

Prof. F. v. d. Steudt - Kegelberg

с. номерами на
атмос

Preis Rm. 2.—

Sonderabdruck aus der „Zeitschrift für wissenschaftliche Insektenbiologie“
früher: „Allgemeine Zeitschrift für Entomologie“.

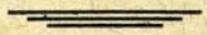
Bd. XXIV [Erste Folge Bd. XXXIII], Nr. 9/10, pag. 231—251 v. 5. II. 1930.
Verlag Dr. W. Stichel, Berlin.

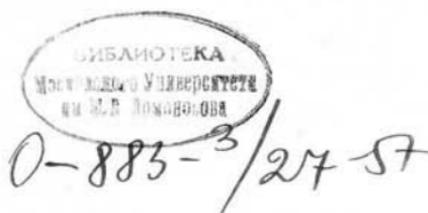
Beitrag zur Morphologie und Biologie der
***Epilachna chrysomelina* Fabr.**
(Coleopt.)

Von

Dr. M. Klemm, Potsdam.

(Mit 14 Textabbildungen und Tafeln II—IV.)





Beitrag zur Morphologie und Biologie der *Epilachna chrysomelina* Fabr. (Coleopt.).

Von Dr. M. Klemm, Potsdam.

(Mit 14 Textabbildungen und Tafeln II—IV.)

Inhaltsübersicht.

	Seite
1. Einleitung	231
2. Material und Technik	232
3. Allgemeiner Teil	233
4. Morphologie der <i>Epilachna chrysomelina</i> Fabr.	234
a) „ der Imago	234
b) „ des Eies	238
c) „ der Larve und der Puppe	238
5. Biologie der <i>Epilachna chrysomelina</i> Fabr.	239
a) Imago	239
b) Larve	242
c) Verpuppung und Ausschlüpfen des Käfers	244
6. Über die Morphologie der <i>Epilachna angusticollis</i> Reiche	245
7. Zusammenfassung	247
8. Tafelerklärung	248
9. Tabellen	249
10. Literatur	250

1. Einleitung.

Epilachna chrysomelina Fabr. gehört der Familie der *Coccinellidae* und zwar der Gruppe der *Phytophagae*, d. h. der pflanzenfressenden Marienkäfer an. Der Käfer kommt in Südeuropa (auch in Süddeutschland) vor. Beschädigungen der Kulturpflanzen werden aber hier selten beobachtet. In Mittelasien (Turkestan) dagegen ist der Käfer und seine Larve ein großer Schädling am Kulturpflanzen aus der Fam. der Cucurbitaceae. Die Gurken-, Kürbis-Melonen- und Wassermelonen (*Citrullus vulgaris* Schrad)-Plantagen werden fast jährlich sehr beschädigt und zum Teil auch vernichtet.

Über diesen Käfer sind in der Literatur sehr wenig Angaben zu finden, weswegen ich versuche, durch eine Zusammenfassung der vorhandenen Beschreibungen mit Hinzufügung der eigenen Untersuchungen über Morphologie und Biologie diese Lücke auszufüllen.

Ferner war es meine Aufgabe, die Tiere im Laboratorium zu züchten und dabei von möglichst vielen Gesichtspunkten die Lebenserscheinungen der *E. chrysomelina* zu untersuchen, unter besonderer

Berücksichtigung der Entwicklung und Lebensweise der Larve, weil hier über fast gar keine Angaben vorliegen. Ich möchte daher auch einiges über die Vererbung der von Weise (17) beschriebenen Variationen, die auch bei meinen Zuchten vorkommen, kurz berichten.

Gleichzeitig wird auch *E. angusticollis* im Vergleich mit *E. chrysomelina* beschrieben.

2. Material und Technik.

Im Sommer 1926 erhielt ich aus Korfu ca. 1000 lebende Käfer von *E. chrysomelina* Fabr. Der größte Teil dieser Tiere ging infolge ungünstiger äußerer Verhältnisse sowie bei der Prüfung verschiedener Züchtungsmethoden zugrunde.

Erst im Frühjahr 1927 konnte dieses Massenabsterben mit Erfolg bekämpft werden. Die übriggebliebenen Tiere wurden mit frischen Blättern und Früchten von Pflanzen aus der Familie der Cucurbitaceae (Kürbis und Gurken) gefüttert. Die Aufzucht der Pflanzen gestaltete sich bei Raum-, Wärme- und Lichtmangel besonders schwierig und zeitraubend, was auf die Züchtungserfolge nicht ohne Wirkung blieb.

Jede Pflanze wurde in einem besonderen Topf aufgezogen; sobald sich 3—4 Blättchen entfalteteten, wurden auf diese einzelne Pärchen gesetzt; dabei war der Topf mit einem Glaszylinder, dessen obere Öffnung mit Gaze überspannt war, zugedeckt. Innerhalb einer Woche fraßen die Käfer solche Pflanzen vollkommen auf, sie wurden dann auf eine andere Pflanze gesetzt. Die abgelegten Eier wurden gezählt, in eine Liste eingetragen und mit dem Substrat (Blatt usw.) zusammen in einem Gläschen, unter entsprechender Nummer, untergebracht, das Gläschen selbst mit Watte zugestopft. Zwei- bis dreimal täglich prüfte ich jedes einzelne Käferpaar, weil diese oft die frisch abgelegten Eier auffraßen. Die ausgeschlüpften Larven wurden nachgezählt, notiert und mit Hilfe eines feinen Pinsels auf eine andere Pflanze übertragen. Da das Ausschlüpfen oft einige Tage dauerte, wurden die verbliebenen Eier noch etwa 4—5 Tage lang beobachtet. Täglich erfolgte die Überwachung der jungen Larven, die Zahl der eingegangenen, sowie die Häutungs- und Verpuppungsdaten wurden vermerkt. Eine einzige Pflanze reichte für 8—15 Larven höchstens 2—4 Tage aus, dann übertrug ich sie von Neuem auf frische Pflanzen.

Im letzten Wachstum-Stadium mußten die Larven täglich übertragen werden, da die Pflanzen bereits im Laufe von einigen Stunden kahl gefressen waren. Larven, die sich zur Verpuppung festsetzten, wurden nicht selten von anderen (herumkriechenden) aufgefressen

und mußten deshalb schleunigst isoliert werden. Die Massenkulturen sind im Winter mit Kürbisstücken und während des Sommers mit groben Kürbisblättern gefüttert worden.

Das Zimmer wurde mit einem gewöhnlichen Kachelofen geheizt; an kalten Wintertagen wurde die erforderliche Wärme (20—25 °C) mit Hilfe zweier elektrischer Strahlöfen auf der Höhe gehalten. Mit Wasser gefüllte Teller sorgten für eine ständige Luftfeuchtigkeit von 50—70 %.

3. Allgemeiner Teil.

Die Gruppe der Phytophagae, d. h. der pflanzenfressenden Marienkäfer unterscheidet sich von den anderen Aphidiphagae durch folgende morphologische Merkmale (Weise 17):

„A. Mandibeln mit mehr als 2 Zähnen: 2 an der Spitze und 2 oder mehrere an dem Innenrande. Pflanzenfresser: Coccinellidae phytophagae Chap.

1. Körper ungeflügelt.

Cyanegetis Redtb.

1. Körper geflügelt.

2. Jede Klaue in 2 spitze Zähne gespalten, außerdem noch am Grunde zahnartig erweitert.

1. *Epilachna* Redtb.

2. Jede Klaue einfach, am Grunde eingeschnitten und zahnartig erweitert.

2. *Subcoccinella* Huber.

B. Mandibeln einfach oder nur an der Spitze gespalten. Blattlausfresser: Coccinellidae aphidiphagae Chap.“

Zur Gattung *Epilachna* gehören ca. 250 beschriebene Arten, von denen in unserer klimatischen Zone nur 4 verbreitet sind und zwar: 1. *E. chrysomelina* Fabr. mit ihren Abberationen; 2. *E. argus* Geoffr.; 3. *E. angusticollis* Reiche und 4. *E. vigintiocto-maculata* Motsch.

Als Objekt diente für meine Untersuchungen *E. chrysomelina* Fabr., zu Vergleichszwecken wurde auch *E. angusticollis* Reiche herangezogen.

Weise (17) beschreibt *E. chrysomelina* Fabr. und ihre Abberationen wie folgt:

„Seiten des Halsschildes hinten ziemlich parallel, im vorderen Drittel schnell gerundet-verengt. Flügeldecken nie mit einem gemeinschaftlichen Nahtpunkte hinter dem Schildchen. Hell oder dunkel gelb-rot. Flügeldecken mit 12 großen schwarzen Makeln. 1 und 2 am Grunde, 3 und 4 in der Mitte (3 an der Naht gewöhnlich weiter vorn,) also 4 am Seitenrande, 5 an der Naht in $\frac{2}{3}$ der Länge, 6 am Außenrande ein Stück vor der Spitze.

(11-maculata Redtb). Länge 7—9 mm. Südeuropa, nördlich bis zum 50. Parallelkreis, auf *Bryonia* und *Ecballium elaterium* L.

a) Zuweilen sind die Flügeldecken schwärzlich, ihre Makeln mit einem breiten rotgelben Saume umgeben (*Costae*, Fauna Nap. 72 t. 3. f. 2) v. *costae* Ws.

b) Die Makeln fließen zu beiden Seiten zusammen: 4 + 6 oder 3 + 4 + 5, od. 1 + 2 (*nigrescens* Ws.)

od. 3 + 5 und 4 + 6 bilden 2 getrennte (*hieroglyphica* Sulz.) od. hinten zusammenhängende Längsbinden (*elaterii* Rossi), Zu gleicher Zeit könnten auch Makeln 1 + 2 verbunden sein. (*furva* Ws. v. *hieroglyphica* Sulzer)“.

Außer der normalen Zeichnung (Abb. 1) sind in unserer Zucht drei Veränderungen aufgetreten, nämlich:

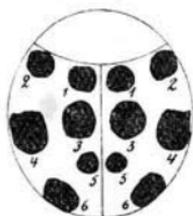


Abb 1.
Normale Flügeldecken
von *E. chrysomelina*.

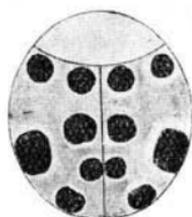


Abb. 2.
Flügeldecken von
E. chrysomelina var.
costae.

1. Dunkle Flügeldecken mit rotgelben Säumen — was der v. *costae* (Weise 17) entspricht. Abb. 2.

2. Fleckenverbindungen überhaupt; es wurde beobachtet 1 + 2, oder 1 + 2 und 3 + 5 auf normal gefärbten Flügeldecken (v. *nigrescens* Ws. 17). Meine Bezeichnung v. *nigrescens* ist also mit der von Weise nicht immer identisch, d. h. die Makeln können auch nur auf einer Flügeldecke zusammengefloßen sein (Abb. 3–6).

3. Dunkle Flügeldecken mit rotgelben Saum und Fleckenverbindungen.

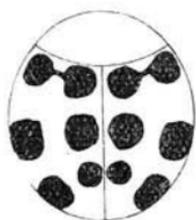


Abb. 3.

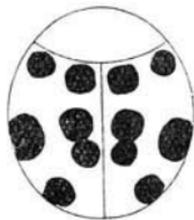


Abb. 4.

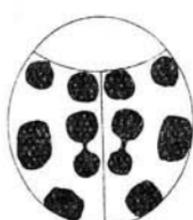


Abb. 5.

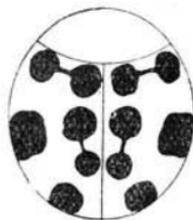


Abb. 6.

Abb. 3–6: Flügeldecken von *E. chrysomelina* var. *nigrescens*.

4. Morphologie der *Epilachna chrysomelina* Fabr.

a) Imago.

Der ausgewachsene Käfer ist von gelblich-roter Farbe, 8–9 mm lang, 5–7 mm breit und 4–5 mm hoch. Die Weibchen sind etwas

größer und gewölbter als die Männchen, der Körper fein behaart.

Der Kopf (Tafel II, Fig. 1) ist breit, hinten abgerundet, desgleichen auch an den Ecken; Genae nur etwas gewölbt, Frons: ein wenig eingedrückt (Tafel II, Fig. 2). Gula: etwas hervorragend. Die Augen scheinen — von oben gesehen — oval nierenförmig (Tafel II, Fig. 1), eigentlich sind sie aber mehr oval-verlängert (Tafel II, Fig. 2 u. 3). Von der von Bogdanoff-Katjkoff (1. S. 277) erwähnten Nierenform der Augen ist wenig zu sehen. Die Augen selbst sind derart an den beiden Kopfseiten angebracht, daß ihr größerer Teil von der Dorsalseite zu sehen ist. Die Antennen (Tafel II, Fig. 4) sitzen zwischen den Augen und der Mandibel-Basis; sie bestehen aus 11 Gliedern. Das erste Glied ist das größte und im vorderen Teil fast halbrund; das zweite viel kleiner, von zylindrischer Form; das dritte ist auch etwas verlängert und an der Basis verengt. Die nächsten vier sind ungefähr von gleicher zylindrischer Form und Größe. Das 8. Glied, ist etwas breiter als die vorgenannten. Jedes der Glieder 9, 10 u. 11 ist fast doppelt so groß wie das Glied 8, und dunkel gefärbt; das letzte Glied ist kugelförmig. Alle Antennenglieder haben Borsten. Auf den drei letzten sieht man außer den Borsten auch dicht sitzende kleine Sensillen. Der Clypeus hat eine schmale gerade Form und ist nicht behaart (Tafel II, Fig. 1). Das Labrum ist ungefähr doppelt so breit wie lang, am basalen Teil etwas verengt und an den Ecken abgerundet. Die vordere Hälfte des Labrums ist heller gefärbt als die hintere und am oberen Teil etwas behaart; in der Mitte des Vorderrandes bemerkt man eine schwache Vertiefung. Die hintere Labrum-Hälfte ist dunkelbraun gefärbt, viel dichter behaart, hat eine große Anzahl langer Borsten und ist in der Mitte deutlich ausgebuchtet. An den beiden Seiten des Labrums ist die Behaarung bedeutend dichter als in der Mitte. Bei den Männchen sind die Borsten stärker entwickelt als bei den Weibchen (Tafel II, Fig. 6 u. 7).

Die Mandibeln sind dunkelbraun gefärbt und sichelförmig abgerundet (Tafel II, Fig. 8—10). Am inneren Rande sitzen viele kleine und 2—3 große Zähne, wobei letztere sich auf dem distalen Mandibelende befinden und nicht in einer Reihe sitzen. Die großen Zähne sind sehr spitzen, fast gleichschenkeligen Dreiecken ähnlich (Tafel II, Fig. 10). Zwischen den großen Zähnen befindet sich eine große Anzahl kleiner, die auch auf dem proximalen Teil der Mandibeln vorhanden sind, um sich allmählich im dorsalen Teil zu verlaufen. Kleine Zähne befinden sich auch auf dem unteren Teil des größten (ersten) Zahnes der Mandibeln (Tafel II, Fig. 9). Von den großen Zähnen sitzen drei in einer Ebene, der erste ist der größte.

Insgesamt sind ca. 25 kleine Zähne vorhanden. Unterschiede in der Form und Größe werden bei Käfern verschiedenen Alters beobachtet; bei alten Käfern sind diese mehr oder weniger abgenutzt stumpf und abgerundet, bei jüngeren scharf zugespitzt. An der Basis der Außen- und Innenseite der Mandibeln sitzen kleine Borsten, an der Außenseite sind letztere stärker entwickelt. Geschlossen erscheinen die Mandibeln durch das Labrum vollständig zugedeckt.

Die Maxillen bestehen aus 5 Teilen (Tafel II, Fig. 5, 11); der Lobus externus und internus sind mit langen Borsten versehen. Cardo, Squama palpigera und Stipes tragen nur einzelne kleine Borsten; der Palpus maxillaris besteht aus vier Gliedern, von denen das letzte das größte ist. Dieses hat eine Axtform und ist an seinem Distalende schräg abgeschnitten. Alle Glieder des P. maxillaris, besonders das letzte haben viele Borsten. Das Labrum besteht aus einem sechseckigen Mentum mit zwei Palpi labiales und Submentum. Die Palpi labiales sind dreigliedrig und wie die anderen Teile des Labrums haben sie einzelne Borsten (Tafel II, Fig. 12). Solche Borsten sind auf den Außenseiten des Submentum vorhanden (Tafel II, Fig. 13).

Der Prothorax ist glatt, breit und gewölbt (Tafel II, Fig. 14, 15). Die Vorderseite hat zwei große symmetrische Vorsprünge, die den Kopf hinten von beiden Seiten umrahmen. Größe und Form dieser Vorsprünge, sowie auch die Form des basalen Teils des Halsschildes sind bei einzelnen Tieren variabel. Die Mittelbrust ist hellbraun bis rötlich-braun; die Hinterbrust dunkel. Die ersten Sternite haben dunkle Streifen, die von der Mitte nach rechts und links gehen (Tafel III, Fig. 1). Brust und Sternite sind mit kleinen feinen Haaren bedeckt. Die Hinterbrust von *E. chrysolina* ist vorn mehr zugespitzt, als es die Abbildung v. Bogdanoff-Katjkoff (1) zeigt.

Die Flügeldecken sind sehr fein behaart und jede trägt 6 große schwarze Makeln (Tafel II, Fig. 16), deren Umfang variiert. Die Makelränder sind fein gezackt.

Der Flügel ist ca. 1,5 cm lang und 5—6 mm breit, mit 6 Adern, von denen die Costa und Subcosta schwach, Radius und Mediana stark entwickelt sind (Tafel II, Fig. 17). Der Cubitus verzweigt sich an der Basis, vereinigt sich dann aber wieder. Analader ist schwach entwickelt. Der ganze Flügel ist sehr fein behaart.

Sämtliche drei Paar Beine haben Tibia, Tarsen und Klauen von ungefähr gleicher Form. Femur, Trochanter und Coxa unterscheiden sich bei allen drei Paaren nach Form und Größe (Tafel III, Fig. 7—9). Der Tarsus besteht aus 4 Gliedern, von denen das erste das größte ist und das zweite am Ende sich spatenförmig verbreitert; das dritte Glied ist das kleinste und kaum sichtbar;

das vierte — verlängert, etwas gebogen und kleiner als das erste. Die Tarsen sind behaart (Tafel III, Fig. 2). Das letzte Glied trägt zwei sichelförmige Klauen, die an der inneren Seite am Ende gespalten und an der Basis mit einem großen Zahn versehen (Tafel III, Fig. 3) sind. Diese Klauenform ist bekanntlich das Unterscheidungsmerkmal der Gattung *Epilachna*.

Das Abdomen besteht aus 8 sichtbaren (I—VIII) und 2 verdeckten (9 u. 10) Tergiten und aus 6 sichtbaren (II—VII) und 2 (8 u. 9) verdeckten Sterniten. Das erste Sternit fehlt, das zweite besteht aus zwei kleinen dreieckigen an beiden Seiten zwischen Hinterbrust und Abdomen liegenden Teilen (nicht abgebildet). Tergite I II III IV V VI VII VIII 9, 10.

Sternite I II III IV V VI VII 8, 9.

Die ersten großen 4 Sternite (III, IV, V u. VI) sind in der Mitte dunkel gefärbt (Tafel III, Fig. 1); die Intensität der Färbung ist bei alten und bei jungen Tieren verschieden. Bei jungen Käfern ist diese Färbung am ersten Tage sehr verschieden ausgeprägt.

Bei einer fünf- bis zehnfachen Vergrößerung kann man beim ♀ feststellen, daß das 7. Sternit in der Mitte des äußeren Randes einen Halbmond-Vorsprung hat, der ungefähr halb so groß ist wie die Breite des Sternits. Das 8. Sternit, das gewöhnlich unter dem 7. versteckt ist, hat in der Mitte eine Spaltung, deren Seiten abgerundet sind (Tafel II, Fig. 18). Die Genitalöffnung befindet sich zwischen dem 8. und 9. Sternit. Beim ♂ sind die ersten Sternite (3, 4, 5 und 6) der Form nach solchen des ♀ ähnlich. Das 7. Sternit hat aber keinen Vorsprung und ist somit dem 6. ähnlich. Das 8. hat in der Mitte des hinteren Randes eine halbrunde Vertiefung, die bis in die Mitte des Segments ragt (Tafel II, Fig. 19). Das 9. Sternit ist im normalen Zustande nicht sichtbar. Beim ♂ sind die letzten Sternite weniger behaart als beim ♀.

Das männliche Geschlechtsorgan befindet sich im Ruhezustand in der linken Bauchseite und verläuft fast auf der ganzen Länge des Bauches vom 2.—3. bis zum 7. Sternit (Abb. 7). Nach Verhoeff (16) besteht der Geschlechtsapparat beim Männchen aus zwei Teilen. Zum ersten — beweglichen — gehört ein großer, gebogener am Ende verdickter Körper — der Sypho; der zweite Teil besteht aus einer Gruppe von Bildungen, zwischen denen sich Sypho nach vorn und hinten bewegen kann. Auf dem unteren Teil der Endverdickung sind kleine Zähne vorhanden; das Ende selbst ist etwas gespalten (Tafel III, Fig. 10, 11). Der Sypho ist die

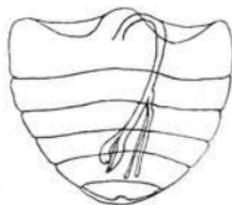


Abb. 7.

Hinterleib und Lage der Geschlechtsorgane von *E. chrysomelina*. ♂ 9 ×

Verlängerung der verdickten Innenwand des Samenleiters (*Ductus ejaculatorius*) und mit dem Copulationsorgan durch eine röhrenförmige syphonale Haut verbunden. Der Penis selbst stellt ein oben offenes, zugespitztes Röhrchen dar, an dessen Ende einige Borsten wachsen. Penis, Trabes und zwei Parameren sind am Eingang des Syphorohres miteinander verbunden (beweglich) und bilden einen Teil zwischen dem der Sypho liegt. Die Borsten am Penis sind ein Unterscheidungsmerkmal der *E. chrysomelina*. Am distalen Ende der unteren Seite der Parameren sind auch einige Borsten vorhanden. Wie gesagt, befindet sich dieser Apparat ganz im Bauchraum; dabei sind Sypho und Penis um 90° links in ihrer Längsachse verdreht. In drei Fällen habe ich Intersexe beobachtet.

Ei. Das Ei ist länglich-oval (Tafel II, Fig. 20), bis 1,8 mm lang und ca. 0,8 mm im Durchmesser. Farbe blaß-gelb. Bei stärkerer Vergrößerung sind die regelmäßigen, wabenartigen Sechsecken der Eioberfläche sichtbar (Abb. 8). Das Verhältnis zwischen Länge und Durchmesser des Eies schwankt ganz unbedeutend.

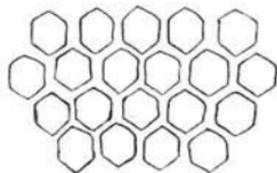


Abb. 8.

Oberfläche der Eischale
v. *E. chrysomelina*. 200 ×

Die eben ausgeschlüpfte Larve ist ca. 2 mm lang, hell-gelb, mit weichen, feinen Dornen. Die Larve häutet sich drei Mal und vergrößert sich dabei jedesmal fast um das Doppelte. Die erwachsene Larve ist bis zu 10 mm lang und 5 mm dick, dunkel-gelb gefärbt, etwas spindelförmig; der Rücken mit verzweigten, harten Dornen bedeckt. An den vorderen Segmenten sitzen die größten Dornen, am Hinterleibsteil kleine ein wenig verzweigte. Jedes Segment hat 6 solcher Dornen (Tafel IV, Fig. 2). Der Körper besteht aus drei Teilen: Kopf, drei Brust- und 10 Hinterleibssegmenten. Der Kopf ist dunkel-braun, unten abgerundet; der frontale Teil trägt an beiden Seiten eine Anzahl Borsten (Abb. 9). Je drei einfache Augen sind an jeder Kopfseite vorhanden. Die Antennen sind dreigliedrig, kurz. Clypeus und Labrum sind breit, mit wenigen Borsten. Die Oberkiefer sind ohne Härchen, sichelförmig, mit kleinen Zähnen an der Innenseite, die nicht in einer Ebene, wie bei der Imago sitzen (Tafel III, Fig. 14). Die Unterkiefer sind mit Borsten und dreigliedrigen Tasten versehen (Abb. 10 u. Tafel III, Fig. 16). Das Mentum ist abgerundet und trägt zwei zweigliedrige Taster, die keine Borsten aufweisen. Das Submentum ist verlängert und verbindet sich mit der Gula. Die junge Larve hat in den ersten Stunden nach dem Ausschlüpfen helle, feine und wenig verzweigte Dornen, die später erhärten (Tafel III, Fig. 12). Das erste Brustsegment einer erwachsenen Larve trägt 6 große, ver-

zweigte Dornen (Tafel III, Fig. 13), von denen die vier mittleren zu je zwei auf länglichen, querliegenden, dunklen Auswüchsen sitzen, der erste und der letzte sich einzeln an beiden Körperseiten befinden. Auf dem zweiten Segment stehen solche Dornen weit auseinander. An dieser Stelle wird die Haut — bei der Häutung —

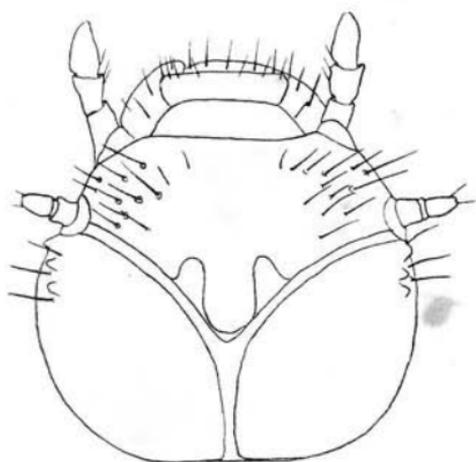


Abb. 9.

Kopf der Larve von *E. chrysomelina*. Dorsalansicht.

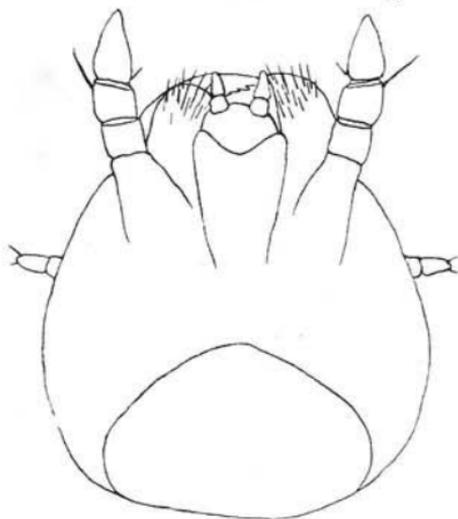


Abb. 10.

Kopf der Larve von *E. chrysomelina*. Ventralansicht.

zuerst durchgerissen (Tafel IV, Fig. 2a). Die letzten Hinterleibssegmente haben viel kleinere und schwächere Dornen; die Segmente 9 und 10 haben nur wenige einfache Borsten. Das letzte Segment hat einen Saugnapf, der das Bewegen der Larve auf glatter, steiler Oberfläche ermöglicht. Beim Abrutschen oder Fallen hat die Larve stets die Möglichkeit, sich an der berührten Stelle festzuhalten. Außerdem wird dieser Saugnapf zum Festhalten während des Häutungsstadiums benutzt (Tafel III, Fig. 15). Die Beine sind behaart; die Coxa und der Trochanter sind stark entwickelt, Femur kurz; Tibia und Tarsus sind verwachsen; der Tarsus trägt am Ende eine kräftige Klaue (Tafel III, Fig. 4—6).

5. Biologie der *Epilachna chrysomelina* Fabr.

a) Imago.

Käfer und Larven fressen Blätter und Früchte der Pflanzen der Familie der Cucurbitaceae (Kürbisse, Gurken, Melonen, sowie auch Bryonia und Ecballium-Arten). Die Blätter werden skelettiert, d. h. die Blattgewebe werden ausgefressen, so daß nur die Blattnervatur übrigbleibt (Abb. 11). Blätter mit solchen Beschädigungen vertrocknen schnell, und die Pflanze geht zugrunde. In die Früchte wurden von den Käfern große Löcher gefressen, an denen sich nachher

Fäulnisstellen bildeten. Bei jungen Pflanzen wurden die Stengel oft ringsum spiralförmig angenagt, so daß sie leicht umbrachen. Die Käfer fliegen gut; die Larven kriechen von einer Pflanze auf die andere und verursachen in kurzer Zeit großen Schaden. Wie oben gesagt, ist *E. chrysomelina* ein wichtiger Schädling der Kürbis- und Melonenplantagen in Mittelasien (Turkestan, Transkaspien).

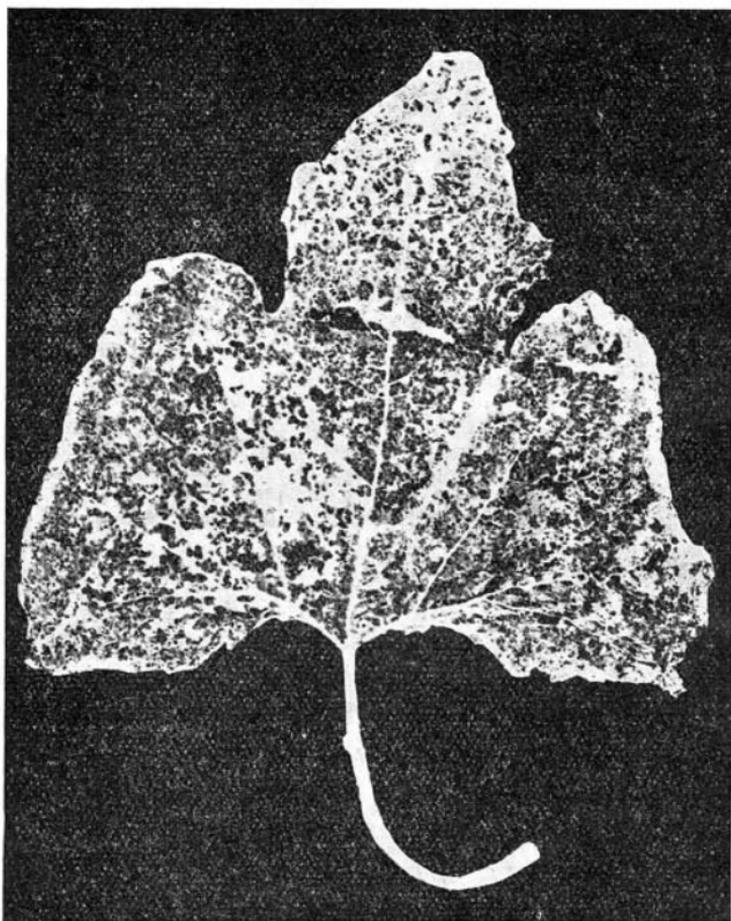


Abb. 11.

Fraß von *E. chrysomelina* an einem Kürbisblatt.

Eigentümlich ist, daß vom Käfer und zuweilen auch von der Larve des letzten Stadiums oft an der Unterseite eines frischen Blattes zuerst eine ziemlich regelmäßige Bogenlinie ausgefressen wird, deren beide Enden sich an den Blattrand stützen (Tafel IV, Fig. 4). Vermutlich wird dadurch eine Verminderung des Wassergehaltes der grünen Teile bezweckt. Denselben Zweck soll wohl auch das spiralförmige Annagen der Stengel junger Pflanzen verfolgen. Blattstiele werden dagegen, nach meinen Beobachtungen auf diese Weise nicht beschädigt; es kann sein, daß hier die dichten und groben Härchen

eine Art Hindernis bilden. Die Käfer fressen viel; schätzungsweise wird von einem Käferpaar pro Tag 2—4 cm² der Blattoberfläche vernichtet. Dabei werden Blätter von der Ober- und Unterseite, auf dieser aber häufiger beschädigt. Die Fraßzeit ist an bestimmte Tages- oder Nachtperioden nicht gebunden. Ohne Nahrung konnten die Käfer 4—5 Tage leben; der soeben ausgeschlüpfte Käfer ist aber imstande, die ersten 8 bis 9 Tage zu hungern. An hellen, sonnigen Tagen sind die Käfer sehr beweglich und laufen von einem Blatt auf das andere; bei kalten und trübem Wetter sitzen sie in den Blattfalten oder in den Ecken der Zuchtkästen in Gruppen von je 5—10 Stück beisammen. Optimale Temperatur war 25—30° C., schon bei 15—20° C. hörte die Eiablage auf; unter 15° C. wurde keine Copula beobachtet. Bei frisch geschlüpfen Tieren fand die Copula am 8. Tag nach dem Schlüpfen statt. Bei jungen und hinzugesetzten alten Männchen erfolgte eine Copula schon am 1.—2. Tag, jedoch zwischen einem alten ♀ und einem neugeborenen ♂ am 8. Lebenstag, d. h. ein junges ♀ ist schon am zweiten Lebenstag zur Copulation fähig, aber ein ♂ erst am 8. Tag. Bei der Copula sitzt das ♂ auf dem Rücken des ♀ oft einige Tage, sogar wochenlang, mit nur kurzen Unterbrechungen für die Eiablage der letzteren. Die Copula habe ich im Laboratorium das ganze Jahr hindurch beobachtet.

Gewöhnlich beginnt die Eiablage am 6.—8. Tage nach der ersten Copulation. Die Eier werden in kleinen Häufchen zu je 10 bis 30 Stück auf eine meist raue Oberfläche (Holz, Blattunterseite, Gaze, mit der das Glas zugebunden ist), seltener auf Glas abgelegt (Taf. IV, Fig. 1). Meist sind sämtliche Eier mit dem stumpfen Ende auf der Oberfläche des Substrats senkrecht befestigt. Oft aber, besonders bei jungen ♀♀, beobachtete ich, daß die Eier in Häufchen unregelmäßig aufeinander und in verschiedenen Richtungen lagen. Auf Glas werden die Eier ziemlich weit voneinander (0,5—3,0 cm) zu je 2—3 Stück abgelegt. Ausnahmsweise wurden Eiablagen auch auf der Blattoberseite und an Stengeln beobachtet. Ablagen am Boden kommen nicht vor, und auf dem Boden liegende, abgelöste Eier fanden sich sehr selten vor. Die Mehrzahl der unregelmäßig abgelegten oder einzeln liegenden Eier vertrocknete. Den größten Prozentsatz (bis zu 100%) an Larven ergaben die Häufchen, in denen die Eier aufrecht und regelmäßig standen. Ein Einfluß des Substrates auf den Prozentsatz geschlüpfter Larven wurde nicht festgestellt. Nur die auf Glasoberfläche abgelegten Eier lieferten eine geringere Zahl Larven. Es ist möglich, daß hier die großen Temperaturschwankungen des Glases von Bedeutung sind.

Die Eiablage dauert ca. 1—2 Minuten. Die Zahl der an einem Tage von einem Weibchen abgelegten Eier beträgt bis 80 Stück

dabei befinden sich in einem Haufen bis 40 Stück. Die Eier eines Häufchens werden ohne Unterbrechung abgelegt, nur ein bei der Ablage gestörtes ♀ legt die Eier zerstreut. Die größte Zahl der Eier ist während der warmen Monate — April bis August — gelegt worden. Von Oktober bis Februar findet die Eiablage nur selten statt. Die Ursache dieser Erscheinung könnte die ungenügend warme Temperatur des Raumes sein. Die Zahl der von einem ♀ während des Sommers abgelegten Eier ist sehr verschieden. Als Beispiel der Fruchtbarkeit kann man ein Weibchen (Nr. 82; im Laboratorium geboren) erwähnen, das am 19. V. zu einem ♂ gesetzt war; am 4. VI. war das Männchen tot, das ♀ hatte kein anderes ♂ bekommen und legte in der Zeit vom 20. VI. bis 13 VIII. 322 Eier in 10 Gelegen ab. Aus diesen Eiern sind 84 Käfer ausgeschlüpft. Das Weibchen Nr. 42 (aus einer Wildpopulation) fertigte 10 Gelege von insgesamt 211 Eiern, die 69 Käfer ergaben. — Die Lebensdauer der Käfer erreicht zwei Jahre; die Mehrzahl der Käfer ging während des zweiten Winters und Frühjahrs ein.

Im Herbst abgelegte Eier schrumpften und vertrockneten meist; sie ergaben keine Larven. Vermutlich waren die so spät abgelegten Eier nicht befruchtet. Nicht selten kommen in ein und demselben Häufchen anscheinend neben befruchteten auch unbefruchtete Eier gleichzeitig vor.

b) Larve.

Die abgelegten Eier verlieren nach 4–5 Tagen ihren Glanz; sie werden matt und etwas dunkel. Am 5.–6. Tag nach der Ablage beginnt das Ausschlüpfen. Die Larve beißt in die Eischale eine kleine Öffnung, steckt ihren Kopf hindurch, befestigt sich mit ihren Kiefern an deren Rand und fängt an, diese Öffnung mit ihrem vorderen Körperteil zu vergrößern. Das geschieht mit Hilfe des Rückens in der Weise, daß sich die Larven mit dem Körperende von der Eischale abstoßen, gleichzeitig aber am Rand sich festhalten und den Rücken bogenförmig spannen. Allmählich ziehen sie das Körperende nach vorn, dadurch wird der Rückenbogen immer höher und das Loch weiter aufgerissen. Im Laufe von 5–10 Minuten wird die Öffnung so vergrößert, daß die junge Larve hindurchkommt und die Eischale verläßt. Nach der Befreiung ruht die Larve einige Zeit in sehr gekrümmter Lage auf der leeren Eischale. Oft wurden 8–9 Tage alte dunkle Eier beobachtet, in denen sich nach genauer Untersuchung tote oder noch lebende Larven vorfanden. Sie hatten eine zu kleine Öffnung in die Eihaut gemacht, konnten diese nicht mehr erweitern und mußten im Inneren des Eies bleiben. Die herauspräparierten Larven gingen meist nach einigen Tagen ein. Die Ursache dieser abnormen Festigkeit und Elastizität der Eischale

war vermutlich die Folge zu hoher Luftfeuchtigkeit. Bei trockener Umgebung ist die Eischale spröde und nicht ausdehnungsfähig. Im Laboratorium sind 55% sämtlicher abgelegter Eier eingegangen.

Die ausgeschlüpfte Larve ist hellgelb, mit weichen feinen Dornen. In 2—4 Stunden werden die Larven dunkel graugelb, die Dornen hart. Daraufhin beginnt die Larve zu fressen. Nach 4—5 Tagen setzt sich die Larve mit Hilfe ihrer Saugvorrichtung an irgendeiner Unterlage fest, bleibt 8—12 Stunden unbeweglich und kriecht dann aus ihrer alten Haut heraus, die am Substrat zurückbleibt. Die frischgehäutete Larve ist hellgelb und trägt auch weiße, feine Dornen, wie die soeben aus dem Ei ausgeschlüpfte, nur ist sie fast doppelt so groß wie jene. Sie sitzt auch erst 2—3 Stunden ruhig und gekrümmt, dann erhält sie ihre normale graugelbe Farbe und beginnt zu fressen.

Die zweite Häutung erfolgt in 4—6 Tagen nach der ersten. Nach jeder Häutung wird die Larve fast doppelt so groß; ihr Fraß- und Bewegungsvermögen wachsen dabei sehr stark an. Die dritte Häutung folgt in 4—6 Tagen nach der zweiten. Die Larve des vierten Stadiums ist ca. 9—11 mm lang (Tafel IV, Fig. 3a-e). In diesem Stadium wurde bei den Larven oft Neigung zum Kannibalismus beobachtet, auch dann, wenn Nahrung im Überfluß vorhanden war. Über Kannibalismus der Larven anderer Käfer aus der Familie der *Coccinellidae* sind viele Beobachtungen veröffentlicht worden. Strouhal (14) erwähnt Mitteilungen von Meißner, Hacker, Schröder, Letzner, Sajo u. v. a. m.

Nach der dritten Häutung lebt die Larve noch 5—6 Tage und verzehrt täglich ca. 2—3 cm² und mehr der Blattoberfläche. Dann befestigt sie sich mit dem Hinterleib an eine rauhe Oberfläche (Blattunterseite, Holz, Stoff). Die Befestigung selbst geschieht mit Hilfe eines Sekretes, das in den Malpighischen Organen gebildet wird und an der Luft erhärtet. Einige Autoren sprechen von besonderen Spinndrüsen, die sich in den letzten Segmenten befinden. In diesem Stadium (Präpupa) verbleibt die Larve zwei, seltener drei Tage und wird dabei oft von anderen Larven aufgefressen. Die Lage der Larve im Präpupa-Stadium ist nicht immer die gleiche. Strouhal (14) beobachtete, daß die Larven sich mit dem Kopf nach unten befestigen; meine Larven haben meist auch diese Lage angenommen. Selten wurde auch eine horizontale Lage der Präpupa gesehen. Am 2.—3. Tag des Präpupa-Stadiums reißt bei der Larve die obere Haut auf dem Rücken in der Mitte des 3.—4. Segmentes zwischen beiden Auswüchsen, die verzweigte Dornen tragen. Diese Stelle ist auf Fig. 2 der Tafel IV mit + bezeichnet.

Die Larve buckelt, krümmt sich und stülpt ihren Rücken, um diese Öffnung zu erweitern. In ca. einer Minute wird die vordere Hälfte der Puppe frei. Die Haut zieht sich allmählich zusammen und nach hinten. Die Puppe hebt von Zeit zu Zeit — ein- bis zweimal pro Minute — den vorderen Teil pendelartig auf und befreit auf diese Weise fast den ganzen Körper. Die pendelartigen Bewegungen dauern bis 30 Minuten und lassen allmählich ganz nach. Während dieser Zeit zieht sich die Haut in Falten hinten und an den Seiten zusammen. Die Puppe ist hellgelb, mit zwei angedeuteten Reihen dunkler Punkte an den Seiten und einzelner feiner Haare.

Die Form der Puppe ist breit, mit stumpfem Vorderende (Tafel IV, Fig. 2 b). Nach der Häutung ist die Puppe nur während der ersten Stunden hellgefärbt, nach einiger Zeit — etwa $\frac{1}{2}$ —3 Stunden — wird sie dunkelgelb; in der Mitte bilden sich dunkle Querstreifen und die schwarzen Punkte werden deutlicher. Die Haut und Dornen werden schwarz. Bei Futtermangel tritt die Verpuppung früher ein; die Puppen selbst erreichen aber dann meist nur $\frac{2}{3}$ der normalen Größe. Die Dauer des Puppenstadiums wird dadurch nicht verändert, jedoch waren die ausgeschlüpften Käfer klein, mangelhaft entwickelt und gingen bald ein.

Nach 5—7 Tagen des Puppenstadiums schlüpft der Käfer aus. Er zerreißt vorn die Haut mit Hilfe der Mandibeln und streckt seinen Kopf durch die Öffnung; langsam, ohne große Mühe kriecht er dann heraus. Dabei reißt die Haut längs der beiden Seiten. Das Ausschlüpfen nimmt 10—30 Minuten in Anspruch. Sehr oft wurde beobachtet, daß der junge Käfer noch 1—2 Stunden, besonders bei ungenügender Wärme oder ungünstigen Feuchtigkeitsbedingungen in der zerrissenen Haut blieb. An hellen, warmen Tagen kriechen die jungen Käfer rasch aus. Die feinen, weichen, halbdurchsichtigen, wachsartigen, hellgelb gefärbten Flügeldecken des jungen Käfers werden bald dunkel; nach 2—3 Stunden sind die Makeln auf den Flügeldecken deutlich zu sehen und das junge Tier ist von den älteren Käfern nur schwer zu unterscheiden. Seine definitive Färbung — z. B. die Costae — prägt sich aber nach 12—24 Stunden vollkommen aus. Während der ersten Stunde nach dem Schlüpfen sitzt der Käfer unbeweglich und fängt in den meisten Fällen erst am anderen Tage an zu fressen.

Die Dauer einzelner Entwicklungsstadien der *E. chrysomelina* schwankt — wie aus Tab. 1 (s. S. 249) zu ersehen ist — bedeutend. Die Entwicklung der Käfer vom Ei bis zur Imago dauerte durchschnittlich 32—35 Tage (Amplituden 30—52). Im August und September zog sich die Entwicklung bis zu 35—40 Tagen hin. Es wurde beobachtet, daß einzelne im September ausgeschlüpfte

Larven 60—63 Tage lebten und, ohne sich zu verpuppen, eingingen. Eine Larve lebte dabei 31 Tage im vierten Stadium (gegen 5—6 Tage normal), während sie alle anderen Stadien nur mit unbedeutenden Verzögerungen durchmachte. Larven aus anderen Eiern desselben Geleges ergaben bei normaler Entwicklung normale Käfer.

Eine große Anzahl der Larven geht während der Häutung zugrunde (bis 30%). Wir beobachteten, daß einige Larven auf Nahrung verzichteten und zusammenschrumpften; ihre Körper wurden dabei schwarz-grau und weich. Der Körper war mit einer braunen, übelriechenden Flüssigkeit gefüllt — wie das bei vielen bakteriellen Erkrankungen der Fall ist. Zuweilen gingen an diesen Erkrankungen ganze Zuchten in 3—4 Altersstufen — auch im Präpupa-Stadium — ein. Erfreulicherweise konnte dieser Krankheit durch Isolierung der befallenen Zuchten begegnet werden.

Im Laufe von 6 Monaten erhielt ich im Laboratorium — vom 2. III.—18. IX. — vier Generationen von *E. chrysomelina*. Es ist nicht ausgeschlossen, daß unter besseren Zuchtbedingungen die Zahl der Generationen vergrößert werden kann. In dieser Zeit wurden 53 Kreuzungen durchgeführt, die 763 Käfer (397 ♀♀ und 366 ♂♂) ergaben 150 Gelege = 3204 Eier = 1447 Larven = 876 Puppen. (Tabelle II, S. 250). Durchschnittlich erhielten wir von einer Kreuzung 15 Käfer (die größte Zahl war 82 Käfer). Geschlechtsverhältnis war ♀♀ : ♂♂ = 1 : 0,92 (± 0,06).

Im ganzen ergaben 45% aller Eier Larven, davon verblieben nach drei Häutungen nur 31%; 24% verpuppten sich und ergaben 23,5% Käfer.

Für meine Zwecke war es am wichtigsten, daß sich alle Entwicklungsstadien offen vor meinen Augen vollzogen und zu jeder beliebigen Zeit mit unbewaffnetem Auge überwacht werden konnten.

6. Über Morphologie der *Epilachna angusticollis* Reiche.

Durch die Freundlichkeit des Herrn Prof. Zulueta, Madrid, der mir diese Käfer lebend aus Spanien sandte, habe ich die Möglichkeit gehabt, auch diese in gleicher Weise wie *E. chrysomelina* zu beobachten. Die Köpfe beider Käfer zeigten keine wesentlichen Unterschiede (Tafel II, Fig. 1 u. Tafel IV, Fig. 11). Die Mandibeln sind von gleicher Größe; nur die Zähnchen, die an beiden ventralen und dorsalen Seiten des Endzahnes sitzen, haben abgerundete Konturen und eine etwas andere Form (Taf. IV, Fig. 12, 13). Die Unterkiefertaster zeigen bei *E. angusticollis* gleichfalls etwas andere Umrisse als die von *E. chrysomelina*; das letzte axtförmige Tasterglied ist bei *E. angusticollis* kürzer. Der Unterschied in der Länge der äußeren und inneren Seiten des letzten Gliedes ist bei

E. angusticollis größer als bei *E. chrysomelina*. Die Innenseite ist bei *E. angusticollis* zweimal und bei *E. chrysomelina* zirka viermal länger (Tafel IV, Fig. 5, 6; Tafel II, Fig. 11) als die Außenseite. Halsschild ist vielleicht etwas breiter und kürzer (Abb. 12), das kommt aber nur beim gleichzeitigen Vergleich beider Käfer zum Vorschein. *E. angusticollis* hat hinten eine etwas schmalere Flügeldeckenform und trägt insgesamt 11 Makel; Makel 1 liegt an der Naht und gehört



Abb. 12.
Halsschild von
E. angusticollis.



Abb. 13.

Flügeldecken von *E. angusticollis*.



Abb. 14.

beiden Flügeldecken an. Jede Makel ist etwa dreimal so klein wie der bei *E. chrysomelina* (Abb. 13, 14). Die äußeren Geschlechtsunterschiede sind bei *E. angusticollis* schwächer ausgedrückt. Sternit 7 des ♀ weist anstelle des deutlichen Vorsprunges nur eine regelrechte Wölbung auf, die das gespaltete Sternit 8 zudeckt (Tafel IV, Fig. 9). Beim ♂ ist die Einbuchtung des 8. Sternits nicht so scharf ausprägt (Tafel IV, Fig. 8).

Die größten Unterschiede zeigen die männlichen Geschlechtsorgane. Der Sypho verengt sich nach hinten allmählich und weist keine Endverdickung auf (Taf. VI, Fig. 7), sondern ist etwas zugespitzt. Der Penis ist am Ende etwas gebogen, zugespitzt und hat keine Borsten. Die Parameren sind kürzer, etwas nach oben gebogen, am Ende ein wenig verdickt und mit Borsten versehen. Die Basalplatten der Parameren sind bei *E. angusticollis* fast doppelt so breit wie bei *E. chrysomelina*.

Die Öffnung des Ductus ejaculatorius liegt an der Unterseite des Sypho, kurz vor der Spitze. Dornen fehlen am Ende gänzlich (Tafel IV, Fig. 10).

Die Geschlechtsorgane der *E. angusticollis* und *E. argus* sind ihrer Form nach nicht zu unterscheiden¹⁾.

¹⁾ Es wurden mir Käfer beider Gruppen aus dem Zoologischen Staatmuseum, Berlin, durch Herrn Prof. Dr. H. Kuntzen zur Verfügung gestellt.

Die Käfer von *E. angusticollis* wurden unter gleichen äußeren Bedingungen wie die Käfer von *E. chrysomelina* gehalten; doch gingen sie alle ein. Eine Copula wurde nicht beobachtet; die Nahrungsaufnahme war sehr bescheiden. Zwischen beiden Gruppen besteht also nicht nur ein morphologischer Unterschied sondern auch ein solcher in der Reaktion auf die Umwelt.

7. Zusammenfassung.

Als Untersuchungsmaterial für die vorliegende Arbeit dienten ca. 1000 lebende Käfer *E. chrysomelina* Fabr. aus Korfu. Im ersten Teil ist die Morphologie und Lebensweise der *E. chrysomelina* in verschiedenen Entwicklungsstadien auf Grund eigener Beobachtungen im Laboratorium beschrieben. Als Ergebnis der Züchtung wurden im Laufe von 6 Monaten — März bis September — vier Käfergenerationen erhalten; insgesamt 763 Tiere. Dabei wurde festgestellt:

1. Die Käfer und Larven können mit frischen Blättern und Früchten von Gurken und Kürbissen gefüttert werden. Bei entsprechender Behandlung, 20—25° C Wärme, mittlerer Luftfeuchtigkeit (50—70%) und genügender Lichtmenge sind die Tiere leicht zu züchten. Krankheiten und Parasiten kommen ziemlich selten vor. Die meisten der abgelegten Eier gingen bei ungenügender Wärme und ungünstigen Feuchtigkeitsverhältnissen ein.

2. Die kritischen Lebensperioden der Larven sind die drei Häutungen; dabei geht durchschnittlich $\frac{1}{3}$ zugrunde.

3. Die Entwicklung der Käfer nimmt — vom Ei bis zur Imago — ungefähr 32 Tage in Anspruch (Schwankungen 30—52). Bei niedrigeren Temperaturen verlängert sich diese Zeit wesentlich. Das Ei stadium dauert 5—6 Tage; Larve 16—20 Tage, Präpupa 2 Tage und Puppe 7—10 Tage.

4. Bei Larven des letzten Stadiums wurde zuweilen Kannibalismus beobachtet.

5. Durch Inzucht ist weder Entwicklung noch Zahl der Nachkommen beeinflusst.

6. Das Geschlechtsverhältnis war bei gezüchteten Tieren 1:0,92 ($\pm 0,06$).

7. *E. angusticollis* unterscheidet sich von *E. chrysomelina* nicht nur durch Zeichnung der Flügeldecken, Form und Fühlerglieder und den Bau der Geschlechtsorgane, sondern auch durch andere Lebensweise.

In einer für *E. chrysomelina* günstigen Umgebung gehen Käfer *E. angusticollis*, bald ein. Dabei würde keine Copula beobachtet werden.

Die Selektion im Laufe von 4 Generationen (auf die hier nicht näher eingegangen wird) zeigte, daß die Wildpopulation der *E. chrysomelina* aus Korfu die Merkmale der var. *nigrescens* (Fleckenverbindungen) und var. *costae* (dunkle Farben der Flügeldecken und helle Säume an der Makel) im heterozygoten Zustande enthält. Diese Merkmale manifestieren sich bei Inzucht in einigen Generationen durch Spaltung in der Nachkommenschaft. Die Käfer der var. *costae* erschienen schon in der ersten Generation aus normalen Eltern der Wildpopulation.

Die weiteren Beobachtungen zeigten, daß die beiden Merkmale sich unabhängig voneinander vererben und keines von ihnen mit dem Geschlecht verbunden ist. Das Merkmal der var. *costae* zeigt in 3. und 4. Generation eine viel größere Intensität als in der ersten. Es wurde auch eine homozygote Linie gezüchtet, deren Käfer sämtlich var. *costae* waren.

Zum Schluß möchte ich Herrn Schmidt für die Einsendung der Käfer und Herrn Prof. Dr. H. Kuntzen, Berlin, für freundliche Auskünfte hiermit meinen besten Dank aussprechen.

8. Tafelerklärungen.

Tafel II.

Epilachna chrysomelina F.

- Fig. 1. Kopf des Käfers. Dorsalansicht.
- Fig. 2. Kopf des Käfers. Lateralansicht.
- Fig. 3. Kopf des Käfers. Frontal-Lateralansicht.
- Fig. 4. Fühler des Käfers.
- Fig. 5. Kopf des Käfers. Ventralansicht.
- Fig. 6. Oberlippe des Weibchens. Dorsalansicht.
- Fig. 7. Oberlippe des Männchens. Dorsalansicht.
- Fig. 8. Oberkiefer. Dorsalansicht.
- Fig. 9. Endzahn des Oberkiefers. Innere Lateralansicht.
- Fig. 10. Distalende des Oberkiefers. Dorsalansicht.
- Fig. 11. Unterkiefer. Dorsalansicht.
- Fig. 12. Unterlippe. Ventralansicht.
- Fig. 13. Unterlippe. Lateralansicht.
- Fig. 14. Halsschild des Käfers.
- Fig. 15. Halsschild des Käfers.
- Fig. 16. Flügeldecke.
- Fig. 17. Flügel.
- Fig. 18. Hinterleib des Weibchens. Ventralansicht.
- Fig. 19. Hinterleib des Männchens. Ventralansicht.
- Fig. 20. Ei.

Tafel III.

Epilachna chrysomelina F.

- Fig. 1. Käfer. Ventralansicht.
- Fig. 2. Tarsus.
- Fig. 3. Letztes Glied des Tarsus mit Klauen. Ventralansicht.

- Fig. 4. Vorderbein der Larve.
 Fig. 5. Mittelbein der Larve.
 Fig. 6. Hinterbein der Larve.
 Fig. 7. Vorderbein des Käfers.
 Fig. 8. Hinterbein des Käfers.
 Fig. 9. Mittelbein des Käfers.
 Fig. 10. Geschlechtsorgane des Männchens.
 Fig. 11. Geschlechtsorgan des Männchens. Sypho mit Endverdickung.
 Fig. 12. Dorn der jungen Larve.
 Fig. 13. Dorn der erwachsenen Larve.
 Fig. 14. Oberkiefer der Larve. Dorsalansicht.
 Fig. 15. Hinterrand des letzten Segmentes der Larve.
 Fig. 16. Fühler, Unterkiefer und Unterlippe der Larve.

T a f e l IV.

Epilachna chrysomelina F.

- Fig. 1. Eigelege (x).
 Fig. 2. a) Präpupa-Stadium (x Stelle, an der die Haut platzt); b) Puppe.
 Fig. 3. Larven auf einem Kürbisblatt.
 a) Zwei Tage alte Larven. b) vor der 3. Häutung.
 c) eine Stunde nach der Häutung. d) 4—5 Minuten nach der Häutung.
 e) abgeworfene leere Häute.
 Fig. 4. Käfer auf einem Kürbisblatt.
 oben: in Copula. unten: bogenförmige Fraßstelle.

Epilachna angusticollis Reiche.

- Fig. 5. Unterkiefer mit Taster. Ventralansicht.
 Fig. 6. Unterkiefer mit Taster. Dorsalansicht.
 Fig. 7. Geschlechtsorgane des Männchens.
 Fig. 8. Hinterleib des Männchens.
 Fig. 9. Hinterleib des Weibchens.
 Fig. 10. Sypho-Ende.
 Fig. 11. Kopf. Dorsalansicht.
 Fig. 12. Oberkiefer. Innere Lateralansicht.
 Fig. 13. Oberkiefer. Ventralansicht.

9. Tabellen.

Tabelle 1.

Schwankungen in den Entwicklungsstadien *E. chrysomelina*.

Entwicklung	Gelege Nr. 11 a 14. III.—13. IV.	Gelege Nr. 136 23. VIII.—10. X.
Ausschlüpfung der ersten Larve am	5. Tag	9. Tag
1. Häutung nach dem Ausschlüpfen am	4. "	6. "
2. Häutung nach der 1. Häutung	2. "	3. "
3. Häutung nach der 2. Häutung	5. "	11. "
Dauer des Stadiums des IV. Alters	5. "	10. "
Dauer des Stadiums Präpupa	2. "	3. "
Dauer des Puppenstadiums	7. "	10. "
	Summa 30 Tage	52 Tage

Tabelle 2.

Nr.	Monat (Eiablagen)	Zahl der Eier	Larven		Puppen	Imago			Summa	Mittlere Entwickl.- Dauer
			vor Häutung	nach der Häutung		♀♀	♂♂	$\frac{\text{♀}}{\text{♂}}$		
1 - 30	2. III. -- 1. VI.	638	148	108	95	41	44	1 : 1,05	85	35
31 - 60	5. IV. -- 9. V.	649	379	287	235	92	94	1 : 1,02	186	37
61 - 90	12. V. -- 2. VII.	628	329	219	178	79	67	1 : 0,86	146	38
91 - 120	2. VII. -- 4. VIII.	692	277	201	186	93	88	1 : 0,95	181	38
121 - 150	5. VIII. -- 18. IX.	597	314	213	182	92	73	1 : 0,79	165	40
1 - 150	2. III. -- 18. IX.	3204	1447	1028	876	397	366	1 : 0,92 (± 0,06)	763	

10. Literatur.

1. Bogdanoff-Katjkoff, N.: Revision des Coccinellides nuisibles aux plantes cultivées. La defense des plantes. Vol. IV, 2, Leningrad, 1927 (russisch).
2. Choldkowskij, N.: Theoretische und angewandte Entomologie. Petersburg 1912 und 1927 (russisch).
3. Fabricius: Entomologisches System. 1704.
4. Grandi: Studi di Coccinellidi. „Bolletino del Laboratorio di zoologia generale e agraria“. VI p. p. 267—302. Portici 1913.
5. Heikertinger, F.: Züchtung von Coleopteren (Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden von Prof. E. Abderhalden. Lieferung 204 Berlin 1926.
6. Jakobson, J.: Käfer Rußlands und West-Europas. Petersburg 1905 (russisch).
7. Jakobson, J.: Käfer des europäischen Rußlands. Leningrad 1927 (russisch).
8. Klemm, M.: Schädlinge d. Kürbisse, Melonen und Gurken in Rußland-Ost-Europäische Landwirtschafts-Zeitung, Nr. 10 (39), 1927. Königsberg (russisch).
9. Lus, J. J.: Über die Vererbung der Farbe und Zeichnung bei *Adalia bipunctata* L. und *A. decempunctata* L. Bull. of the Bureau of Genetics Nr. 6, 1928. Leningrad (russisch).
10. Olivier: Encyclopedie methodique, dictionnaire des insectes. I—VII, 1789, Paris.
11. Plotnikoff, W.: Insekten-Schädlinge der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen in Mittelasien. Taschkent 1926 (russisch).
12. Reitter, E.: Fauna germanica. Käfer. Bd. III. Stuttgart 1911.
13. Schilder, F.: Die Nahrung der Coccinelliden und ihre Beziehung zur Verwandtschaft der Arten. Arbt. aus der Biologischen Reichsanstalt XVI. Heft 2, 1928.
14. Strouhal, H.: Die Larven der palaearktischen *Coccinellidii* und *Psyloborini*. Archiv für Naturwissenschaft. Abt. A 3, 1—63. Berlin 1926.
15. Timofejeff-Ressowskij, N.: Genetische Analyse einer freilebenden *Drosophila melanogaster* Population. Zeitschrift für wissenschaftliche Biologie. Abt. D. Bd. 109, Heft 1. Berlin 1927.
16. Verhoeff, C.: Beiträge zur vergleichenden Morphologie des Abdomens der Coccinelliden. Archiv für Naturwissenschaft. Bd. 1, Heft 3, S. 1—81. Berlin 1895.

17. We i s e, J.: Bestimmungstabellen der europäischen Coleopteren. II. *Coccinellidae*. Mödling 1885.
18. — D e r s., Coccinelliden aus Camerun. Deutsche Entomologische Zeitschrift 1898. Heft 2, S. 101.
19. — D e r s., Über Coccinelliden aus Afrika. Deutsche Entomologische Zeitschrift 1888. Heft 1, S. 81.



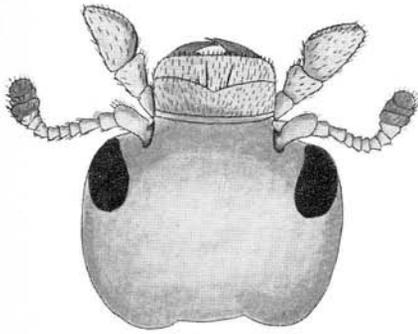


Fig. 1

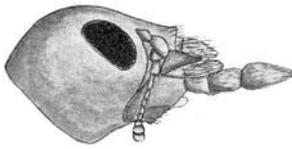


Fig. 2



Fig. 4

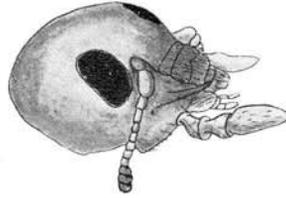


Fig. 3

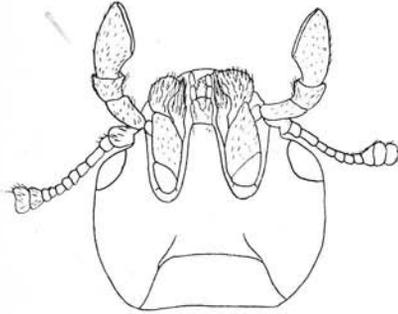


Fig. 5

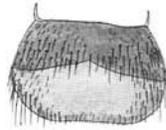


Fig. 6

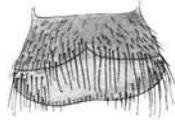


Fig. 7



Fig. 8



Fig. 9

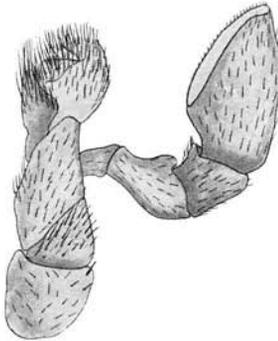


Fig. 11



Fig. 12



Fig. 13

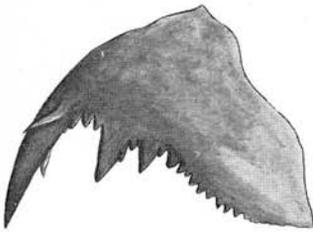


Fig. 10

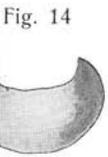


Fig. 14



Fig. 15



Fig. 16

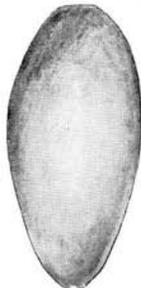


Fig. 20

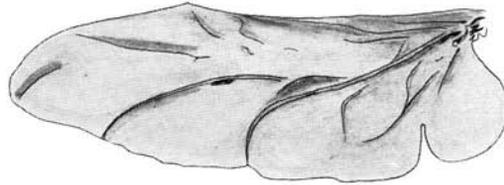


Fig. 17

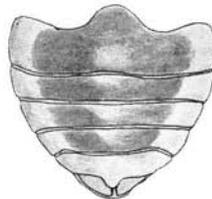


Fig. 18



Fig. 19



Fig. 2

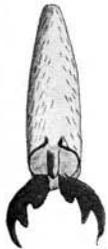


Fig. 3

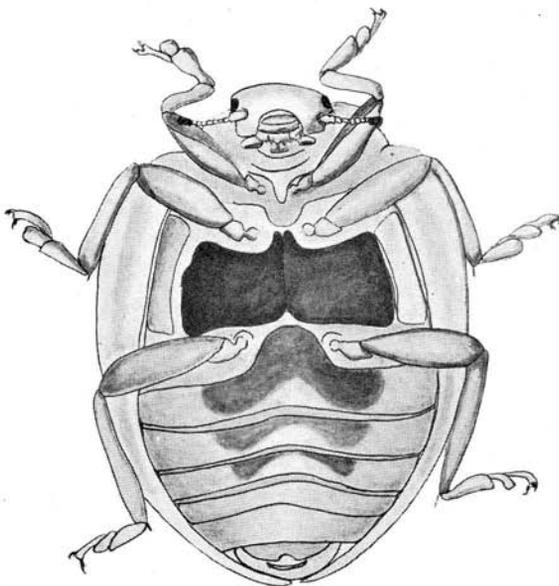


Fig. 1

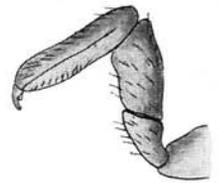


Fig. 4

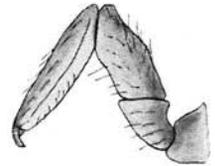


Fig. 5



Fig. 6

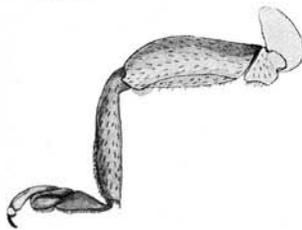


Fig. 7

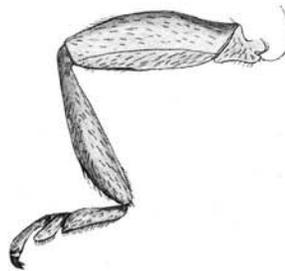


Fig. 8



Fig. 9

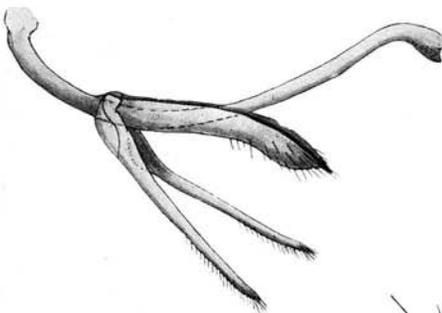


Fig. 10



Fig. 14

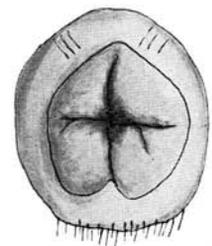


Fig. 15

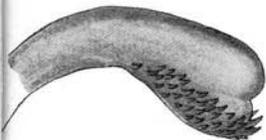


Fig. 11



Fig. 12

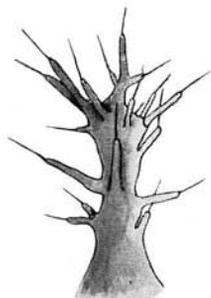


Fig. 13

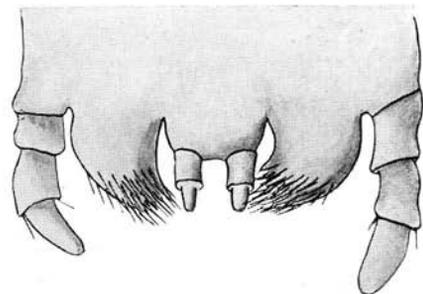


Fig. 16

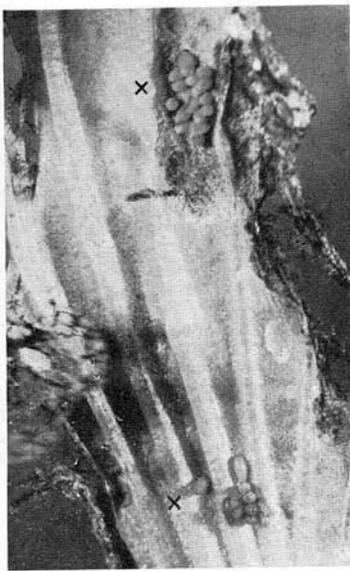


Fig. 1

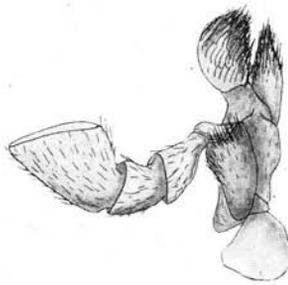


Fig. 5

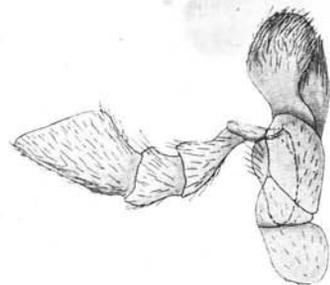


Fig. 6

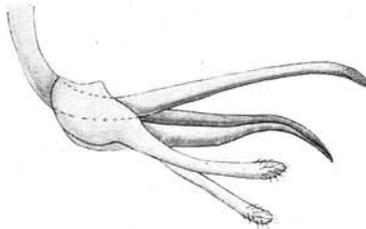


Fig. 7

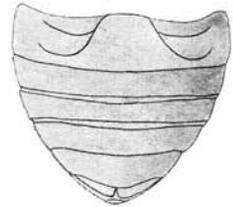


Fig. 9

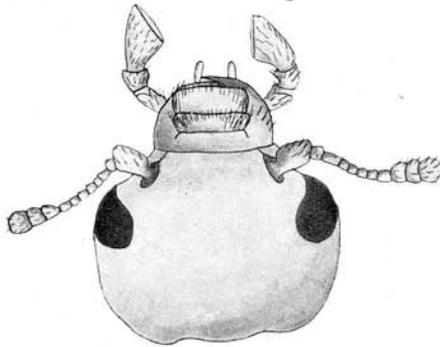


Fig. 11

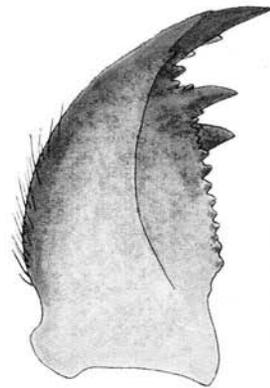


Fig. 13

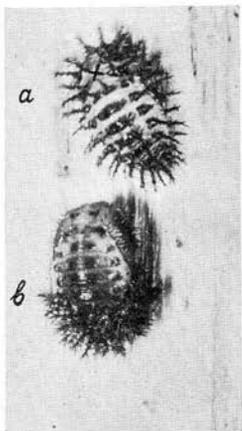


Fig. 2

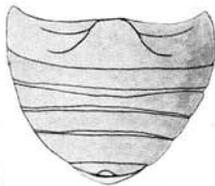


Fig. 8

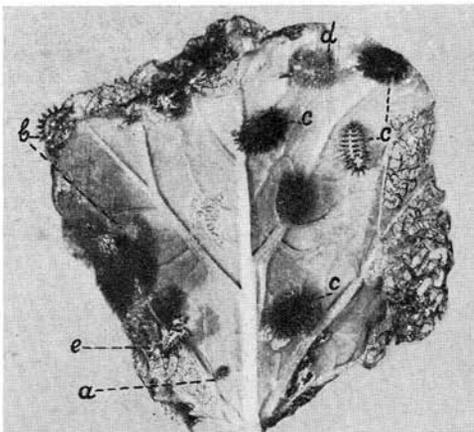


Fig. 3

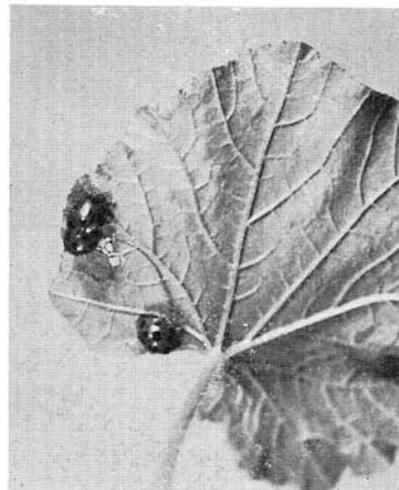


Fig. 4



Fig. 10



Fig. 12