

Zur Biologie des Erbsenwicklers *Grapholitha nigricana* Steph.;

zugleich ein Beitrag zur Bedeutung der beiden Wicklerarten *Grapholitha nebritana* Tr. und *Grapholitha dorsana* F. als Erbsenschädlinge in Deutschland.

Von R. Langenbuch,
Zweigstelle Aschersleben der Biologischen Reichsanstalt.
(Mit 2 Tafeln und 3 Textfiguren).

In der schädlingkundlichen Literatur begegnen uns 3 „Erbsenwickler“-Arten: *Grapholitha nigricana* Steph., *Gr. nebritana* Tr. und *Gr. dorsana* F., die jeweils entweder als gleichrangige, nebeneinander auftretende Erbsenschädlinge oder von denen die eine oder die andere als die vorherrschende oder die allein an Erbsen schädliche Art behandelt werden.

Während *Gr. dorsana* F. durch seine auffällige Flügelzeichnung, der er den Namen „Mondfleckiger Erbsenwickler“ verdankt, von den beiden anderen, einfarbig braunen Arten leicht zu unterscheiden ist, sind diese einander so ähnlich, daß v. Kennel in seiner Bearbeitung der Tortriciden in den „Kleinschmetterlingen Europas“ von Spuler 1913 trotz Widerspruchs die Identität beider Arten für wahrscheinlich hält. Er teilt sie dann später (1921) wieder in 2 selbständige Arten an. Reh gibt im Handbuch der Pflanzenkrankheiten von Sorauer 1925 an, daß die beiden Arten selbst von guten Entomologen vielfach verwechselt wurden, und nennt die schädlingkundliche Literatur ganz unkritisch. Die häufige Verwechslung der beiden Arten *Gr. nigricana* Steph. und *Gr. nebritana* Tr. veranlaßte Hering 1930, anhand von Zeichnungen der Sexualarmaturen sichere Unterscheidungsmerkmale für beide Arten bekannt und dem Sammler wie dem Phytopathologen damit die Möglichkeit zu geben, beide Arten voneinander zu unterscheiden, ohne dabei auf die geringen und nicht immer eindeutigen Unterschiede in der Flügelfärbung angewiesen zu sein. In der gleichen Arbeit berichtet Hering, daß sämtliche Stücke von *Gr. nebritana* Tr. aus „Deutschland“ bzw. „Berlin“ in der Hauptsammlung im Zoologischen Museum der Universität Berlin sich als echte *Gr. nigricana* Steph. erwiesen. Die nördlichsten Stücke, die ihm bekannt geworden sind, stammen aus Wien. Er hält alle Angaben über das Vorkommen der Art in Norddeutschland

für unrichtig und ihr Auftreten nur an bevorzugten Plätzen Westdeutschlands für möglich. Schon 1925 hatte Reh, sich auf eine mündliche Angabe Saubers stützend, *Gr. nigricana* Steph. als den „Wurm der Gartenerbsen im nördlichen Deutschland“ und *Gr. nebritana* Tr. als „mehr im Süden heimisch“ bezeichnet. In Übereinstimmung damit konnte ich 1940 3 als *Gr. nebritana* Tr. bezeichnen, in Pommern erbeutete Stücke aus dem Stettiner Naturkundemuseum, die mir durch freundliche Vermittlung Kleines übersandt wurden, ebenfalls als echte *Gr. nigricana* Steph. bestimmen. 1934 konnte ich berichten, daß sich unter dem sehr umfangreichen Material, das ich von 1930 bis 1933 aus eingesandten Erbsenhülsen aus allen Teilen Deutschlands gezüchtet hatte, kein Stück von *Gr. nebritana* Tr. befunden hat. Auch die in den späteren Jahren an noch umfangreichem Material ebenfalls aus allen Teilen Deutschlands durchgeführten Untersuchungen hatten das gleiche negative Ergebnis. Herrn P. Bovey, Entomologen der Station Fédérale d'Essais Viticoles in Lausanne, verdanke ich die briefliche Mitteilung, daß auch er aus Erbsenhülsen nur *Gr. nigricana* Steph. gezüchtet hat, obgleich die Raupen von *Gr. nebritana* Tr. in den Hülsen des Blasenstrauches *Colutea arborescens* in Martigny (Wallis) reichlich („en abondance“) zu finden sind.

Somit kann als erwiesen angesehen werden, daß in Nord- und Mitteldeutschland, wahrscheinlich aber in ganz Deutschland *Grapholitha nebritana* Tr. als Erbsenschädling nicht in Betracht kommt.

Im Hinblick auf *Gr. dorsana* F. dürfte die Frage nach seiner Bedeutung als Erbsenschädling in Deutschland ähnlich zu beantworten sein. Nach Reh (1925) können die durch diese Art verursachten Schäden 50% und mehr betragen. Diese Angabe stützt sich, wie aus einer Fußnote hervorgeht, offensichtlich auf die Arbeiten von Gutzeit (1901) und Kleine (1918, 1919, 1922). Gutzeit spricht in seiner Arbeit von „*Grapholitha nebritana* resp. *dorsana*“. Diese unbestimmte Angabe läßt aber vermuten, daß auf eine für die Fragestellung der Gutzeitschen Arbeit unwichtige genaue Artbestimmung kein Wert gelegt wurde. Auch wenn wir — jetzt wohl berechtigterweise — in dieser Angabe *Gr. nebritana* durch *Gr. nigricana* Steph. ersetzen, würde sie über die Anteile der beiden Arten *Gr. nigricana* Steph. und *Gr. dorsana* F. an den Schäden nichts aussagen. Kleine, die andere Quelle, auf die Reh sich stützt, hat 1940, als ich ihm Schadbilder, Falter und Raupen von *Gr. nigricana* Steph. vorlegte, eingeräumt, in den seinen Arbeiten zugrundeliegenden Untersuchungen es tatsächlich mit dieser Art und nicht mit *Gr. dorsana* F. zu tun gehabt zu haben.

W. Nicolaisen (1928) schrieb in seiner Dissertation, die sich mit dem Erbsenwickler, seinem Schaden und seiner Bekämpfung befaßt.

und das Ergebnis seiner in Halle/Saale durchgeführten Untersuchungen darstellt, die schweren Schäden an Erbsen in erster Linie *Gr. dorsana* F. zu. Dieser Angabe von Nicolaisen stand u. a. der eigene Befund gegenüber, daß in dem nur etwa 50 km von Halle/Saale entfernten Aschersleben innerhalb der letzten 10 Jahre niemals ein *Gr. dorsana* F. an Erbsen gefangen und unter den Hunderten während dieses Zeitraumes aus Erbsen gezüchteten Faltern nie ein solcher dieser Art gefunden worden ist. Aus über 1000 aus Halle/Saale eingesandten, zu 34 % befallenen Erbsenhülsen erhielt ich ausschließlich Raupen und Falter von *Gr. nigricana* Steph. In einem in dieser Angelegenheit geführten Briefwechsel teilte mir Nicolaisen 1940 mit, an Faltern auch nur solche von *Gr. nigricana* Steph. zu Gesicht bekommen, wegen der Größe und der ausgesprochenen Gelbfärbung (s. S. 235) der von ihm gefundenen Raupen diese aber auf *Gr. dorsana* F. bezogen zu haben. Auf Grund meiner ihm mitgeteilten Befunde, die dem entgegenstehen, schließt er sich der Auffassung an, daß ihm bei seinen Untersuchungen nicht die großen Raupen von *Gr. dorsana* F., sondern sehr groß ausfallende Exemplare von *Gr. nigricana* Steph. vorgelegen haben.

Laut brieflicher Mitteilung (1940) hat auch Hering *Gr. dorsana* F. nie in Erbsen, sondern, ebenso wie auch Schütze (1931), nur in Wickenhülsen gefunden. Nach der gleichen Quelle befindet sich im Berliner Zoologischen Museum kein einziges aus Erbsen erzogenes Stück von *Gr. dorsana* F. Ich fand in den umfangreichen Erbsenhülseneinsendungen mehrerer Jahre aus allen Teilen Deutschlands nur in einigen solchen aus der Rhön oder deren Umgebung vereinzelt Raupen, die nach Farbe und Größe möglicherweise auf *Gr. dorsana* F. bezogen werden konnten; doch gelang es nicht, diese bei ausschließlicher Ernährung mit Erbsensamen bis zum Falter durchzuzüchten, so daß die Artzugehörigkeit mit Sicherheit nicht festgestellt werden konnte. Erst durch die Liebesswürdigkeit Herings, der mir je 1 Pärchen von *Gr. nebritana* Tr. und *Gr. dorsana* F. aus dem Zoologischen Museum der Universität Berlin übersandte, sind mir trotz jahrelanger eingehender Beschäftigung mit dem „Erbsenwickler“ erstmalig Falter dieser beiden Arten zu Gesicht gekommen. Ein mir von Kleine, Stettin, freundlicherweise zugesandtes Stück von *Gr. dorsana* F. aus dem Stettiner Zoologischen Museum erwies sich als *Gr. orobana* Tr.

Wenn ich 1934 im Nachrichtenblatt für den Deutschen Pflanzenschutzdienst das Ergebnis mehrjähriger Untersuchungen dahin zusammenfaßte, daß in Deutschland *Grapholitha nigricana* Steph. als „der Erbsenwickler“ zu gelten habe, neben dem *Grapholitha dorsana* F., vielleicht von einigen örtlichen Ausnahmen abgesehen, in bedeutend geringerer Anzahl auftritt, so kann nunmehr die Annahme eines — damals nament-

lich auf Grund der Arbeiten von Kleine und von Nicolaisen noch für möglich erachteten — örtlich stärkeren Schadauftretens von *Grapholitha dorsana* F. an Erbsen nicht mehr aufrecht erhalten werden.

Die ältere Literatur vor 1900 kann wegen der offensichtlich häufigen Verwechslung der beiden einfarbigen Arten bzw. wegen des offenkundigen Wirrwarrs in der Synonymie dieser beiden Arten zur Klärung der hier behandelten Frage kaum herangezogen werden. Bei Taschenbergs (1871) *Gr. nebritana* Tr., die nach seiner Beobachtung nach Sonnenuntergang zur Blütezeit der Erbsen diese „nicht selten massenhaft“ umschwärmen, kann es sich natürlich nur um *Gr. nigricana* Steph. handeln. Das Gleiche gilt für *Gr. tenebrosana* F. R., die Herrich-Schäffer (1849) „im Juni und Juli häufig an Erbsenfeldern“ beobachtete. Auch v. Heinemanns (1863) *Gr. tenebrosana* Dp. („nicht selten, im Juni und Juli, die Raupe im Juli und August in Erbsenschoten“) ist sicher mit *Gr. nigricana* Steph. identisch. Nach Snellen (1882) ist *Gr. nebritana* Tr. mit *Gr. tenebrosana* Dp. synonym, unter deren Namen, wie oben dargelegt, v. Heinemann offensichtlich *Gr. nigricana* Steph. beschrieben hat. Wenn Snellen unter den Wirtspflanzen der Raupe von *Gr. nebritana* Tr. die Erbse als erste nennt und daneben *Vicia* „und möglicherweise *Lathyrus*, *Colutea* und *Orobus*“, so ist eine Verwechslung mit *Gr. nigricana* Steph. um so wahrscheinlicher, als er als Synonyma für *Gr. nebritana* Tr. u. a. *nebritana* Z. und *pisana* Gn. nennt, die nach v. Kennel (1921) mit *Gr. nigricana* Steph. synonym sind. Dieser Eindruck einer ständigen Verwechslung der beiden einfarbigen Arten wird um so stärker, je mehr man sich bemüht, sich durch den Wirrwarr der Nomenklatur; von dem ich hier nur eine Probe gegeben habe, hindurchzufinden.

Nachstehend gebe ich die von v. Kennel (1921) zusammengestellten Synonyma für die beiden einfarbigen Arten wieder, deren Zahl ich noch glaube etwas erweitern zu müssen:

Grapholitha nigricana Steph. = *nebritana* Z., *tenebrosana* Z., *proximana* Wilk., *pisana* Gn.,

denen ich noch *nigricana* nach Wood, *nebritana* nach Snellen, *tenebrosana* nach Taschenberg und nach Herrich-Schäffer hinzufügen möchte.

Grapholitha nebritana Tr. = *gilviciliana* Stgr.

zuzüglich *nebritana* nach v. Heinemann, Herrich-Schäffer und Duponchel.

Nicolaisen kommt übrigens zu ganz ähnlichen Ergebnissen.

Für *Grapholitha dorsana* F. finde ich in Übereinstimmung mit v. Kennel folgende Synonyma:

lunulana Hb. und *jungiana* Froel.

Barrett (1876), Herrich-Schäffer, Meyrick (1895), Rößler (1866), Snellen und Sorhagen (1886) beschreiben unter *Gr. dorsana* F. die gleiche Art. Als erster nennt v. Heinemann die Erbse als Wirtspflanze ihrer Raupe. Rößlers Angabe lautet: „Die Raupe nach v. Heinemann in Erbsen (und Wicken)“. Snellen nennt als Wirtspflanze *Orobus tuberosus*, ebenfalls mit dem Zusatz: „nach v. Heinemann auch in Erbsenhülsen“. Nach Sorhagen zog Kliewer zugleich mit *nebritana* die Raupe von *dorsana* F. aus Erbsen. Herrich-Schäffer nennt überhaupt keine Wirtspflanze („an Kornfeldern und Rainen“), Meyrick nur „*Lathyrus macrorrhizus* (und vielleicht *L. pratensis*)“, Barrett „*Orobus tuberosus*, die Wicke“. Nach dem gleichen Autor fand Sang den Raupen von *dorsana* F. äußerst ähnliche Raupen in *Lathyrus pratensis*. Mit Ausnahme der Mitteilung von Sorhagen, daß Kliewer *Gr. dorsana* F. aus Erbsen gezogen habe, gehen also die Angaben der genannten anderen Autoren, sofern sie überhaupt die Erbse als Wirtspflanze von *Gr. dorsana* F. anführen, auf v. Heinemann zurück. Auch bei Durchsicht der weiteren (wegen des negativen Ergebnisses hier nicht angeführten) Mikrolepidopterenliteratur in den Büchereien der Biologischen Reichsanstalt f. L. u. F., des Deutschen Entomologischen Instituts und des Zoologischen Museums der Universität Berlin habe ich keine Angaben über eindeutige Funde von *dorsana*-Raupen in Erbsenhülsen ausfindig machen können.

Die neuere deutsche Literatur wurde, soweit sie für die Klärung der hier behandelten Frage von Bedeutung ist, bereits erörtert. Der Vollständigkeit halber sei auch die neuere ausländische Literatur kurz herangezogen, obgleich sie nur über das Auftreten der einzelnen Arten in dem jeweiligen Lande etwas aussagt. Bei Durchsicht der „Review of applied Entomology“ der Jahre 1915 bis 1939 finde ich den Erbsenwickler in insgesamt 38 ausländischen Arbeiten teils nur im Rahmen einer Schädlingsstatistik des betreffenden Jahres erwähnt, teils eingehender behandelt, und zwar *Gr. nigricana* Steph. 30 mal (USA 9, Kanada 4, England 6, Finnland 3, Rußland 3 und Schweden, Holland, Polen, Lettland und Japan je 1), *Gr. nebritana* Tr. 3 mal (Norwegen 1, Italien 1, Holland 1) und *Gr. dorsana* F. 5 mal (Rußland 3, Italien 1, Holland 1). Es ist sicher weniger ein Zufall als vielmehr eine Bestätigung der für deutsche Verhältnisse geschilderten Befunde, wenn von diesen 38 Arbeiten alle diejenigen, die sich eingehender mit dem Schädling selbst befassen, ausschließlich *Gr. nigricana* Steph. behandeln, während in den 3 Fällen, in denen *Gr. nebritana* Tr., und den 5 Arbeiten, in denen *Gr. dorsana* F. als Erbsenschädling genannt wird, diese beiden Arten lediglich im Rahmen von Schädlingsstatistiken unter den Gemüse-

schädlingen aufgezählt werden. Von den 5 Arbeiten, in denen *Gr. dorsana* F. als Erbsenschädling genannt wird, dürften überdies die 3 russischen ohne weiteres auf *Gr. nigricana* Steph. zu beziehen sein; denn Selivanova, der 1936 über Schäden an Erbsen durch *Gr. dorsana* F. berichtete, berichtigt in einer späteren Arbeit 1937 seine Angabe bezügl. der Wicklerart dahin, daß es sich um *Gr. nigricana* Steph. handle, „der vorher irrtümlich als *Gr. dorsana* F. bezeichnet wurde und der einzige Tortricide ist, der im Distrikt von Voronezh an kultivierten Erbsen gefunden worden ist“ (zit. nach. Rev. Appl. Ent.).

Außer *Grapholitha nebritana* Tr. wird man daher auch *Gr. dorsana* F. aus der Liste der Erbsenschädlinge, zumindest der deutschen, streichen müssen. Die Säuberung unseres schädlingkundlichen Schrifttums von unnötigem Ballast bedeutet mehr als nur die Ausmerzungen eines Schönheitsfehlers. Solange 3 Wicklerarten, von denen überdies 2 Arten morphologisch schwer voneinander zu unterscheiden sind, als nebeneinander vorkommende Erbsenschädlinge mit ähnlichen Lebensgewohnheiten beschrieben werden, besteht immer die der eindeutigen Klärung der Lebensgeschichte unseres Erbsenwicklers *Gr. nigricana* Steph. abträgliche Möglichkeit, voneinander abweichende Beobachtungen verschiedener Autoren und Widersprüche in der Literatur über die Biologie des Erbsenwicklers auf eine Verwechslung der Arten zurückzuführen. Die eindeutige Klärung aller Einzelheiten der Lebensgeschichte eines Schädlings ist aber die erste Voraussetzung für die Erarbeitung geeigneter Maßnahmen zu seiner Bekämpfung, und die des Erbsenwicklers ist noch immer ein ungelöstes Problem.

Um die Bedeutungslosigkeit der beiden Arten *Gr. dorsana* F. und *Gr. nebritana* Tr. bei uns als Erbsenschädling auch in ihren deutschen Artnamen zum Ausdruck kommen zu lassen, sollten sie zweckmäßigerweise zukünftig nach ihren Hauptwirten unter den Kulturpflanzen benannt und

Grapholitha dorsana F. als der Wickenwickler,

Grapholitha nebritana Tr. als der Blasenstrauchwickler bezeichnet werden.

Um dem an dieser Frage interessierten Phytopathologen die Unterscheidung der 3 Wicklerarten zu erleichtern, möge an dieser Stelle eine kurze Beschreibung der Falter unter Hervorhebung der Unterscheidungsmerkmale folgen.

Morphologie der Falter.

Wie schon erwähnt, unterscheidet sich *Gr. dorsana* F. von den beiden anderen Arten durch einen gebogenen, weißen Fleck, der vom Hinterrande der Vorderflügel ausgeht. Dieser an seiner Basis kaum verbreiterte Fleck entspringt nicht genau in der Mitte des Vorderflügel-

Hinterrandes, sondern an einer etwas mehr nach dem Außenrande zu gelegenen Stelle (Taf. 1, Fig. 1). Der diesem Wickler sehr ähnliche, auch an Wicken vorkommende *Gr. orobana* Tr. trägt auf den Vorderflügeln einen ähnlichen Mondfleck, der aber an seiner Basis deutlich verbreitert und auch im ganzen breiter ist und nahezu in der Mitte des Vorderflügelhinterrandes entspringt (Taf. 1, Fig. 2).

Wesentlich schwieriger, aber bei Beachtung nachstehend aufgeführter Unterschiede auch für den Nichtspezialisten möglich ist die Unterscheidung der beiden einfarbigen Arten.

Beschreibung von *Gr. nigricana* Steph. (nach v. Kennel, Sperrdruck von Langenbuch):

Vorderflügel sind dunkler bis heller olivbraun, gegen die Wurzel hin mehr grüngrau und glänzend, im Saumfeld reichlich und dicht, wurzelwärts sparsamer ockergelb bestäubt, dadurch dort mehr oder weniger bräunlichgelb. In der ersten Hälfte der Costa stehen feine schwarze Schrägstrichel, schon fast von der Wurzel an, in der Mitte eine dickere schwarze Schräglinie, die meist an der Querader endet; dann kommen vier schwarze starke Schräghäkchen, deren gelblichweiße Zwischenräume feiner schwarz geteilt sind; sie stehen nicht mehr schräg; aus dem dritten Zwischenraum zieht eine matte bläuliche Bleilinie zum Augenpunkt, darunter eine schwarze Linie als Verlängerung des vorhergehenden Häkchens; aus dem Zwischenstrichel hinter der Mitte zieht eine matte Bleilinie zur basalen Einfassung des Spiegels, zuweilen damit in Verbindung stehend oder auch vorher endigend. Der Spiegel ist im Innern kaum heller als die Umgebung, beiderseits matt bleigrau eingefärbt, mit vier schwarzen Stricheln oder Punkten; er ist nach oben etwas breiter als gegen den Tornus hin, seine äußere Umrahmung liegt dem Saum sehr nahe. Die Hinterflügel sind dunkelbraun, wurzelwärts öfters etwas heller, die Fransen gelblichweiß, wurzelwärts gelblicher, mit starker schwarzer Teilungslinie.

Beschreibung von *Gr. nebritana* Tr. (nach v. Kennel, Sperrdruck von Langenbuch):

Vorderflügel schmaler und gestreckter, saumwärts weniger verbreitert, Saum steiler und geschwungen, unter dem Apex leicht eingezogen; Hinterflügel weniger breit, Saum nicht so bauchig gebogen, Apex meist etwas spitzer. Spannweite 14–16 mm.

Abgesehen von der anderen Flügelform unterscheidet sich diese Art von der vorigen in folgender Weise: die Vorderflügel sind nur im Mittel- und Saumteil gelb beschuppt, und zwar dunkler, so daß sie hier mehr kupferrot bis goldbraun erscheinen, gegen die Wurzel hin reiner grau. Die Costalhäkchen liegen schräger, ihre Zwischenräume sind auch vor der Mitte schon gelblich aufgehellt, in der zweiten Hälfte der Costa ist meist kein Unterschied zwischen Häkchen und Zwischenstrichel, da letztere so stark wie erstere sein können. Die Zwischenräume sind weiter gegen die Fläche hin hell ausgezogen; die schwarze Schräglinie aus der Mitte der Costa und die ihr folgende Bleilinie reichen bis zur basalen Einfassung des Spiegels, erstere zieht an derselben noch fein herunter; die Bleilinie, ebenso die aus dem dritten Zwischenraum gegen den Augenpunkt gerichtete, sind graublau, ziemlich

glänzend, die breite vordere und hintere Einfassung des Spiegels sind rötlich glänzend, das Innere des Spiegels ist gleichmäßig breit, hell ockergelb mit vier schwarzen Strichen; die äußere Metalleinrahmung des Spiegels ist weiter vom Saum entfernt und diesem nicht so parallel. Die Fransen sind dunkel schwärzlich, der Augenpunkt ist vorhanden oder fehlend. Die Hinterflügel sind dunkelbraun mit stark kupferrotem Glanz, die Fransen gelblich weiß, gegen das Dorsum hin zuweilen etwas grau.

Die fast über die ganzen Vorderflügel von *Gr. nigricana* Steph. (Taf. 2, Fig. 1 a) sich erstreckende feine, graugelbe Sprekelung, die durch die graugelben Spitzen der Flügelschuppen hervorgerufen wird und die an sich braune Grundfarbe der Vorderflügel mehr grau oder graugelb erscheinen läßt, fehlt bei *Gr. nebritana* Tr. (Taf. 2, Fig. 2 a) oder ist auf eine schmale Fläche zwischen Spiegel und Saum beschränkt. Während sich bei *Gr. nigricana* Steph. das Innere des Spiegels von der hellgeschuppten Umgebung nicht abhebt, ist es bei *Gr. nebritana* Tr. deutlich heller als die namentlich wurzelwärts braune Umgebung, so daß es als ein von zwei goldenen Metalllinien eingefasster ockergelber Fleck auf braunem Grunde erscheint. Der bei *Gr. nigricana* Steph. costalwärts sich verbreiternde Spiegel ist bei *Gr. nebritana* Tr. in seiner ganzen Ausdehnung von gleicher Breite und vom Saume etwas weiter entfernt als bei *Gr. nigricana* Steph. Die äußere bleigraue Einfassung des Spiegels verläuft bei *Gr. nigricana* Steph. dicht neben dem Saum und annähernd parallel mit diesem, während sie bei *Gr. nebritana* Tr. weiter vom Saume entfernt verläuft und mit diesem einen spitzen Winkel bildet.

Diese Unterscheidungsmerkmale sind schon bei geringer Lupenvergrößerung erkennbar, freilich nur bei gut erhaltenen Stücken. Für die Bestimmung der Artzugehörigkeit solcher Falter, deren Schuppenkleid durch das Herumflattern in engem Behälter oder beim Fang mit dem Netz stark gelitten hat, kommt nur die Untersuchung der Sexualarmatur in Betracht.

Beim ♂ von *Gr. nigricana* Steph. (Taf. 2, Fig. 1 b) findet sich am Ventralrand der Valven ein zapfenartiger Vorsprung, der bei *Gr. nebritana* Tr. fehlt (Taf. 2, Fig. 2 b). Der Dorsalrand der Valven, der bei *Gr. nigricana* Steph. sanft gebogen verläuft, zeigt bei *Gr. nebritana* Tr. eine tiefe Einsenkung. Auch die Sexualarmaturen der ♀♀ lassen deutliche Unterschiede erkennen. Bei *Gr. nigricana* Steph. ist der Introitus vaginae schmal und hoch, annähernd birnenförmig (Taf. 2, Fig. 1 c), bei *Gr. nebritana* Tr. niedrig und breit (Taf. 2, Fig. 2 c).

Lebensgeschichte des Erbsenwicklers *Grapholita nigricana* Steph.

Wenn Nicolaisen trotz eines seiner Arbeit angefügten Literaturverzeichnisses von 76 Nummern sein Erstaunen darüber zum Ausdruck

bringt, daß in der Literatur so wenig über die Biologie des Erbsenwicklers zu finden ist, so kann ich ihm, namentlich im Hinblick auf das deutsche Schrifttum, beipflichten. Da seine Untersuchungen in erster Linie dem Zwecke dienten, in der Bekämpfung des Erbsenwicklers auf züchterischem Wege weiterzukommen, hat auch er unsere Kenntnis von der Biologie des Wicklers nicht wesentlich erweitern und Widersprüche in der Literatur einer endgültigen Klärung nicht entgegenführen können. Eigene Untersuchungen, über deren Ergebnisse nachstehend berichtet wird, sollen diese Lücke schließen.

Falter.

Als Flugzeit der Falter in Deutschland nennen Reh und Taschenberg Mai/Juni, v. Heinemann, v. Kennel und Herrich-Schäffer Juni/Juli, Nicolaisen Ende Mai bis Anfang Juli. In Holland erstreckt sich die Flugzeit nach Suellen über die Monate Mai bis Juli. Für England finde ich folgende Angaben: nach Cameron Anfang Juni bis Mitte August, nach Meyrick Juni/Juli, nach Miles 18. Juni bis Mitte August, Hauptmenge Anfang Juli, nach Warburton Juni, nach MacDougall Juni/Juli, manche August. In USA beobachtete Fluke (Wisconsin) Falter vom 14. Juli bis Ende Juli, Hauptmenge 18. Juli. Russell (Wisconsin) nennt als Schlüpfbeginn etwa Mitte Juli. Falter schlüpften in den Freilandzuchten von Hanson & Webster (Washington) vom 1. Juni bis 25. Juli, Hauptmenge im Juli, in den Zuchten von Brittain (Canada) vom 12. Juli bis 7. August, nach Baker (Ottawa) ab Juli bis 15. August. Nach Kuwayama dauert die Flugzeit in Japan von der 2. Julihälfte bis Anfang August.

In Mitteldeutschland erscheinen die Falter je nach der herrschenden Witterung im letzten Maidrittel oder Anfang Juni auf den Erbsenflächen, aber auch während der Hauptflugzeit nie vor Beginn der Erbsenblüte. In meinen Freilandzuchten, in denen die Raupen in mit Erde gefüllten, in den Boden eingelassenen und mit Leinen, im zeitigen Frühjahr mit Zellophan verschlossenen Blumentöpfen in sonniger Lage überwintert hatten, erstreckte sich die Schlüpfperiode der Falter vom 20. Mai bis 13. Juli, mit Höchstzahlen am 9., 14. und 19. Juni und einem erneuten Anstieg am 2. und 7. Juli (Textfig. 1). In den an einer von der Sonne nicht erreichten Stelle untergebrachten, im übrigen gleichartigen Zuchten schlüpften die Falter vom 15. Juni bis 23. Juli, mit Höchstzahlen am 21. Juni und 11. sowie 17. Juli. Die Schlüpfperiode begann hier also 26 und endete 10 Tage später.

Das Geschlechtsverhältnis war annähernd 1 : 1 (149 ♂♂ : 156 ♀♀).

Während die Hoden der ♂♂ unmittelbar nach dem Schlüpfen bereits fertig ausgebildete Spermien enthalten, sind in den beiden, je aus 4

Taben bestehenden Ovarien der eben geschlüpften ♀♀ noch keine oder nur im basalen Teil der Taben wenige ausgereifte Eier vorhanden. Frühestens am 3. Tag nach dem Schlüpfen sind die ♀♀ begattungsbereit; frühere Copulationsversuche des ♂ werden, sofern solche überhaupt unternommen werden, vom ♀ gewöhnlich heftig abgewehrt oder durch seine Flucht verhindert und vom ♂ meist sofort eingestellt. Der Copulation geht ein sehr stürmisches Liebesspiel des ♂ voraus. Dieses umtänzelt das still dasitzende ♀ mit heftig zitternden Flügeln, wendet ihm dann das schräg nach oben gestreckte Hinterende zu und erzeugt durch eigentümliche, in einem bestimmten Rhythmus abwechselnd beschleunigte und verlangsamte Flügelbewegungen einen auf das ♀ gerichteten Luftstrom. Die Stellung des ganzen Tieres und die Richtung sowie die Stärke des durch

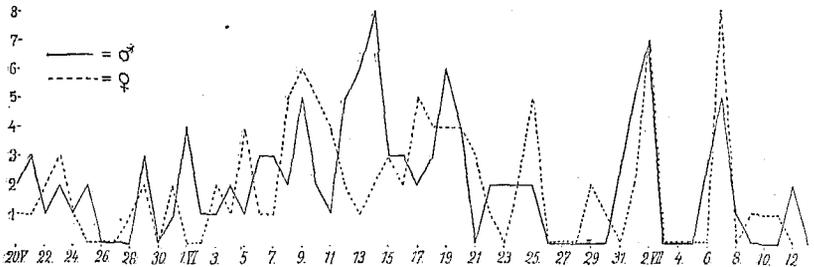


Fig. 1. Schlüpf-Kurve der Falter von *Grapholitha nigricana* Steph. in Freilandzucht, nach Geschlechtern getrennt.

die Flügelbewegungen erzeugten Luftstromes erwecken bei dem Beobachter zwingend den Eindruck, daß das ♂ einen das ♀ erregenden Duftstoff entläßt und diesen dem ♀ durch die wie ein Ventilator wirkenden Flügel zufächelt. Nach diesem bis zu 10 Minuten dauernden Vorspiel versucht das ♂, meist mit Erfolg, mit den kräftigen Valven das Hinterleibsende des ♀ zu ergreifen. Während der bis zu $\frac{3}{4}$ Stunden dauernden Copulation sitzen beide Tiere unbeweglich mit einander zugekehrten Hinterenden. Das ♂ ist in der Lage, wiederholt mit verschiedenen ♀♀ zu copulieren. Ebenso werden in der *Bursa copulatrix* eines ♀ zuweilen 2 bis 3 Spermatothoren gefunden, deren verschiedener Zustand auf eine mehrfache Copulation des ♀ schließen lassen.

Die erste Eiablage erfolgt nach Baker ca. 8, nach Brittain 4 bis 7, nach Fluke 7 bis 10 Tage nach dem Schlüpfen des ♀. In meinen Zuchten schwankte die Dauer der Reifungszeit der ♀♀ bei Zimmertemperatur (18—20° C) zwischen 5 und 13 Tagen (Durchschnitt 9 Tage). Unbegattete ♀♀ legten keine Eier ab. Während dieser Reifungszeit sind die ♀♀ auf Nahrung angewiesen. Im Freilande habe ich, namentlich zu

Beginn der Flugzeit, mehrfach Falter bei der Aufnahme von Nektar auf Schirmblütlern, dagegen nur einmal an einer Erbsenblüte beobachtet. Gefangene Tiere nehmen Zuckerlösung, bei Verabreichung nur von Wasser auch dieses begierig auf. Von den Faltern nach der Aufnahme von Zuckerlösung wieder ausgeschiedene, glasklare Flüssigkeitströpfchen ergaben mit Schwefelsäure — Thymollösung negative Zuckerreaktion; der Zucker war also resorbiert worden. Die Notwendigkeit der Nahrungsaufnahme ergab sich auch aus den Fütterungsversuchen, die einen Einfluß der Verabreichung von Futter auf die Lebensdauer der Falter deutlich erkennen lassen:

Serie I (ohne Futter und Wasser)

♂♂	Lebensdauer	4—7 Tage,	Durchschn.	5,5 Tage
♀♀	"	4—11 "	"	8,1 "

Serie II (Wasser)

♂♂	Lebensdauer	6—18 Tage,	Durchschn.	14 Tage
♀♀	"	9—16 "	"	11,25 Tage

Serie III (2% Zuckerlösung)

♂♂	Lebensdauer	22—29 Tage,	Durchschn.	24,5 Tage
♀♀	"	17—31 "	"	23,5 "

In diesen Fütterungsversuchen wurden die Falter sofort nach dem Schlüpfen nach Geschlechtern getrennt, so daß eine Copulation und Eiablage nicht erfolgte. In der freien Natur werden die Lebenskräfte der Falter durch das Fortpflanzungsgeschäft früher verbraucht und die Lebensdauer entsprechend verkürzt sein. In den Zuchten, in denen die Tiere paarweise gehalten wurden und sich fortpflanzten, schwankte die Lebensdauer der ♀♀ bei Verabreichung von Zuckerlösung zwischen 12 und 23 Tagen (Durchschnitt 18,1 Tage).

Der Falterflug beginnt auf den Erbsenflächen bei normaler, nicht zu kühler und feuchter Witterung meist nachmittags zwischen 16 und 17 Uhr, hat seinen Höhepunkt etwa zwischen 18 und 19 Uhr und flaut dann gewöhnlich rasch ab. Ebenso wenig wie Nicolaisen habe ich die Angabe Sorhagens bestätigt gefunden, wonach die Falter auch in den frühen Morgenstunden fliegen sollen. Bei stärkerem Wind trifft man sie vorwiegend an der unter Wind liegenden Feldkante an.

Zum Unterschied von dem aufgescheuchten Falter, der sich in raschem Fluge entfernt, umfliegt das legebereite ♀ die zu belegende Pflanze längere oder kürzere Zeit in engen vertikalen und horizontalen Halbkreisen und ist dann mit dem Fangnetz leicht zu erbeuten. Vielumstritten ist die Frage des Ortes der Eiablage. Die Eier werden abgelegt nach Baker anscheinend bevorzugt an die Kelchblätter, nach Brittain nicht an die Hülsen, sondern an die obere Oberfläche der Kelchblätter, auf dem

Felde an keiner anderen Stelle der Pflanze gefunden, nach Cameron einzeln an die Kelchblätter der Blüten, in der Gefangenschaft an alle Teile der Pflanze, nach Fluke gewöhnlich an die Hülsen, selten an sehr junge Hülsen, Blätter und Stengel, nach Hanson & Webster unterschiedslos an Kelchblätter, Hülsen, Blätter und Stengel, nach Kuwayama einzeln an junge Hülsen, nach Mac Dougall an junge Erbsenhülsen, nach Miles bevorzugt an die Kelchblätter, nach Taschenberg an junge Hülsen oder den Fruchtknoten, nach Warburton an die Blüten.

Wegen ihrer geringen Größe, ihrer flachen Gestalt und ihrer geringen Eigenfärbung sind die Eier schwer und nur unter Zuhilfenahme einer Lupe zu finden. Ich habe den einfacheren Weg gewählt, die Frage nach dem Ort der Eiablage unter normalen Freilandverhältnissen von den Faltern selbst beantworten zu lassen. Durch die Dauerbeobachtung eines ♀ bei der Eiablage auf dem Versuchsfelde während einer Stunde und das jedesmalige Pflücken der belegten Pflanzenteile konnten 39 Gelege ein und desselben ♀ gesammelt werden. Um nicht Gefahr zu laufen, durch ein ♀ mit möglicherweise anomalen Legegewohnheiten getäuscht zu werden, wurden die Gelege weiterer 71 ♀♀ gesammelt, wobei das ♀ jeweils nach der Eiablage gefangen wurde. Von den so an verschiedenen Erbsensorten gewonnenen Gelegen von 72 verschiedenen ♀♀ wurden abgelegt

an die Kelchblätter der Blüte	7 Gelege =	6,4 %
an die Kelchblätter junger Hülsen (1,5—3 cm)	9 „ =	8,2 „
an Nebenblätter (Oberseite)	11 „ =	10 „
„ (Unterseite)	28 „ =	25,5 „
an Fiederblätter (Oberseite)	16 „ =	14,5 „
„ (Unterseite)	37 „ =	33,6 „
an Blütenstiel	1 „ =	0,9 „
an Blattstiel	1 „ =	0,9 „

Nach diesem, durch zahllose weitere, statistisch nicht erfaßte Einzelbeobachtungen erhärteten Befund kann also, zumindest in Mitteldeutschland, im Gegensatz zu den meisten Literaturangaben von einer bevorzugten Belegung der Kelchblätter keine Rede sein. Vielmehr wurden annähernd 84 % der Gelege an den Blättern, namentlich den Fiederblättern, gefunden gegenüber 15 % an den Kelchblättern von Blüten und jungen Hülsen. An den Blättern werden vornehmlich die Unterseiten, u. zw. dicht am Blattrande belegt. Das die Pflanze in deren oberen oder mittleren Partien umfliegende ♀ landet meist irgendwo auf der Oberseite eines Neben- oder Fiederblattes, läuft an dessen Rand und läßt sich durch sein eigenes Gewicht über diesen hinaus nach unten kippen, wobei es sich mit den Tarsen der Beine einer Körperseite am Blattrande festhält. Nachdem auch die Tarsen der anderen Körperhälfte Halt gefunden haben, wird das Ei dicht am Blattrande abgelegt und mit dem chitinisierten,

spachtelförmigen Ende der Legeröhre plattgedrückt und dabei der Unterlage fest angeheftet. Hier ruht das flache, dünnhäutige Ei vor den Sonnenstrahlen und durch die Aspirationstätigkeit der Blattunterseite vor der Austrocknung geschützt.

Von den aus dem Freiland eingetragenen 110 Gelegen bestanden

78	Gelege	aus	1	Ei
26	"	"	2	Eiern
4	"	"	3	"
2	"	"	4	"

Fluke erzielte in seinen Zuchten im Durchschnitt von 36 ♀♀ 18 Eier je ♀. Ozols nennt 364 als höchste Eizahl eines ♀. In meinen Zuchten betrug die höchste Eizahl eines ♀ 238. Die Hauptmenge der Eier wurde in Schüben mit zweitägigen Abständen abgelegt. Da der Ablauf der ganzen Lebenstätigkeit dieses ♀ einem solchen unter natürlichen Verhältnissen annähernd entsprechen dürfte, sei er kurz wiedergegeben:

15. VI.	♂ und ♀ geschlüpft	(Futter: 5 % Zuckerlösung)
18. VI.	Kopulation	
19. VI.	9 Eier abgelegt	
20. VI.	26	" "
21. VI.	13	" "
25. VI.	79	" "
27. VI.	34	" "
29. VI.	44	" "
2. VII.	33	" "
		, ♀ tot (Lebensdauer 17 Tage).
<hr/>		
zus. 238 Eier		

Ei.

Das anfangs fast durchsichtige, später schwach milchigweiße Ei ist stark abgeplattet, ovalrund und hat folgende Maße (Durchschnitt von 10 Messungen): Länge 0,75 mm, Breite 0,59 mm (Taf. 1, Fig. 3). Die Dauer des Eistadiums beträgt nach Baker ca. 1 Woche, nach Brittain 2 bis 3 Tage, nach Fluke 7 bis 9 (Durchschnitt 8) Tage, nach Hanson & Webster 7 Tage, nach Kuwayama 8 Tage, nach Miles ca. 8 Tage, nach Ozols 8 Tage bei 20° C bzw. 29 Tage bei 11° C, nach Taschenberg ca. 14 Tage. In eigenen Untersuchungen, in denen die Eier sofort nach ihrer Ablage in einen Reihenthermostaten gebracht wurden, verstrichen bis zum Schlüpfen der Jungraupen bei einer

Durchschnittstemperatur von	34,5° C	5	Tage
"	"	28,6° C	5 "
"	"	21,6° C	8 "
"	"	19,6° C	10 "

Durchschnittstemperatur von	18,4 ^o C	11 Tagen
„	15,5 ^o C	24 „
„	9,8 ^o C	nach 45 Tagen noch kein Schlüpfergebnis

Die Angabe Brittain's, daß die Jungraupe nach einer Entwicklungszeit von nur 2 bis 3 Tagen schlüpfen, dürfte trotz der offensichtlichen Sorgfalt seiner Untersuchungen auf einem Beobachtungsfehler beruhen, es sei denn, daß in den von ihm beobachteten Fällen die Eier — etwa infolge verzögerter Ablage — einen Teil ihrer Entwicklung bereits im Mutterleibe durchgemacht haben. Beobachtungen, die eine solche Annahme stützen würden, habe ich an eigenen Zuchten nicht gemacht. Brittain selbst gibt an, daß klimatische Faktoren kaum die Ursache für die Abweichung seiner Feststellung von denen anderer Autoren sein können.

Raupe.

Die Jungraupe schabt durch Öffnen und Schließen der Mandibeln mit deren Spitzen am Kopfende des Eies einen Schlitz in die Eihülle und benagt dessen Ränder so weit, bis sie sich hindurchzwängen kann, um sich sofort auf die Suche nach einer geeigneten Erbsenhülse zu begeben. Die Auffindung der Hülsen wird den Räumchen durch die ihnen eigene Lichtstrebigkeit erleichtert. Läßt man ein ♀ seine Eier in einem Reagenzröhrchen ablegen und legt dieses waagrecht mit dem einen Ende dem Lichte zugekehrt, so sammeln sich die Jungraupeu sogleich nach dem Schlüpfen in diesem Ende. Nicolaisen fand Jungräumchen häufig im Blüten Grunde, in den stets kleine Gänge hineingefressen waren, und schließt daraus, daß der weiche Blütengrund den Jungraupeu die erste Nahrung liefert. Ich habe diese Angabe nicht bestätigt gefunden, aber in zahlreichen Versuchen beobachtet, daß die Jungraupeu schon wenige Minuten nach dem Schlüpfen, ohne vorher Nahrung zu sich genommen zu haben, befähigt sind, sich in eine Erbsenhülse einzubohren. Dies geschieht in folgender Weise: sobald das Räumchen zu einer Hülse gelangt ist, kriecht es auf dieser mehrere Minuten bis zu $\frac{1}{2}$ Stunde eifrig umher, um dann an einer Stelle, meist in der Nähe der Rückennaht der Hülse, mit dem Spinnen eines feinen Gespinnstes zu beginnen. Dadurch, daß die Raupe abwechselnd rechts und links ihrer verlängerten Körperachse den Faden der Hülsenoberfläche anheftet, entsteht ein feines, engmaschiges Gewebe, das nur mit seiner Peripherie der Unterlage angeheftet ist. Beim Einbohren in die Hülsenwandung kriecht die Raupe mit dem Vorderkörper unter dieses flachgespannte Gespinnst und stemmt sich mit dem Dorsum dagegen, wodurch es ihr möglich ist, in jeder beliebigen Lage der Einbohrstelle im Raum und vor allem mit einem wesentlich stärkeren Druck, als das geringe Körpergewicht der Raupe darstellt, die

Mandibeln zu gebrauchen. Nach 1 bis 2 Stunden ist die Raupe mit dem ganzen Körper in die Hülsenwandung eingedrungen. Das Bohrloch ist meist umgeben von feinkörnigen Fraßpartikeln. Die Raupe scheint, was im Hinblick auf eine Bekämpfung mit Fraßgiften von Interesse ist, zumindest von der Epidermis, beim Einbohren nichts zu fressen.

Gelangen zur gleichen Zeit mehrere Jungraupen auf dieselbe Hülse, so lassen sie sich gegenseitig zunächst unbehelligt. Wenn aber eine Raupe auf eine andere stößt, die bereits mit dem Einbohren beschäftigt ist, erwacht schlagartig ihr Mörderinstinkt. Die hinzukommende Raupe fällt die sich einbohrende sofort wütend an und tötet sie durch Bisse in den Hinterleib um so leichter, als die mit dem Vorderkörper im Bohrloch steckende sich nicht zu wehren vermag. Dann ergreift die Mörderin Besitz von dem Einbohrloch ihres Opfers. Wegen des geschilderten lebhaften Umherkriechens auf der Hülse vor dem Einbohren ist es unvermeidlich, daß bei Zuwanderung weiterer Jungraupen diese mit Sicherheit auf eine schon vorhandene Einbohrstelle stoßen. In diesem Falle wiederholt sich das geschilderte Drama so oft, wie weitere Räupechen vor dem Verheilen des Einbohrloches zuwandern und solange die jeweilige Vorgängerin noch in der Hülsenwand miniert. Im Versuch erreichte von 6 an die gleiche Hülse gesetzten Jungraupen nur die letzte lebend das Hülseninnere und zwar durch das Bohrloch, mit dessen Anlage die erste Raupe begonnen hatte und das auch von den 4 übrigen Raupen angenommen worden war.

Dieser Mörderinstinkt der Jungraupen scheint in noch höherem Maße als die Unverträglichkeit der älteren Raupenstadien die Ursache dafür zu sein, daß verhältnismäßig selten mehr als eine Raupe in einer Hülse gefunden werden. Von 1000 untersuchten befallenen Hülsen enthielten

880 Hülsen (= 88 %)	1 Raupe
83 „ (= 8,3 „)	2 Raupen verschiedener Stadien
31 „ (= 3,1 „)	2 „ gleicher Stadien
4 „ (= 0,4 „)	3 „
2 „ (= 0,2 „)	4 „

Die Zahl der Fälle, in denen bei Besatz einer Hülse mit 2 Raupen diese verschiedenen Stadien angehörten, also an mehrere Tage auseinanderliegenden Zeitpunkten in die Hülse eingedrungen sein müssen, war fast dreimal so groß wie die Zahl der Hülsen, in denen 2 gleichalte Raupen gefunden wurden. Auch Baker, Cameron und Nicolaisen haben auf den von ihnen beobachteten Altersunterschied der gleichzeitig in einer Hülse gefundenen 2 oder mehr Raupen hingewiesen. Das Zusammenleben von 2 verschieden alten Raupen in einer Hülse bedeutet offensichtlich selbst für die jüngere und daher weniger wehrhafte von ihnen eine geringere Gefahr als diejenige, die einer sich in die Hülse

einbohrenden Jungraupe von seiten ihrer Altersgenossinnen droht, sofern sie während ihrer Einbohrfähigkeit von diesen überrascht wird.

Die winzige Einbohröffnung verheilt, worauf u. a. auch Nicolaisen hingewiesen hat, in wenigen Tagen und ist an der noch grünen Hülse als korkfarbene, an der gelbreifen Hülse als dunkelbraune bis schwärzliche Pustel (Taf. 2, Fig. 3) zu erkennen. Die Jungraupe miniert in der Hülsenwand in Richtung auf die Rückennaht und dringt gewöhnlich unmittelbar neben dieser oder in ihr in das Hülseninnere ein. Infolge des durch diese Miniertätigkeit verursachten Reizes bildet sich auf der inneren Hülsenwand häufig ein weißer flaumiger Überzug, der, an der Eintrittsstelle beginnend, sich allmählich über eine mehr oder weniger große Fläche ausbreitet und dem Myzel eines Pilzes überaus ähnlich ist, sich aber bei mikroskopischer Untersuchung als eine zuweilen sehr üppige Wucherung der Epidermis erweist. Als solche hat sie vermutlich auch Nicolaisen agesehen, der sie als einen „weißen samtigen Belag“ beschreibt. Wenn Baker angibt, daß der Inhalt befallener Hülsen hauptsächlich durch Pilzwachstum, dessen Ausbreitung von der Einbohrstelle aus häufig nachgewiesen werden kann, unansehnlich wird und daß entweder die Jungraupe die Sporen einschleppt oder ihr Einbohrkanal eine Eintrittsöffnung für den Pilz bildet, so dürfte es sich hierbei um eine Mißdeutung der gleichen Beobachtung handeln. Dagegen sind befallene Hülsen nach dem Auswandern der Wicklerraupen, namentlich bei anhaltend feuchter Witterung, oder wenn sie am Boden liegen, in weit höherem Maße als gesunde Hülsen dem Befall durch Pilze ausgesetzt, die durch das Loch, das die Raupe beim Verlassen der Hülse in die Wandung frißt, ungehindert eindringen und auch die von der Raupe verschonten Samen zerstören können.

Anfänglich bohrt sich die Jungraupe meist in einen jungen Samen ein und frißt hier unter Schonung der Samenschale eine kleinere oder größere Höhlung oder bohrt an anderen Stellen des gleichen oder eines benachbarten Samens neue Gänge. Mit zunehmendem Alter der Raupe und der Samen werden letztere von der Oberfläche aus angefressen. Der körnige, anfangs weiche und grünliche, später härtere und gelbe oder weißliche Kot wird vermittels eines feinen Gespinstes in Gestalt eines an eine winzige Weintraube erinnernden Klumpens in der Nähe der Fraßstelle an den Samen oder die Hülsenwand angeheftet. Mit zunehmender Reife der Samen besteht der Kot in steigendem Maße, zuletzt fast ausschließlich aus unverdauter Stärke. Bei mikroskopischer Betrachtung sind die meist unversehrten Stärkekörner nach Jodjodkaliumzusatz an ihrer Blaufärbung deutlich zu erkennen. Es dürften daher in erster Linie die Zucker- und Eiweißbestandteile der Samen die eigentliche Nahrung der Raupe darstellen.

Die Zahl der von einer Raupe während ihrer ganzen Entwicklungszeit befreßenen Samen beträgt 1 bis 4 Samen, wobei die Fraßstärke an den einzelnen Samen mit der Zahl der befreßenen Samen abnimmt. Meist sind 1 oder 2 benachbarte Samen stark, falls weitere befreßene werden, diese beträchtlich weniger zerstört. In 250 untersuchten, je eine Raupe des 5. Stadiums enthaltenden Hülsen waren

stark befreßen	463	Samen
schwach	199	"
	zus. 662	"
Durchschnitt je Raupe 2,6 Samen.		

Nicolaisen fand meist 2, selten 3 Samen angefreßen und bei einer noch größeren Zahl angefreßener Samen in einer Hülse stets mehr als eine Raupe.

Mit fortschreitender Entwicklung der Raupen und zunehmender Reife der von ihnen befreßenen Samen ändert sich nicht nur die Farbe des Kotes, sondern auch die der Raupe selbst. Diese ist nach Cameron und Fluke gelblichweiß, nach Hanson & Webster beim 1. und 2. Stadium weiß, später gelblich, nach v. Kennel weißlich, nach MacDougall bleichgrün oder gelblichweiß, nach Nicolaisen weißlichgrün, nach Taschenberg bleichgrün. Alle diese Angaben sind richtig, jedoch mit der Einschränkung, daß sie jeweils für verschiedene Entwicklungsstadien Gültigkeit haben. Die Raupe (Taf. 2, Fig. 4) ist in den ersten beiden Stadien weißlich, später infolge des Durchschimmerns des grünen Darminhaltes weißlichgrün oder bleichgrün, nach der letzten Häutung infolge des dann vermehrt einsetzenden Fettansatzes weißlichgelb mit ockerfarbener Tönung, die um so stärker sein kann, je näher die der Raupe als Nahrung dienenden Samen vor der Reife stehen. In nahezu trockenreifen Hülsen habe ich häufig *nigricana*-Raupen gefunden, deren Färbung eine Verwechslung mit den in der Literatur übereinstimmend als orange- oder ockergelb beschriebenen Raupen von *Gr. dorsana* F. verständlich erscheinen läßt, zumal bei der *nigricana*-Raupe die dunkel pigmentierten Flecke auf dem Rücken und an den Körperseiten, die der *dorsana*-Raupe fehlen, auf der infolge des starken Fettansatzes gedehnten Körperhaut an Intensität verlieren.

Die Entwicklungsdauer der Raupe beträgt nach Baker, Kuwayama und Nicolaisen 3 Wochen, nach Brittain 17 bis 20 Tage, nach Fluke 16 bis 26 Tage, nach Hanson & Webster 19 bis 28 Tage, nach Miles ca. 22 Tage, nach Ozols 17,5 Tage bei 20° C und 65 Tage bei 11° C.

In eigenen Zuchten im Reihenthermostaten betrug die Zeitdauer vom Tage des Schlüpfens aus dem Ei bis zur Einstellung der Fraßtätigkeit

bei einer Durchschn.-Temperatur von	33,9° C	(± 1° C)	12—13	Tage
" " " "	22,8° C	"	14—17	"
" " " "	20,6° C	"	17	"
" " " "	17,8° C	"	23	"
" " " "	15,1° C	"	39	"
" " " "	9,6° C	"	nach 18	Tagen

ohne Weiterentwicklung abgestorben.

Die Raupen wurden anfangs in junge, mit fortschreitender Entwicklung in Anlehnung an die natürlichen Verhältnisse in ältere, noch unreife Hülsen gesetzt, die mit einem herumgewundenen Gummiband verschlossen und in Reagenzröhrchen mit lockerem Watteverschluß in die einzelnen Kammern des Thermostaten gelegt wurden. Die Raupe häutet sich, worauf als einziger auch Cameron hingewiesen hat, 4 mal, durchläuft also 5 Stadien mit nachstehenden Kopfbreiten (Durchschnitt von 5 Messungen an lebenden Tieren):

1. Stadium 0,18 mm
2. " 0,31 "
3. " 0,52 "
4. " 0,73 "
5. " 1,2 "

Bei den ersten beiden Stadien sind Kopf und Halsschild schwarz oder schwarzbraun, beim 3. und 4. dunkelbraun, beim 5. honigfarben mit dunklen Nähten. Farbabweichungen kommen vor. Die Jungraupe ist 1—1,2 mm, die voll erwachsene Raupe (kriechend) 12—13 mm lang (Taf. 2, Fig. 4).

Nach beendeter Fraßtätigkeit frißt die Raupe an beliebiger Stelle der Hülse, häufig in der Nähe des Schnabels, ein 1,2—1,5 mm großes, annähernd rundes Loch (Taf. 2, Fig. 5), durch welches sie die Hülse verläßt, um in die Erde einzudringen. Werden die Samen reif und wegen ihrer Härte als Nahrung für die Raupe ungeeignet, bevor diese ihre Entwicklung abgeschlossen hat, so stellt die Raupe den Fraß ein und spinnt sich häufig einen sehr dichten, zimtfarbenen Kokon im Innern der Hülse, nachdem sie zuweilen zuvor ein Ausbohrloch angelegt hat, ohne dieses aber vorerst zu benutzen. In Übereinstimmung mit den Feststellungen Nicolaisens, der in solchen Fällen nach Eintritt feuchter Witterung und nach dem dadurch bedingten Wiederweichwerden der Samen eine Fortsetzung der Fraßtätigkeit beobachtete, fraßen im Laboratorium solche Raupen, die sich nach Einstellung des Fraßes in einer vollständig trockenen Hülse eingesponnen hatten, nach Auswechslung einiger harter Samen gegen noch weiche oder künstlich erweichte Samen noch 2—3 Tage sehr stark, ehe sie sich in der ebenfalls gereichten Erde verkrochen. Wurden unreife oder erweichte Samen nicht geboten, so ging ein Teil

der Raupen, ohne den Kokon in der Hülse zu verlassen; zugrunde, ein Teil wanderte aus und kroch suchend im Behälter umher. Im Freilande habe ich verschiedentlich nahezu erwachsene Raupen in Hülsen gefunden, deren Inhalt nur so schwach befressen war, daß die Raupen erst kurz vor Beendigung ihrer Entwicklung in die Hülse eingewandert sein konnten. Hierbei handelt es sich fraglos um solche Raupen, die wegen der vor Beendigung ihrer Fraßperiode eingetretenen Erhärtung der Samen der zuvor von ihnen bewohnten Hülse ausgewandert und in eine neue Hülse eingedrungen waren.

Wenn — etwa bei spätem Befall früh oder schnell reifender Erbsensorten — die Samen vor Beendigung der Raupenentwicklung erhärten, kann der von Kleine beschriebene Fall eintreten, daß bei Unterbrechung der Ernte durch Eintritt feuchter Witterung die Fraßschäden an den erst nach der Schlechtwetterperiode geernteten Erbsen beträchtlich stärker sind als an den vor der Ernteunterbrechung eingefahrenen Erbsen. Dieser erhöhte Fraßschaden dürfte aber seine Ursache nicht, wie Kleine annimmt, in einer erneuten Eiablage an den durch die feuchte Witterung wieder erweichten Hülsen haben, sondern in einer Wiederaufnahme des vor Eintritt des feuchten Wetters wegen der Reife der Samen eingestellten Fraßes der noch nicht ausgewachsenen Raupen. Eine Eiablage an bereits erntereifen Hülsen bzw. Pflanzen ist allein schon deswegen zu verneinen, weil Erbsenschläge nur während der Blüte von den Wicklerweibchen zur Eiablage aufgesucht werden. Auch spricht in dem von Kleine beschriebenen Fall der späte Zeitpunkt, 26. Juli, an dem eine erneute, starke (20% Befall) Eiablage eingesetzt haben müßte, gegen diese Annahme.

Die auf Taschenberg zurückgehende, zuweilen auch in der neueren Literatur wieder auftauchende Angabe, daß die befallenen Hülsen infolge vorzeitiger Reifung sich so weit öffnen, daß die erwachsene Raupe sich durch den Spalt hinauszwängen kann, entbehrt jeder Grundlage. Eine vorzeitige Öffnung der Hülse müßte eine vorzeitige Austrocknung der Hülsenwand zur Voraussetzung haben, da diese erst in trockenem Zustand jenen Grad innerer Spannung erreicht, der die beiden Hülsenhälften sich spiralbohrerartig nach innen einrollen läßt und dadurch die Öffnung der Hülse herbeiführt. Durch die Lebenstätigkeit der Raupe (Atmung, Wassergehalt des Kotes) wird aber der Feuchtigkeitsgehalt der geringen Luftmenge im hermetisch verschlossenen, durch die Samen stark eingegengten Innenraum der befallenen Hülse gegenüber einer unbefallenen eher erhöht als erniedrigt und damit die Austrocknung der inneren Hülsenwand, der bei dem Öffnungsvorgang die Hauptaufgabe zufällt, eher verzögert als beschleunigt. Nach dem Answandern der Raupe dagegen wird möglicherweise bei trockener Witterung die Austrocknung bzw. Reifung von

Hülse und Samen beschleunigt, weil das etwa 1,5 mm große, sich nicht wieder schließende Ausbohrloch der Raupe einen ungehinderten Ausgleich zwischen feuchter Innen- und trockener Außenluft gestattet.

Nach dem Verlassen der Hülse dringt die Raupe in unmittelbarer Nähe ihrer Wirtspflanze in den Boden ein und kleidet eine etwa 10 mm lange Erdhöhle mit einem sehr dichten, allseitig geschlossenen, weißlich-grauen Gespinst aus. Da die diesen Kokon umgebende Erde dem Gespinst fest anhaftet, gleicht der aus dem Boden genommene Kokon vollkommen einem Erdklümpchen (Taf. 2, Fig. 6b). In diesem Kokon überwintert die Raupe, die sich auf ihre anatomisch mögliche geringste Körperlänge zusammenzieht und den Kokon nur zu etwa $\frac{2}{3}$ ausfüllt. Dessen dicht gesponnene Innenwandung läßt keine Flüssigkeit hindurch und schützt die Raupe während ihrer annähernd 10 monatigen Ruhe vor Feuchtigkeitsmangel und -überfluß in gleicher Weise. Die Bodentiefe, in welcher die Raupe überwintert, richtet sich nach dem Zustand des Bodens zur Zeit des Eindringens der Raupe. Die Mehrzahl der Kokons findet sich auf der unteren Grenze der durch die Hacktätigkeit gelockerten oberen Erdschicht, wo diese in den festeren Untergrund übergeht, auf dem Versuchsfeld der Zweigstelle gewöhnlich in etwa 3 bis 5 cm Tiefe. Wie Versuche im Laboratorium ergaben, ist die Raupe aber in stande, sich durch beträchtlich dickere Erdschichten hindurchzuarbeiten, sofern diese nicht anormal fest und hart sind.

In der Regel kommt nur eine Generation im Jahre vor, die als Raupe überwintert. In der Literatur finden sich Angaben über eine 2. Generation bzw. Teilgeneration im selben Jahre nur bei Hanson & Webster und bei Woroniecka. Nicolaisen erhielt von einigen Tausend gesammelten Raupen noch im gleichen Jahre, und zwar etwa 4 Wochen nach ihrem Einspinnen, nur 2 Falter. In eigenen Zuchten mehrerer Jahre schlüpfen, sofern das Raupenmaterial unter einigermaßen natürlichen Bedingungen gehalten und ihm vor allem die Möglichkeit gegeben wurde, sich nach der Auswanderung aus den Hülsen sofort in lockerer Erde einzuspinnen, kein einziger Falter vor dem nächsten Frühjahr. Die hiervon abweichenden Beobachtungen von Hanson & Webster und Woroniecka sind, was aus der amerikanischen bzw. dem Referat der polnischen Arbeit (Rev. appl. Entomol.) nicht ersichtlich ist, vermutlich an unter unnatürlichen Bedingungen gehaltenem Material gemacht worden. Daß durch Schaffung anomaler Bedingungen noch im gleichen Jahre unter Ausschaltung einer Ruhepause der Raupe Jungfalter erzielt werden können, zeigt folgender Versuch:

5 aus Eiern, die am 20. VI. im Laboratorium abgelegt waren, herangezogene und 5 weitere, im 5. Stadium aus dem Freiland eingetragene Raupen wurden, nachdem sie nach Beendigung des Fraßes die Hülsen

verlassen hatten, einzeln in Embryoschalen ohne Erde gesetzt, durch einen Glasdeckel am Entweichen gehindert und durch Aufstellung am Fenster des Laboratoriums dem Tageslicht ausgesetzt. Infolge dieser unnatürlichen Umweltbedingungen krochen sämtliche Raupen mehrere Tage auf der Suche nach einem Schlupfwinkel lebhaft umher. Eine Wägung der Raupen, deren täglich abnehmende Körperbreite deutlich einen fortschreitenden Verbrauch des Fettkörpers erkennen ließ, am 4. Versuchstage ergab einen Gewichtsverlust von 31,2% gegenüber dem Anfangsgewicht. Nachdem sich die Raupen eingesponnen hatten, wurden die Kokons, sofern eine Beobachtung durch die der Glaswand anliegende Kokonwandung hindurch nicht möglich war, täglich an der gleichen, von den Raupen immer wieder zugesponnenen Stelle etwas geöffnet, um den Verpuppungstermin festzustellen. Das Ergebnis dieses Versuches ist in nachstehender Tabelle wiedergegeben:

Raupe Nr.	Verpuppung am	Falter am	Dauer der Puppenruhe	Geschlecht
1	12. VII.	23. VII.	11 Tage	♀
2	13. VII.	24. VII.	11 "	♀
3	14. VII.	25. VII.	11 "	♀
4	14. VII.	25. VII.	11 "	♀
5	16. VII.	28. VII.	12 "	♀
6	16. VII.	28. VII.	12 "	♂
7	16. VII.	27. VII.	11 "	♀
8	21. VII.	1. VIII.	11 "	♀
9	21. VII.	1. VIII.	11 "	♀
10	23. VII.	6. VIII.	15 "	♂

Die physiologische Ursache für die vorzeitige Verpuppung bzw. den Verzicht auf die Diapause dürfte in diesem Versuche in erster Linie der durch das ruhelose Umherkriechen verursachte weitgehende Verbrauch des Fettkörpers sein, der die Raupen eine etwa 10monatige Überwinterung fraglos nicht hätte überstehen lassen und den Reiz zu einer Notverpuppung auslöste. Denn weitere 10 Raupen, denen rechtzeitig Erde zum Einspinnen geboten, im übrigen aber die gleiche Behandlung zuteil wurde, hatten sich bei Abbruch des Versuches nach 6 Monaten noch nicht verpuppt.

Puppe.

Im Frühjahr verläßt die Raupe kurz vor der Verpuppung ihren Überwinterungskokon, um sich unmittelbar unter der Erdoberfläche erneut einzuspinnen. Das annähernd mit der Erdoberfläche abschließende Ende dieses senkrecht oder schräg im Boden ruhenden Verpuppungskokons besteht aus ganz lockerem Gewebe, das es der Puppe gestattet, sich

unmittelbar vor dem Schlüpfen des Falters durch drehende und stemmende Bewegungen des Hinterleibes ganz oder zur annähernd halben Körperlänge aus dem Kokon und über die Erdoberfläche hinauszuarbeiten. Die braune, etwa 8 mm lange Puppe trägt dorsal auf jedem Hinterleibsegment mit Ausnahme der 3 letzten, die nur mit 1 Dornenreihe besetzt sind, 2 Reihen dichtstehender, nach hinten gerichteter Dornen, von denen die der ersten Reihe weniger zahlreich, aber beträchtlich stärker sind als die der zweiten. Auch der stumpf abgerundete Kremaster ist mit 6 bis 8 Dornen besetzt (Taf. 2, Fig. 6a).

Die im zuletzt geschilderten Versuch bei ca. 20° C mit 11 bis 12 Tagen ermittelte Dauer der Puppenruhe betrug bei Unterbringung am 2. April aus dem Freien hereingenommener Raupen im Reihenthermostaten bei einer Durchschnittstemperatur von 28° C 7 bis 10 (Durchschn. 8,9) Tage, bei 18,1° C 16 bis 18 (Durchschn. 17) Tage, bei 8,1° C verpuppte sich von 10 Raupen nur 1, ohne aber 1 Falter zu liefern; die restlichen 9 Raupen starben im Verlauf von weiteren 7 Monaten. Hanson & Webster geben die Dauer der Puppenruhe mit ca. 12 Tagen, Cameron mit annähernd 14 Tagen und Brittain mit 3 bis 4 Wochen an.

Natürliche Feinde.

In meinen Zuchten schlüpfen aus den dem Freiland entnommenen, im Freien überwinterten Material von *Grapholitha nigricana* Steph. 4 verschiedene Parasiten, und zwar

Ascogaster quadridentatus Wesm.

Pristomerus vulnerator Panz.

Glypta haesitator Grav.

Elachertus sp.

Von diesen sind *Ascogaster quadridentatus* Wesm. und *Glypta haesitator* Grav. als Parasiten von *Grapholitha nigricana* Steph. u. a. bereits von Cameron 1938 beschrieben worden. Laut freundlicher Mitteilung von Regierungsrat Dr. Sachtleben, Deutsches Entomologisches Institut der Kaiser Wilhelm-Gesellschaft, Berlin-Dahlem, dem ich für die Bestimmung der Parasiten und für wertvolle Literaturhinweise zu Dank verpflichtet bin, nennt Brischke 1880 „*Grapholitha nebritana*“ bzw. 1882 „*Grapholitha nebritana (tenebrosana)*“ als Wirte von *Glypta haesitator* Grav. Auf Grund des auf Seite 221/22 Gesagten dürfte aber tatsächlich *Grapholitha nigricana* Steph. gemeint sein. Nach der gleichen Quelle führt Fahringer 1930 *Grapholitha nigricana* Steph. unter den zahlreichen Wirten von *Ascogaster quadridentatus* Wesm. auf. Die beiden Arten *Pristomerus vulnerator* Panz. und *Elachertus* sp. scheinen dagegen als Parasiten des Erbsenwicklers bisher noch nicht beschrieben zu sein.

In Übereinstimmung mit den Befunden Camerons erwies sich auch

in meinen Zuchten *Ascogaster quadridentatus* Wesm. als der bei weitem häufigste Parasit von *Grapholitha nigricana* Steph. 1933 schlüpften neben 305 Faltern von *Grapholitha nigricana* Steph.

131 (= 25,8 %) *Ascogaster quadridentatus* Wesm.

37 (= 7,3 %) *Pristomerus vulnerator* Panz.

27 (= 5,3 %) *Glypta haesitator* Grav.

7 (= 1,4 %) *Elachertus* sp.

zus. 202 (= 39,8 %) Parasiten

Die eingeklammerten Zahlen geben die Befallsprozente durch die verschiedenen Parasiten an unter der Voraussetzung, daß jede parasitierte Raupe nur einen Parasiten beherbergte. Dies trifft für *Elachertus spec.*, dessen Larven ich zu mehreren äußerlich an einer Wicklerraupe saugend

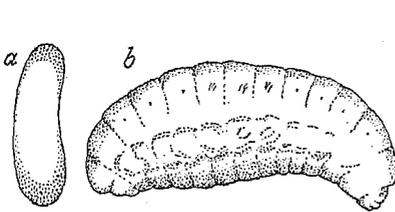


Fig. 2. a = Ei, b = Altlarve von *Ascogaster quadridentatus* Wesm. (Vergr. 125- bzw. 7 fach). (Nach Cameron).

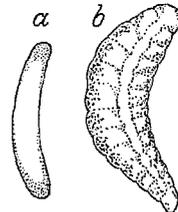


Fig. 3. a = Ei, b = Altlarve von *Glypta haesitator* Grav. (Vergr. 55- bzw. 4,5 fach). (Nach Cameron).

beobachtete, freilich nicht zu, ist aber bei der nur geringen Anzahl dieses Parasiten in vorstehender Aufstellung ohne Belang.

Die Biologie von *Ascogaster quadridentatus* Wesm. und *Glypta haesitator* Grav. sei nach den eingehenden Untersuchungen von Cameron in Stichworten kurz angegeben:

Ascogaster quadridentatus Wesm. (Taf. 1, Fig. 4c; Textfig. 2).

Fam. Braconidae — Unterfam. Cheloniinae.

Imago Ende Juni. Eiablage in das Cytoplasma des Eies des Wirtes, Eidauer 2—3 Tage. Entwicklung des 1. Larvenstadiums sehr langsam, dieses überwintert in der Wicklerraupe. Im Frühjahr des nächsten Jahres 2 weitere Larvenstadien, Präpupa, Puppe, Imago gegen Ende Juni. Erwachsene Larve 6 mm × 1,8 mm. Puppenruhe bei 26° C und 60% rel. Feuchtigkeit 7 Tage.

Glypta haesitator Grav. (Taf. 1, Fig. 4b; Textfig. 3).

Fam. Ichneumonidae — Unterfam. Pimplinae.

Belegung der Wirtsraupe im Inneren der Hülse durch die Hülswandung hindurch, wahrscheinlich unter Benutzung des Bohrganges der

Jungraupe. Eidauer 3—4 Tage. Junglarve cylindrisch geschwänzt. 1. Häutung im Herbst, 2. Stadium überwintert in der Wickleraupe, Februar bzw. Ende Mai je eine weitere Häutung, insgesamt also 4 Stadien. Larve verläßt die ausgefressene Wirtsraupe und spinnt einen weißen Kokon. Präpupa wenige Tage. Puppenruhe bei 25° C und 60% rel. Feuchtigkeit 7 Tage.

Der der vorstehenden Art ähnliche und ebenso wie diese mit einem langen Legestachel ausgerüstete *Pristomerus vulnerator* Panz. (Taf. 1, Fig. 4a). dürfte vermutlich ebenfalls die Wirtsraupe durch die Hülsenwand hindurch bestiften.

Die Larven von *Elachertus* sp. (Taf. 1, Fig. 4d) fand ich, wie bereits erwähnt, zu mehreren äußerlich an einer ausgewachsenen Wickleraupe im Innern einer Hülse saugend. Sie verpuppten sich noch im gleichen Jahre im Innern der geöffneten Hülse neben der völlig ausgesogenen Wirtsraupe.

Literaturverzeichnis.

1. Baker, A. D., The Pea Moth, *Laspeyresia nigricana* Steph., on the Gaspe Coast. Canada Sci. Agric., 17, 694—702, Ottawa, 1937.
2. Barrett, C. G., Notes on British Tortrices. Entomol. Monthly Mag., 13, 159, 1876.
3. Braun, H., & Riehm, E., Die wichtigsten Krankheiten und Schädlinge der landwirtschaftlichen und gärtnerischen Kulturpflanzen und ihre Bekämpfung, p. 150, Berlin 1940.
4. Brittain, W. H., Notes on the Life-history, Habits and Control of the Pea Moth (*Laspeyresia nigricana* Steph.). Proc. Ent. Soc. Nova Scotia 1919, p. 11—20, 1921.
5. Cameron, E., A Study of the Natural Control of the Pea Moth *Cydia nigricana* Steph. Bull. Ent. Res., 29, 1938.
6. Flukey jr., C. L., The Pea Moth. How to control it. Agric. Exp. Stat. Univ. Wisconsin Madison, Bull. 310, p. 2—11, 1920.
7. — The Pea Moth in Wisconsin. Journ. Econom. Ent. C., 14, 94—98, 1921.
8. Gutzeit, E., Welche Momente befördern die Schädlichkeit des Erbsenwicklers? Dtsch. Landw. Presse. 28, Nr. 81 u. 82, 1901.
9. Hanson, A. J., & Webster, R. L., The Pea Moth, *Laspeyresia nigricana* Steph. Bull. Wash. Agric. Exp. Sta. Nr. 327, Pullmann, 1936.
10. Heinemann, H. v., Die Schmetterlinge Deutschlands und der Schweiz, II. Abt., 1, Heft 1, p. 180—182, Braunschweig 1863.
11. Hering, M., Ein Beitrag zur Kenntnis des Erbsenwicklers (*Laspeyresia nigricana* Steph.). Anz. f. Schädlingsk., 6, 88, 1930.
12. Herrich-Schäffer, G. A., Systematische Bearbeitung der Schmetterlinge von Europa, 4, 257—268, Regensburg, 1849.
13. Kennel, J. v., *Tortricidae*, in: Spuler, A., Die sogenannten Kleinschmetterlinge Europas, p. 290, 293, Stuttgart, 1913.
14. — Die paläarktischen Tortriciden. Zoologica, 21 (Heft 54), p. 651—652, 680, Stuttgart, 1921.
15. Kirchner, O., Die Krankheiten und Beschädigungen unserer landw. Kulturpflanzen, p. 114, Stuttgart, 1923.

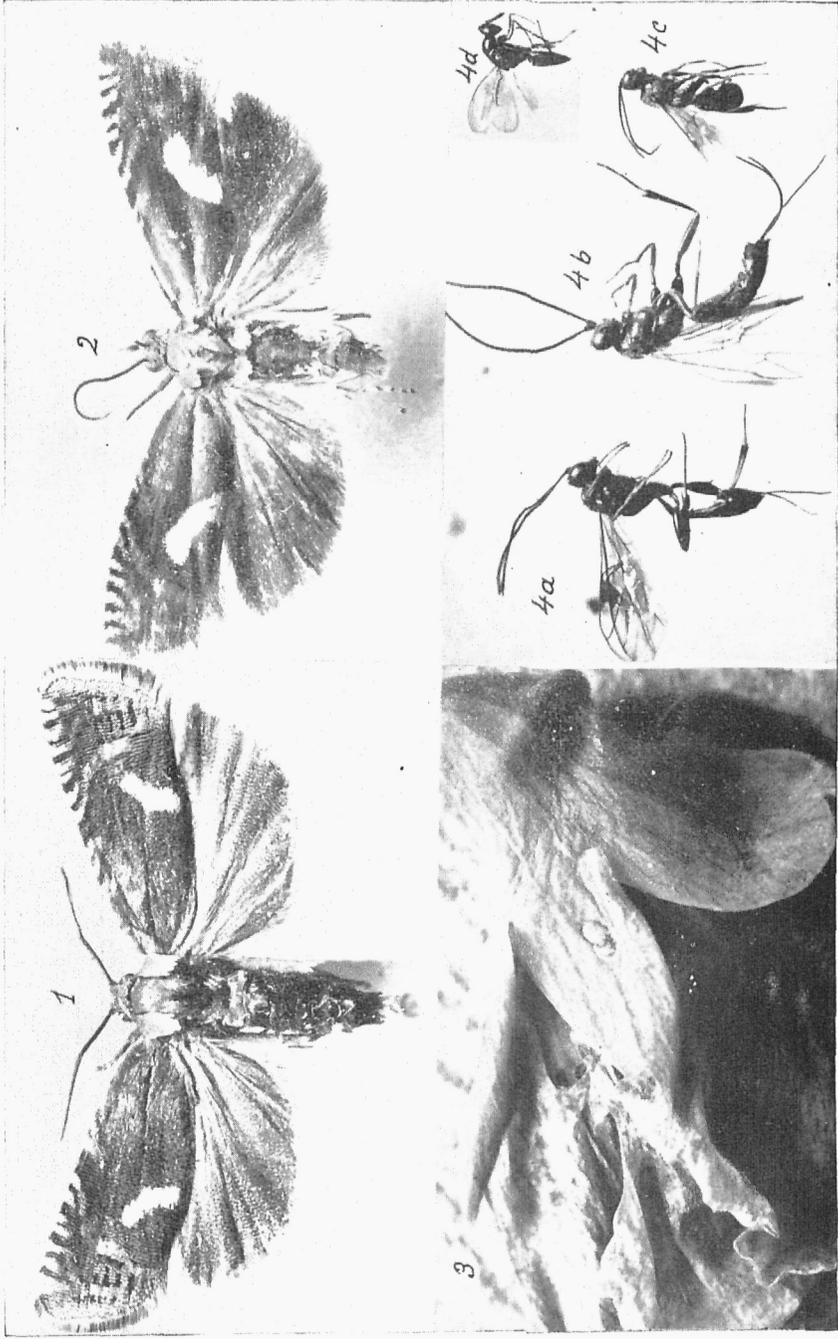
16. Kleine, R., Einfluß der Wetterlage auf das Auftreten von *Grapholitha dorsana* F., Ztschr. wiss. Insektenbiol., 15, 259—260, 1919.
17. — Wie läßt sich der Fraß von *Grapholitha dorsana* vermeiden? Ztschr. angew. Ent., 8, 112—118, 1922.
18. Langenbuch, R., Über die Verbreitung von Erbsenwicklerarten in Deutschland. Nachrichtenbl. Dtsch. Pflanzenschutzdienst, 14, 28, 1934.
19. Mac Dougall, R., The Pea Moth (*Endopisa nigricana* Steph.). Journ. Board Agric., 19, 27—29, 1913.
20. Meyrick, B. A., A Handbook of British Lepidoptera, p. 512—513, London, 1895.
21. Nicolaisen, W., Der Erbsenwickler, *Grapholitha* (*Cydia*, *Laspeyresia*) sp., sein Schaden und seine Bekämpfung unter besonderer Berücksichtigung der Anfälligkeit verschiedener Erbsensorten. Dissertation, Kühn-Archiv, 19, 196—256, Halle/S., 1928.
22. Reh, L., Handbuch der Pflanzenkrankheiten, 4, 336—338, Berlin, 1925.
23. Rößler, A., Verzeichnis der Schmetterlinge des Herzogtums Nassau, p. 206 (306), Wiesbaden, 1866.
24. Rostrup, S., & Thomsen, M., Die tierischen Schädlinge des Ackerbaues, für deutsche Verhältnisse bearbeitet von Bremer, H. und Langenbuch, R., p. 206—209, Berlin 1931.
25. Snellen, P. C. T., De Vlinders van Nederland, Microl., p. 360, 367, Leiden, 1882.
26. Sorhagen, L., Die Kleinschmetterlinge der Mark Brandenburg, Berlin, 1886.
27. Taschenberg, E. L., Entomologie für Gärtner und Gartenfreunde, p. 316 bis 317, Leipzig, 1871.
Ferner wurden nur als Referat in „Review of applied Entomology“ (Band, Jahres- und Seitenzahl in der Klammer) eingesehen:
28. Borodin, D. N., First Rep. on the Work of the Entom. Bur. and a Review of the Pests of the Govt. of Poltava in 1914. Entom. Bur. of the Govt. of Zemstvo of Poltava, Poltava 1915 (4, 1916, p. 329).
29. Doyer, L. C., Seed Injury from Fungi and Insects. Internat. Rev. Sci. Pract. Agric. N. S., 4, 150—154, Rome, 1926 (14, 1926, p. 337).
30. Howard, L. O., Report of the Entomologist. U. S. Dept. Agric., Bur. Entom., Washington, D. C., 1919 (8, 1920, p. 93).
31. Heinrich, C., On the Synonymy of the Pea Moth Canad. Ent., 55, 13, 1923 (11, 1923, p. 459).
32. Hukkinen, Y., Communications on the Pests of Cultivated Plants in North Finland. Maatalouskoelaitos, Tieteellisiä julkaisuja Nr. 25, Helsingfors 1925 (15, 1927, p. 315).
33. Jary, S. G., & Austin, M. D., Dept. of Entom. S.-E. Agric. Coll. Nr. 33, p. 9—16, Wye, Kent 1934 (22, 1934, p. 164).
34. Krishtal, O. P., & Petrukha, O. J., Pests of Field Crops in 1929. Kiev Reg. Agric. Expt. Sta., Dept. Ent. Nr. 62, Kiev, 1930 (19, 1931, p. 368).
35. Kuwayama, S., Notes on the Pea Moth, *Grapholitha nigricana*, Steph. in Nippon. Kontyu, 11, 1—11, Tokyo 1937 (25, 1937, p. 334).
36. Linnanieniemi, W. M., Report on the Occurrence of Plant Pests in Finland 1917—1923 (23, 1935, p. 516).
37. Miles, H. W., Life History and Control of the Pea Moth, *Laspeyresia nigricana* Steph. Bull. Chamber Hort., 3, 6—9, London 1926 (14, 1926, p. 217).
38. Ozols, E., Observations on Pests of Cultivated Plants during the Years.

- 1930 and 1931. Acta Inst. Def. Plant. Latviens, **2**, 52—65, Riga, 1932 (**20**, 1932, p. 660).
39. — Pea Pests, Lauksaimn. Mēnesr (J. Agric), Nr. 3, p. 130—137, Riga, 1933 (**22**, 1934, p. 53).
40. Pettit, R. H., Insect Damages Chippewa Pea Crop. Quart. Bull. Mich. Agric. Expt. Sta., **14**, 87—89, East Lansing, Mich. 1931 (**20**, 1932, p. 408).
41. Poeteren, N. van, Verslag over de Werkzaamheden van den Plantenziektenkundigen Dienst in het Jaar 1927. Versl. Plantenziektenk. Dienst, Nr. 55, Wageningen 1929 (**17**, 1929, p. 259).
42. Rushkovsky, J. A., Pests of Agric. in the Govt. of Ufa in 1913. Agron. Dept. of the Zemstvo of the Govt. of Ufa, Ufa 1914 (**3**, 1915, p. 480).
43. — Entom. Investigat. in 1914. Agric. Improv. Meas. of the Zemstvo of the Govt. of Ufa in 1914, Ufa 1914 (**5**, 1917, p. 151).
44. Russell, H. L., & Morrison, F. B., Experiments in Farming. Ann. Rept. Wisconsin Agric. Expt. Sta. 1918—1919, Madison, Bull. 319, 1920 (**9**, 1921, p. 14).
45. — — Pea Moth Investigations and other Insect Pests 1920. Wisconsin Agric. Expt. Sta. Madison, Bull. 323, p. 44—46, 1920 (**9**, 1921, p. 221).
46. — — New Pages in Farming. Ann. Rept. 1920—21, Univ. Wisconsin Agric. Expt. Sta., Madison, Bull. 339, 1922 (**10**, 1922, p. 379).
47. Selivanova, S., Noxiousness of *Laspeyresia dorsana* F. Summ. of the Scient. Res. Work of the Inst. Plant Prot. for the Year 1935, Lenin Acad. Agric. Sci., p. 165—169, Leningrad, 1936 (**25**, 1937, p. 143).
48. — Effect of meteorological Conditions on the Development of *Laspeyresia nigricana* Steph. Summ. of the Scient. Res. Work of the Inst. of Plant Prot. for the Year 1936. I. Pests and Diseases of Cereals and Shelterbelts, Lenin Acad. Agric. Sci., p. 65—67, Leningrad, 1937 (**26**, 1938, p. 428).
49. Schøyen, T. H., Beretning om skadeinsekter og plantesygdommer i land og havebruket 1915, p. 87—92, Kristiania 1916 (**4**, 1916, p. 501).
50. Theobald, F. V., Entomological Department. Ann. Rept. Res. and Adv. Dept. (S. E. Agric. Coll.) 1924—1925, p. 5—20, Wye Kent, 1925 (**14**, 1926, p. 26).
51. Tullgren, A., Skadedjur i Sverige Åren 1912—1916. Meddel. Centralanst. Jorsbruksförsök, Nr. 152, Entom. Avdeln., Nr. 27, p. 104 (**6**, 1918, p. 145).
52. Warburton, C., Annual Rept. for 1920 of the Zoologist, Jl. R. Agric. Soc. England, p. 247—253, London 1920 (**9**, 1921, p. 487).
53. Webster, R. L., Division of Entomology. Bull. Wash. Agric. Expt. Sta. Nr. 305, p. 34—37, Pullman, Wash. 1934 (**23**, 1923, p. 276).
54. Woroniecka, J., Observations on the Pests of Cultivated Plants that appeared in the District of Lublin and in a Part of the District of Kielce 1926 and 1927. Mem. Inst. nat. polon. Econ. rur. Pulawy, **9**, p. 216—251, Pulawy 1928 (**17**, 1929, p. 130).

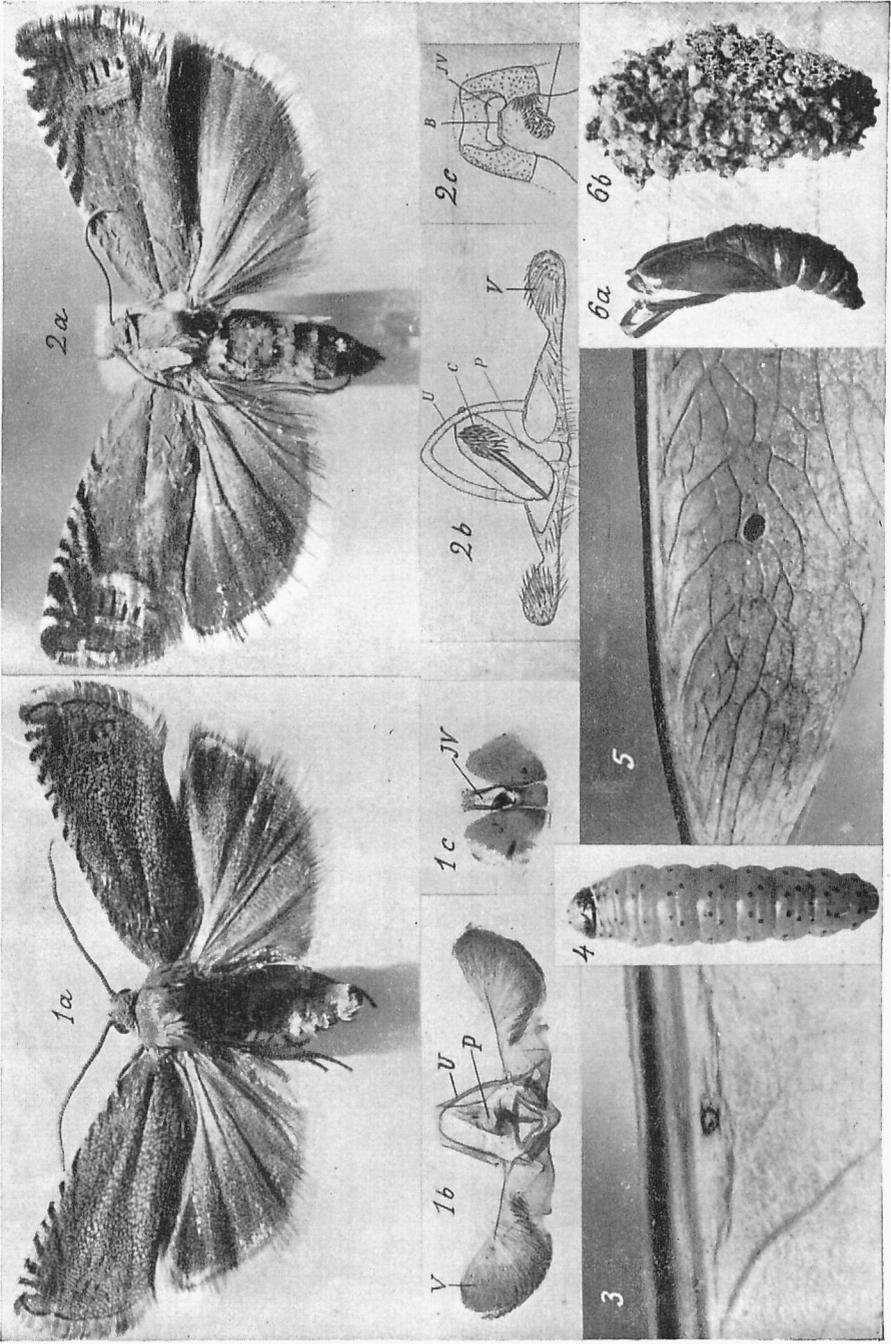
Figurenerklärung der Tafeln 1 und 2.

Tafel 1.

- Fig. 1. *Grapholitha dorsana* F. (Vergr. 6,5 fach).
- Fig. 2. *Grapholitha orobana* Tr. (Vergr. 6,5 fach).
- Fig. 3. Eigelege von *Grapholitha nigricana* Steph. am Kelchblatt einer Erbsenblüte (Vergr. 6,5 fach).
- Fig. 4. Parasiten von *Grapholitha nigricana* Steph.:



R. Langenbuch, Zur Biologie des Erbsenwicklers *Grapholitha nigricana* Steph.



R. Langenbuch, Zur Biologie des Erbsenwicklers *Grapholitha nigricana* Steph.

- a = *Pristomerus vulnerator* Panz.
b = *Glypta haesitator* Grav.
c = *Ascogaster quadridentatus* Wesm..
d = *Elachertus* sp. (Vergr. 9,5 fach).
- } (Vergr. 5,5 fach).

T a f e l 2.

- Fig. 1. a = *Grapholitha nigricana* Steph. (Vergr. 6,5 fach).
b = Sexualarmatur des ♂ }
c = Sexualarmatur des ♀ } Vergr. ca. 40 fach.
V = Valven, P = Penis, U = Uncus, JV = Introitus vaginae.
- Fig. 2. a = *Grapholitha nebritana* Tr. (Vergr. 6,5 fach).
b = Sexualarmatur des ♂ }
c = Sexualarmatur des ♀ } Vergr. ca. 40 fach.
V = Valven, P = Penis, U = Uncus, JV = Introitus vaginae (b und c nach Hering).
- Fig. 3. Vernarbter Einbohrgang der Jungraupe von *Grapholitha nigricana* Steph. an reifer Hülse (Vergr. ca. 8,5 fach).
- Fig. 4. Erwachsene Raupe von *Grapholitha nigricana* Steph. (Vergr. 4 fach).
- Fig. 5. Ausbohrloch der erwachsenen Raupe von *Grapholitha nigricana* Steph. an reifer Hülse (Vergr. ca. 3,2 fach).
- Fig. 6. a = Verlassene Puppenhülle,
b = Erdkokon von *Grapholitha nigricana* Steph. (Vergr. 5,5 fach).

Weitere Beiträge zur Biologie und Bekämpfung des Kleinen Frostspanners (*Cheimatobia brumata* L.)

IX. Mitteilung.

Von W. Speyer,

Zweigstelle Stade der Biologischer Reichsanstalt.

(Mit 2 Textfiguren.)

Die wichtigsten Ergebnisse unserer bis in das Jahr 1920 zurückreichenden Frostspanner-Untersuchungen wurden bereits in einer Reihe von Veröffentlichungen mitgeteilt (s. Schriftenverzeichnis). Da mancherlei andere Beobachtungen bisher noch nicht oder nur teilweise ausgewertet werden konnten, soll dies hier in einigen lose verbundenen Abschnitten nachgeholt werden.

I. Die Morphologie der Raupen.

Über die Kopfbreite und Körperlänge der 5 Raupenstadien habe ich bereits kurz berichtet (Speyer V. Mittlg., 1939, S. 2429). Als Farbe der Raupen wird im allgemeinen angegeben „grün mit 3 weißen Längslinien an den Seiten und auf dem Kopf“ (Eckstein 1923, S. 18) und als ihre Länge 2—2,6 cm. Etwas genauer schrieb ich (Speyer 1939, S. 31) von den „anfangs grau, bald gelblich bis hellgrün gefärbten und