



Verbesserung der Resistenz gegen den Erreger des Braunrostes (*Puccinia triticina*) in Weizenformen des ökologischen Landbaus, Einkorn (*Triticum monococcum*), Emmer (*Triticum dicoccum*) und Dinkel (*Triticum spelta*)

Herausgeberin:

Geschäftsstelle Bundesprogramm Ökologischer Landbau
in der Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE)
53168 Bonn

Tel.: +49 228 6845-280 (Zentrale)

Fax: +49 228 6845-787

E-Mail: geschaeftsstelle-oekolandbau@ble.de

Internet: www.bundesprogramm-oekolandbau.de

Finanziert vom Bundesministerium für
Verbraucherschutz, Ernährung und Landwirtschaft
im Rahmen des Bundesprogramms Ökologischer Landbau

Auftragnehmer:

Institut für Epidemiologie und Resistenz der
Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen

Dieses Dokument ist über <http://forschung.oekolandbau.de> verfügbar.



Abschlussbericht

1. Forschungsvorhaben: 02OE028

2. Titel des Projektes:

Verbesserung der Resistenz gegen den Erreger des Braunrostes (*Puccinia triticina*) in Weizenformen des ökologischen Landbaus, Einkorn (*Triticum monococcum*), Emmer (*Triticum dicoccum*) und Dinkel (*Triticum spelta*)

3. Institut:

Institut für Epidemiologie und Resistenz der
Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen
Theodor-Roemer-Weg 4
06449 Aschersleben

Telefon 03473/879122, Telefax 03473/2709, Email V.Lind@bafz.de

4. Projektleiter:

Dr. Volker Lind

5. Projektlaufzeit:

17. April 2002 bis 31. Dezember 2003

1. Einleitung

Einkorn (*Triticum monococcum*) und Emmer (*Triticum dicoccum*) sind zwei alte Weizenarten, deren Anbau in Deutschland seit einem halben Jahrhundert erloschen war. Seit einigen Jahren erfahren sie in der Öffentlichkeit wieder zunehmendes Interesse, und es findet in Deutschland mit Schwerpunkten im östlichen Niedersachsen, dem Saarland und insbesondere in Ober-, Mittel- und Unterfranken ein Wiederaufbau statt. Der Dinkel (*T. spelta*) ist eine Weizenart, die in rauheren Lagen (Schweiz, Baden-Württemberg) regelmäßig angebaut wird. Bis vor etwa zwanzig Jahren ist er züchterisch kaum bearbeitet worden. Zur Zeit sind sieben Dinkel-Sorten in der Beschreibenden Sortenliste des Bundessortenamtes (2003) aufgeführt, insgesamt haben sie eine Saatgutvermehrungsfläche von etwa 1000 ha.

Die drei Getreidearten werden auch als 'bespelzte Weizen' bezeichnet, da die Körner beim Mähdrusch nicht wie bei Brot- oder Weichweizen (*T. aestivum*) frei dreschen sondern von den Spelzen umhüllt bleiben. Einkorn besitzt vorwiegend nur ein Korn pro Ährchen und ist wie der Emmer begrannt. Dieser hat wie Dinkel pro Ährchen zwei Körner. Bei Dinkel gibt es sowohl begrannte als auch unbegrannte Formen. Auch der Brotweizen (*T. aestivum*) kommt mit und ohne Grannen vor, in Deutschland werden unbegrannte Sorten bevorzugt.

Die Weizenarten Einkorn, Emmer und Dinkel sind genetisch miteinander verwandt. Sie gehören in der Systematik zur Gattung *Triticum*, die nach der somatischen Chromosomenzahl in drei Gruppen unterteilt wird. Man unterscheidet diploide ($2n = 14$, Genom AA), tetraploide ($4n = 28$, Genom AABB) und hexaploide ($6n = 42$, Genom AABBDD) Weizen. Innerhalb der diploiden und der tetraploiden Reihe kommen sowohl Wild- als auch Kulturformen vor, die hexaploide Reihe enthält dagegen nur Kulturformen (Tab. 1). In die Untersuchungen wird auch das diploide Wildeinkorn und der tetraploide Rauweizen mit einbezogen. Beide haben die gleichen Genome wie das Einkorn bzw. der Emmer.

Tabelle 1: *Triticum*-Arten

	Diploide Weizen (Einkornreihe) Genom AA	Tetraploide Weizen (Emmerreihe) Genom AABB	Hexaploide Weizen (Dinkelreihe) Genom AABBDD
Wild- formen	<i>T. boeoticum</i> Boiss. (Wildeinkorn) <i>T. aegilopoides</i> Link Bal. <i>T. thaoudar</i> Reut. <i>T. urartu</i> Tum.	<i>T. dicoccoides</i> Korn. (Wildemmer)	--
Kultur- formen	<i>T. monococcum</i> L. (Einkorn)	<i>T. dicoccum</i> Schrank (Emmer) <i>T. turgidum</i> L. (Rauweizen) <i>T. durum</i> Desf. (Durum- oder Hartweizen)	<i>T. spelta</i> L. (Dinkel oder Spelzweizen) <i>T. aestivum</i> L. (Brot- oder Weichweizen)

Einkorn war in weiten Teilen des Nahen Ostens, Transkaukasiens, der Mittelmeerregionen, Südwesteuropas und des Balkans verbreitet. Es war eine der ersten Getreidearten, die zu Nahrungszwecken angebaut wurde. Früheste Funde, die einen Anbau belegen (Harlan 1981), stammen aus dem späten Paläolithikum und dem frühen Mesolithikum (16.000 – 15.000 v.C.). Einkorn blieb bis zur frühen Bronzezeit (10.000 – 4.000 v.C.) eine weit verbreitete Kulturpflanze, wurde aber ab der mittleren Bronzezeit vom ertragreicheren Emmer verdrängt. Bis heute hat sich jedoch ein regelmäßiger Anbau noch in kleinen isolierten Regionen in Frankreich, Indien, Italien, der Türkei und auf dem Balkan erhalten (Perrino und Hammer 1982). Unter den extensiven landwirtschaftlichen Bedingungen übertrifft Einkorn dort sogar den Ertrag von Weichweizen. Für das Wildeinkorn dürften die vorherigen Aussagen in gleicher Weise zutreffen. Praktische Bedeutung hat es jedoch im heutigen Anbau nicht.

Gemahlen ergibt das Einkorn ein Mehl mit gelblicher Farbe, die von einem hohen Gehalt an Karotinoiden hervorgerufen wird. Ursprünglich wurde es als Nahrungsmittel zu Brei verarbeitet und verschiedenen Speisen wie Suppen und Salaten zugegeben. Die Klebereigenschaften von Einkorn sind sehr ungünstig, zum Teil lässt sich kein Feuchtkleber auswaschen (Jantsch und Trautz 2000). Das Mehl eignet sich deshalb zwar gut zum Herstellen von Kuchen und Plätzchen aber nur mit Vorbehalt und besonderen Techniken für Brot und Brötchen.

Der Ursprung von Emmer ist ebenfalls im Nahen Osten zu finden. Seine Verwendung als Nahrungsgetreide erfolgte zeitgleich mit der von Einkorn. Emmer wurde in Ausgrabungsstätten aus dem späten Paläolithikum (17.000 v.C.) gefunden (Zohary und Hopf 1993). Er wurde neben Gerste zur vorherrschenden Getreideart im späten Mesolithikum und frühen Neolithikum (10.000 v.C.). Seine Bedeutung reichte weit über die von Einkorn hinaus. Auf Grund seines tetraploiden Genoms erwies er sich als anpassungsfähiger an verschiedene Umwelt- und Temperaturbedingungen und wurde vom Neolithikum bis zur Bronzezeit (10.000 – 4.000 v.C.) zur dominierenden Weizenart im Nahen und Fernen Osten, in Europa und Nordafrika. Am Ende der Bronzezeit wurde Emmer von nacktsamigen, aber ebenfalls tetraploiden Formen langsam verdrängt. Er blieb bis Anfang des letzten Jahrhunderts im südlichen Zentralrussland eine wichtige Getreideart. Gegenwärtig ist der Anbau von Emmer noch in Äthiopien von Bedeutung, in geringerem Maße auch in Italien und Indien (Perrino und Hammer 1982).

Ähnlich dem Einkorn wurde Emmer in den frühen Kulturen als Brei verzehrt und erst später zum Brotbacken verwendet. Er hat als Verwandter des Hartweizens ein sehr hartes Korn, aus dem sich ein eher griesiges Mehl gewinnen lässt. Durch die Härte des Korns weist der Emmer längere Quellzeiten auf. Die Klebereigenschaften sind meist besser als beim Einkorn aber auch eher mäßig (Jantsch und Trautz 2000).

Über den Rauweizen (*T. turgidum*) ist wenig bekannt. Seine Geschichte dürfte ähnlich der des Emmers verlaufen sein, von dem er sich ableitet. Da es bei den in Genbanken verfügbaren Rauweizen-Akzessionen zahlreiche Sortennamen gibt, kann man davon ausgehen, dass er parallel zu Emmer oder statt Emmer angebaut wurde. Auch heute wird er an geeigneten Standorten noch kultiviert. Im ökologischen Landbau kommt der 'Schwarze Wunderweizen' vor, eine sehr frostharte Rauweizenform aus Russland mit verzweigter Ähre.

Der Ursprung des Dinkels ist umstritten. Die eine Hypothese besagt, dass er aus dem heutigen Iran kommt, während eine andere zwei Ursprungszentren nennt, nämlich den Iran und Südosteuropa (Zohary und Hopf 1993). Der iranische Ursprung wird auf das mittlere Neolithikum datiert (6.000 – 5.000 v.C.), der europäische Ursprung soll viel später liegen

(Dorofejev 1971). Wahrscheinlich ist, dass Dinkel dort entstand, wo Emmer (AABB) sich in Gegenden ausbreitete, in denen *T. tauschii* (DD) als Wildgras einheimisch war. Auf die Addition des D-Genoms geht die erhöhte Anpassungsfähigkeit des Dinkels (AABBDD) zurück (Stallknecht et al. 1996).

Dinkel war in der Bronzezeit (4.000 – 1.000 v.C.) vom Nahen Osten bis zum Balkan und bis Europa und Transkaukasien verbreitet. Er wurde in der Bibel erwähnt (Exodus 9, 30 und Hesekiel 4, 9) und im Jahr 301 in einem Edikt des Kaisers Diokletian (Flaksberger 1930). Zusammen mit dem frei dreschenden Weizen hat Dinkel im römischen Wohlfahrtsstaat eine Rolle bei der Verteilung von Getreide an die Bürger gespielt (Harlan 1981). Noch heute ist Dinkel in einigen europäischen Regionen eine bedeutende Getreideart, vor allem in Deutschland und der Schweiz.

Dinkel wird als Nahrungsmittel verwendet und hat in seiner Beliebtheit bei Konsumenten von Bioprodukten in den letzten Jahren ständig zugenommen. Die Bekömmlichkeit und Verträglichkeit des Dinkels als Brot oder Verarbeitungsprodukt ist hierfür ausschlaggebend. Echte schwäbische Spätzle werden typischerweise aus Dinkelmehl hergestellt.

2. Problemstellung

Von Einkorn und Dinkel liegen Beschreibungen der Resistenz erst aus jüngerer Zeit vor. So haben JANTSCH und TRAUTZ (2001) 18 Genotypen von Emmer und 10 Genotypen von Einkorn untersucht und gezeigt, dass Emmer gegenüber *P. triticina*, dem Erreger von Braunrost, anfällig, Einkorn jedoch weitgehend resistent ist. In eigenen Voruntersuchungen der Jahre 2001 und 2002 mit einer wesentlich höheren Anzahl von Genotypen wurden diese Ergebnisse bestätigt, die Resistenz wurde aber eingehender analysiert. So zeigten zwar 103 Emmerlinien einen Befall mit Braunrost, er variierte aber zwischen sehr gering und stark. Die 166 geprüften Einkornlinien erwiesen sich mit dem Auge betrachtet als frei von Braunrost, nur bei zwei Linien zeigten sich wenige schwach entwickelte Pusteln. Alle anderen Genotypen waren ohne erkennbare Pilzentwicklung, sie zeichneten sich jedoch durch eine mehr oder weniger ausgeprägte chlorotische und nekrotische Fleckung aus. Während diese Linien nur einen eingeschränkten Anbauwert besitzen, wurden in dem Sortiment auch Genotypen identifiziert, die sowohl völlig befallsfrei waren als auch nur wenige oder gar keine Chlorosen hatten. Die Wildeinkorn-Formen erwiesen sich bereits in den Voruntersuchungen als anfällig mit schwacher aber deutlicher Pustelbildung. Sie wurden jedoch zu Vergleichszwecken in den Resistenztests mitgeprüft.

Die Resistenz von Dinkel gegen Blattkrankheiten wird im Rahmen der Wertprüfungen für das Bundessortenamt jährlich getestet. Dabei ist die Variation der Resistenz zwischen den Sorten bei Mehltau mit Boniturnoten von 3 bis 8 am größten, bei Gelbrost ist die Variation mit Noten von 1 bis 5 geringer, die Resistenz ist aber auf einem höheren Niveau. Bei Blattseptoria und Braunrost jedoch liegen alle Sorten im anfälligen Bereich der Skala (5–9), so dass die vordringlichste Aufgabe darin besteht, überhaupt Resistenzgene aufzufinden.

Das Ziel des vorliegenden Projektes besteht deshalb in der Identifizierung von Genotypen in Einkorn, Emmer, Rauweizen und Dinkel mit hoher Resistenz gegen *Puccinia triticina*. So geht es (a) bei Dinkel *per se* um das Auffinden resistenter Genotypen. Bei Emmer werden (b) Genotypen selektiert mit geringem Befall, d.h. mit partieller Resistenz im Feldversuch. Während der Voruntersuchungen zum vorliegenden Projekt fiel in *T. turgidum* die hohe Frequenz an Genotypen auf, die Resistenz gegen Braunrost besaßen. Zur Erweiterung der

Variabilität wurde deshalb der Rauweizen in die Resistenzprüfungen mit einbezogen und selektionsmethodisch wie der Emmer behandelt.

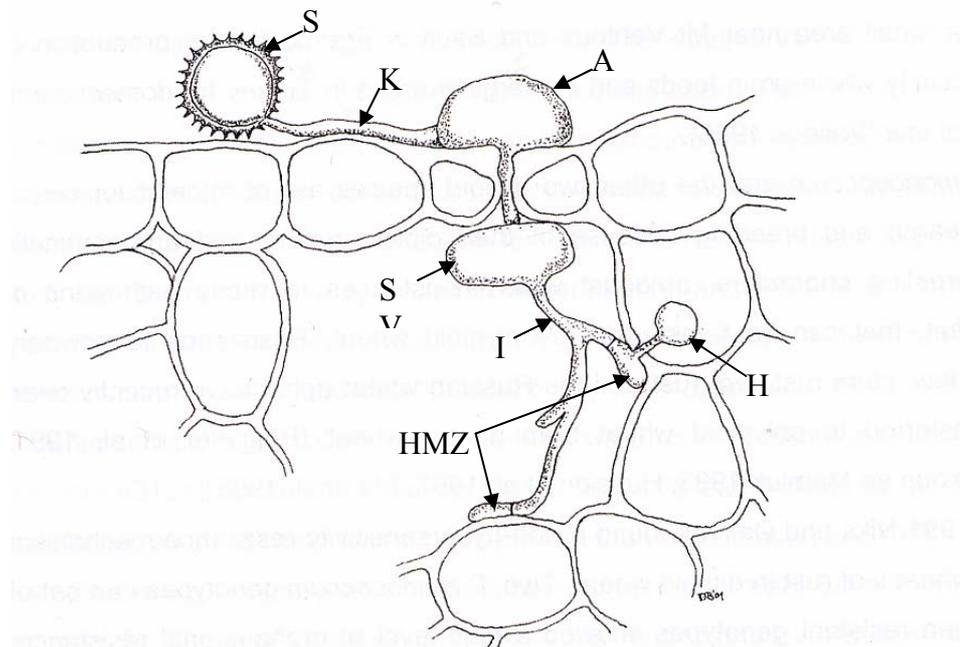


Abbildung 1: Infektionsstrukturen des Braunrostes (*P. triticina*) auf dem Blatt einer anfälligen Weizenpflanze. S Spore, K Keimschlauch, A Appressorium, SV substomatäres Vesikel, I Infektionshyph, HMZ Haustorienmutterzelle, H Haustorium (Abbildung nach Anker 2001)

Bei Einkorn werden nach verschiedenen Prüfungsschritten (c) Linien mit prähaustorieller Resistenz selektiert. Die erwünschten Genotypen sollen sowohl frei von Infektionsstrukturen des Pilzes als auch frei von chlorotischen und nekrotischen Hypersensitivitätsreaktionen sein. Die durch diese Reaktionen verursachten Flecken sind das sichtbare Ergebnis der Pilzabwehr, bei der die Pflanzenzellen absterben, um dem Pilz die Nahrungsgrundlage zu entziehen. Der Pilz hat sich erst dann in der Pflanze etabliert, wenn er in Zellen Haustorien entwickeln konnte, mit denen er seinem Wirt Nährstoffe entzieht. Pflanzen ohne Chlorosen und Nekrosen besitzen eine prähaustorielle Resistenz, die bewirkt, dass der Pilz noch vor der Bildung von Haustorien, also spätestens nach der Entwicklung von Haustorienmutterzellen sein Wachstum einstellt. Die Pflanze bleibt dann völlig grün, weil der Pilz nicht in Zellen eindringt, und sie sich deshalb nicht wehren muss. Der Infektionsvorgang und die verschiedenen Pilzstrukturen werden in Abbildung 1 gezeigt.

Die bei den vier Weizenformen ausgewählten Genotypen sollen auf Grund ihrer jeweiligen Resistenzform im ökologischen Landbau einen Selektionsfortschritt darstellen und direkt für den Anbau genutzt werden können. Außerdem ist ihre Verwendung in zukünftigen Kreuzungsprojekten denkbar, in denen eine Kombination von Resistenz mit agronomischen Merkmalen und Qualitätseigenschaften angestrebt wird.

3. Material und Methoden

3.1. Pflanzenmaterial

Die Genotypen von Dinkel, Emmer, Rauweizen und Einkorn wurden aus unterschiedlichen Quellen zusammengetragen. Die Herkünfte des Saatgutes sind in Tabelle 2 aufgelistet. Die meisten Proben stammen aus der Genbank der Bundesanstalt für Züchtungsforschung an Kulturpflanzen Braunschweig (BAZ, Dr. Frese) und der Genbank des Instituts für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung Gatersleben (IPK, Prof. Dr. Graner), weiterhin von Dr. C.I. Kling, Universität Hohenheim, Landessaatzuchtanstalt, und Dr. K.-J. Müller, Darzau Hof, Neu Darchau. Das von Dr. Müller bereit gestellte Saatgut von *T. monococcum* kommt aus rein ökologischem Anbau. Ein kleiner Teil des Materials wurde vom U.S. National Plant Germplasm System (USDA/NPGS) besorgt. Bei der Beschaffung des Materials wurden stets Winterformen verlangt.

In der letzten Spalte der Tabelle 2 wird angegeben, von wem das Saatgut direkt bezogen wurde. Besonders Herkünfte von Dr. Kling und Dr. Müller, die ursprünglich aus Genbanken stammen, wurden bereits in Versuchen angebaut und durch Auslese verändert. Diese Genotypen haben dann häufig ihre Genbank- bzw. Sortiment-Nummer beibehalten. Dadurch kommen neben den direkt bei Genbanken bestellten Akzessionen auch selektierte Genotypen aus anderen Herkünften mit gleichen Sortiment-Nummern vor. Diese Nummern wurden im vorliegenden Projekt, auch wenn sie mehrfach vorhanden sind, unabhängig getestet, da nach einer züchterischen Behandlung unterschiedliche Ergebnisse zu erwarten sind. Das gleiche trifft für Material zu, das bereits früher für Resistenzuntersuchungen von der Genbank der BAZ besorgt wurde und in verschiedenen Versuchen im 'Institut für Epidemiologie und Resistenz' angebaut war. Dieses Material wird mit 'BAZ' gefolgt von einer Versuchsnummer bezeichnet.

Tabelle 2: Zusammenstellung der im Projekt verwendeten Genotypen aus der Dinkel-, Emmer- und Einkorn-Reihe

<i>Triticum</i> -Art	Species	Genom	Anzahl der Genotypen	Herkunft
Dinkel-Reihe	<i>T. spelta</i>	AABBDD	200	Genbank BAZ
			112	Genbank IPK
			40	Dr. Kling (81/02)
Emmer-Reihe	<i>T. dicoccum</i>	AABB	93	Genbank BAZ
			101	Genbank IPK
	<i>T. turgidum</i>	AABB	136	Genbank BAZ
			14	Genbank IPK
Einkorn-Reihe	<i>T. monococcum</i>	AA	76	Genbank BAZ
			133	Genbank IPK
			14	Dr. Kling (81/02)
			3	USDA/NPGS
	<i>T. boeoticum</i>	AA	122	Dr. Müller (Darzau 02)
			7	Genbank BAZ

3.2. Pilzmaterial

Aus den jährlich im Institut durchgeführten Virulenzanalysen an Braunrost-Populationen stehen eine große Zahl von Einsporisolen mit definierten Virulenzmustern zur Verfügung. Aus dieser Sammlung wurden 4 Isolate für die Resistenzprüfungen ausgewählt. Sie haben die Bezeichnung 4171, 77WxR, 167/176WxR und HK2/ES7, besitzen eine hohe Akkumulation von Virulenzgenen und sind deshalb sehr pathogen. Sie werden im Gewächshaus streng getrennt einzeln oder im Feldversuch zu etwa gleichen Anteilen als Gemisch für künstliche Inokulationen verwendet.

3.3. Feldversuche

3.3.1. Evaluierung in Aschersleben

Der Anbau von Einkorn, Emmer, Rauweizen und Dinkel im Feld erfolgte mit einer Hege Drillmaschine als Blockanlage mit einer Wiederholung in dreireihigen Parzellen von 1,0 m Länge, einem Reihenabstand von 0,2 m und einer Saatstärke von 130 Körnern. In Saatrichtung wurde jeder Block im Abstand von sieben Parzellen von Infektionsstreifen durchzogen, die aus drei Reihen 'Borenos' (stark anfällige Weichweizensorte) und beidseitig als Puffer zu den Prüfparzellen aus jeweils drei Reihen 'Certo' (mittelanfällige Weichweizensorte) bestand. Die Inokulation von 'Borenos' mit einem Gemisch der vier Isolate erfolgte zu Beginn des Schossens. Von hier aus breiteten sich die Braunrostsporen auf die Prüfglieder aus. Die Bonitur des Braunrostbefalls wurde nach der Blüte (Stadium 65) zweimal mit einwöchigem Abstand vorgenommen, dies trifft für alle erstmals im Jahr 2003 angebauten Genotypen und auch für die in den Vorversuchen 2002 selektierten Genotypen zu. Die Pflege der Versuche wurde ortsüblich mit konventionellen Methoden durchgeführt.

3.3.2. Mehrtortige Versuche (Ökoversuch)

Ausgesuchte Genotypen wurden in einer randomisierten Blockanlage in dreireihigen Parzellen mit zwei Wiederholungen an den Standorten Ascherleben, Bernburg und Glüsig ausgesät. Der Anbau erfolgte allerdings ohne Infektionsstreifen, so dass ein Befall nur auf natürliche Infektion zurückzuführen ist. Der Anbau in Aschersleben wurde auf einer konventionell bewirtschafteten Fläche vorgenommen. In Bernburg (Landesanstalt für Landwirtschaft und Gartenbau Bernburg-Strenzfeld, Strenzfelder Allee 22, 06406 Bernburg) und Glüsig (Bioland-Betrieb, Caritas Gut Glüsig, Dorfstr. 109, 39343 Glüsig) wurden Flächen ausgewählt, die als ökologisch bewirtschaftete Flächen anerkannt und kontrolliert sind. Es erfolgte keine zusätzliche Düngung. Durch dreimaliges Hacken wurde versucht, besonders der in Glüsig sehr starken Verunkrautung Herr zu werden.

3.4. Resistenzuntersuchungen bei Einkorn

Da die überwiegende Zahl der Einkorn-Akzessionen nicht mit Braunrost befallen wurde, d.h. keine Braunrostpusteln entwickelten, konnte makroskopisch im Gewächshaus oder Feld keine Differenzierung zwischen den Genotypen vorgenommen werden. Mikroskopisch waren jedoch erhebliche Unterschiede bei der Pathogenentwicklung auf und im Blatt erkennbar. Die Identifizierung der Genotypen mit prähaustorieller Resistenz wurde in einer dreistufigen Selektion durchgeführt. Die prähaustorielle Resistenz tritt als quantitatives Merkmal in Erscheinung, da sie mehr oder weniger stark ausgeprägt ist. Ziel der Selektion war die Erfassung der extremen Genotypen, bei denen weder eine Pilzentwicklung stattfinden konnte noch auf den Blättern Befallsymptome zu erkennen waren. Zuerst wurde deshalb bei allen Genotypen 50 Stunden nach der Inokulation die Zahl der Haustorienmutterzellen (HMZ) und in der Klimakammer 10 Tage nach der Inokulation die Bildung von Blattflecken bestimmt.

Parallel hierzu erfolgte im Feldversuch in Aschersleben die Beurteilung der nekrotischen bzw. chlorotischen Blattflecken nach der Blüte. Genotypen mit 5 und weniger HMZ und grüner Blattfläche ohne Flecken im Feld wurden erneut getestet. Das Auszählen der HMZ erfolgte diesmal nach 7 Tagen und war gekoppelt mit einer Beurteilung der Blattflecken in der Klimakammer. Nur die Genotypen mit der effektivsten Ausprägung der prähaustoriellen Resistenz wurden danach noch eingehender analysiert. Diese weitergehenden Untersuchungen beinhalteten den mikroskopischen Nachweis von Haustorien und von Nekrosen.

3.4.1. Klimakammer-Prüfungen

Zur Überprüfung des Zusammenhangs zwischen phänotypischen Befalls- und Abwehrreaktionen der Pflanzen und den mikroskopisch sichtbaren Infektionsstrukturen wurde *T. monococcum* im Keimlingsstadium in der Klimakammer getestet. Die Anzucht der Pflanzen erfolgte im Gewächshaus in 4x4 cm Torftöpfen mit Komposterde bei ca. 20° C. Nach Ausbildung des 1. Blattes kamen die Pflanzen in die Klimakammer mit 16 Stunden Licht und einer Temperatur von 18° und 20° C zur Inokulation mit Braunrost und wurden danach 24 Stunden bei einer relativen Luftfeuchte von nahezu 100% durch Abdecken mit einer Folienhaube gehalten. Die Inokulation der Genotypen erfolgte mit konstanten Sporenmengen (60 Sporen/cm²) des Isolates 4171 in einem Inokulationsturm. Das Ausmaß der Chlorosen bzw. Nekrosen auf den ersten Blättern wird mit der Skala nach STAKMAN et al. (1962) beurteilt (Tabelle 3).

3.4.2. Mikroskopische Untersuchungen

Die mikroskopischen Untersuchungen dienten der Charakterisierung der Genotypen von *T. monococcum*. Der überwiegende Teil des Materials zeigte makroskopisch keinen Braunrostbefall. Um trotzdem definierbare Unterscheidungsmerkmale bei Genotypen finden zu können, wurden mit dem Mikroskop die Infektionsstrukturen verglichen und deren Zusammenhang mit den Hypersensitivitätsreaktionen analysiert. Hierzu wurde neben Fluoreszenztechnik und Phasenkontrast auch das Elektronenmikroskop eingesetzt.

Die Proben wurden von den in der Klimakammer angezogenen Pflanzen gewonnen, indem vom 1. Blatt 50 Stunden nach der Inokulation aus der Mitte 2 cm lange Segmente geschnitten wurden. Von jedem Genotyp fanden von 2 Pflanzen je 2 Blattstücke Verwendung, auf denen die interessierenden Strukturen an jeweils 10 zufällig ausgewählten Infektionsstellen ausgezählt wurden. Der Charakterisierung eines Genotyps lagen deshalb 40 Zählwerte zu Grunde.

Tabelle 3: Skala zur Bewertung der Infektionstypen von Braunrost in den Klimakammer-Versuchen

Klassifizierung	Infektionstyp	Symptom
Immun	0	Keine visuell sichtbaren Infektionen, c und C bzw. n und N bezeichnen zusätzlich kleine und große Chlorosen bzw. Nekrosen
Resistent	1	Kleine Pusteln in chlorotischen oder nekrotischen Flächen
Mäßig resistent	2	Kleine bis mittelgroße Pusteln, Chlorosen geringer ausgeprägt, Pustelgrößen evt. mit - oder + präzisieren
Mäßig anfällig	3	Mittlere Pusteln, hellgrüne Chlorosen
Anfällig	4	Große Pusteln, kaum Chlorosen

Fluoreszenz- Mikroskopie

Die Färbung der Blattsegmente wird nach Freytag et al. (1994) vorgenommen.

- Entfärben der Proben über Nacht in
 - 75 ml Äthanol
 - 25 ml Chloroform
 - 1 ml 15%ige Trichloressigsäure
- Proben 2 Stunden in Lactophenol/Äthanol (1:2)
- 5 Min. kochen, dann schütteln in
 - 1) Äthanol/Wasser (1:2),
 - 2) 0,05M NaOH
 - 3) Wasser
- Inkubieren für 1 Stunde in 0,1M Tris-HCL, pH 8,5
- Einlegen in 0,2% Uvitex 2B für 5 Min.
- Spülen in Wasser und in Glycerin einbetten

Unter dem Mikroskop (Zeiss Axioskop, Anregungsbereich 400-440 nm, Filtersatz 05) werden bei 100 bzw. 200facher Vergrößerung die im Blattinneren befindlichen Pilzstrukturen, vor allem die Anzahl der Haustorienmutterzellen erfasst.

Phasenkontrast- Mikroskopie

Für die Behandlung der Blattproben wurde die Methode nach Anker und Niks (2001b) an die vorhandenen Bedürfnisse angepasst.

- Segmente 30 Min. in Essigsäure/Äthanol (1:3)
- Kochen für 10 Min. in 0,005% Trypanblau in Lactophenol/Äthanol (1:2)
- Klären für 24 Stunden in Chloralhydrat
- Proben in Glycerin einbetten

Unter dem Mikroskop werden die 50 Stunden nach der Inokulation bei 200facher Vergrößerung sichtbaren Haustorien ausgezählt.

Elektronenmikroskopische Untersuchungen

Untersuchungen mit dem Raster-Elektronenmikroskop (Philips XL30 ESEM) dienen der Darstellung von Infektionsstrukturen auf der Blattoberfläche und dem Erkennen von Veränderungen der Epidermis nach der Ausbildung von Chlorosen oder Nekrosen. Sie wurden zur Dokumentation des Befalls der Genotypen von *T. monococcum* und deren Vergleich mit nicht befallenen Linien der gleichen Art und mit der anfälligen Weizensorte 'Borenos' (*T. aestivum*) herangezogen. Die Untersuchungen wurden von Dr. F. Ehrig, Institut für Resistenzforschung und Pathogendiagnostik der BAZ, durchgeführt.

3.5 Resistenzuntersuchungen bei Emmer

Die Emmer-Akzessionen wurden nur im Feldversuch evaluiert, da Resistenzunterschiede in Vorversuchen (siehe Zwischenbericht) deutlich erkennbar waren. Der Anbau erfolgte so wie er für die Evaluierungsversuche in Aschersleben beschrieben wurde. Für die Bonitur des Braunrostbefalls wurde die modifizierte Cobb-Skala nach Peterson et al. (1948) verwendet, bei der die prozentuale Befallsstärke visuell geschätzt wird, d.h. die Anzahl der Uredia (Pusteln) auf den Blättern der Pflanzen einer Parzelle. Anleitungen zur Durchführung der Bonituren finden sich bei Moll et al. (1996). Als züchterisch interessant wurden nur Genotypen angesehen, die einen Befall von 30% und geringer aufwiesen.

Gewächshausprüfungen des Emmers mit Einsporisolaten erwiesen sich auf Grund der breiten

Feldresistenz als nicht notwendig zur Differenzierung. Für Züchter und Anbauer ist die Keimlingsresistenz im Gegensatz zur Resistenz im adulten Stadium von geringer Bedeutung.

3.6. Resistenzuntersuchungen bei Dinkel

Die Resistenzprüfungen mit einem Teil der Dinkel-Akzessionen im Gewächshaus ergab in den Vorversuchen keine Unterschiede zwischen den Genotypen, da alle hoch anfällig waren. Die weiteren Prüfungen beschränkten sich deshalb auf die Untersuchung des adulten Stadiums im Feldversuch. Anbau und Bonitur wurden wie beim Emmer beschrieben durchgeführt.

3.7. Statistische Analyse

Auf Grund der zahlreichen Ausfälle von Prüfgliedern und der überwiegend nur einjährigen Evaluierung mit lediglich einer Wiederholung wurde auf eine eingehendere statistische Auswertung der einortigen Versuche verzichtet. Einfache statistische Analysen beinhalten die Berechnung von Mittelwerten und der Korrelation zwischen der letzten Bonitur der Vorversuche 2002 und der mittleren Bonitur 2003. Beide Boniturwerte wurden auch für Selektionsentscheidungen und Prüfgliedvergleiche herangezogen. Die Signifikanz der Korrelationskoeffizienten wurde nach Snedecor und Cochran (1973) für eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $P = 0,01$ (**) geprüft.

Die Verrechnung der Bonituren aus den mehrortigen Versuchen erfolgte mit einer Varianzanalyse, bei der die Faktoren Orte und Genotypen als fixe Faktoren angenommen wurden. Nur bei *T. durum*, *T. turgidum*, *T. spelta* und den Standardsorten (*T. aestivum*) war eine statistische Analyse möglich. Bei *T. monococcum* und *T. boeoticum* konnten keine Befallsbonituren durchgeführt werden. Für die Verrechnung werden die über die beiden Wiederholungen und Bonituren errechneten Mittelwerte verwendet. Die mittleren Abweichungsquadrate (MQ) der Genotypen und Standorte werden gegen MQ des Versuchsfehlers geprüft. Die Signifikanz der MQ wird mit dem F-Test ermittelt. Der Vergleich der Mittelwerte der Genotypen erfolgt mit dem Tukey-Test für $P = 0,01$. Hierfür wurde die SAS-Anwendung RESI verwendet (Moll et al. 1996).

4. Ergebnisse

Der Umfang des Versuchsanbaus im Jahr 2003 kann Tabelle 4 entnommen werden. Es ist zu erkennen, dass die Zahl der im Feld ausgesäten Genotypen von der Anzahl der letztlich getesteten Prüfglieder bei den tetraploiden und hexaploiden Weizen zum Teil erheblich abweicht. Die Ursache ist in den außerordentlich ungünstigen Witterungsbedingungen im Oktober 2002 und den extrem tiefen Temperaturen im Winter 2002/2003 zu suchen. Im Herbst konnte zwar die Aussaat rechtzeitig vor Beginn der Regenperiode ab Mitte Oktober abgeschlossen werden, die nachfolgende Verschlämmung des Bodens hatte jedoch zu einem sehr ungleichmäßigen Auflaufen der Saat oder zu völligen Ausfällen geführt. Erhebliche Pflanzenschäden und Totalausfälle verursachte weiterhin der Kahlfrösts mit Temperaturen von weniger als -20°C . Besonders die tetraploiden Weizenformen, allen voran der Emmer, zeigten eine geringe Frosthärte. Die Schäden bei Dinkel sind verhältnismäßig gering. Bei *T. monococcum* und *T. boeoticum* konnten zwar alle verfügbaren Genotypen im Labor getestet werden, im Feld waren jedoch auch Auflauf- und Frostschäden zu verzeichnen. Deshalb wurden bei *T. monococcum* 128 Genotypen nur bis zum 1. Selektionsschritt fortgeführt, der

entscheidende 2. Schritt, der eine Feldprüfung beinhaltete, musste bei ihnen ausfallen. Damit war auch der 3. Selektionsschritt nicht mehr möglich.

Tabelle 4: Anzahl der im Projekt ausgesäten und mit *P. triticina* geprüften Genotypen aus der Dinkel-, Emmer- und Einkorn-Reihe

Triticum-Art	Species	Anzahl der ausgesäten Genotypen	Anzahl der geprüften Genotypen	
			Labor	Feld
Dinkel-Reihe	<i>T. spelta</i>	321	-	282
Emmer-Reihe	<i>T. dicoccum</i>	194	-	85
	<i>T. turgidum</i>	150	-	119
Einkorn-Reihe	<i>T. monococcum</i>	348	348	240
	<i>T. boeoticum</i>	7	7	7

Andererseits boten die ungünstigen Witterungsbedingungen, vor allem die tiefen Frosttemperaturen, eine günstige Gelegenheit, auf Frosthärte und Keimkraft zu selektieren. Beide wichtigen Merkmale sind in allen Genotypen, die schließlich noch für Prüfungen zur Verfügung standen, in hohem Maße ausgeprägt.

4.1. Resistenzprüfungen von *T. monococcum* und *T. boeoticum*

Insgesamt wurden 91 Genotypen über 3 Selektionsschritte getestet (Tabelle 5), an deren Ende 13 Linien als besonders resistent charakterisiert wurden: Das entspricht 5,4% aller Linien, die über zwei Selektionsschritte getestet wurden. Die besten Genotypen haben in der Tabelle die laufenden Nummern 1 bis 13 erhalten. Alle 91 Genotypen zeichneten sich dadurch aus, dass sie im Feldversuch (2. Selektionsschritt) makroskopisch keine Blattflecken erkennen ließen. Linien, die im Feld chlorotische oder nekrotische Flecken besaßen, wurden nicht weiter analysiert.

Bei den Genotypen der Tabelle 5 wurden im 1. Selektionsschritt 50 Stunden nach der Inokulation die Haustorienmutterzellen (HMZ) an 40 Infektionsstellen ausgezählt und bei den gleichen Pflanzen 10 Tage nach der Inokulation in der Klimakammer das Vorkommen und die Art der Blattflecken begutachtet. Dabei ließ sich feststellen, dass die mittlere Anzahl der HMZ zwar eine breite Variation aufwies, die Zeit war jedoch wahrscheinlich zu kurz, um deutlichere Unterschiede zwischen den Genotypen aufzuzeigen. Bei den 13 besten Linien schwankte der Mittelwert der HMZ zwischen 0,1 bei PI 427927 und 3,6 bei Darzau 02 / Saffra12. So niedrige Werte wurden in der Tabelle auch bei den weniger resistenten Linien gefunden, allerdings kommen bei ihnen auch höhere Werte bis zu 10,4 vor. Ebenso war die Abgrenzung der besten Genotypen nach 10 Tagen durch die Beurteilung der Blattflecken nicht völlig eindeutig. Erst im 3. Selektionsschritt, in den alle Linien ohne Befall und ohne Blattflecken im 2. Selektionsschritt kamen, wurden die Linien mit einer deutlichen Ausprägung der prähaustoriellen Resistenz erkannt. Unterstützt wurde diese Entscheidung schließlich durch die Auszählung der nach 50 Stunden gebildeten Haustorien (Tabelle 6). Die 13 Genotypen unterscheiden sich klar von den beiden wenig resistenten Vergleichslinien von *T. monococcum*, bei denen es auch zur Ausbildung von Pusteln kommt. Linien, in denen sich überhaupt keine Haustorien entwickelten, wurden nicht gefunden. Deshalb wurden auf den besten Genotypen gelegentlich noch sehr kleine Blattflecken entdeckt.

Die Mehrzahl der Genotypen durchlief nur zwei Selektionsschritte, da bei ihnen im Feld chlorotische bzw. nekrotische Blattflecken festgestellt wurden, die die Assimilationsflächen mehr oder weniger stark reduzierten oder aber zu früherem Absterben der Blätter führten. Diese Genotypen haben die laufenden Nummern 92 bis 240 und wurden in Tabelle 7 zusammengefasst. Sie sind im Hinblick auf ihre Braunrostresistenz und Blattflecken weder für eine direkte Nutzung noch für züchterische Zwecke interessant. Die Linien mit den laufenden Nummern 241 bis 348 durchliefen zwar einen ersten Selektionsschritt, sie fielen danach aber der ungünstigen Witterung zum Opfer. Sie sollten wegen ihrer geringen Frosthärte bzw. der geringeren Keimkraft ebenfalls ausscheiden (Tabelle A im Anhang). Nur die Nummern 243-244, 247-249, 252-255, 259-260 und 264 könnten wegen der geringen Befallssymptome im 1. Selektionsschritt für eine nochmalige Prüfung mit *P. triticina* in Frage kommen.

Die meisten der in Tabelle 8 dargestellten Genotypen von *T. boeoticum* werden von *P. triticina* befallen, und es entwickeln sich Pusteln auf den Blättern. Auf Grund der im Feldversuch gebildeten zahlreichen Chlorosen haben sie keinen Anbauwert und wurden nicht mehr im 3. Selektionsschritt verwendet.

4.2. Resistenzprüfungen von *T. dicoccum* und *T. turgidum*

Von den tetraploiden Weizenarten standen neben Saatgut aus Genbanken für eine erste Feldprüfung noch Genotypen aus den Vorversuchen 2002 zur Verfügung. Bei einem Teil des Materials konnten somit die vorjährigen Ergebnisse überprüft und dadurch eine zuverlässigere Einschätzungen der Resistenz erhalten werden. Ein großer Teil des *T. dicoccum*- und *T. turgidum*-Materials fiel wegen der schlechten Witterungsverhältnisse aus, 56,2% bei *T. dicoccum* und 20,7% bei *T. turgidum*. Die ausgefallenen Genotypen wurden im Anhang in den Tabellen B und C zusammengefasst und werden hier nicht weiter behandelt.

Tabelle 9 zeigt die im ersten Jahr im Feld geprüften *T. dicoccum*-Linien. Nur 7 der 33 Genotypen lagen mit ihrem Mittelwert über der Selektionsgrenze von 30% Befall, 15 Genotypen waren sogar zu weniger als 10% befallen. Die Anzahl der Genotypen mit einem hohen Niveau an partieller Resistenz ist somit in dem untersuchten Sortiment relativ hoch.

Aus den Prüfungen des Vorjahres wurden 16 Genotypen zum zweitenmal getestet (Tabelle 10), wobei von jeder Nummer 5 Einzelpflanzen (EP) aus der Ernte 2002 ausgesät wurden; bei Sortiments-Nr. 13218 waren es nur 2 EP. Neben den geprüften EP werden in der Tabelle auch die ausgefallenen EP aufgeführt. Ausschlaggebend für die Selektion zur Wiederaussaat war die zweite Bonitur im Vegetationsjahr 2002. Obwohl 30% nicht überschritten werden sollten, wurden auch einige stärker befallene Genotypen als Kontrollen erneut geprüft. Die Korrelation zwischen der letzten Bonitur im ersten Prüfjahr und dem Mittelwert des zweiten Prüfjahres wurde als zuverlässiges Maß für den Vergleich der Resistenz in beiden Jahren angesehen. Der Korrelationskoeffizient war mit $r = 0,86^{**}$ signifikant. Das Befallsniveau der Genotypen konnte deshalb im 2. Testjahr im wesentlichen bestätigt werden. Elf Linien haben 2003 eine Befallsbonitur von unter 30%. Da der Mittelwert der Genotypen im Jahr 2003 aus unterschiedlich vielen Werten berechnet wurde, besitzt er einen verschieden großen Fehler. Statistische Vergleiche der Mittelwerte wurden deshalb nicht durchgeführt.

Bei den Genotypen von *T. turgidum*, die einer ersten Prüfung unterzogen wurden (Tabelle 11), war wie bei *T. dicoccum* die Häufigkeit der partiell resistenten Genotypen sehr hoch. Von den 9 getesteten Linien kann nur eine (Sortiments-Nr. 6992) als anfällig bezeichnet werden.

Für die 2. Prüfung der in den Vorversuchen 2002 getesteten Genotypen standen unterschiedlich viele Einzelpflanzen zur Verfügung, so dass entweder 2, 4 oder 5 Nachkommenschaften angebaut wurden (Tabelle 12). Außerdem fielen einige der EP nach der Aussaat aus. Bei zwei der getesteten Genotypen mit den Sortiments-Nummern 7011 und 7014 wurde die Anfälligkeit bestätigt, die anderen 26 hatten eine mehr oder weniger hohe partielle Resistenz. Die Übereinstimmung zwischen den Ergebnissen des ersten und zweiten Prüfungsjahres ist sehr hoch, der Korrelationskoeffizient (berechnet wie bei *T. dicoccum*) beträgt $r = 0,91^{**}$. Auf Vergleiche der Mittelwerte 2003 wurde aus den gleichen Gründen wie bei *T. dicoccum* verzichtet.

4.3. Resistenzprüfungen von *T. spelta*

Der Spelzweizen erwies sich als sehr widerstandsfähig gegenüber den ungünstigen Witterungsverhältnissen, der Ausfall an Linien beträgt nur 12,1%. Diese Linien sind in Tabelle D des Anhangs aufgelistet. Bei den Prüfungen ging es vor allem darum, überhaupt Genotypen zu finden, die Resistenz besitzen, da bislang alle angebauten Dinkelsorten gegenüber *P. triticina* sehr anfällig sind (Tabelle 13). Bei der Selektion wird höchstens ein Befallsgrad von 30% bei Beginn der Abreife toleriert. Zu diesem Zeitpunkt wurden nur noch jene Genotypen bonitiert, die bei der ersten Beurteilung 30% und weniger Befall zeigten. Bei den Sorten aus Zuchtbetrieben (Ifd. Nummern 264-282) wurde diese Einschränkung nicht vorgenommen. Sie wurden zur Demonstration der ungünstigen Resistenzsituation in Zuchtsorten auch ein zweites Mal bewertet. Alle Sorten erwiesen sich als sehr stark befallen.

Die Ergebnisse in Tabelle 13 zeigen, dass 14 Linien mit einem Befall von 30% und weniger identifiziert wurden. Wenn man jedoch bedenkt, dass 30% Befall nur mäßige Resistenz bedeutet, kommen für eine direkte Nutzung oder für Züchtungszwecke eigentlich nur noch die Genotypen 640 (Ifd. Nr. 3) und 29179 (Ifd. Nr. 110) in Frage.

4.4 Resistenzprüfungen bei mehrortigen Versuchen (Ökoversuch)

Die Weizenarten *T. aestivum*, *T. monococcum*, *T. durum*, *T. turgidum* und *T. spelta* wurden gemeinsam in einer Blockanlage an drei Standorten ohne künstliche Inokulation ausgesät. Die Sorten von *T. aestivum*, die auch im ökologischen Landbau angebaut werden, wurden als Standards in die Auswertung der tetraploiden Formen und von Spelzweizen einbezogen. Von den drei Standorten waren allerdings nur zwei auswertbar, obwohl auch dort witterungsbedingte Ausfälle zu beklagen waren. Der Standort Bernburg war fast völlig ausgewintert und wurde, da auch der Spelzweizen stark gelitten hatte, wohl auch durch Krähenfraß geschädigt. Bei der Auswertung wurden nur jene Genotypen berücksichtigt, von denen Bonituren beider Standorte verfügbar waren, die nicht verwendeten Genotypen dieser Standorte sind im Anhang (Tabelle E) zusammengestellt.

In Tabelle 14 wurden alle geprüften Genotypen zusammengefasst und nach Weizenarten geordnet. Die Werte in den beiden letzten Spalten ergeben sich als Mittelwerte über 2 Bonituren und 2 Wiederholungen. Die Sorten von *T. aestivum* wurden nach unterschiedlichen Befallsgraden ausgewählt, was auch an beiden Standorten deutlich zur Geltung kommt. Der Befall ist in Glüsig etwas geringer als in Aschersleben, der Unterschied ist aber wie aus der Varianzanalyse (Tabelle 15) hervorgeht nicht signifikant. An beiden Standorten fand keine künstliche Inokulation der Versuche statt.

Bei *T. monococcum* ist an beiden Standorten kein phänotypisch erkennbarer Befall mit Braunrost vorhanden. Es bestehen jedoch zwischen den Genotypen erhebliche Unterschiede

beim Ausmaß der Blattfleckung. Zum Zeitpunkt der Aussaat waren die besten Genotypen (lfd. Nr. 1-13 in Tabelle 5) noch nicht identifiziert, es sind deshalb keine Linien mit stark ausgeprägter prähaustorieller Resistenz in der mehrortigen Prüfung vertreten. Da die anfälligen Standardsorten stark befallen waren (auch an dem ökologischen Standort Glüsig), ist auch für *T. monococcum* eine Reaktion auf Braunrostbefall zu erwarten. Fast alle Einkorn-Linien des Ökoversuchs haben nach der Charakterisierung in Tabelle 5 nur eine geringe prähaustorielle Resistenz und zeigen somit sowohl Blattflecken als auch eine große Zahl von Haustorienmutterzellen, mit Ausnahme der Sortiments-Nummer 15933, die im Ökoversuch die Anbau-Nr. 17 hatte (lfd. Nr. 19 in Tabelle 5). Das Ausmaß der Blattflecken an beiden Orten entspricht etwa der Beschreibung in Tabelle 5.

Auch *T. dicoccum* und *T. turgidum*, die mit 17 bzw. 21 Genotypen vertreten sind, scheinen in Glüsig häufig etwas weniger befallen zu sein (Tabelle 14), der Unterschied ist jedoch erneut nicht signifikant wie aus Tabelle 15 hervorgeht. Allerdings gibt es signifikante Unterschiede zwischen den Genotypen. In Tabelle 16 ist deshalb eine Rangfolge der tetraploiden zusammen mit den hexaploiden Weizenarten dargestellt. Als Vergleichsgrundlage dienen die über die Prüferte gemittelten prozentualen Befallsschätzungen. An der Spitze der Tabelle sind neben der Sorte 'Enorm' vorwiegend Genotypen von *T. turgidum* plaziert. Sie unterscheiden sich nach dem Tukey-Test relativ wenig voneinander. *T. dicoccum* ist in der unteren Hälfte der Tabelle häufiger vertreten, dort befinden sich auch die anfälligen Weichweizensorten. Vergleicht man die Bonituren aus den Ökoversuchen mit den Bonituren in Tabellen 9 und 10 (Emmer) und Tabellen 11 und 12 (Rauweizen) aus den Prüfungen mit künstlicher Inokulation, so ergibt sich erwartungsgemäß, dass in den Ökoversuchen der Befall häufig geringer zu bewerten war. Dies fällt besonders bei anfälligen Linien (Sortiments-Nummern 7011, *T. turgidum* und 36600, *T. dicoccum*) auf, die statt einer Befallsstärke von 70% nur zu 17,5 bzw. 20,8% befallen waren. Auf dieser Ursache beruht auch die geringere Differenzierung der Genotypen in Tabelle 16. Für die Bewertung der Resistenz von Genotypen ist aus diesem Grund ein höherer Befallsdruck günstiger.

Die in Tabelle 14 aufgelisteten Genotypen von *T. spelta* sind fast alle wesentlich stärker befallen als die Einkorn-, Emmer- und Rauweizenformen, nur die Sorte Franckenkorn und die Sortiments-Nr. 36662 haben bemerkenswert geringe Befallswerte. Eine Rangfolge der Bonituren ist in Tabelle 17 angegeben. Die Boniturnwerte des Dinkels streuen zwischen 10,0 und 60,0% und spiegeln eine breite Variation wider. Die signifikanten Unterschiede werden durch den Tukey-Test angezeigt. Aus der Varianzanalyse in Tabelle 15 geht hervor, dass sowohl zwischen den Dinkel-Genotypen als auch zwischen den Weizensorten signifikante Unterschiede vorhanden sind, zwischen den beiden Prüferten bestehen keine signifikanten Differenzen. Auch bei Dinkel wird aus dem Vergleich der Tabellen 13 und 17 deutlich, dass ein Anbau unter geringem Infektionsdruck bei einigen Sorten zu erheblich geringeren Befallsstärken führt.

5. Diskussion

Die prähaustorielle Resistenz von *T. monococcum* und die in *T. durum* und *T. turgidum* vorhandene partielle Resistenz sind zwei wirkungsvolle Mechanismen, die den Befall mit *P. triticina* reduzieren oder verhindern. Nach Anker und Niks (2001b) beruhen beide Resistenzformen auf unterschiedlichen Prinzipien, wobei im vorliegenden Projekt nur die prähaustorielle Resistenz eingehender analysiert wurde. In ihrer wirkungsvollsten Ausprägung verhindert sie nahezu vollständig das Eindringen des Pilzes in Pflanzenzellen und bewirkt dadurch das Absterben des Pilzes (Abbildung 2). Gelingt es dem Erreger doch in die Zelle

einzufringen und ein Haustorium zu bilden, werden bei *T. monococcum* sehr selten stark sporulierende Pusteln gebildet. In dem geprüften Sortiment gibt es Beispiele für Genotypen, bei denen die prähaustorielle Resistenz nur schwach ausgeprägt ist und bei denen es häufig zur Pustelbildung kommt (Abbildung 4). Bei *T. monococcum* sind die Pusteln sehr flach und haben nur eine relativ geringe Anzahl von Sporen (Infektionstyp 1 bis 2-). Der Vergleich der Pustelgrößen in Einkorn und in der anfälligen Weichweizensorte 'Borenos', die eine starke Sporenproduktion aufweist, ist in Abbildung 7 zu sehen. Bei den meisten Genotypen von *T. monococcum* erkennt man an den Infektionsorten nur Hypersensitivitätsreaktionen, die ein posthaustorielles Absterben des Pilzes verursachen (Abbildung 3). Die dabei entstehenden chlorotischen oder nekrotischen Blattflecken wurden als wichtiges Selektionskriterium verwendet. Bei *T. boeoticum* wurde keine prähaustorielle Resistenz entdeckt. Diese Weizenart wurde deshalb als anfällig bezeichnet, auch wenn sich nur Pusteln mit einem Infektionstyp 2- entwickelten (Abbildungen 5 und 6). In allen Genotypen von *T. boeoticum* wurde die Bildung von zahlreichen Haustorien beobachtet.

Die Selektion der 13 Genotypen mit prähaustorieller Resistenz erfolgte unter rein praktischen Gesichtspunkten, da nur die zur Identifizierung notwendigen Untersuchungen vorgenommen wurden. So wurden in den drei Selektionsschritten Merkmale verwendet, die leicht und mit geringem Aufwand zu erkennen waren. Hierzu zählen beispielsweise die Haustorienmutterzellen und die Blattflecken, die schwieriger zu erkennenden Haustorien spielten für die eigentliche Auslese keine Rolle. Da zu Beginn des Projektes der Selektionserfolg nicht abzusehen war, wurden drei Selektionsschritte gewählt. Nach Ende der Untersuchungen lässt sich erkennen, dass der erste Selektionsschritt der der Vorauslese dienen sollte, nicht notwendig war. Eine Feldbonitur (2. Selektionsschritt) und die parallele Analyse der Haustorienmutterzellen erst nach 7 Tagen mit der Beurteilung der Blattflecken des 1. Blattes (3. Selektionsschritt) wären ausreichend gewesen. Um die Blattflecken als Hypersensitivitätsreaktionen identifizieren zu können, sind auch Analysen der Haustorienbildung erforderlich, sie können sich aber auf die besten Genotypen beschränken.

Die Nutzung der prähaustoriellen Resistenz von *T. monococcum* ist von besonderem Interesse, da sie eine Resistenzform darstellt, die bisher bei Weizen nicht genutzt wurde. Die Resistenzprüfungen wurden zwar in der Klimakammer mit nur einem virulenten Braunrostisolat durchgeführt, aber auch im Feld war selbst nach künstlicher Inokulation mit einer Mischung mehrerer Isolate kein Befall sichtbar. Die Informationen aus diesen Prüfungen und aus einigen begleitenden Gewächshaustests mit insgesamt sechs virulenten und häufig vorkommenden Isolaten lassen den Schluss zu, dass die prähaustorielle Resistenz unspezifisch gegen alle Braunrostrassen wirkt. Da aber *T. monococcum* ohnehin als resistent gilt, weil sich nur bei wenigen Genotypen sporulierende Pusteln entwickeln, ist diese Resistenz in Einkorn vor allem wegen der Reduzierung der Blattflecken von Bedeutung. Die Tabelle 5 zeigt, dass nicht nur die besten 13 Linien ohne Blattflecken sind sondern auch noch weitere 78 Genotypen. Sie wurden nicht ausgewählt, da sie viele Haustorienmutterzellen besaßen, auffallend viele Chlorosen auf dem 1. Blatt oder beides zusammen. Da sich die prähaustorielle Resistenz als quantitatives Merkmal darstellt, sind auch solche abweichenden und schwächeren Ausprägungen möglich. Diese Genotypen wurden aber, da extreme Formen der Resistenz gefunden wurden, aus zeitlichen Gründen nicht näher untersucht. Inwieweit die Chlorosen durch physiologische Effekte bedingt sein können wurde nicht analysiert. Hierzu wären auch noch Untersuchungen der Genotypen mit deutlicher Blattfleckenbildung aus Tabelle 7 notwendig gewesen.

Neben einer direkten Verwendung der Genotypen mit prähaustorieller Resistenz im ökologischen Landbau kommt auch ihr Einsatz als Kreuzungseltern in Frage, besonders wenn

man sich auf Formen mit extremer Ausbildung dieser Resistenz beschränkt. Die Verwendung in Kreuzungsprojekten hat den Vorteil, dass eine breite genetische Basis aus resistenten Genotypen geschaffen werden kann. Eine Voraussetzung für die effektive Übertragung in andere anfällige, aber agronomisch wertvolle Genotypen setzt die Kenntnis des Vererbungsmodus der Resistenz voraus. Einige Grundlagen wurden von Anker und Niks (2000, 2001a) publiziert und lassen den Schluss zu, dass die prähaustorielle Resistenz auf mehreren Genen beruht. Eine Kombinationszüchtung könnte ein Beitrag sein, Einkorn zu einem wirklich gesund aussehenden Getreide zu machen.

Bei der partiellen Resistenz von *T. durum* und *T. turgidum* kommt es ebenfalls zum Absterben des Pilzes an mehr oder weniger vielen Infektionsstellen, wodurch eine unterschiedlich starke Befallsstärke hervorgerufen wird. Der Pilz bildet jedoch nach der Entwicklung von Haustorien stets noch sporulierende Pusteln (Infektionstyp 2 bis 3) und trägt deshalb in geringerem Maße zur Reduzierung des Inokulums bei als die prähaustorielle Resistenz. Dieser Effekt ist unter epidemiologischen Gesichtspunkten bedeutsam. Der Vorteil der partiellen Resistenz besteht darin, dass sie in den beiden tetraploiden Weizenarten relativ häufig vorkommt und leicht zu identifizieren ist. Es kommt sowohl eine direkte Nutzung dieser Genotypen als auch ihre Verwendung als Kreuzungspartner in Frage. Eine direkte Nutzung ist sinnvoll, wenn partiell resistente Genotypen selektiert werden, die auch in anderen wichtigen Merkmalen zufrieden stellen. Üblicherweise entscheiden hierüber Leistungsprüfungen an geeigneten Standorten, die im vorliegenden Projekt nicht vorgesehen waren. Eine Verwendung der tetraploiden Weizenarten als Kreuzungspartner ist innerhalb der Art (auch mit *T. durum*) ohne besondere Schwierigkeiten möglich, aber auch mit dem hexaploiden *T. aestivum*. Beim Weichweizen kommen bereits zahlreiche Sorten vor, die im Feld partielle Resistenz besitzen. Unabhängig von der Ploidiestufe können Kreuzungsexperimente nur dann erfolgreich durchgeführt werden, wenn der Vererbungsmodus der Resistenz bekannt ist.

Bei *T. spelta* treten resistente Genotypen nur mit geringer Häufigkeit auf. Kurzfristig bestehen deshalb keine Aussichten auf Verbesserung der Resistenzsituation bei den Sorten im ökologischen und konventionellen Landbau, da die Resistenzen erst durch Kreuzung in ein breiteres Spektrum von Genotypen übertragen werden müssen. Damit steht dann sowohl leistungsfähiges als auch resistentes Material für die Züchtung zur Verfügung.

Im Ökoversuch gibt es zwischen dem Braunrostbefall an dem konventionell bearbeiteten Standort Aschersleben und auf der ökologisch bewirtschafteten Fläche in Glüsig keinen signifikanten Unterschied. In Glüsig war der Pflanzenbestand etwas lichter, was jedoch trotz dreimaligen Hackens durch die starke Verunkrautung mit Kamille und Ackerwinde wahrscheinlich ausgeglichen wurde. An beiden Standorten waren die Bonituren jedoch deutlich geringer als in den Prüfungen mit künstlicher Inokulation. Dies geht aus dem Vergleich der Tabellen 9 bis 13 mit den Tabellen 16 und 17 hervor. Hierauf beruhen auch die geringen Unterschiede besonders zwischen den Emmer- und Rauweizenformen in Tabelle 16. Eine erfolgreiche Selektion ist unter den Bedingungen eines schwachen Infektionsdruckes nicht möglich.

6. Zusammenfassung und Schlussfolgerungen

Das vorliegende Forschungsvorhaben diente der Evaluierung von Weizenarten auf Resistenz gegen *P. triticina*, dem Erreger des Braunrostes. In Einkorn (*T. monococcum*) wurden in einem dreistufigen Selektionsverfahren Genotypen mit prähaustorieller Resistenz ausgelesen, die unspezifisch gegenüber verschiedenen Braunrost-Isolaten wirkt und eine breite genetische

Grundlage hat. Es ist deshalb zu vermuten, dass sie eine dauerhafte Wirkung besitzt. Diese Resistenzform ist neben einer Nutzung in Einkorn auch für die Kreuzungszüchtung von Bedeutung. Besonders in Hart- und Weichweizen würde ihre Übertragung einen Züchtungsfortschritt bewirken, da dort eine solche Resistenzform bislang nicht genutzt wird und die Dauerhaftigkeit ein wichtiges Problem darstellt.

Bei *T. dicoccum* (Emmer) und *T. turgidum* (Rauweizen) kam partielle Resistenz häufig vor, so dass in größeren Kollektionen nach Leistungsprüfungen Genotypen für eine direkte Nutzung einfach zu identifizieren sind. Eine Übertragung dieser Resistenzform in andere Weizenarten ist am ehesten für Hartweizen (*T. durum*) interessant.

Auch die Selektion resistenter Genotypen bei *T. spelta* (Dinkel) war erfolgreich. Ihre Häufigkeit ist allerdings sehr gering. Um die Resistenz in größerem Umfang nutzen zu können, wäre ihre Übertragung in mehrere Dinkellinien mit guten agronomischen Eigenschaften sinnvoll.

Für eine effektive Nutzung aller Resistenzformen stellen genetische Analysen und auch die Entwicklung diagnostischer genetischer Marker eine Voraussetzung dar. Solche Untersuchungen sollten sich an Evaluierungsprojekte anschließen, um die neue genetische Variation verfügbar zu machen. In der Identifizierung und Nutzbarmachung der in den genetischen Ressourcen vorhandenen Vielfalt liegt auch die eigentliche Aufgabe der Evaluierung.

7. Literatur

Anker, C.C., 2001: Prehaustorial and posthaustorial resistance to wheat leaf rust in diploid wheat. PhD Thesis Wageningen University

Anker, C.C., R.E. Niks, 2000: Genetics of prehaustorial resistance to wheat leaf rust in diploid wheat. Acta Phytopath. Entomol. Hungarica 35, 23-30

Anker, C.C., R.E. Niks, 2001a: QTLs for wheat leaf rust resistance in diploid wheat confer prehaustorial as well as posthaustorial resistance. In: C.C. Anker, Prehaustorial and posthaustorial resistance to wheat leaf rust in diploid wheat. PhD Thesis Wageningen University. Seiten 47-64

Anker, C.C., R.E. Niks, 2001b: Prehaustorial resistance to wheat leaf rust in *Triticum monococcum* (s.s.). Euphytica 117, 209 - 215

Bundessortenamt, 2003: Beschreibende Sortenliste 2003, Getreide, Mais, Ölfrüchte, Leguminosen, Hackfrüchte. Deutscher Landwirtschaftsverlag, Hannover

Dorofejev, W.F., 1971: Die Weizen Transkaukasiens und ihre Bedeutung in der Evolution der Gattung *Triticum* L. Z. Pflanzenzüchtg. 66, 353-360

Flaksberger, C., 1930: Ursprungszentrum und geographische Verbreitung des Spelzes (*Triticum spelta* L.). Angew. Bot. 12, 86-99

Freytag, S., N. Arabatzis, K. Hahlbrock, E. Schmelzer, 1994: Reversible cytoplasmic rearrangements precede wall apposition, hypersensitive cell-death and defense-related gene activation in potato *Phytophthora infestans*-interactions. *Planta* 194, 123-135

Harlan, J.R., 1981: The early history of wheat: Earliest traces to the sack of Rome. In: L.T. Evans and W.J. Peacock (eds.), *Wheat science today and tomorrow*. Cambridge Univ. Press, Cambridge UK. Seiten 1-19

Jantsch, P.,D. Trautz, 2001: Untersuchungen zur Anbaueignung verschiedener Herkünfte von Einkorn (*Triticum monococcum*) und Emmer (*Triticum dicoccum*) im ökologischen Landbau. *Mitt. Ges. Pflanzenbauwiss.* 13, 174 – 175

Jantsch, P.,D. Trautz, 2000: Informationen zu Einkorn und Emmer. Forschungsvorhaben: Die Einführung von Einkorn (*Triticum monococcum*) und Emmer (*Triticum dicoccum*) in den ökologischen Landbau – Anbau, Ertrag, Qualität. Infomappe Fachhochschule Osnabrück, Fachbereich Agrarwissenschaften, Fachgebiet Umweltschonende Landbewirtschaftung

Moll, E., U. Walther, K. Flath, J. Prochnow, E. Sachs, 1996: Methodische Anleitung zur Bewertung der partiellen Resistenz und die SAS-Anwendung RESI. *Biol. Bundesanst. Land- u. Forstwirtsch., Berichte aus der Biol. Bundesanst. Land- u. Forstwirtsch., Braunschweig.* Heft 12

Perrino, P., K. Hammer, 1982: *Triticum monococcum* L. and *T. dicoccum* Schubler (Syn. of *T. dicoccon* Schrank) are still cultivated in Italy. *Genet. Agr.* 36, 343-352

Peterson, R.F., A.B. Campbell, A.E. Hannah, 1948: A diagrammatic scale for estimating rust intensity on leaves and stems of cereals. *Can. J. Res. (C)* 26, 496-500

Snedecor, G.W., W.G. Cochran, 1973: *Statistical methods*. Sixth ed. The Iowa State Univ. Press, Ames, Iowa, USA

Stakman, E.C., D.M. Stewart, W.Q. Loegering, 1962: Identification of physiological races of *Puccinia graminis* var. *tritici*. US Dep. Agric. ARS E617

Stallknecht, G.F., K.M. Gilbertson, J.E. Ranney, 1996: Alternative wheat cereals as food grains: Einkorn, emmer, spelt, kamut, and triticale. In: J. Janick (ed.), *Progress in new crops*. ASHS Press, Alexandria, VA, USA. Seiten 156-170

Zohary, D., M. Hopf, 1993: *Domestication of plants in the Old World, the origin and the spread of cultivated plants in West Asia, Europe, and the Nile valley*. Second ed. Oxford Univ. Press, New York, USA

8. Tabellen und Abbildungen

Tabellen 5 bis 17
und
Abbildungen 2 bis 7

Die Tabellen 5 bis 17 sind als separate Datei (xls) archiviert. Diese kann unter <http://www.orgprints.org/7830> heruntergeladen werden.

9. Anhang

Die im Anhang aufgeführten Tabellen beinhalten jene Genotypen, die im Herbst 2002 ausgesät wurden aber auf Grund der geschilderten ungünstigen Witterungsverhältnisse in den Feldversuchen ausfielen und dadurch nicht mehr für Resistenzprüfungen zur Verfügung standen.

Tabellen A bis E

Die Tabellen A bis E sind als separate Datei (xls) archiviert. Diese kann unter <http://www.orgprints.org/7830> heruntergeladen werden.