

## Parasitische Blütenpflanzen

Rainer Kollmann und Inge Dörr  
Botanisches Institut der Universität,  
D-2300 Kiel

Parasitic flowering plants are specialized in the uptake of their nutrients from autotrophic plants. With haustoria they invade either roots or shoots and tap the water- and assimilate-conducting cells of their hosts. The host-parasite relationship involves a high interspecific compatibility as a basis for coordination of growth, differentiation, and function between the partners. Many of the parasites live on agriculturally useful plants. In semiarid areas of the tropics and subtropics the damage to crops cause serious economic losses to the farmers.

Parasitische Lebensweise ist innerhalb und zwischen den verschiedenen Organisationsstufen des Pflanzen- und Tierreiches entwickelt. Auch zwischen den hoch-differenzierten Samenpflanzen (Spermatophyta) kommt Parasitismus vor und hat dort besondere, kaum vergleichbare Ausprägungen erfahren. Allgemein bekannt sind in unserer Flora die auf Laub- und Nadelbäumen schmarotzenden Misteln der Gattung *Viscum*, die auf verschiedenen krautigen Pflanzen und Sträuchern vorkommenden Arten des Teufelszwirns (*Cuscuta*, Fig. 1a), die an Feldrainen noch heute gelegentlich zu beobachtende Sommerwurz (*Orobancha*) oder die seltener auftretende, größtenteils unterirdisch auf Wurzeln von Laubbäumen lebende Schuppenwurz (*Lathraea*). Als Parasiten fallen derartige Pflanzen häufig auf durch eine fahlgelblich grüne Färbung ihrer Vegetationsorgane, durch mehr oder weniger stark reduzierte Laubblätter, in besonderen Fällen auch durch das Fehlen von Wurzeln sowie vereinfachte Sproß-Differenzierung und gelegentlich auffällig gestaltete und lebhaft gefärbte Blüten. Derartige Abwandlungen und Reduktionen im Bauplan sind Ausdruck der besonderen strukturellen und funktionellen Anpassung an die parasitische Lebensweise.

### Systematik und Verbreitung der Parasiten

Unter den Samenpflanzen kommen Parasiten – mit einer Ausnahme bei den Coniferen, *Parasitaxus ustus* – nur bei den Angiospermen, den Blütenpflanzen im engeren Sinne, vor; und hier ausschließlich in der Klasse der Dicotyledonen. Ihre Vertreter existieren in acht Familien (Lauraceen, Santalaceen, Loranthaceen, Balanophoraceen, Rafflesiaceen, Scrophulariaceen, Orobanchaceen und Cuscutaceen). Es handelt sich um ein- oder mehrjährige krautige Pflanzen, gelegentlich auch Sträucher und vereinzelt Bäume (Sandelbaum), die je nach Art-, Gattungs- oder Familienzugehörigkeit tropische und subtropische Gebiete sowie gemäßigte Klimazonen besiedeln. In Mitteleuropa ist vor allem die Ordnung der Scrophulariales mit Scrophulariaceen (Rachenblütler) und Orobanchaceen (Sommerwurzgewächse) auffallend reich an Arten mit parasitischer Lebensweise.

### Organisationsformen und Wirtsbeziehung

Unterschiedliche, mitunter recht ungewöhnliche Organisationsformen kennzeichnen die parasi-

tischen Blütenpflanzen: Arten mit normalem Kormophyten-Bauplan, d.h. beblättertem Sproß, Wurzeln und Blütenständen, kommen ebenso vor wie stark abgeleitete Formen ohne Blätter und Wurzeln. Viele von ihnen leben oberirdisch, andere weitgehend unterirdisch; wieder andere Formen breiten sich, mit Ausnahme der Blütenstände, nur innerhalb ihrer Wirtspflanzen aus. Es gibt ausgesprochen kleine Pflanzen unter ihnen, wie die im Kapland auf einer bestimmten *Euphorbia*-Art parasitierende Zwergmistel (*Viscum minimum*); daneben ist die in Sumatra beheimatete, innerhalb der Wirtswurzeln lebende *Rafflesia arnoldii* bekannt, deren oberirdische Blüten mit 1 m Durchmesser einen Größenrekord erreichen.

Wirte der parasitischen Blütenpflanzen sind andere krautige Pflanzen sowie Sträucher und Bäume. Die Wirtsspezifität ist bei den einzelnen Parasiten-Arten unterschiedlich ausgeprägt; von Ausnahmen abgesehen (s. z.B. die vorgenannte Zwergmistel sowie die heimischen Rassen von *Viscum album*) kennzeichnet die meisten Parasiten ein breiteres Wirtsspektrum.

Nach der Art der Verbindung zwischen den Partnern werden die an den oberirdischen Organen ihrer Wirte parasitierenden *Sproßparasiten* (Fig. 1 a) von den sog. *Wurzelparasiten* (Fig. 1 b) unterschieden. Das Prinzip des Parasitismus ist jedoch in beiden Fällen gleich: Es besteht in einer vom Parasiten induzierten dauerhaften Verwachsung der Partner zum Zweck der Übernahme von Wasser

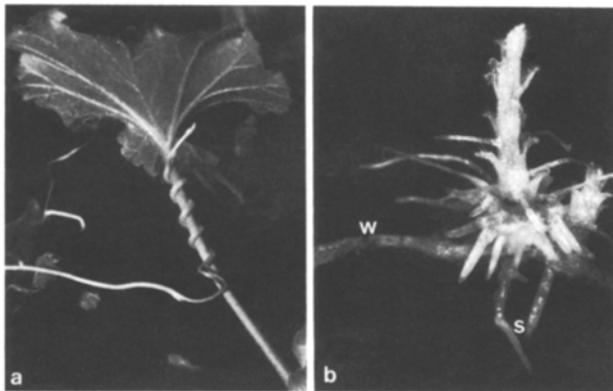


Fig. 1. a) *Cuscuta odorata* (Cuscutaceae) auf *Pelargonium zonale*. Der chlorophyllfreie Holoparasit umwindet als Sproßparasit oberirdische Pflanzenteile, hier einen Blattstiel, seines Wirtes und senkt Haustorien in das Fremdgewebe (Aufnahme: I. Dörr: Protoplasma 65, 441 (1968)). b) *Alectra vogelii* (Scrophulariaceae), ein oberirdisch grüner Hemiparasit auf einer Wurzel (W) der Erderbse *Voandzeia subterranea*. Der Wurzelparasit bildet Haustorien innerhalb des Wirtsgewebes und induziert außerdem Seitenwurzelbildung (S) beim Wirt (Aufnahme aus [3], × 2,1)

und Nährstoffen aus dem autotrophen Wirt in den Parasiten.

Das Ausmaß der Abhängigkeit von den Wirtspflanzen ist unterschiedlich bei den mehr oder weniger grünen *Hemiparasiten* und den weitgehend chlorophyllfreien *Holoparasiten*. Entsprechend werden die Wirtspflanzen in ihrer eigenen Vitalität in unterschiedlichem Ausmaß beeinträchtigt.

Die Biologie parasitischer Blütenpflanzen ist ein in vielen Detailfragen noch unverstandenes Phänomen. Das Grundprinzip aber ist in letzter Zeit durch eine Reihe von Untersuchungen, die sich mit der Struktur und der Physiologie der Wirt/Parasit-Beziehung befassen, zugänglicher geworden.

### Das Grundprinzip der parasitären Haustorien-Bildung

Der Parasitismus bei höheren Pflanzen ist der Sonderfall einer engen und harmonischen strukturellen und physiologischen Vereinigung zwischen zwei einander taxonomisch fernstehenden, hoch entwickelten Organismen. Die ungestörte Vereinigung zwischen Parasit und Wirt ist einer erfolgreichen Pfropfverbindung zwischen höheren Pflanzen vergleichbar. Bei näherer Betrachtung unterscheiden sich die beiden Systeme jedoch in entscheidenden Punkten: Während bei einer Pfropfung beide Partner über einen gemeinsam gebildeten Kallus mit nachfolgender synchroner Gewebedifferenzierung die Vereinigung erreichen, wird beim Parasitismus die Verbindung über ein vom Parasiten in den Wirt vordringendes besonderes Organ, das *Haustorium* (Fig. 2 b), hergestellt. Über dieses "intrusive Organ" [1] erfolgt die Differenzierung des parasiten-eigenen Stoffaufnahmegebietes mit Anschluß an die Leitelemente des Wirtes. Das Grundprinzip der Haustorien-Bildung gilt für alle parasitischen Pflanzen unterschiedlicher systematischer Zugehörigkeit gleichermaßen, mit Abwandlungen im Detail bei Sproß- und Wurzelparasiten.

### Die drei Phasen einer kompatiblen Vereinigung zwischen Parasit und Wirt

Im wesentlichen bestimmen drei aufeinanderfolgende Phasen die Vereinigung zwischen Parasit und Wirt: Erste Kontaktaufnahme zwischen den Partnern, Vordringen der Parasitenzellen im Wirtsgewebe, Verbindung der Leitsysteme von Wirt und Parasit.

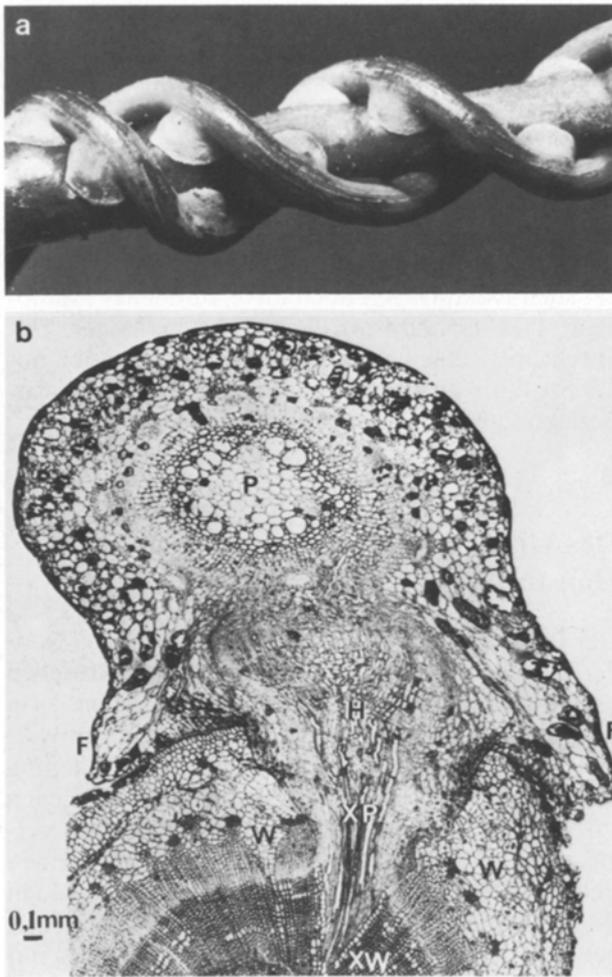


Fig. 2. a) Windende Sprosse des Hemiparasiten *Cassytha ciliolata* (Lauraceae) haften mit saugnapfartigen Prähaustorien auf der Wirtspflanze *Hibiscus* (Aufnahme aus [10],  $\times 5,6$ ). b) Längsschnitt durch ein Haustorium (H) mit prähaustorialen Anheftungsfalten (F) von *Cassytha ciliolata* im Wirtssproß (W) *Hibiscus*; Parasitensproß (P) und Wirtssproß sind quer geschnitten. Wasserleitende Holzelemente (XP) durchziehen das Haustorium bis zu entsprechenden Elementen des Wirtes (XW) (Aufnahme aus [10],  $\times 25$ )

### Kontaktaufnahme

Bei den Wurzelparasiten sind mehrere Arten bekannt, deren Samen nur in Gegenwart stimulierender Substanzen keimen, die in der Regel von den Wirtswurzeln ausgeschieden werden. Hierzu gehört z.B. der Holoparasit *Orobanche* sowie die in Südafrika beheimateten Hemiparasiten *Alectra* (Fig. 1 b) und *Striga*. Als Keimungsstimulanzen wirken neben anderen Phytohormonen Ethylen und Strigol (Fig. 3), ein Wurzelexsudat der Baumwolle [2].

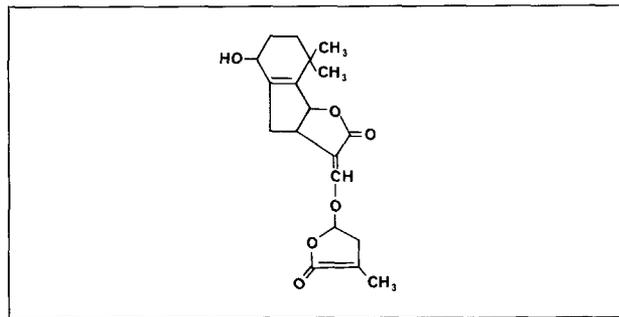


Fig. 3. Keimungsstimulanz Strigol, ein Wurzelexsudat der Baumwolle

Findet die Radikula des Parasitenkeimlings eine Wirtswurzel, so verdickt sich ihr apikaler Bereich, manchmal unter Ausbildung papillenartiger Zellauswüchse; dieser Gewebekomplex dringt anschließend als Haustorium in das Wirtsgewebe ein. Die Umdifferenzierung der Radikula zum Haustorium erfolgt wiederum unter der Wirkung besonderer Stimulanzen des Wirtes (u.a. verschieden substituierte Flavonoide [2]).

Bei Sproßparasiten sind Keimungsstimulanzen bislang nicht bekannt. Der Parasitensproß nimmt während seines Wachstums laufend neue Kontakte mit dem Wirtsgewebe auf. Die erste Anheftung erfolgt hier über lokale Differenzierungen peripherer Rindenschichten. Durch diese Discus-ähnlichen sog. Prähaustorien (Fig. 2) brechen die eigentlichen Haustorien anschließend endogen hervor, um in das Wirtsgewebe einzudringen. Die Prähaustorien mit ihren eng der Wirtsepidermis anliegenden Zylinderepithel-artigen Zellen stellen dabei gleichsam ein Widerlager für die vordringenden Haustorien dar.

Die Wirtspflanze reagiert auf den eindringenden Sproß- oder Wurzelparasiten mit auffälligen Gewebewucherungen in der Kontaktzone (Fig. 4a). Manche Parasiten, z.B. *Alectra*, induzieren beim Wirt neben lateraler Proliferation von Rindenzellen die Ausbildung von Seitenwurzeln (Fig. 1 b, 4b) [3]. Von besonderer funktioneller Bedeutung ist eine lokale Vermehrung von Wirts-Leitelementen im Bereich des vordringenden Parasiten (Fig. 4b). Diese an die Verhältnisse bei Organpfropfungen erinnernden Differenzierungen zeigen in eindrucksvoller Weise die harmonische Kooperation der beiden Partner beim Zustandekommen der interspezifischen Verbindung. Über die Auslösemechanismen sowie die Richtung ihrer Steuerung ist z.Zt. noch kaum etwas Sicheres bekannt.

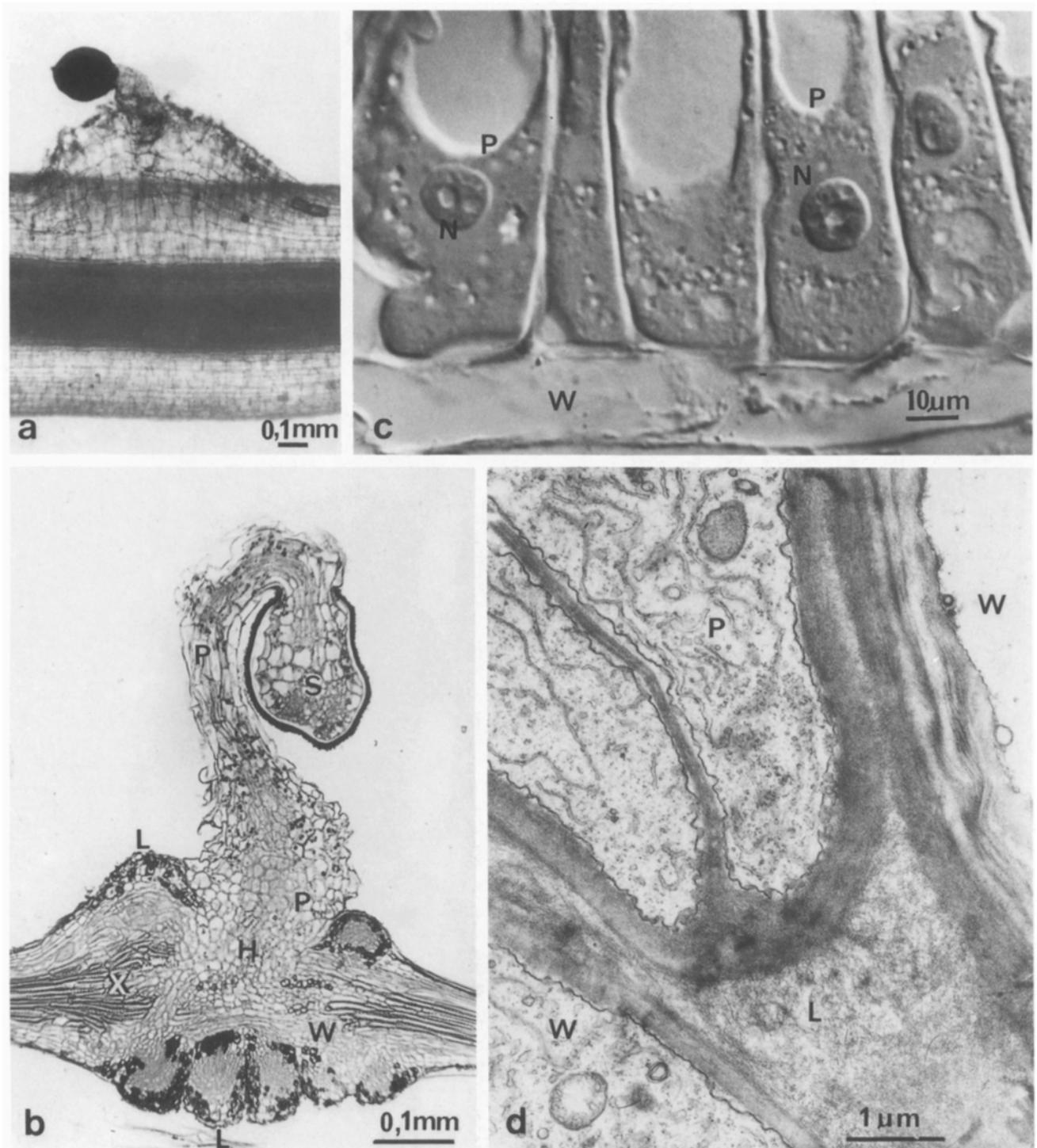


Fig. 4. a) Keimwurzel von *Alectra vogelii* in Gewebewucherungen der Wurzel von *Voandzeia subterranea*. Totalpräparat (Aufnahme: J.H. Visser et al.: Z. Pflanzenphysiol. 84, 216 (1977)). b) Keimling des Parasiten *Alectra vogelii* (P) auf der Wurzel von *Voandzeia subterranea* (W). Der Sproßpol (S) befindet sich noch in der Samenschale. Enge Verwachsung von Haustorium (H) und vermehrtem Wirtsgewebe. Anlagen von zusätzlichen Seitenwurzeln des Wirtes (L). Vermehrung der Leitelemente (X) der Wirtswurzel im Haustorialbereich (Aufnahme aus [3]). c) Plasmareiche Frontzellen des Haustoriums des Parasiten *Alectra vogelii* (P) mit großen Zellkernen (N) und Nucleolen, W Wirtsgewebe (Interferenzkontrast-Aufnahme: I. Dörr). d) Hyphenspitze des Parasiten *Orobanche ramosa* (Orobanchaceae) (P) im Wandbereich zwischen zwei Wirtszellen (W). Wandlysis (L) im Bereich der Mittellamelle (EM-Aufnahme: I. Dörr, R. Kollmann: Protoplasma 80, 253 (1974))

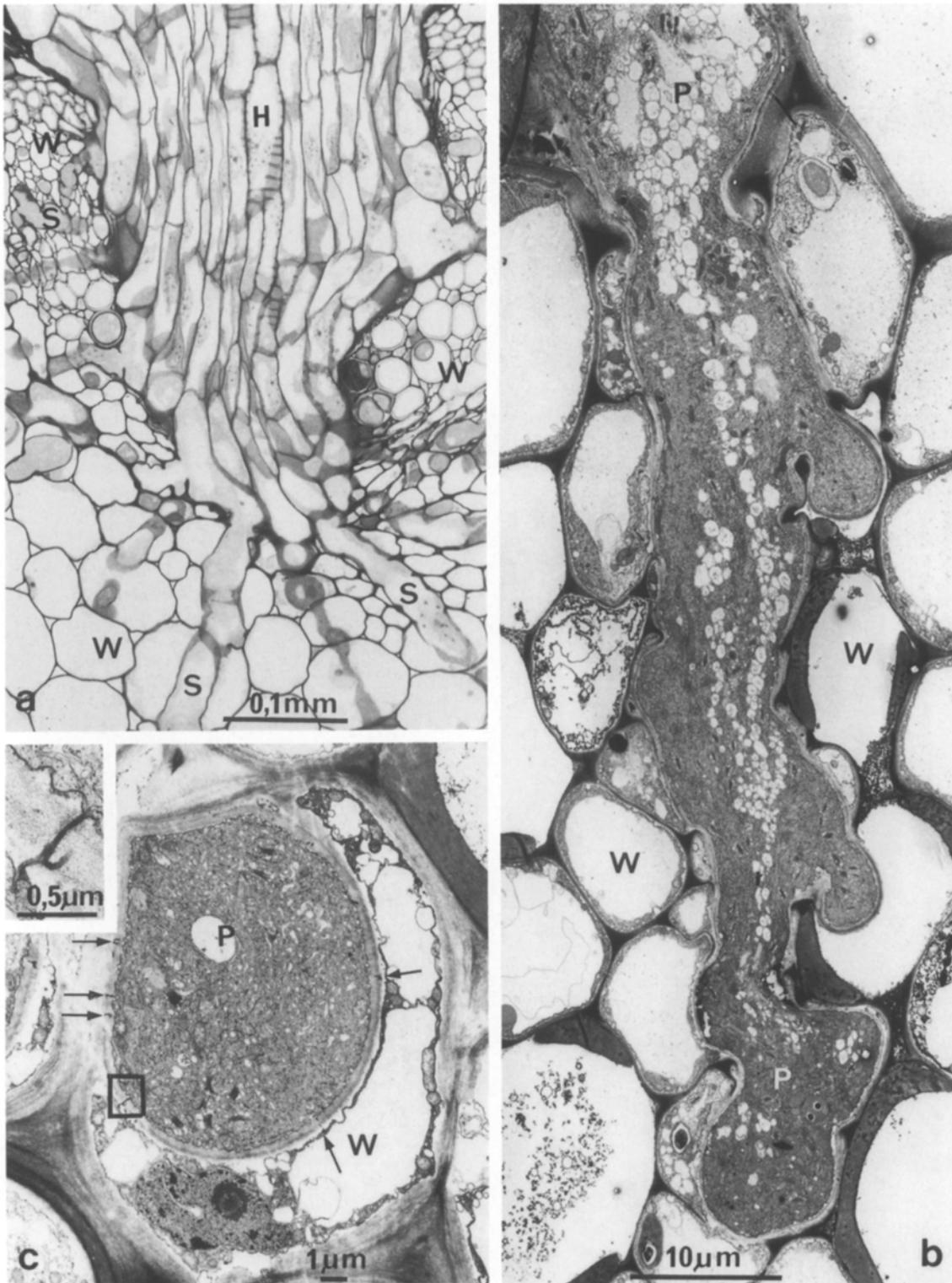


Fig. 5. a) Längsschnitt durch die Haustorialspitze (*H*) von *Cuscuta odorata* im Wirtsgewebe (*W*) von *Pelargonium*. „Suchhyphen“ (*S*) des Parasiten in großzelligem Mark- und kleinzelligem Leitgewebe des Wirtes (Aufnahme: I. Dörr). b) Längsschnitt durch eine typisch plasmareiche „Suchhypha“ des Parasiten *Cuscuta odorata* (*P*) im Wirtsgewebe (*W*) von *Pelargonium*. Die einzellige, aber verzweigte Hyphe wächst sowohl innerhalb der Wirtswand als auch durch das Lumen der Wirtszellen (EM-Aufnahme: I. Dörr). c) Querschnittene Suchhypha des Parasiten *Cuscuta odorata* (*P*) im Lumen der Wirtszelle von *Pelargonium* (*W*). Plasmodesmen (Pfeile) in der Parasitenzellwand. Ein verzweigter Plasmodesmos (oben links vergrößert) verbindet die artfremden Protoplasten von Parasit und Wirt (EM-Aufnahme: I. Dörr)

## Vordringen der Parasitenzellen

Nach Kontaktaufnahme und erstem Eindringen wächst der Parasit zunächst mit einem geschlossenen, zapfenförmigen Haustorium in das Wirtsgewebe ein (Fig. 2b). In tieferen Rindenschichten kann es dann bei manchen Parasiten zu einer Aufgliederung des apikalen Haustorialbereiches in einzelne hyphenartige Zellstränge kommen (Fig. 5a). Diese sog. *Suchhyphen* breiten sich sowohl interzellulär als auch intrazellulär im Wirtsgewebe aus (Fig. 5b, c) und „suchen“ Anschluß an vorhandene oder neu entstandene Wirtsleitelemente. Bei dem – feinstrukturell besonders gut untersuchten – Sproßparasiten *Cuscuta* konnten in den Zellwänden der Suchhyphenspitzen plasmatische Verbindungsbrücken nachgewiesen werden, die Wirts- und Parasitenzellen vorübergehend direkt verbinden (Fig. 5c) ([4] und Dörr, unveröffentlicht). Diese Plasmodiesmen scheinen im basalen Bereich der Parasitenzellen durch Wandmaterial der Wirtszellen verschlossen zu sein. Die funktionelle Bedeutung derartiger interspezifischer Zellbrücken ist unbekannt. Der ungestörte Feinbau der kommunizierenden Zellpartner spricht jedoch einmal mehr für ein hohes Maß an Kompatibilität zwischen Parasit und Wirt. Die Verhältnisse sind lediglich vergleichbar mit denen bei heteroplastischen Pfropflingen und Chimären, bei denen ebenfalls plasmatische Verbindungen zwischen artfremden Zellen existieren [5–7].

Die Mechanik des Vordringens der Parasitenzellen im Wirtsgewebe ist noch ungeklärt. Einfache Druckmechanismen und auch enzymatische Prozesse [8] beim Vordringen der plasmareichen Haustorialzellen (Fig. 4c) im Wirtsgewebe werden diskutiert. Auflösungserscheinungen im Bereich der Mittellamellen und Primärwände der Wirtszellen an der Front der vordringenden Parasitenzellen (Fig. 4d) sprechen für enzymatische Aktivitäten, die entweder vom Parasiten direkt ausgehen oder durch ihn in den Wirtszellen induziert werden.

## Verbindung der Leitsysteme

Sobald die Suchhyphen auf funktionstüchtige Leitelemente des Wirtes – Tracheen oder Tracheiden im Xylem bzw. Siebröhren im Phloem – treffen, erfahren sie eine auffällige Umdifferenzierung zu sog. *Kontakthyphen*.

Im Falle eines Xylemkontaktes differenziert die Parasitenzelle, je nach Wirtszellenverbindung, zum Tracheenelement oder zur Tracheide, und es kann entweder eine offene Perforation (Fig. 6a) oder

eine interspezifische Tüpfelverbindung entstehen [9, 10]. Die beiden Zellen differenzieren dabei synchron, d.h. der Anschluß der Parasitenzelle kann nur an ein vom Wirt neu gebildetes Leitelement mit gleichem Differenzierungsstadium erfolgen. Die parasitäre Kontaktzelle hat Anschluß über basal im Haustorium differenzierte Xylemleitbahnen an das dem Parasitensproß eigene Leitbündelsystem. Eine kontinuierliche Verbindung zwischen dem Transpirationsstrom von Parasit und Wirt ist auf diese Weise garantiert. Dies gilt für Holo- und Hemiparasiten, seien es Sproß- oder Wurzelparasiten.

Beim Phloemkontakt liegen die Verhältnisse komplizierter. Zunächst wird ein solcher – soweit bislang bekannt – nur bei Holoparasiten ausgebildet, und selbst hier gibt es Unterschiede bei den verschiedenen Sproß- und Wurzelparasiten. Eine direkte kontinuierliche Siebröhrenverbindung zwischen Parasit und Wirt konnte nur in einem Fall, dem Sproßparasiten *Cuscuta*, überzeugend nachgewiesen werden [11]. Hier bildet die Suchhyphe nach Anschluß an ein Wirtssiebelement einen auffälligen Absorptionsfuß, der mit mehreren Zellausläufern die Wirtszelle eng umfaßt (Fig. 6b). Offene symplasmatische Verbindungen zwischen den artfremden Zellen werden an dieser Berührungsstelle nicht gebildet. Vielmehr vergrößert sich die Oberfläche der Parasitenzelle lokal im Kontaktbereich zum Wirtssiebelement durch Ausbildung von Wandprotuberanzen (Fig. 6c). Die Kontaktzelle nimmt damit Eigenschaften von sog. *Transferzellen* an, die bei höheren Pflanzen stets dort ausgebildet werden, wo ein selektiver Stoffübertritt bzw. eine Stoffakkumulation in Verbindung mit aktiven Membrantransportprozessen gefordert ist [12]. Auch im Falle von *Cuscuta* dürften derartige Differenzierungen im Dienste der Stoffübernahme aus dem Wirt in den Parasiten stehen [13]. Feinstrukturell zeigt die parasitäre Absorptionszelle außerdem wesentliche Merkmale einer Assimilatleitbahn mit einem hochentwickelten Endomembransystem, charakteristischen Proteinfilamenten sowie fehlendem Tonoplast und fehlendem Zellkern. Sie hat über haustoriale Siebelemente mit typischen Siebplatten einen direkten Anschluß an das sproßeigene Phloem [14]. Damit besteht bei diesem Holoparasiten eine kontinuierliche Verbindung zwischen den Assimilatleitbahnen des Wirtes und des Parasiten. Ein vergleichbar hochdifferenziertes Stoffaufnahmesystem konnte bisher bei anderen parasitischen Blütenpflanzen nicht nachgewiesen werden. Beim Holoparasiten *Orobanch*e und dem Hemiparasiten *Alectra* z.B. sind zwischen die Siebelemente von Wirt und Parasit stets ein bis mehrere

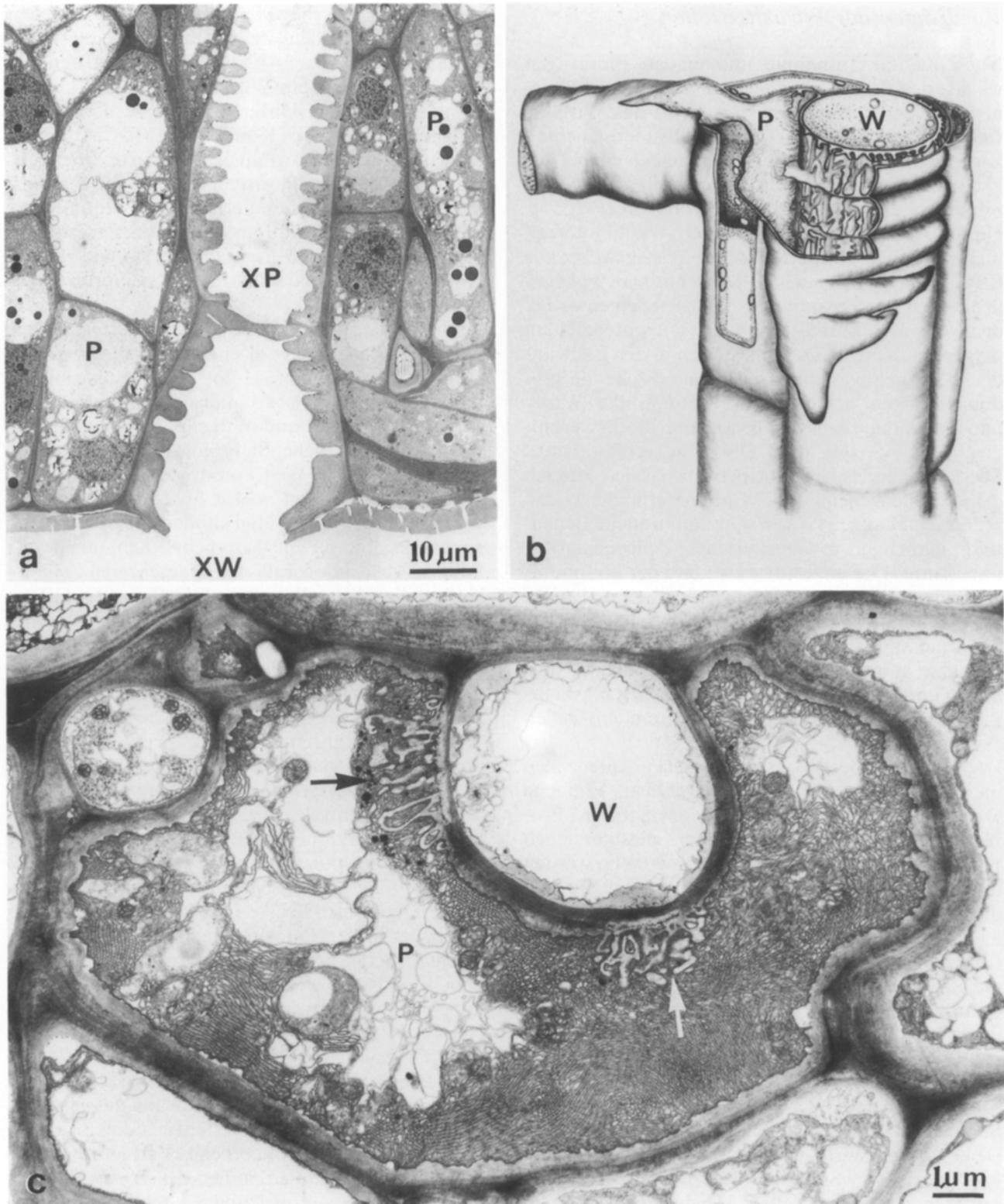


Fig. 6. a) Längsschnitt durch ein Xylemelement (*XP*) des Parasiten *Cassytha ciliolata* (*P*) in offener Verbindung mit einer entsprechenden, wasserleitenden Wirtszelle (*XW*) von *Hibiscus* (EM-Aufnahme aus [10]). b) Halbschematische Blockzeichnung einer Assimilate-leitenden Anschlußhyphe (*P*) des Parasiten *Cuscuta odorata*, die Wirtssiebröhre (*W*) wie eine Hand mit fingerartigen Zellfortsätzen umgreifend (Zeichnung aus [11]). c) Längsschnitt durch einen Zellausläufer einer Anschlußhyphe (*P*) des Parasiten *Cuscuta odorata* an quergeschnittener Siebröhre (*W*) des Wirtes *Pelargonium*. Auffallend sind die lokalen Wandprotuberanzen (Pfeile) der Parasitenzelle gegenüber der Wirtssiebröhre und das stark entwickelte glatte Endomembransystem (EM-Aufnahme: I. Dörr)

undifferenzierte oder rein parenchymatische Haustorialzellen geschaltet. Die besonderen Verhältnisse bei *Cuscuta* finden ihre funktionelle Erklärung in einer ausnehmend intensiven Stoffaufnahme dieses durch einen anhaltend starken Zuwachs gekennzeichneten Parasiten.

Vergleicht man die Leitelementverbindung zwischen Parasit und Wirt – wie naheliegend – mit einer heteroplastischen Pfropfung, so gibt es Übereinstimmung nur beim Xylemkontakt. Beim Phloemkontakt unterscheiden sich beide Systeme dadurch, daß bei einem Pfropfling symplasmatische Siebelementverbindungen über interspezifische Siebporen bestehen [15], während beim Parasitismus zwischen den artfremden Partnersiebröhren ein Apoplast geschaltet ist; hier mit dem Effekt einer Umladung im Zusammenhang mit einer selektiven Aufnahme des Transportgutes durch den Parasiten, dort im Dienste eines kontinuierlichen, ungehinderten Stoffaustausches zwischen Reis und Unterlage. Gemeinsam ist beiden Systemen jedoch eine Grundtendenz: Vereinigung zweier Organismen bzw. Organe über synchrone Differenzierung und Vereinigung ihrer Leitelemente zum Zwecke des Stoffaustausches zwischen den Partnern. In beiden Fällen ist ein Höchstmaß an Kompatibilität Grundvoraussetzung für den harmonischen Ablauf der gemeinsamen Differenzierung. Bei einer Pfropfung entspricht dieser Vorgang dem Prinzip der Wundkompensation und ist von daher verständlich; beim Parasitismus fehlt vorerst eine plausible Erklärung für derartige Regulationsmechanismen, es sei denn, wir betrachten den Parasitismus bei Blütenpflanzen als Endstadium eines Evolutionsprozesses, der seinen Ausgang letztlich bei kompatiblen heteroplastischen „Pfropfverbindungen“ genommen hat, wie sie in der Natur bei Wurzel- und Sproßvereinigungen hin und wieder vorkommen (u.a. [16–18, 1]).

### **Inkompatible Wirts/Parasiten-Beziehungen**

Solche Beziehungen werden in der Regel in der Natur nicht beobachtet. In letzter Zeit wurden jedoch Fälle von Unverträglichkeiten zwischen parasitischen Blütenpflanzen und anderen Angiospermen bekannt. Die in Südamerika beheimatete und auf mehreren Wirtspflanzen vorkommende *Cuscuta odorata* gedeiht auf dem aus Südostasien stammenden *Hibiscus rosa-sinensis* nicht (Wellenkamp, Dörr, Kollmann, unveröffentlicht); das gleiche gilt für *Cuscuta lupuliformis* auf Baumwollpflanzen (*Gossypium hirsutum*) [19]. Der Parasit

nimmt zwar gelegentlich in Gewächshäusern Verbindung mit den „falschen Wirten“ auf, es werden auch Haustorien gebildet, aber nach wenigen Tagen geht er zugrunde. Anatomische Untersuchungen haben ergeben, daß zunächst die bis an die Leitbündel der Wirtspflanzen vorstoßenden Suchhyphen und später weitere Zellen des Haustoriums fortschreitend degenerieren (Fig. 7b). Bald darauf bildet der Wirt ein sekundäres Abschlußgewebe, wodurch das nekrotische Fremdgewebe abgekapselt und schließlich herausgedrängt wird (Fig. 7a). Eine Analyse der biochemischen Hintergründe dieser Unverträglichkeits-Reaktion dürfte vor allem aufschlußreich sein für weiterführende Arbeiten über Parasitismus und Pfropfverbindungen bei höheren Pflanzen mit dem Ziel, die bislang unverstandenen physiologischen Wechselbeziehungen zwischen den Partnern beim Zustandekommen derartiger Verbindungen aufzuklären.

### **Ausblick – der angewandte Aspekt der Parasitenforschung**

Viele parasitische Blütenpflanzen kommen u.a. auf landwirtschaftlichen Nutzpflanzen (Getreide, Leguminosen, Sonnenblumen, Flachs, Baumwolle u.a.) vor. In unseren Breiten sind sie aus der intensiv bewirtschafteten Agrarlandschaft, vor allem durch den Einsatz von Herbiziden, weitgehend verdrängt. In mediterranen Gebieten sowie vor allem in den Subtropen und Tropen und damit in vielen Entwicklungsländern stellen sie jedoch die Landwirtschaft immer noch vor ernste, schwer lösbare Probleme. Dies gilt besonders für Parasiten aus den Familien der Scrophulariaceen und Orobanchaceen. Stellvertretend für viele Arten sei der weltweit gefürchtete Parasit *Striga* genannt, der mit drei Arten in den semiariden Gebieten der Subtropen und Tropen, mit Schwerpunkt in Afrika und Asien, vorkommt. Als Hemi- und Wurzelparasit verschiedener Getreidearten, vor allem bei Mais, Hirse und Reis, verursacht er Ernteschäden, die in Afrika die Größenordnung von 90% der Erträge erreichen können. Betroffen sind vor allem die Anbaugelände der Mohrenhirse (*Sorghum*) in den Savannen mit einer Ausdehnung von 48 Millionen ha [20]. Die wirtschaftliche Bedeutung dieses Parasiten wird vor allem deutlich, wenn man berücksichtigt, daß Hirse nach Weizen, Reis und Mais die viertwichtigste Getreideart in den Entwicklungsländern darstellt. Die betroffenen Landwirte können diesem Problem z.Zt. nur mit unzureichenden Mitteln begegnen: Wechsel der Felder oder Landaufgabe werden häufig praktiziert; da-

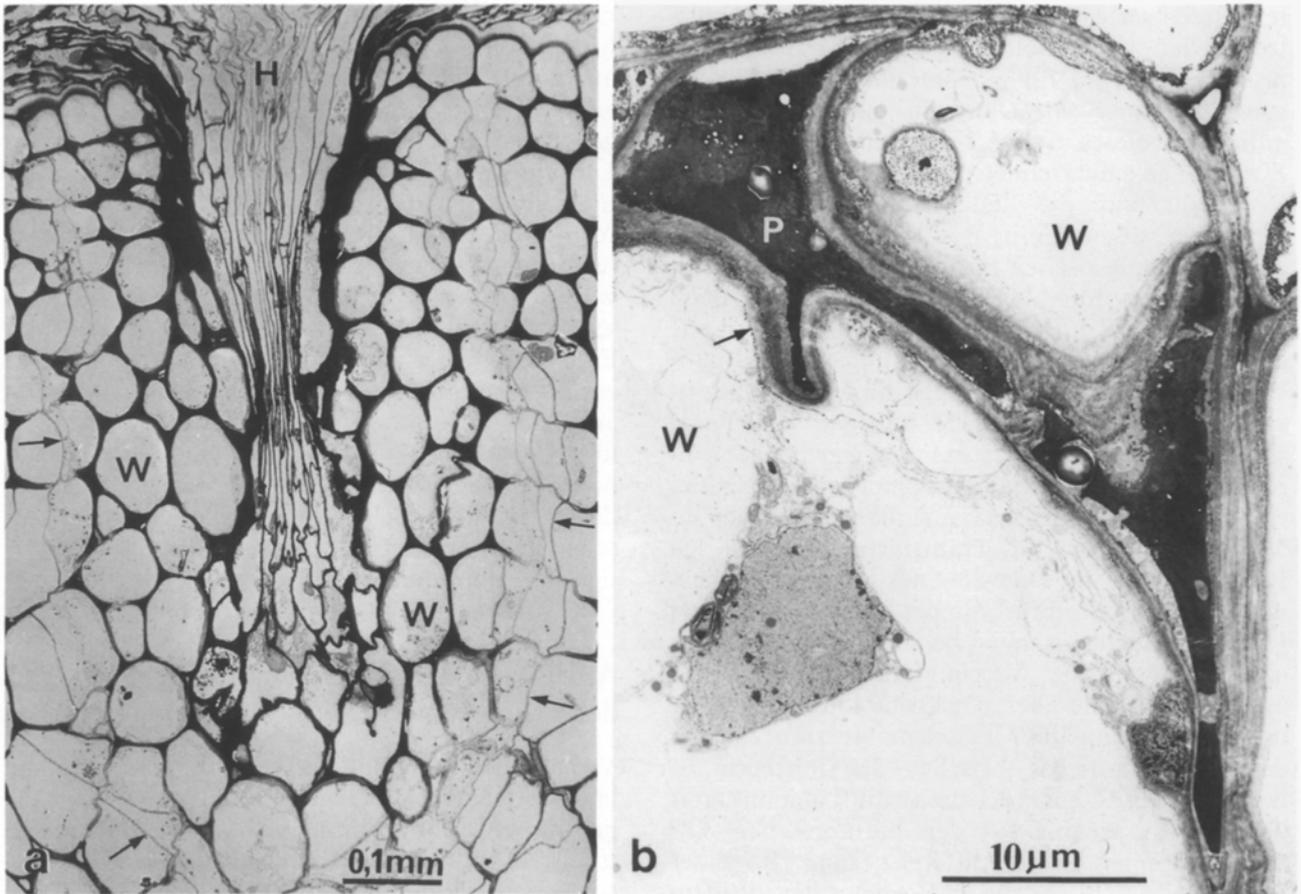


Fig. 7. a) Längsschnitt durch ein Haustorium (*H*) von *Cuscuta odorata* im inkompatiblen Wirtsgewebe von *Hibiscus* (*W*). Abkapselung des bereits degenerierten Haustoriums durch neue Zellteilungen des Wirtes (Pfeile) (Aufnahme: S. Wellenkamp, Diplomarbeit Kiel). b) Längsschnitt durch eine degenerierte Suchhyph (*P*) von *Cuscuta odorata* im Lumen einer *Hibiscus*-Zelle (*W*). Parasitenzelle durch Wandmaterial der Wirtszelle (Pfeil) eingekapselt (EM-Aufnahme: I. Dörr)

neben wird der Anbau resistenter, aber meist weniger ertragreicher Rassen der Wirtspflanzen versucht. Der Einsatz von Herbiziden ohne gleichzeitige Schädigung der Wirte ist problematisch und ebenso wie eine mögliche Bodenentseuchung für die betroffenen Farmer in der Regel wirtschaftlich nicht tragbar. Dasselbe gilt für den Eintrag von Kunstdünger, der die Vitalität der Wirtspflanzen gegenüber den Parasiten begünstigen könnte. Erfolge bei der Bekämpfung der Parasiten sind seit einiger Zeit mit biologischen Methoden zu verzeichnen. Die geringe Spezifität der Keimungsstimulanzen der Wirtspflanzen ermöglicht über Fruchtfolge den Anbau sog. „falscher Wirte“ (z.B. Baumwolle als Strigol-Lieferant) auf mit Parasitensamen verseuchten Böden. Die Parasiten keimen dann, ohne Verbindung mit einem „echten Wirt“ aufnehmen zu können. Einfacher, aber teurer ist das Ausbringen von Stimulanzen, die z.T. synthetisch hergestellt werden können (Strigol und analoge Verbindungen [21], Ethylen), nach der Aus-

saat der Parasiten. Ein weiteres Programm betrifft die Züchtung resistenter bzw. inkompatibler Wirtspflanzen oder solcher Wirte, die keine Keimungsstimulanzen ausscheiden.

Verschiedene internationale Einrichtungen befassen sich inzwischen zentral mit derartigen Projekten; zu erwähnen sind hier das „International Institute of Tropical Agriculture“ (IITA) in Ibadan/Nigeria, das „International Center of Agricultural Research in the Dry Areas“ (ICARDA) in Aleppo/Syrien oder das „International Crop Research Institute for Semi-Arid Tropics“ (ICRISAT) in Hyderabad/Indien. Die Projekte werden unterstützt durch eine Reihe privater Industrieunternehmen, verschiedene Forschungsförderungsgesellschaften (u.a. Rockefeller Foundation, Ford Foundation) und staatliche Institutionen in aller Welt. Grundlagen für derartig anwendungsbezogene Forschungsprojekte sind detaillierte Untersuchungen zu Struktur, Physiologie und Ökologie des Parasitismus bei Blütenpflanzen. Es ist zu begrüßen, daß

sich alle beteiligten Wissenschaftler und Praktiker aus den verschiedenen Forschungseinrichtungen seit 1973 regelmäßig auf internationalen Symposien zusammenfinden.

Ein großer Teil der referierten Arbeiten wurde durch die Deutsche Forschungsgemeinschaft unterstützt. Prof. Dr. J. Visser, Botanisches Institut der Universität Stellenbosch/S.-Afrika, danken wir für die Überlassung der Farbaufnahme.

1. Kuijt, J., in: *The Biology of Parasitic Flowering Plants*. Berkeley – Los Angeles: Univ. of California Press 1969
2. Riopel, J.L., in: *Vegetative Compatibility Responses in Plants* (R. Moore, ed.). Baylor Univ. Press 1983
3. Dörr, I., et al.: *Z. Pflanzenphysiol.* 85, 349 (1977)
4. Dörr, I.: *Protoplasma* 67, 123 (1969)
5. Kollmann, R., Glockmann, C.: *ibid.* 124, 224 (1985)
6. Kollmann, R., et al.: *ibid.* 126, 19 (1985)
7. Binding, H., Kollmann, R., in: *In Vitro Techniques. Propa-*

- gation and Long-Term Storage* (Schäfer-Menuhr, A., ed.). Dordrecht – Boston – Lancaster: Nijhoff-Junk 1985
8. Nagar, R., et al.: *J. Exp. Bot.* 35, 1104 (1984)
  9. Kuijt, J., Toth, R.: *Acta Bot. Neerl.* 34, 257 (1985)
  10. Damaschke, U.: *Dissertation Univ. Kiel* 1982
  11. Dörr, I.: *Protoplasma* 75, 167 (1972)
  12. Kollmann, R., Dörr, I.: *Ber. Dtsch. Bot. Ges.* 82, 415 (1969)
  13. Wolswinkel, P.: *Proc. Int. Symp. Parasitic Weeds*, p. 156 (1979)
  14. Israel, S., et al.: *Protoplasma* 103, 309 (1980)
  15. Monzer, J., Kollmann, R.: *J. Plant Physiol.* 123, 359 (1986)
  16. Graham, B.F., Bormann, F.H.: *Bot. Rev.* 32, 255 (1966)
  17. Atsatt, P.R.: *Ph. D. Thesis Univ. Calif., Los Angeles* (1966)
  18. Musselman, L.J., Dickison, W.C.: *Bot. J. Lin. Soc.* 70, 183 (1975)
  19. Capdepon, M., et al.: *C. R. Acad. Sci. Paris* 300, 227 (1985)
  20. Nour, J., et al.: *New Scient.* 9, 44 (1986)
  21. Visser, J.H., Johnson, A.W.: *S. Afr. J. Bot.* 1, 75 (1982)

Eingegangen am 21. Mai 1986

## Naturwissenschaften Historischer Kalender

Vor 300 Jahren, am 28. Januar 1687, starb in Danzig an seinem 76. Geburtstag

### Johannes Hevelius.

Obwohl Hevelius nach Absolvierung der Danziger Gymnasiums in Leiden Jura studierte, begann er schon während der Schulzeit, sich intensiv mit der Astronomie zu beschäftigen. Reisen nach England und Frankreich (1631–1634) nutzte er, um seine naturwissenschaftlichen Kenntnisse in Gesprächen mit P. Gassendi, I. Boulliau und A. Kircher zu vertiefen. Nur von 1634 bis 1639 unterbrach er seine astronomischen Studien, da er sich in diesen Jahren um die väterliche Brauerei kümmern mußte. Bald begann er jedoch, in der Tradition von Ty-

cho Brahe Linsen mit langen Brennweiten zu schleifen, und er ließ sich schließlich (1651) auf seinem Haus eine Plattform als Sternwarte bauen und einrichten. Nicht zuletzt wegen seiner immer genaueren Fernrohrmessungen, die alles bis dahin Erreichte weit übertrafen, wurde Hevelius 1644 zum Fellow der Royal Society of London gewählt. Seine Berühmtheit erlangte er durch die erstmals von ihm systematisch durchgeführte Topographie der Mondoberfläche, die er auf 60 Karten der einzelnen Mondphasen zeichnete. Außerdem befaßte er sich mit Finsternissen und den daraus zu gewinnenden Informationen. Er bestimmte beim Merkurdurchgang 1661 zum ersten Male dessen ungefähre Größe und entdeckte die parabolische Bahn der Kometen von 1664 und 1665.

D.C.