Hauptvakuole abgegrenzt sind. In vielen Fällen begann die Entfärbung nicht gleichmäßig in dem ganzen kugeligen Gebilde, sondern mit einigen helleren Bläschen im Innern. Gewöhnlich nach ungefähr 5 Minuten beginnt auch die Hauptvakuole sich langsam zu entfärben, bis dann infolge des Plasmatomodes, der meist 10 bis 15 Minuten nach Einlegen in den Alkohol auftritt, der gefärbte Zellsaft ausfließt. In den ersten Minuten ist dabei meist eine Vakuolenkontraktion bzw. eine leichte Plasmolyse zu beobachten, die dann aber rasch wieder zurückgeht, infolge des schnellen Permeierens des Alkohols.

In 5%iger Essigsäure verfärben sich die Randzellen rasch und sterben ab. Die dunkelvioletten Kugeln beginnen sich in der gleichen Weise wie im Alkohol zu entfärben, wobei die Hauptvakuole langsam ihre Farbe gegen Rot ändert. Die Kugeln selbst sind bald gänzlich verschwunden und auch eine Restkontur, die noch manchmal einige Zeit zu beobachten war, zerfällt bald und verschwindet gänzlich; es dauert dann nur mehr wenige Minuten, bis die Hauptvakuole zur Gänze rot ist. Später tritt dann infolge Schädigung des Plasmas eine Zerstörung und damit eine vollständige Entfärbung der Vakuole ein. Dauer des Vorganges 10 bis 15 Minuten.

Bei Beobachtung in Normaleessigsäure nach vorhergegangener Plasmolyse mit 0,7 mol Tr.-Z. zeigt sich innerhalb $\frac{1}{2}$ Minute eine Umfärbung der Hauptvakuole in rot und eine vollständige Auflösung dieser Gebilde im Zellsaft; innerhalb von weiteren 1 bis 2 Minuten war dann in vielen Fällen eine Entfärbung der Vakuole von der Art zu beobachten,

daß der gefärbte Zellsaft unverletzten Protoplast tritt erst meist nach 5 bis 8 Minuten nach der ersten ruckartig.

Weiters zeigte sich Entfärben und Verschiebung der Hauptvakuole eine glatte Oberfläche infolge der dunklen Vakuole, ob diese Gebilde ganz jener der Hauptvakuole unterscheiden kann. Dies ist infolge der etwas harten Kugeln nicht mehr von einer Schädigung des Plasmas des gesamten Farbstoffes.

Bei Übertragung einer Verfärbung des Zellsaftes unsichtbar. Sehr bald plast und eine Umfärbung

Zusammenfassend kurz folgendes wiederholt

In der Art des Absterbens früher untersuchte Zellen zusammenklappen und sterben ab

Die Dauer des Absterbens um Standortpflanzen zwei- bis mehrtägige Standorte steht *Iris Reichenbachii* fünften Tag verblüht, und am dritten Tag sterben ab

Die osmotischen Werte sind auch verschieden (vgl. Tabelle). Die osmotische Mindestwert zeigt Zeichen des Abwelkens am Morgen des dritten Tages erreicht ist

Die gelben Farbstoffe zelle mosaikartig in der Gestalt; im Laufe des Tages von Grünlichgelb auf

daß der gefärbte Zellsaft allmählich aus der Vakuole durch den scheinbar unverletzten Protoplasten exosmierte; eine Zerstörung des Protoplasten tritt erst meist nach der vollständigen Entfärbung der Vakuole, also nach zirka 5 bis 8 Minuten ein. In zahlreichen Fällen platzt der Protoplast nach der ersten Minute und der gefärbte Zellsaft entweicht dabei ruckartig.

Weiters zeigte sich nach Zusatz von 1,5% NaOH, ein langsames Entfärben und Verschwinden der blauvioletten Kugeln, während die Hauptvakuole eine gleichzeitige Verfärbung nach Blau aufwies; es ist infolge der dunklen Verfärbung der Hauptvakuole schwer zu entscheiden, ob diese Gebilde gänzlich verschwunden sind oder nur ihre Farbe mit jener der Hauptvakuole so übereinstimmt, daß man sie optisch nicht mehr unterscheiden kann. Die Hauptvakuole wird dann blaugrün und dabei ist infolge der etwas helleren Farbintensität zu bemerken, daß die dunklen Kugeln nicht mehr vorhanden sind. Schließlich tritt dann wieder eine Schädigung des Plasmas, einer Verfärbung nach Gelbgrün und Austritt des gesamten Farbstoffes aus der degenerierten Vakuole ein.

Bei Übertragung in eine 15%ige NaOH-Lösung tritt augenblicklich eine Verfärbung des Zellsaftes nach Tintenblau ein und die Kugeln werden unsichtbar. Sehr bald, schon nach zirka 30 Sekunden, platzt der Protoplast und eine Umfärbung auf Blaugrün ist zu bemerken.

Zusammenfassend möchte ich über die vorliegenden Beobachtungen kurz folgendes wiederholen:

In der Art des Abblühens unterscheidet sich *Iris Reichenbachii* von den früher untersuchten *Iris*-Arten dadurch, daß die Blütenblätter zusammenklappen und die ganze Blüte sich korkzieherartig einrollt.

Die Dauer des Abblühvorganges ist verschieden, je nachdem, ob es sich um Standortpflanzen und um eintägige Schnittpflanzen oder um zwei- bis mehrtägige Schnittpflanzen handelt. Im ersteren Falle nämlich steht *Iris Reichenbachii* ungefähr drei Tage in Blüte und ist erst am fünften Tag verblüht, während sie im zweiten Fall nur einen Tag blüht und am dritten Tag schon abgeblüht ist.

Die osmotischen Werte dieser beiden Gruppen sind dementsprechend auch verschieden (vgl. die Tabelle auf S. 100) und es zeigte sich, daß der osmotische Mindestwert von zirka 0,3 mol Tr.-Z. (an dem die ersten Zeichen des Abwelkens äußerlich sichtbar werden) bei der ersten Gruppe am Morgen des dritten Tages und bei der zweiten Gruppe am Abend des ersten Tages erreicht ist.

Die gelben Farbstoffkörper der Blüte liegen in der jungen Blütenzelle mosaikartig in der Zelle und sind von polyedrisch-scharfkantiger Gestalt; im Laufe des Abblühens runden sie sich ab und verfärben sich von Grünlichgelb auf Orange gelb. Die Plasmolyseformen junger und

älterer Blütenblattzellen sind verschieden. Die jungen Zellen zeigen eine schöne konvexe Endplasmolyse, wobei die Plastiden den ganzen Protoplasten bedecken. In den älteren Zellen ist die Plasmolyse zwar auch noch konvex, aber es gibt auch schon Teilprotoplasten und die Plastiden sind systrophisch um den Kern gelagert.

Die purpurvioletten Zellen der Aderung zeigen im Zellsaft dunkelviolette Kugeln, die erst in den alternden Zellen beobachtet werden konnten; sie haben entweder mittlere Größe und es sind dann zwei bis drei Stück vorhanden oder es befindet sich in der Zelle eine große Kugel und zahlreiche Körnchen. Sowohl in 96% Alkohol, in 5% und Normal-essigsäure, wie auch in 1% und 15% NaOH lösen sich diese Gebilde vollständig auf.

Schriftenverzeichnis

- Bancher, E. (1938), Zellphysiologische Untersuchungen über den Abblühvorgang bei *Iris* und *Gladiolus*. Österr. Bot. Zeitschr., 87, 221.
- Diels, L. (1930), *Iridaceae*. In: ENGLER, A., Die natürlichen Pflanzenfamilien, 2. Aufl., 15a.
- Germ, H. (1932), Untersuchungen über die systrophische Inhaltsverlagerung in Pflanzenzellen nach Plasmolyse I. Protoplasma, 14, 566.
- Gieklhorn, J. (1929), Beobachtungen über die vitale Farbstoffspeicherung. Kolloidchem. Beih., 28, 367.
- Höfler, K. (1931), Das Permeabilitätsproblem und seine anatomischen Grundlagen. (Mikrochirurgische Versuche zum Hautschichtenproblem.) Ber. d. Dtsch. bot. Ges., 49, 79.
- Knister, E. (1935), Die Pflanzenzelle. Jena.
- Molisch, H. (1905), Über amorphes und kristallisiertes Anthocyan. Bot. Ztg., 63, 1. Abt., 145.
- (1923), Mikrochemie der Pflanze. Jena.
- (1933), Pflanzenchemie und Pflanzenverwandtschaft. Jena.
- Scharinger, W. (1936), Zytologische Beobachtungen an Ranunculaceen-Blüten. Protoplasma, 25, 404.
- Schorr, L. (1938), Über bunte Vakuolensysteme. Protoplasma, 31, 292.
- Strugger, S. (1935), Praktikum der Zell- und Gewebephysiologie der Pflanzen. Berlin.

Untersu

(derzeit Ob

(Aus dem Institut

Die vier mittleren
rosterkrankungen he
sammengestellt.

Uredo- und Teleu

1. *Cronartium ribic*
auf Blättern von R

2. *Cronartium as*
(WILLD.) FR.: =
(ALB. et SCHW.) Wi
tern von *Paeonia*,
und *Vincetoxicum*-
chum-Arten, übertra
Grammatocarpus, In
sa. *Nemesia*, *Schizar*
olum und *Verbena*, a
auf „*Asclepias P*
und *Ruellia formosa*

3. *Cronartium gent*
Thüm.: auf Blättern
asclepiadea und ?

unbekannt