

mit entscheidend für den hohen Vorfrucht- wert des Rapses (s. a. Kap. 1.2.3.1).

Das Sprossystem

Raps bildet ein monopodiales Sprossystem aus mit deutlich ausgeprägter apikaler Do- minanz des Haupttriebes (Abb. 5).

Der aufrechte Stängel ist mehr oder weni- ger stark verzweigt und kann über 200 cm lang werden. Im Laufe der Vegetationsperi- ode werden 20 bis annähernd 40 Laubblätter an der Hauptsprossachse angelegt. Im Roset- tenstadium kann die Pflanze bis zu 15 Laub- blätter hervorbringen. Die Blüten stehen in lockeren Trauben, in denen die Knospen die geöffneten Blüten stets überragen. Aus den befruchteten Blüten gehen Schoten hervor, die mit den öl- und eiweißreichen Samen be- setzt sind.

Nach der epigäischen Keimung erscheinen zwei Keimblätter, die zuvor im embryonalen Zustand als Reservespeicher gedient haben (LOVELL und MOORE 1970, MOORE et al. 1972). Sie sind umgekehrt nierenförmig und etwa doppelt so breit wie lang. Das Primär- blatt ist blaugrün und schon bei einer Länge von 8 bis 10 cm erreicht es seine charakte- ristische Form. Bei Winterrops verjüngt es sich gleichmäßig basipetal, während es bei Som- merraps unsymmetrisch und mit nur wenigen Ausbuchtungen hervortritt.

Die weitere Jugendentwicklung der Raps- pflanze ist durch das Rosettenstadium ge- kennzeichnet. Bei Winterformen reicht es von den späten Herbstmonaten bis zum Einsetzen des Frostes und im Folgejahr bis zum Beginn der Auflösung der Rosette durch Interno- dienstreckung. Bei Sommerformen wird das

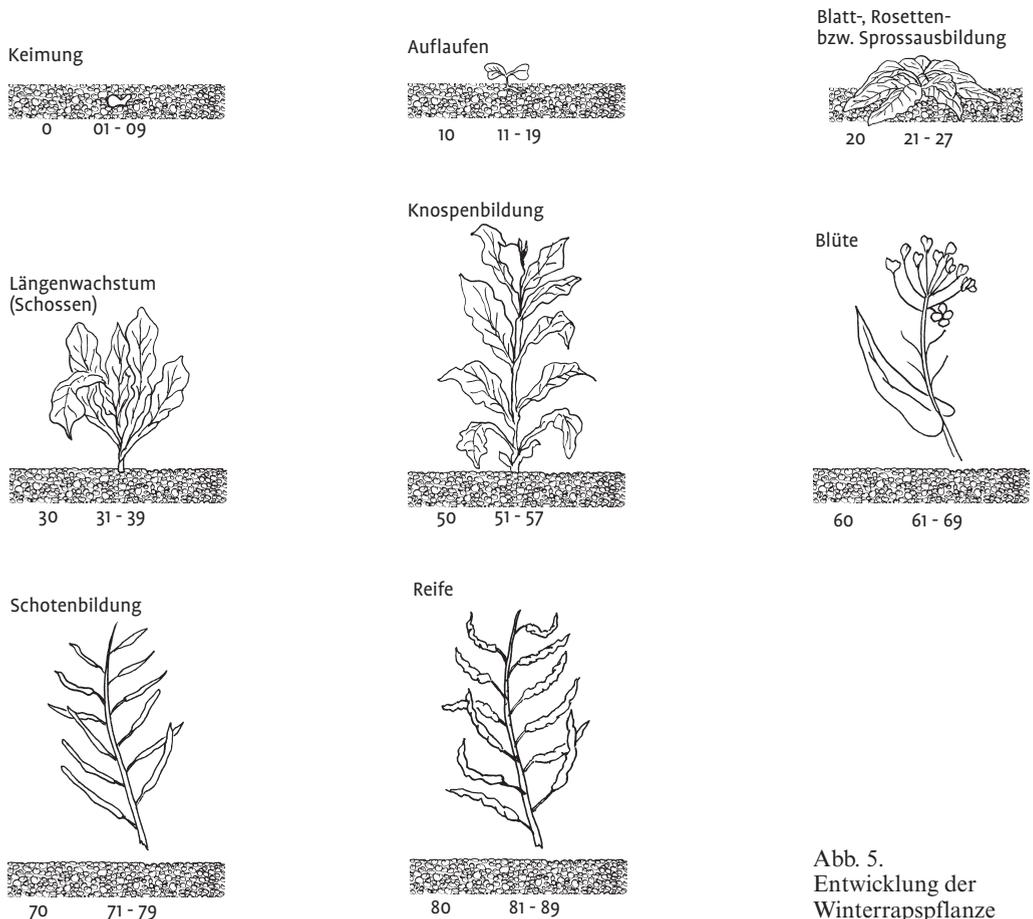


Abb. 5. Entwicklung der Winterrapspflanze

Rosettenstadium in der Zeitspanne von Saat bis Schossbeginn ohne Ruhephase rasch durchlaufen.

Die vollständig entwickelten Rosettenblätter sind dunkelgrün, bereift, schwach behaart, gestielt, leierförmig-fiederspaltig und weisen große Endlappen auf. Die Blätter stehen wechselständig. Nach Abschluss der vorwintertlichen Entwicklung ist mit 8 bis 10 Blättern und gestauchter Sprossachse die maximale Winterhärte erreicht. Die jungen Blätter bedecken den empfindlichen Vegetationskegel, an dem sich bereits weitere Blattanlagen sowie Verzweigungs- und Blütenknospenanlagen ausdifferenziert haben.

Im Frühjahr bildet sich mit einsetzender Internodienstreckung und unter Auflösung der Rosette die Sprossachse aus. Nach dem Haupttrieb entwickeln sich sukzessive Verzweigungen erster, zweiter und ggf. höherer Ordnung mit deutlicher Ausprägung einer apikalen Dominanz. In der wechselständigen Blattfolge sind die unteren Laubblätter gestielt, fiederspaltig mit ausgeprägten Endlappen. Die mittleren und oberen Stängelblätter sind unbehaart, ungeteilt und mit dem herzförmigen Blattgrund in unterschiedlichem Ausmaß stängelumfassend. Die Einzelblattflächen nehmen mit jeder Insertionsstufe ab, und erlauben so eine günstige Lichteindringung in den Bestand.

Die Struktur der Rapspflanze wird in der reproduktiven Phase stark durch die Verzweigung bestimmt, welche durch Sorte, Bestandesdichte und N-Versorgung starke Modifikationen erfährt. Die Eigenschaften verschiedener Wuchstypen wirken sich unmittelbar auf die Bestandesführung und Ernte aus (AUFHAMMER 1998). Der traditionelle Wuchstyp ist hochwüchsig, hat einen kräftigen Stängel, an dem die Seitenverzweigung schon in der Basal- bzw. Zentralregion ansetzt, und zeigt eine weitgehend waagerechte Seitentriebhaltung. Als nachteilig erweisen sich die ausgedehnte Blühperiode, verbunden mit ungleichmäßiger Abreife. Im Ergebnis treten hohe Kornverluste in der Abreife und beim Drusch auf. Ferner ist eine hohe vegetative Masse beim Mähdrusch zu bewältigen. Der konventionelle Wuchstyp ist kürzer mit dünneren Stängeln und damit leichter erntbar. Die Pflanze liefert einen hohen Ertragsanteil über den Haupttrieb. Die Verzweigung

setzt relativ spät ein und ist mit 6 bis 10 Seitentrieben auf die apikale Stängelregion konzentriert. Seitentriebe und Schoten stehen aufrecht; die Blüten- und Schotenzahl je Trieb ist begrenzt. Die Schoten sind regelmäßig mit mehr als 20 Samen besetzt. In der Bestandesführung zeichnet sich dieser Wuchstyp durch bessere Standfestigkeit, höhere N-Verträglichkeit sowie höheren Samen- und Ölertrag aus. Die Blühdauer ist deutlich verkürzt, ebenso die Reifezeitspanne. Die Entwicklung des Schotendaches ist im Bestand deutlich synchronisiert, sodass die Lichtausnutzung optimiert ist. Schließlich sind eine gleichmäßige Abreife und geringere Samenverluste bei der Ernte kennzeichnend. Ein angestrebter Wuchstyp, der teilweise schon in Hybrid-sorten realisiert ist, zeichnet sich durch noch kürzeren Wuchs und seitentriebbetonte Ertragsbildung aus. Die Verzweigung beginnt bereits in der Zentralregion des Sprosses. Der Ölgehalt liegt regelmäßig über 40%. Dieser Wuchstyp gilt als standfest und frühreif. Bei einem hohen Ernteindex fallen geringere Ernterückstände an.

Die gelbe Farbe und die Häufung der Blüten in traubigen Blütenständen ziehen Insekten an und weisen auf Fremdbefruchtung hin. Die einzelne Kreuzblüte ist disymmetrisch aufgebaut.

Die Blütenhülle besteht aus 4 freien Kelchblättern, die mit 4 freien, meist sattgelben Kronblättern alternieren. Die 6 Staubblätter sind in 2 Kreisen angeordnet, der äußere mit 2 kurzen, der innere mit 4 langen Staubblättern, die den Stempel in der Mitte einschließen. Der Griffel ist ungeteilt, mit einer kopfförmigen Narbe. Am Blütenboden sind zwischen Stempel und Staubblättern 4 Nektarien ausgebildet, deren Nektar vornehmlich aus Fructose und Glucose und weniger aus Saccharose zusammengesetzt ist (HESS 1990). Die Menge des produzierten Nektars und die darin enthaltene Zuckerkonzentration sind entscheidend für den Besuch einer Blüte durch Insekten (RENARD und MESQUIDA 1987). Die Nektarien sind bestäubenden Insekten relativ leicht zugänglich, von denen am häufigsten die Honigbiene (*Apis mellifica* L.) und Hummeln (*Bombus* sp.) auftreten. Ferner wird die Rapsblüte durch zahlreiche andere Insektenarten besucht. Hierzu gehört auch der Rapsglanzkäfer (*Meligethes aeneus*), der

zuvor noch an den geschlossenen Blütenknospen schädigt.

Der Blühverlauf der Einzelblüte ist bereits in der älteren Literatur ausführlich beschrieben (FRUHWIRTH 1922). Die Blüte öffnet sich morgens zwischen 8 und 9 Uhr. Am Tage zuvor haben sich die Kelchblätter geöffnet und die gelben Blütenblätter sind bereits sichtbar. Beim Öffnen der Blüte sind die Staubbeutel der Narbe zunächst zugewandt und stehen etwas über ihr. Kurz vor dem Aufplatzen der Antheren drehen sich jedoch die langen Staubblätter im Winkel von 60 bis 180° und entlassen den Pollen, sodass Selbstbestäubung nicht zwingend ist. Die Antheren der beiden kurzen Staubblätter stehen etwas niedriger als die Narbe und öffnen sich später als die langen Staubblätter. Der Pollen der tiefer liegenden Antheren gelangt meist nicht auf die Narbe der eigenen Blüte. Heterostylie ist verbreitet, d. h. bei einzelnen Pflanzen stehen die Narben höher als die Antheren, bei anderen die Antheren über dem Griffel. Für eine gelenkte Bestäubung ist es wichtig, dass die Narbe schon 1 bis 2 Tage vor Entfaltung der Blütenblätter, also noch im Knospenstadium, befruchtungsfähig ist.

Im Blühverlauf einer Pflanze öffnen sich die Knospen an den einzelnen Trieben von unten nach oben, beginnend am Haupttrieb gefolgt von den Nebentrieben in der Reihenfolge ihrer Ausbildung. Entsprechend der unterschiedlichen Entwicklungszustände der Knospen bzw. Blüten einer Pflanze blüht ein Rapsbestand 3 bis 4 Wochen. Die Gesamtblühzeit kann sich bei niedrigen Temperaturen und regnerischer Witterung noch deutlich verlängern, unter hohen Temperaturen und Wasserstress aber auch wesentlich verkürzen.

Die Blühbiologie und die Befruchtungsverhältnisse sind entscheidend für die Zuchtmethodik zur Schaffung unterschiedlicher Sortentypen in Form von Linien-, synthetischen bzw. Hybridsorten (s. Kap. 1.2.1.8). In älteren Arbeiten wurde bei erzwungener Selbstbefruchtung kaum Selbststerilität und Inzuchtdepression beobachtet (WAGNER 1954, PERSSON 1956, RIVES 1954). Folglich wurde Raps zuchtmethodisch zunächst wie ein Selbstbefruchter behandelt. Unter Berücksichtigung von Inzuchtdepression und Heterosis wird heute jedoch bei der Wahl der Sortenstruktur (synthetische bzw. Hybridsor-

ten) der Fremdbefruchtungsanteil genutzt (zur Übersicht s. BECKER 1987, LÉON und BECKER 1995).

Grundsätzlich lässt der Blühverlauf bei Raps in erster Linie Selbst- darüber hinaus aber auch Fremdbefruchtung zu, wobei im angebauten Bestand eine Mischung von Selbst- und Fremdbefruchtung mit jeweils unterschiedlichen Anteilen vorliegt, die von äußeren und genetischen Faktoren abhängen. Dazu gehören die Witterung während der Blüte, Besonderheiten der Wind-, Kontakt- und Insektenbestäubung sowie die genetische Veranlagung der Linien (MEYERHOFF 1954, SCHRIMPF 1954, OLSSON 1955, ANDERSSON und OLSSON 1961). Über viele Jahre galt die sehr allgemeine Aussage, dass Raps zu zwei Dritteln als Selbstbefruchter und zu einem Drittel als Fremdbefruchter einzustufen sei (SYLVÉN 1920, BAUR 1939, OLSSON 1960, MANNER 1957, ANDERSSON und OLSSON 1961, SCHUSTER 1969, RÖBBELEN 1975), wobei immer große Unterschiede zwischen Einzelpflanzen auftraten. So wurden Pflanzen mit einem Kreuzungsanteil von bis zu 100% gefunden, die sich meist als selbststeril herausstellten. Zahlreiche S-Allele sind für die breite Abstufung der Selbstinkompatibilität verantwortlich.

In den feldexperimentellen Untersuchungen von HÜHN und RAKOW (1979) und RAKOW und WOODS (1987) wurden Auskreuzungsraten zwischen 5 und 30% gefunden. HÜHN und RAKOW (1979) bestimmten die Fremdbefruchtungsrate in einem Sortendemonstrationsversuch mit fünf erucasäurefreien und fünf erucasäurehaltigen Sorten – anhand des Markierungsmerkmals Erucasäuregehalt. In diesen Untersuchungen ergab sich eine Spannweite von 5 bis 15% Fremdbefruchtung in Abhängigkeit von der Sorte und verschiedenen Abstandsmaßen, also ein deutlich geringerer Anteil als gemeinhin angenommen wird. Unterschiede im Samenanatz nach Selbst- bzw. Fremdbefruchtung werden durchweg nicht beobachtet (WILLIAMS 1978, DOLOI und RAI 1981, EISKOWITCH 1981).

Die Pollenverbreitung im angebauten Rapsbestand ist für die Saatgutvermehrung, die Einhaltung von Qualitätszielen im Erntegut und neuerdings auch die Verbreitung von Transgenen entscheidend. Tab. 7

Tabelle 7. Fremdbefruchtung zwischen Rapsbeständen (FÖRSTER und DIEPENBROCK 2002)

Entfernung (m)	Fremdbefruchtung	Fragestellung	Quelle
nah	36% (5–95%)	Fremdbefruchtungsfrequenz 6 Sorten, Feldversuch	OLSSON und PERSSON 1958
nah	bis zu 20%	nebeneinander angebaute Parzellen	ANDERSSON und OLSSON 1961
nah	5–15%	Parzellenversuch mit 10 Sorten Erucasäuregehalt	HÜHN und RAKOW 1979
nah	16,9–24,1% (1982–1984)	Feldversuch, 5 Sorten mit eruca- säurefreien Einzelpflanzen im Bestand; Erucasäuregehalt	RAKOW und WOODS 1987
nah	12–47%	Feldversuche mit Sommerraps, 5 Orte, Isoenzymanalyse	BECKER et al. 1992
1–47	1,5–0,00033%	Feldversuch (105 × 105 m) mit transgenen Pflanzen in der Mitte	SCHEFFLER et al. 1993
6–7/13–14 200	0,8–21% / 0,1–1,8% Ø 7,6% / Ø 0,7% 1,2–21% bis zu 0,03 %	Freisetzungsversuch; innere / äußere Mantelsaat bei ms-Pflanzen bei fertilen Pflanzen	FELDMANN et al. 1998
nah	3–17,1 %	Parzellenversuche mit konven- tionellen Sorten und HT-Raps	FÖRSTER et al. 1998
nah	5,1–12,4% Ø 8,5%	Freisetzungsversuch; innere / äußere Mantelsaat	HERZ et al. 1996
1–350/400	7,6%–0,0038 %	Übersichtsartikel Raps und Rübsen	BRANDT 1998
nah–400	0,3–2,2% 100 m: 0,5 %	Freisetzungsversuch; innere / äußere Mantelsaat sowie Fangpflanzen	PELLMANN et al. 1998
360–1500	10% Pollendichte 0–22 Pollenkörner/m ³	Pollenverbreitung aus isolierten Rapsfläche untersucht; Pollen war lebensfähig	TIMMONS et al. 1996

zeigt eine außerordentlich große Variabilität des Fremdbefruchtungsanteils in Abhängigkeit von der Versuchsanlage und der Abstandsentfernung in den verschiedenen Experimenten.

Der Rapspollen ist vergleichsweise schwer und verklebt leicht zu Klumpen. Er wird durch Direktkontakt benachbarter Pflanzen, Wind und Insektenflug verbreitet. Die Windverbreitung ist auf relativ kurze Distanzen beschränkt. TIMMONS et al. (1995) konnten nachweisen, dass die Pollendichte in 360 m

Entfernung eines Rapsfeldes nur noch 10% der Dichte über dem Feldrand ausmacht. In 1,5 km Distanz vom Rapsfeld betrug die Pollendichte 0 bis 22 Pollen/m³. Die Befruchtung von Fangpflanzen in dieser Entfernung resultierte in der Ausbildung einiger Samen mit 38 Chromosomen, sodass davon auszugehen ist, dass eine Genübertragung durch Rapspollen mittels Windverbreitung über wenigstens 1,5 km möglich ist. Mit Insektenflug kann sich der Rapspollen über noch weitere Entfernungen verbreiten. Die Dynamik dieser

Verbreitung hängt allerdings von der Pollendichte des Ausgangsbestandes, den Witterungsbedingungen, der Aktivität der Bestäuberinsekten sowie der Größe und Lage des Empfängerbestandes ab (LEVIN und KERSTER 1969, ELLSTRAND et al. 1989, KLINGER et al. 1992). Die Pollenverbreitung durch Insekten über längere Distanzen kann durch Mantelsaat synchron abblühender Rapspflanzen erheblich vermindert werden (SCHEFFLER et al. 1993, 1995). Es bleibt aber weiter zu prüfen, ob die heute gängigen Isolierabstände von 200 bis 400 m eine ausreichende Barriere gegen die Verbreitung von Transgenen darstellen (SCHEFFLER et al. 1993).

Die Frucht ist eine 5 bis 10 cm langgestreckte, unbehaarte Schote mit zwei einnerwigen, netzartigen Fruchtblättern und einem mittellangen kegelförmigen Schnabel. Sie ist durch eine falsche Scheidewand in zwei Räume unterteilt, die mit je 5 bis 12 Samen gefüllt sind. Im Praxisanbau werden je Schote 15 bis 20 Samen gefunden. Zur Reife verbleibt die Scheidewand mit den anhängenden Samen am Fruchtsiel, während die Fruchtblätter abfallen.

Die Anzahl der Samenanlagen bildet das Potenzial für die Ertragskomponente ‚Samenzahl pro Schote‘. Die Samenanlagen des Rapses entstehen aus zwei Plazentaleisten, welche parallel zur Verwachsungsnaht der Fruchtwände verlaufen. Jede Samenanlage ist über einen ausgeprägten Funikulus mit der Plazenta und damit auch über das Leitbahnsystem des Fruchtknotens verbunden. Abb. 6 vermittelt schematisch den Aufbau der campylootropen Samenanlage.

Die Lage im Gynoeceum zeigt eine Verwachsung von Funikulus und Samenanlage.

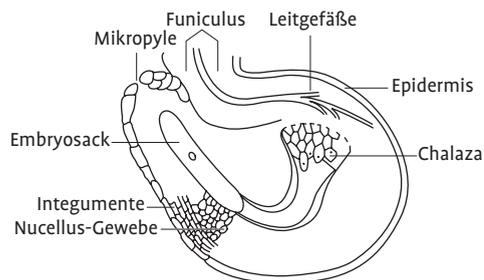


Abb. 6. Schematischer Aufbau der Samenanlage von Raps im Längsschnitt (SCHULZ 1987)

Unter der Epidermis heben sich vier Zellschichten vom inneren Nucellusgewebe ab, die die zweischichtigen inneren und äußeren Integumente repräsentieren, aus denen sich später die Samenschale bildet. Angrenzend an die Chalaza ist der Embryosack in zentraler Lage zu erkennen.

Die Anzahl Samen unterliegt während der Blüten- und Schotenentwicklung einer inneren und externen Regulation. Bereits vor der Anthese kann das Samenpotenzial durch degenerative Megagametogenese eingeschränkt sein. Anschließend sind Reduktionen sowohl in einer mangelnden Befruchtung als auch in einer vorzeitigen Beendigung des Embryowachstums begründet (SCHULZ 1987). Die nach der Anthese auftretende Abortion sich entwickelnder Samen kann als Anpassungsmechanismus an die Umweltbedingungen und innerpflanzlichen Konkurrenzbedingungen verstanden werden. Zu den regulativen Umweltfaktoren gehören sowohl die Stickstoffversorgung der Pflanze als auch die Lichteinstrahlung in den Bestand.

Im Entwicklungsverlauf übernimmt die Schote für die reifenden Samen die Rolle eines Assimilatproduzenten bzw. -speichers und Nährstoffvermittlers (NORTON und HARRIS 1975, DIEPENBROCK und GEISLER 1978, 1979). Die Schotenphotosynthese ist zu 40 bis 60% an der Assimilatversorgung der Samen einer Frucht beteiligt (NITSCH 1974, BRAR und THIES 1977). Darüber hinaus findet in der Hauptwachstumsphase der Samen eine intensive N-Auslagerung aus den Fruchtwänden statt (DIEPENBROCK und GEISLER 1979).

Für die Schotenreifung werden vier Reifegrade beschrieben (BROUWER und SCHUSTER 1976). In der Grünreife sind die Schoten hellgrün und die Samen grün und weich. In der folgenden Braunreife vergilben die Schoten und die Samen verbräunen. In der Vollreife werden die Fruchtblätter grau gelb und spröde, die Samen schwarz. In der Totreife beginnen die Schoten aufzuplatzen. Ursache dafür sind Gewebespannungen innerhalb der Fruchtwand, weil sich im Perikarp lignifizierte und dünnwandige Zellschichten abwechseln, sodass es unter starker Wasserabgabe zu einem Aufplatzen der Schoten kommt (JOSEFSSON 1968, MEAKIN und ROBERTS 1990). In der Züchtung auf Platzfestigkeit sind erhebliche Fortschritte erzielt worden, sodass das

heutige Sortiment sich durchweg als platzfest erweist.

Der Rapsamen ist kugelig und misst 1,8 bis 2,8 mm im Durchmesser. Die TKM beträgt je nach Sorte und Ausreifegrad zwischen 4 und 6 g. Zur Reife ist die Samenoberfläche fein genetzt, die Farbe blau-schwarz bis braun-schwarz. Der Schalenanteil beträgt 12 bis 16%, mit einem Ligningehalt von 30 bis 40%, der Ölgehalt 40 bis 50% und der Rohproteingehalt um 25% (DIEPENBROCK et al. 1999). Das Öl in Form von Triglyceriden stellt wegen seiner hydrophoben Eigenschaften und des extrem niedrigen Sauerstoffgehaltes einen idealen Speicherstoff dar und garantiert ein Maximum an Energiereserven im Speichergerewebe bei relativ niedrigem Gewicht.

1.2.1.4 Entwicklungsphysiologie

(W. DIEPENBROCK)

Von den regulativen Umweltfaktoren wirken Temperatur und Licht am stärksten auf die Entwicklung von Rapsbeständen.

Die für die Bestandesetablierung wichtigen Stadien der Keimung und des Feldaufganges sind temperaturabhängig. Das Temperaturminimum der Keimung liegt bei +2 bis +3 °C, das Optimum um 20 °C. Für den Winterrapsanbau mit frühherbstlicher Aussaat sind diese Temperaturansprüche durchweg erfüllt. In Regionen höherer Breiten mit Sommerrapsanbau ist die Nutzung der kurzen frostfreien Vegetationsperiode für den Anbauerfolg oft ausschlaggebend. Unter diesen Bedingungen ist die Kühletoleranz in der Keimungsphase entscheidend, um durch frühzeitige Saat die kurze Vegetationszeit optimal ausnutzen zu können. Grundsätzlich steigt die mittlere Keimungsdauer mit abnehmender Temperatur linear an, sodass eine sehr frühe Saat je nach Temperaturverlauf einen mehr oder weniger stark verzögerten Feldaufgang nach sich zieht. Genetische Variabilität ist in diesem Merkmal nur schwach ausgeprägt (KONDRA et al. 1983). Folglich ist eine pflanzenzüchterische Verbesserung des Keimungsverhaltens unter niedrigen Temperaturen unwahrscheinlich. Von der Saat bis zum Feldaufgang wird eine Temperatursumme von 100 bis 140 °C auf der Basis von 0 °C benötigt (LETERME 1988).

Mit Eintritt des Winters setzt eine Ruhephase des Wachstums ein. Dagegen schreiten

die Differenzierungsprozesse am Vegetationskegel auch unterhalb +4 °C weiter voran (TITTONEL 1988), sodass insbesondere unter maritimen Klimabedingungen die generative Entwicklung während der Überwinterung ohne Unterbrechung abläuft.

Winter- und Sommerraps zeigen eine spezifische Abhängigkeit von vernalisierenden Temperaturen. Dabei wirkt sich der Vernalisationsreiz auf die Schossbereitschaft (und damit die Blühbereitschaft) aus. Winterraps benötigt operative Temperaturen im Bereich +1 bis +4 °C mit einer genotypbestimmten Einwirkungsdauer von 20 bis 60 Tagen. Der Vernalisationsreiz kann von gequollenen Samen oder Jungpflanzen aufgenommen werden.

Die Sommerform hat ein weniger ausgeprägtes Vernalisationsbedürfnis. Dennoch gibt es eine beachtliche genotypische Variabilität in der Steuerung der Entwicklungsvorgänge, wobei Vernalisation und photoperiodische Sensibilität sehr eng zusammenwirken (Tab. 8).

Im Zustand der physiologischen Winterruhe weisen die Winterrapspflanzen eine Widerstandsfähigkeit gegen Frosttemperaturen von bis zu -25 °C auf. Voraussetzung dafür ist allerdings eine Härtungsphase, die über 3 Stufen verläuft (SIKORSKA und KACPERSKA-PALACZ 1979, 1980). In der ersten Phase (etwa bis Anfang November) nehmen die Temperaturen von +10 °C bis +5/+2 °C sukzessive ab. In diesem Stadium können die Pflanzen Frost bis -10 °C ertragen; Zell- und Gewebewachstum kommen zum Erliegen. In der zweiten Phase der Härtung findet nach erster Frosteinwirkung eine Anreicherung von Phospholipiden statt. Jetzt vertragen die Pflanzen Temperaturen von -14 bis -17 °C. Im letzten Schritt erfolgt die frostbedingte Dehydrierung der Zellen. Schließlich wird eine Frosttoleranz von mehr als -20 °C erreicht. Ohne die langsame Anpassung an niedrige Temperaturen können Winterrapspflanzen nur geringe Frostgrade ertragen (s. a. Kap. 1.2.2).

Neben der Frostfestigkeit sind für die Winterfestigkeit weitere Einflüsse zu berücksichtigen. So führt frühzeitiges Schossen zur Schädigung des Sprossmeristems. Auch Kahlfröste und Frostrocknis im Frühjahr tragen zur Auswinterung bei, wenn die Bestände über dem noch gefrorenen Boden zu assimii-