

UNTERSUCHUNGEN ZUR BIOLOGIE  
VON STETHORUS PUNCTILLUM WEISE

---

INAUGURAL - DISSERTATION  
ZUR  
ERLANGUNG DES DOKTORGRADES  
DER MATHEMATISCH - NATURWISSENSCHAFTLICHEN FAKULTÄT  
DER UNIVERSITÄT KÖLN

vorgelegt von  
Georg Moter  
aus Köln

Berichterstatter: Prof. Dr. Kuhn

Prof. Dr. Heidermanns

Tag der mündlichen Prüfung: 28. 2. 1959

# I n h a l t s v e r z e i c h n i s

	Seite
A. Einleitung und Fragestellung	1
B. Material und Methoden	4
C. <i>Stethorus punctillum</i> Weise	
1. Systematische Stellung und Vorkommen	7
2. Biologie	11
a. Imago	
Lebensraum und Lebensweise	11
Entwicklungsablauf im Jahreszyklus	13
Anzahl und zeitliches Auftreten der Generationen	15
Praeovipositionsperiode und Kopulation	17
b. Ei und Eiablageperiode	19
Zeit und Ort der Eiablage	20
Abhängigkeit der Eizahl von Temperatur und Zusammensetzung der Nahrung	21
Gesamteiablage bei konstanten Temperatur- und Nahrungsbedingungen	23
Einfluß der täglichen Belichtungsdauer auf die Stärke der Eiablage	24
Einfluß von zusätzlicher Belichtung auf das Wiedereinsetzen der Eiablage bei ♀♀ aus dem Freiland	26
c. Larvenentwicklung	28
Erstes Auftreten der Larvenstadien und Dauer der Larvenentwicklung in Labora- torium und Freiland	29

	Seite
d. Vorpuppe und Puppe	33
Ablauf der Verpuppung und Dauer der Puppenruhe in Laboratorium und Freiland	33
Schlüpfen der Imago	34
3. Spezielle Untersuchungen zur Ernährung von <i>St. punctillum</i>	
Nahrungsaufnahme bei Larve und Käfer	36
Nahrungsmenge	39
Nahrungsspezifität	48
Sterblichkeit der Larven und Käfer bei Hungerversuchen	52
Zusammenfassung	54
Literaturverzeichnis	56

## A. Einleitung und Frage- stellung

Alle Organismen leben in einer Umwelt, die durch eine Summe biotischer und abiotischer Faktoren gekennzeichnet ist. Jedes einzelne Individuum ist aber durch Wechselwirkungen in seine spezielle Umwelt eingefügt, so daß Zustandsänderungen auf der einen oder anderen Seite entsprechende Reaktionen oder Reaktionsketten auslösen.

Diese Umwelten sind nicht voneinander isoliert, vielmehr sind die Individuen und Arten, die gemeinsam in einem Lebensraum vorkommen, in ihren Umweltbeziehungen gesetzmäßig miteinander verknüpft, sie bilden eine Biozönose.

HESSE (1924) definiert den Begriff der Biozönose folgendermaßen:

"Die Biozönose ist die Vergesellschaftung von Lebewesen, die einen einheitlichen Abschnitt des Lebensraums bewohnt und in der Auswahl und Zahl der Arten den durchschnittlichen äußeren Lebensverhältnissen entspricht. Die Glieder der Biozönose sind voneinander abhängig und werden durch den Zustand gegenseitiger Bedingtheit in ein biologisches Gleichgewicht gezwängt, das sich durch Selbstregulation erhält und um einen Mittelzustand schwankt."

Die Beziehungen der Glieder in einer Biozönose zueinander sind verschiedenartigster Natur und erstrecken sich von einem bloßen räumlichen Nebeneinander bis zur strengsten Abhängigkeit voneinander. Diese Abhängigkeit besteht neben Schutz- und Wohnbeziehungen in erster Linie in Nahrungsbeziehungen. Unter diesen spielen räuberische Lebensweise mit starker Spezialisierung der Beute-Organismen oder als Extremfall Parasitismus eine für die Erhaltung der Arten besonders bedeutungsvolle Rolle.

In einem natürlichen Lebensraum finden wir im allgemeinen einen gewissen Gleichgewichtszustand zwischen Räuber und Beutetier bzw. zwischen Parasit und Wirt. Ansteigen der Population z.B. des Beutetiers zieht einen Populationsanstieg der entsprechenden Räuber nach sich. Die Folge ist eine zunehmende Dezimierung der Beutetiere, die wiederum infolge des sinkenden Nahrungsangebotes eine Abnahme der Räuberpopulationen auslöst.

In diesem Auf und Ab der Populationsstärken, das sich selbstregulierend um einen Mittelzustand bewegt, liegt das Wesen eines biologischen Gleichgewichts begründet.

Ein solches findet sich normalerweise in einer natürlichen oder vom Menschen wenig beeinflussten Lebensgemeinschaft. In stark vom Menschen beherrschten Lebensräumen ist die Möglichkeit einer Selbstregulation wesentlich vermindert, weil durch die verschiedenen Eingriffe von außen, wie sie u.a. die Bekämpfung oder Begünstigung einer Art darstellt, eine vorhandene Artenkombination verändert und unter Umständen sehr einseitig verschoben wird.

An Stelle eines Fluktuiierens der Populationen um einen bestimmten Mittelzustand tritt jetzt die Möglichkeit einer plötzlichen, extremen Übervermehrung eines Gliedes der Biozönose.

Eine solche Störung des biologischen Gleichgewichtes tritt besonders da in Erscheinung, wo es sich um die Übervermehrung einer Art von wirtschaftlicher Bedeutung handelt. Der tiefe Eingriff, den der Mensch z.B. durch die Bekämpfung einer Form mit chemischen Mitteln in das Beziehungsgefüge einer Lebensgemeinschaft durchführt, kann als Folge die unerwartete Übervermehrung einer anderen Art nach sich ziehen, so daß unter Umständen ein Augenblickserfolg auf der einen Seite mit länger anhaltendem Schaden auf der anderen Seite erkaufte wird.

So liegen die Verhältnisse z.B. bei den Tetranychiden, Spinnmilbenarten, die als Obstbaumschädlinge im Lauf der letzten Jahre erheblich an Bedeutung gewonnen haben. Dabei hat sich gezeigt, daß die Zunahme der hierher gehörenden Formen vor allem in besonders durch Spritzungen und Schnitt gepflegten Kulturen auftritt. Durch solche Maßnahmen werden in erster

Linie die natürlichen Feinde der Spinnmilben getroffen, so daß als Folge davon oft eine Massenvermehrung der Spinnmilben einsetzt.

Zu diesen natürlichen Feinden der Spinnmilben gehört u.a. die Coleopteren-Gattung *Stethorus*, die in Europa durch die Art *Stethorus punctillum* Weise vertreten ist.

Voraussetzung für die Klärung der Beziehungen zwischen den Gliedern einer Biozönose ist die genaue Kenntnis der Biologie der beteiligten Organismenarten.

Die folgenden Untersuchungen beziehen sich auf die Biologie des Coccinelliden *Stethorus punctillum* Weise in Verbindung mit seinem Beutetier, der Spinnmilbenart *Tetranychus urticae* Koch.

## B. M a t e r i a l u n d M e t h o d e n.

Die für die Zucht und die Versuche verwendeten Käfer der Art *Stethorus punctillum* Weise wurden vorwiegend in Köln-Lindenthal auf Holunderbüschen (*Sambucus nigra*) gesammelt, die von *Tetranychus urticae* Koch befallen waren.

Die Aufzucht im Laboratorium gelingt verhältnismäßig leicht. Als Zuchtbehälter bewährten sich die nachstehend beschriebenen Gefäße am besten: Die Unterlage bildet eine Glasschüssel (Milchsatte) von 17 cm Durchmesser, die mit Glasbatist bespannt ist. Hierauf wird ein beiderseits offener Glaszylinder mit etwas kleinerem Durchmesser gestellt. Die obere Öffnung dieses Zylinders ist ebenfalls mit Glasbatist bespannt. In diesem Zylinder werden die Käfer und die mit Spinnmilben besetzte Pflanze untergebracht. (Abb. 1)

Die Aufstellung des Glaszylinders auf der bespannten Schüssel ermöglicht einen dichten Abschluß des Zylinders, der bei der geringen Größe der Käfer unbedingt notwendig ist. Gleichzeitig wird eine ausreichende Luftzirkulation ermöglicht. Durch Einfüllen von Wasser in die Schüssel wird bei den hohen Laboratoriumstemperaturen für eine ausreichende Luftfeuchtigkeit gesorgt.

Zur Fütterung des Käfers und seiner Larvenstadien wurde *Tetranychus urticae* verwendet, da diese Spinnmilbenart im Laboratorium am besten gedeiht und die kürzesten Entwicklungszeiten hat.

Außerdem wurden in Fütterungsversuchen Spinnmilben der Arten *Metatetranychus ulmi* Koch und *Bryobia praetiosa* Koch angeboten, weiterhin Larven der Thripsart *Thrips sambuci* Heeger sowie Raubmilben der Arten *Typhlodromus tiliae* Oud., *Typhlodromus finlandicus* Oud. und *Cheiletia* spec.

Alle diese Arthropodenarten fanden sich in Gesellschaft von *St. punctillum* im Untersuchungsgebiet.



Gewisse Schwierigkeiten bereitet die Wahl der Futterpflanzen für die Anzucht der Spinnmilben. Bohnen sind hierfür im Laboratorium sehr gut geeignet, sie scheiden jedoch im vorliegenden Fall aus, weil die Käfer mit den Mundwerkzeugen in den Widerhakenhaaren der Blätter hängenbleiben und zugrunde gehen, wie bereits GÜNTHART (1945) feststellte.

Am besten bewährten sich zur Anzucht von Milben Blätter von Holunder. Die Fiederblätter des Holunders halten sich bei Einstellen in Wasser bis zu mehreren Wochen frisch, ihre Blattstiele zeigen sogar teilweise Wurzelbildung. Nach Besatz der Blätter mit einigen Milbenweibchen ergab sich bei der hohen Laboratoriumstemperatur in kurzer Zeit eine starke Milbenentwicklung, ohne dass die Blätter vorzeitig abgestoßen wurden.

Die Blätter wurden in kleine Fläschchen mit Wasser gestellt. Der Flaschenhals wurde um den Blattstiel herum mit Zellstoff abgedichtet. Hierdurch wurde eine bequeme Handhabung zur Feststellung der Eiablage, Nahrungsmenge usw. unter der binokularen Lupe ermöglicht.

Zur Ermittlung der Eizahl wurden Weibchen von *Stethorus* in je einem Zuchtgefäß mit Futterpflanzen isoliert gehalten und die Zahl der abgelegten Eier täglich unter dem Binokular kontrolliert. Die gezählten Eier wurden durch einen Farbpunkt auf dem Blatt in der Nähe des Eies markiert.

Weitere Beobachtungen, wie z.B. zur Entwicklungsdauer von Larvenstadien und Puppe wurden ebenfalls durch laufende Kontrollen mit dem Binokular durchgeführt.

Bei den Freilandversuchen wurden die Zuchtgefäße in der Nähe der natürlichen Fundorte der Käfer aufgestellt und so dem Außenklima ausgesetzt.

Zur Ermittlung der verbrauchten Nahrungsmenge wurden den Tieren Pflanzen mit abgezahlter Milbenzahl angeboten; und die Fraßmenge wurde täglich kontrolliert.

Zur Feststellung der Populationsschwankungen bei Käfer und Spinnmilben unter natürlichen Bedingungen wurden laufend Außenbeobachtungen und Zählungen der einzelnen Entwicklungsstadien durchgeführt. In Ergänzung hierzu wurden Tiere unter Freiland-

bedingungen bei ständiger Kontrolle des Entwicklungsverlaufes in der Zucht gehalten.

Bei den Versuchen mit Zusatzlicht wurden als Zusatzbeleuchtung 6 60-Watt-Lampen benutzt, die auf einer Fläche von 2 . 1 m in Abständen von 30 cm in einer Reihe standen und sich ca. 80 cm über den Zuchtgefäßen befanden.

Die meteorologischen Daten stellte das meteorologische Institut der Universität Köln zur Verfügung.

Zur Anfertigung mikroskopischer Präparate der sklerotisierten Teile wurden die Tiere in 10 %-tiger heißer Kalilauge mazeriert und aufgehell.

Die Präparation erfolgte mit Hilfe feiner Uhrmacherpinzetten unter dem Binokular. Die Einbettung erfolgte in Rhenohistol.

Messungen von Eiggröße, Kopfkapselbreite usw. wurden mit dem LEITZ-Mikrometer-Okular bei 250-facher Vergrößerung vorgenommen.

Für die Bestimmung der anderen im Untersuchungsgebiet vorkommenden Arthropodenarten, sowie für die Fundortangaben von *St. punctillum* bin ich Herrn Prof. Dr. Dosse (Stuttgart-Hohenheim), Herrn Dr. von Kéler (Berlin), Herrn Präparator Klapperich (Bonn) und Herrn Präparator Borchmann (Bonn) zu Dank verpflichtet.

Mein besonderer Dank gilt meinem verehrten Lehrer, Herrn Professor Dr. Kuhn für die Anregung zur vorliegenden Arbeit sowie für die ständige Unterstützung und Beratung bei der Durchführung.

C. Stethorus punctillum Weise.

1. Systematische Stellung und Vorkommen.

Die hier untersuchte Art wird als *St. punctillum* zum Genus *Stethorus* gestellt.

Als Synonyma für *Stethorus punctillum* WSE. finden sich in der Literatur noch folgende Bezeichnungen:

Stethorus (bzw. Scymnus)	i n v e s t i t u s	ROUBAL
"	"	m i n i m u s
		m i n i m u s
		p u s i l l u s
		a t e r
		ROSSI
		PAYKULL
		HERBST
		ILLIGER

DOBRZHANSKI (1924 a) fand bei der Untersuchung der nicht-chitinisierten Teile des weiblichen Geschlechtsapparates bei *St. punctillum* starke Abweichungen von dem allgemeinen Typ der Vertreter der Tribus: Scymnini. Diese Abweichungen bestehen darin, daß *St. punctillum* nur 2 Ovariolen besitzt, außerdem fehlen die bursa copulatrix, das receptaculum seminis und die akzessorischen Drüsen.

Zur Ermöglichung weiterer systematischer sollen in Ergänzung zu den Untersuchungen von KAPUR (1948) die chitinisierten Teile des männlichen und weiblichen Geschlechtsapparates von *St. punctillum* beschrieben und abgebildet werden.

Als Benennung für die einzelnen Teile des männlichen Geschlechtsapparates werden die von DELUCCHI (1954) benutzten Bezeichnungen gewählt, die in der nachstehenden Übersicht neben den Bezeichnungen von KAPUR wiedergegeben sind:

	DELUCCHI:	KAPUR:
Median - Lobus	Median - Lobe	Sipho
Basal - Apophyse	Basal - Apophyse	Siphonal capsule
Basal - Stück	Basal - piece	Basal plates
Basal - Lobus	Basal - lobe	Penis
Lateral - Lobus	Lateral lobe	Paramera
Median - Strebe	Median strut	Trab

Die männlichen Geschlechtsorgane führen zwischen dem 8. Tergit und dem 6. Sternit des Abdomens unterhalb des Darmtrakts nach außen.

Der Median-Lobus bildet einen weiten Bogen und endet in der Basal-Apophyse, die stärker chitiniert und distal gegabelt ist. Median-Lobus und Basal-Apophyse werden vom Ductus ejaculatorius durchzogen.

Der Basal-Lobus hat die Form einer langen, etwas konischen Röhre mit einer scharfen Spitze, die in seitlicher Sicht in Richtung der beiden Lateral-Lobi zeigt.

Von dem ringförmigen Basalstück gehen einmal der Basal-Lobus, zum anderen die beiden Lateral-Lobi aus. In einer Einbuchtung des Basalstückes setzt die Median-Strebe an, die an ihrem distalen Ende löffelartig verbreitert ist.

Die Lateral-Lobi haben die Form von leicht gebogenen, spitz zulaufenden Röhren, die an ihrem Ende einige Borsten tragen.

Die Spicula ventralis hat die Form einer langen dünnen Röhre, die an ihrem distalen Ende eine kleine Verdickung trägt.

(Abb. 2)

Die chitinierten Teile des weiblichen Geschlechtsapparates bestehen aus Skleriten des 9. und 10. Segments und sind rel. einfach gebaut. (Abb. 3)

Der 9. Sternit ist in zwei annähernd dreieckige, gut chitinierte Abschnitte geteilt, die an den Seiten der Vaginalöffnung liegen und am distalen Ende mit einem Büschel von Borsten versehen sind.

Der 9. Tergit besteht ebenfalls aus 2 Teilen, die schwächer chitiniert sind.

Die Teile des 9. Sternits und des 9. Tergits sowie das 10. Tergit sind untereinander durch eine dünne Membran verbunden, so daß eine kurze, ausstülpbare Röhre geformt wird.

KORSCHESKY (1931) gibt für *St. punctillum* als Verbreitungsgebiet Europa, Asien, Sibirien und Japan an.

In der Übersicht über die Spinnmilbenliteratur der Welt von GROVES (1951) finden sich 22 Literaturangaben über das Auftreten von *St. punctillum* in verschiedenen Ländern. Insgesamt liegen aus folgenden Ländern Angaben über *St. punctillum* vor:

- Belgien: (VANWIJNGAERDEN, 1934)
- Deutschland: (BOUCHÉ, 1847; HEEGER, 1853; ZACHER, 1922; SPEYER, 1934; VITZTHUM, 1943; ANDERSEN, 1947; BERKER, 1958)
- England: (JARY, 1935; MASSEE, 1940; SPEYER E.R., 1935; CHAMBERS, HEY & SMITT, 1944; COLLYER, 1949, 1953; LATHROP, 1951; BLAIR & GROVES, 1952)
- Finnland: (KANERVO, 1938; LISTO, LISTO & KANERVO, 1939)
- Frankreich: (CLEMENT, 1880; DELHAYE, 1946)
- Holland: (SCHOEVERS, 1919; VAN DER HELM, 1935; VAN POETEREN, 1935; GEIJSKES, 1938; KUENEN 1946, 1947; BRAVENBOER, 1959)
- Italien: (DE STEFANI, 1919; MENOZZI, 1934; MARTELLI, 1934)
- Rußland: (VASSILIEY, 1914, 1924; PIONTKOVSKII, 1928; RADZIEVSKAYA, 1931; STEPANTZEW, 1935; USPENSKII, 1937)
- Schweiz: (GÜNTHART, 1945, 1947)

Tschechoslowakei: (BLATTNY & BALACEK, 1924; OSVALD, 1948)

1949 wurde *St. punctillum* erstmalig in Nordamerika gefunden  
(Putman, 1955)

In der Umgebung Kölns wurde *St. punctillum* vor allem in  
Köln-Lindenthal und in Lövenich (Bz.Köln) gefunden.

Exemplare aus der Sammlung des Museums König (Bonn) weisen  
folgende Fundorte auf:

Lessenich b.Bonn,  
Kottenforst b.Bonn,  
Leverkusen,  
Ahrtal b.Kreuzberg,  
Nahetal b.Münster a.St.,  
Menden (Sieg),  
Koblenz.

Sehr verbreitet ist *St. punctillum* in Holland in der Gegend  
von Naaldwijk. Hier spielen die Spinnmilben in den ausgedehnten  
Gewächshaus-Obstkulturen eine erhebliche Rolle als Schädling,  
entsprechend tritt *St. punctillum* hier sehr zahlreich auf.

## 2. Biologie

### a. Imago

*St. punctillum* ist ein kleiner schwarzer Käfer von einer breitovalen Körperform mit mäßig stark gewölbtem Rücken. (Abb. 4 u.5). Seine Länge beträgt im Durchschnitt 1,44 - 1,56 mm; als Minimum wurde 1,26 mm und als Maximum 1,66 mm gefunden. In der Breite werden 1,03 - 1,16 mm mit einem Minimum von 0,95 mm und einem Maximum von 1,17 mm erreicht.

WEISE benutzte als besonderes Unterscheidungsmerkmal von verwandten Arten die Form der Schenkellinie an den Seiten des 1. Hinterleibsternits und die Randlinien des Prosternal-Fortsatzes. Bei *St. punctillum* hat die Schenkellinie die Form eines flachen Bogens, der kaum die Mitte des 1. Abdominalsternits erreicht (WEISE, 1885). Der Vorderrand des Prosternums ist in der Mitte kurz und stumpf vorgezogen (Abb. 6 - 8).

Die Geschlechter sind äußerlich kaum zu unterscheiden. Als wesentliches Merkmal ist beim ♂ der 6. Sternit in der Mitte des Hinterrandes deutlich eingebuchtet, während beim ♀ diese Einbuchtung fehlt (Abb. 9 u. 10).

Das Geschlechtsverhältnis von ♀ zu ♂ beträgt bei der 1. Generation etwa 4 : 3. Von 163 untersuchten Tieren waren 93 ♀♀ und 70 ♂♂.

Bei der 2. Generation beträgt das Geschlechtsverhältnis ebenfalls 4 ♀♀ : 3 ♂♂. Ein Teil der ♂♂ scheint jedoch noch vor dem Winter abzusterben, denn bei den eingewinterten Käfern ergab sich ein Verhältnis von 3 ♀♀ : 1 ♂. Von 160 untersuchten Käfern waren 118 ♀♀ und nur 42 ♂♂.

### Lebensraum und Lebensweise

*St. punctillum* und seine Entwicklungsstadien finden sich während des Sommers auf Bäumen, Sträuchern und Hecken, die von Spinnmilben befallen sind.

Im Untersuchungsgebiet fanden sich die Käfer in größerer Anzahl auf Holunderbüschen (*Sambucus nigra*), die von *Tetranychus urticae* befallen waren. In vereinzelt Exemplaren wurde *St. punctillum* in Lövenich (Bez. Köln) in einer größeren Obstanlage gefunden, in der regelmäßige Spritzungen stattfinden.

Weiterhin fanden sich die Tiere auf Himbeere, Hartriegel (*Cornus mas*), Linde und Robinie (*Robinia pseudacacia*) in Gemeinschaft mit verschiedenen Spinnmilbenarten.

Die Aktivität der Käfer erscheint im allgemeinen verhältnismäßig gering. Meist findet man sie ruhig auf der Unterseite von milbenbesetzten Blättern sitzen. Besonders bei kühler Witterung mit Lufttemperaturen unter 12 - 15 °C verharren die Tiere unbeweglich an derselben Stelle.

Bei warmem, sonnigem Wetter beginnen die Käfer mit der Fraßtätigkeit. Jedoch auch hierbei werden meist nur geringe Ortsveränderungen vorgenommen. In der Regel macht das Tier nur wenige Schritte zur Erlangung neuer Beute um anschließend wieder längere Zeit unbeweglich zu verharren. Kurze Flüge werden nur zur Erreichung neuer Futterplätze unternommen.

Die Winterruhe findet an geschützten Stellen unter der Rinde von Bäumen und in Holzritzen statt.

Zur Ermittlung des Verhaltens der Käfer bei der Einwinterung wurden 40 Tieren bei Beginn der Winterruhe einige zusammengeschnürte Stücke Baumrinde angeboten, die die Käfer auch als Winterversteck aufsuchten. Bei einer Kontrolle fanden sich fast sämtliche Käfer an einer Stelle versammelt, an der sie vielleicht optimale Lebensbedingungen vorfanden. Gleichartige Beobachtungen machte RADZIEVSKAYA (1931), die in Taschkent (Zentralasien) feststellte, daß *St. punctillum* in Gruppen von 10 - 50 Tieren überwintert.

Nach den Beobachtungen von BERKER (1958) ziehen sich die Käfer nach der Stammbasis zurück, um dort an geschützten Stellen einige Zentimeter unter Erdbodenhöhe zu mehreren zu überwintern.

Die Einwinterung der Käfer beginnt gegen Ende September bis Mitte Oktober mit dem Nachlassen der Temperaturen. An sonnigen warmen Oktobertagen sind gelegentlich noch vereinzelt Käfer auffindbar.



BERKER gibt für den süddeutschen Raum als Termin der Einwinterung Ende Oktober - Anfang November an. Mitte Oktober 1954 fand er in Geisenheim noch eine beträchtliche Anzahl von Puppen und schließt daraus, daß unter den dort herrschenden günstigen klimatischen Bedingungen unter Umständen noch eine 3. Generation auftreten kann.

In den geschützten Obstkulturen unter Glas in Naaldwijk (Holland) waren am 3.11.54 noch ganz vereinzelt Käfer zu finden.

*St. punctillum* lebt also stets in Gemeinschaft mit den verschiedenen Spinnmilbenarten auf Bäumen und Sträuchern. Bei ausreichender Nahrung zeigen die Käfer im allgemeinen Ortstreue. Im Herbst ziehen sie sich zur Einwinterung an geschützte Stellen z.B. unter die Baumrinde, in Holzritzen usw. zurück, wo sie in größeren Gruppen anzutreffen sind.

#### Entwicklungsablauf im Jahreszyklus

Das erste Auftreten der Käfer fällt mit dem Beginn der warmen Witterung zusammen. In den ersten sonnigen Tagen von Ende April bis Anfang Mai mit Durchschnittstemperaturen von über 12 - 15 °C verlassen die Käfer ihre Winterquartiere und schreiten zur Nahrungssuche.

Der Zeitpunkt ihres ersten Auftretens lag in den Jahren 1954 und 1955 ca. 1 - 2 Wochen hinter der ersten Eiablage von *Tetranychus urticae* und stimmte ungefähr mit dem Schlüpfen der Wintererier von *Metatetranychus ulmi*, wie aus der folgenden Übersicht hervorgeht, überein:

Jahr	Erstes Auftreten von <i>St. punctillum</i>	Schlüpfen der Wintererier von <i>Metatetranychus ulmi</i>	1. Eiablage der überwinterten <sup>oo</sup> von <i>Tetran. urticae</i>
1954	2. Mai	30. April	20. April
1955	28. April	29. April	14. April

Je nach der Witterung und den Nahrungsbedingungen beginnen dann die ♀♀ Anfang bis Mitte Mai mit der Eiablage. 1955 wurde die erste Eiablage im Untersuchungsgebiet am 10. Mai beobachtet. In 2 - 3 Wochen schlüpfen aus den Eiern die Larven der 1. Generation. Diese schreiten nach einer Fraßzeit von 2 - 4 Wochen zur Verpuppung. Nach einer 1 - 2 wöchigen Puppenruhe schlüpfen dann aus den Puppen die Imagines der 1. Generation, die in ihrer Masse Ende Juni und im Juli auftreten. Nach einer Praelovipositionsperiode von ca. 2 Wochen beginnen die Käfer der neuen Generation mit Kopulationen und der Ablage von Eiern.

Die Imagines der 2. Generation treten dann im August und September auf. Diese legen keine Eier mehr ab, sondern beschränken sich auf Fraßtätigkeit. Beim Kälterwerden der Nächte zu Beginn des Oktober suchen die Käfer ihre Winterquartiere auf, in denen sie bis zum folgenden Frühjahr bleiben.

Das zeitliche und zahlenmäßige Auftreten der einzelnen Generationen von *St. punctillum* im Jahr 1955 zeigt Abb. 11.

Von Anfang bis Ende Mai waren zahlreiche Imagines auf den Blättern zu finden. Ab Mitte Juni ging die Zahl der Käfer stark zurück, dafür fanden sich aber Larven aller Stadien. Am 24. Juni waren nur noch vereinzelte Käfer der überwinterten Generation auffindbar, dagegen fanden sich zahlreiche Puppen und bereits einige frisch geschlüpfte Käfer der 1. Generation.

Die Eiablage der neuen Generation setzte gegen Mitte Juli ein. Die Käfer der sich daraus entwickelnden 2. Generation traten in größerer Anzahl vom 11. August an auf. Mitte September waren nur noch vereinzelte Puppen zu finden. Anfang Oktober verschwanden die Käfer mit dem Rückgang der Temperaturen fast völlig bis auf einige Imagines, die an sonnigen Tagen noch gefunden wurden. 1954 wurden die letzten Käfer am 6. Oktober gefunden, 1955 fanden sich die letzten Käfer am 17. Oktober.

Die maximale Lebensdauer von *St.punctillum* beträgt schätzungsweise 12 - 14 Monate. Einige Tiere der überwinterten Generation blieben in Gefangenschaft unter Freilandbedingungen bis Ende August am Leben, lebten also ca. 11 - 12 Monate.

Ein gegen Ende September geschlüpftes ♀ der Wintergeneration lebte im Laboratorium bis zum 10.11. des nächsten Jahres, d.h. es erreichte ein Alter von mehr als 13 Monaten.

Die durchschnittliche Lebensdauer liegt wahrscheinlich bedeutend niedriger. Im Freiland gehaltene Tiere der 1. Generation starben zum überwiegenden Teil nach 10 - 12 Wochen ab.

Einen Überblick über die Lebensdauer von 12 im Laboratorium gehaltenen ♀♀ gibt Tab. 2. Die ♀♀ dieser Versuchsreihe waren sämtlich in den ersten 4 Tagen des Juli geschlüpft und begannen vom 9. Juli an mit der Eiablage. Die Lebensdauer dieser ♀♀ schwankt zwischen 6 Wochen im Minimum und 19 Wochen im Maximum und beträgt im Durchschnitt 12,7 Wochen.

Ein Teil der ♀♀ stirbt bald nach der letzten Eiablage ab, während einige ♀♀ noch bis zu 5 Wochen nach Ablage der letzten Eier am Leben bleiben.

Die große Variationsbreite der Lebensdauer geht auch aus den Untersuchungen anderer Autoren hervor. BRAVENBOER (1959) stellt eine Lebensdauer von 11-150 (im Mittel 30 Tage) fest. PUTMAN (1955) ermittelt eine Lebensdauer von 106 - 786 Tagen, während KLEIN (1936) für die Lebensdauer im Freiland nur durchschnittlich 21 Tage feststellt.

Anzahl und zeitliches Auftreten der Generationen.

Über die Zahl der jährlichen Generationen von *St.punctillum* herrscht in den vorliegenden Angaben keine Übereinstimmung:

Verfasser	Ort	Generationenzahl	Zeit des Auftretens
DOBRZHANSKI (1923)	Kiew (UdSSR)	Vermutlich nur eine Generation	-
RADZIEVSKAYA (1931)	Tashkent	Vermutlich einige Generationen	März- September
KUENEN (1949)	Holland	2 Generationen	Mai- Oktober
BLATTNY & OSVALD (1951)	Tschechos- lowakei	1-3 Generationen	-
COLLYER (1953a)	England	2 Generationen	Mai- Oktober
BERKER (1958)	Süddeutschland	2 Generationen (u.U.noch eine 3.Generation)	Mai- November

Wie die eigenen Untersuchungen ergaben, erzeugt *St. punctillum* in Westdeutschland unter Freilandbedingungen nur 2 Generationen pro Jahr.

Die Imagines der 1. Generation schlüpfen in ihrer Masse gegen Ende Juni und Anfang Juli. Die 2. Generation tritt im August und September in Erscheinung. Die Käfer der 2. Generation legen keine Eier mehr ab, sondern gehen im Oktober in Winterruhe.

Die Dauer der Entwicklung vom Ei bis zur Imago läßt sich durch günstige Temperatur- und Nahrungsbedingungen, wie sie im Laboratorium herstellbar sind, erheblich verkürzen.

Zur Klärung der Frage, ob durch diese Verkürzung der Entwicklungszeit auch die Anzahl der Generationen pro Jahr erhöht werden kann, wurde folgender Versuch durchgeführt: Aus Eiern der überwinterten Generation wurden Käfer gezüchtet und deren Nachkommen unter ständiger Kontrolle wieder weitergezüchtet. Die während der Zuchtdauer herrschenden Temperatur- und Feuchtigkeitsbedingungen sind aus Abb. 12 ersichtlich.

Es ergab sich im Laufe des Sommers eine Gesamtzahl von 6 Generationen. (Tab. 1)

St. punctillum erzeugt in Westdeutschland zwei Generationen pro Jahr, eine Sommergeneration, die im Juni - Juli aus den Eiern von überwinterten Käfern schlüpft und eine Wintergeneration, die erst im kommenden Frühjahr in Eiablage geht.

Unter günstigen Laboratoriumsbedingungen läßt sich die Zahl der Generationen (auf mindestens 6) erhöhen, und es gelingt, St. punctillum unabhängig von der Jahreszeit weiterzuzüchten.

#### Praeovipositionsperiode und Kopulation.

In der ersten Zeit nach dem Schlüpfen machen die ♀♀ eine Praeovipositionsperiode durch, in der sich die Ovarien entwickeln und für die kommende Eiablage heranreifen. Die Dauer dieser Periode ist abhängig von Temperatur- und Nahrungsangebot. Im Laboratorium beträgt die Dauer bei Temperaturen von 22 - 24 °C und bei guten Nahrungsbedingungen im Minimum 4 Tage vom Zeitpunkt des Schlüpfens ab gerechnet.

Im Freiland dauert sie bei Temperaturen von 16 - 20 °C 9 - 13 Tage.

Bei spärlichem Nahrungsangebot oder bei kühler Witterung, während derer die Fraßaktivität der Käfer stark herabgesetzt ist, beträgt die Zeit bis zur ersten Eiablage bis zu 5 Wochen.

Kopulationen wurden bei frischgeschlüpften Tieren frühestens 3 Tage nach dem Schlüpfen der Käfer beobachtet.

Die Kopulation findet nach Art der Coccinelliden durch Festklammern des ♂ auf dem Rücken des ♀ statt.

Die Dauer der Kopulation ist sehr kurz und beträgt meist nur 1 - 5 Minuten. Meistens findet man die kopulierenden Pärchen nicht still sitzend, sondern das ♀ versucht sich durch eilige Flucht der Kopula zu entziehen und das ♂ abzuschütteln. Daß trotzdem eine Spermaübertragung stattfindet, ist aus folgenden Beobachtungen ersichtlich. Bei ♀♀ in Eiablage ließ gelegentlich die Zahl der zuletzt abgelegten Eier stark nach, und die Eier waren unbefruchtet. Nach Zusammenbringen des ♀ mit einem ♂ und erfolgter Kopulation legte das ♀ bereits

am nächsten Tage wieder befruchtete, entwicklungsfähige Eier ab. Diese Tatsache läßt darauf schließen, daß bei *St. punctillum* eine mehrmalige Begattung vorkommt. Auf die Notwendigkeit einer mehrmaligen Begattung deutet auch der Bau der weiblichen Geschlechtsorgane hin, bei denen in Abweichung vom allgemeinen Typ der meisten verwandten Arten und Gattungen ein *receptaculum seminis* <sup>nicht</sup> vorhanden ist.

Die bei der Kopula übertragene Spermamenge scheint sehr unterschiedlich zu sein, da einige isoliert gehaltene ♀♀ ohne erneute Kopulation nach 12 Wochen noch befruchtete Eier ablegten, während bei anderen ♀♀ bereits nach 4 - 6 Wochen die Ablage unbefruchteter Eier einsetzte.

Ein ♂ ist in der Lage, mehrere ♀♀ zu begatten. Auch mit ♀♀, die sich in normaler Eiablage befinden, werden beim Zusammenbringen der Geschlechter Kopulationen beobachtet.

Unbegattete ♀♀ legen wenige unbefruchtete Eier ab. Diese sind von befruchteten Eiern dadurch unterscheidbar, daß sie nicht prall und glänzend erscheinen, sondern ein schlaffes und mattes Aussehen haben und innerhalb weniger Stunden Falten zeigen und schließlich zusammenfallen.

Die Untersuchungen zeigen, daß günstige Temperatur- und Nahrungsbedingungen die Dauer der Praeovipositionsperiode abkürzen. Das Fehlen eines *receptaculum seminis* beim ♀♀ von *St. punctillum* macht eine mehrmalige Begattung erforderlich.

b. E i u n d E i a b l a g e p e r i o d e .

Die Form des Eies ist länglich oval. Die Abmessungen betragen im Durchschnitt 0,35 - 0,39 mm für die Länge und 0,22 - 0,24 mm für die Breite.

Das frisch abgelegte Ei ist von blaßgelber Farbe. Die Oberfläche erscheint in den ersten Tagen nach der Ablage glatt und glänzend. Mit einsetzender Embryonalentwicklung nimmt es eine etwas tiefer gelbe Färbung an und verliert seinen Glanz. Die Eioberfläche erscheint nun besonders strukturiert: sie weist eine flache hexagonale Felderung auf. (Abb. 13)

Am Kopfpol des Eies wird bei fortschreitender Embryonalentwicklung das Ocellenpigment in Form zweier rötlicher Flecken sichtbar.

Kurz vor dem Schlüpfen nimmt das Ei - bedingt durch die durchscheinende Larve - eine graubraune Färbung ab, Segmentierung sowie die Borsten des erwachsenen Embryos sind bereits durch die Eihülle hindurch erkennbar.

Die Dauer der Entwicklung des Eies von der Ablage bis zum Schlüpfen der Larve ist temperaturabhängig. Im Freiland dauert die Eientwicklung bei einer mittleren Temperatur von 15,6 °C durchschnittlich 12,6 Tage, bei 17,6 °C durchschnittlich 10 Tage.

Im Laboratorium beträgt die Eidauer bei 21,7 °C im Mittel 6,9 Tage und bei 22,8 °C 5,9 Tage (Tab. 2, Abb. 14).

Schwankungen der Entwicklungsdauer bis zu 5 Tagen werden auch bei Eiern beobachtet, die zu dem gleichen Zeitpunkt abgelegt wurden.

Beim Schlüpfen aus dem Ei bricht der Embryo zunächst das Chorion am Kopfpol des Eies auf und beginnt danach durch Dehnungs- und Kontraktionsbewegungen diesen Schlitz zu erweitern. Durch die eindringende Luft erhält das Ei dabei ein silberweißes Aussehen.

Der Embryo stemmt sich hierauf mit dem Thorax gegen die entstandene Öffnung, so daß schließlich die Eihaut von vorne beginnend in Längsrichtung des Eies aufreißt. Die Junglarve beginnt sich nun langsam aus der Eihülle herauszuarbeiten.

Der Schlüpfvorgang dauert etwa 10 - 15 Minuten. Die Larve verläßt das Chorion, ohne es aufzufressen.

#### Zeit und Ort der Eiablage.

Die erste Eiablage erfolgt bald nach dem Erscheinen der überwinterten Käfer an den ersten warmen Tagen Ende April bis Anfang Mai.

1954 wurden die ersten Eier im Freien am 13. Mai gefunden. 1955 fand die erste Eiablage am 10. Mai statt. Nach Mitte Juni geht die Eiablage zurück. Ein Teil der überwinterten Imagines stirbt ab, während sich gleichzeitig die erste Sommergeneration entwickelt.

Diese Generation beginnt gegen Mitte bis Ende Juli mit der Ablage von Eiern, aus denen von Anfang August an die ersten Imagines der 2. Generation schlüpfen.

Die beiden Eiablageperioden sind nicht scharf geschieden, sondern überschneiden sich teilweise. Einige ♀♀ der überwinterten Generation lebten unter Freilandbedingungen bis Ende August und legten am 19. August die letzten Eier ab.

Die Eier werden von den ♀♀ stets einzeln auf die Unterseite von milbenbesetzten Blättern abgelegt. Im Freiland fanden sich auf einem Blatt selten mehr als 3 - 4 Eier.

In der Zucht war die Eizahl pro Blatt infolge der geringen zur Verfügung stehenden Blattfläche und auf Grund des erheblich dichteren Milbenbesatzes beträchtlich höher. Es wurden hier bis zu 50 Eier pro Blatt abgelegt.

Vereinzelt fanden sich in der Zucht auch Eier auf der Oberseite von Blättern und an den Blattstielen.



Die Eier werden in horizontaler, vertikaler oder schräger Lage am Blatt angebracht. Da *St. punctillum* keine akzessorischen Geschlechtsdrüsen besitzt, wird keine besondere Flüssigkeit sezerniert, um die Eier am Substrat festzuheften. Offenbar genügt die feuchte Substanz, die dem Ei beim Verlassen des Genitaltrakts anhaftet, um das Ei am Blatt zu befestigen. Die Anheftung ist dem entsprechend nur lose. Gelegentlich findet man auch Eier lose im Gespinnst der Spinnmilben hängend.

Ein Tages-Rhythmus in der Eiablage ist nicht feststellbar. Die Ablage von Eiern erfolgt sowohl am Tage als auch nachts.

Es lassen sich zwei Haupt-Eiablageperioden im Jahr erkennen, die erste im Mai - Juni durch die Käfer der überwinterten Generation, die zweite im Juli - August durch die Käfer der Sommergeneration. Beide Perioden sind nicht scharf voneinander getrennt, sondern überschneiden sich teilweise, so daß von Mai bis September Eier auffindbar sind. Die Eiablage erfolgt stets inmitten von Spinnmilbenpopulationen auf die Blätter von milbenbesetzten Pflanzen.

Abhängigkeit der Eizahl von Temperatur und Nahrungsbedingungen.

Die Zahl der von den einzelnen ♀♀ abgelegten Eier weist starke Unterschiede auf. Unter Freilandbedingungen erfolgt die Eiablage sehr unregelmäßig und sprunghaft und steht offenbar in starker Abhängigkeit von der Temperatur sowie von der Menge und der Zusammensetzung der Nahrung.

Hierauf deuten folgende Beobachtungen hin: 8 ♀♀ wurden im Freiland bei reichlicher Milbenkost, bestehend aus sämtlichen Entwicklungsstadien der Milben, gehalten. Innerhalb von 30 Tagen legten die ♀♀ eine durchschnittliche Eizahl von 69 Eiern je ♀ ab. (Tab. 3)

Im gleichen Zeitraum wurden 5 ♀♀ im Freiland zwecks Ermittlung der Fraßzahl nur mit adulten Milben gefüttert. Diese ♀♀ zeigten eine sehr unregelmäßige und schwache Eiablage von durchschnittlich nur 16 Eiern pro ♀. (Tab. 4)

Der gleiche Versuch wurde im Laboratorium bei einer Durchschnittstemperatur von 24 °C durchgeführt.

6 ♀♀, die nur mit erwachsenen Milben gefüttert wurden, legten in 30 Tagen im Durchschnitt 26 Eier je ♀ ab. (Tab. 5)

Im Gegensatz hierzu legten 16 ♀♀, denen sämtliche Entwicklungsstadien der Milben als Kost reichlich geboten wurden, im Laboratorium innerhalb von 30 Tagen eine durchschnittliche Zahl von 179,7 Eier pro ♀ ab. (Tab. 6)

Offenbar benötigen die ♀♀ neben günstigen Temperaturen auch Milbeneier sowie Milben der jüngeren Stadien, um zur vollen Eiablage zu gelangen. Altmilben allein genügen nicht.

Für die Anhängigkeit der Eiablage von der Nahrungsmenge spricht auch folgende Beobachtung: Trat bei einem ♀ während der Eiablage Nahrungsmangel ein, so hörte die Ablage von Eiern sofort auf. Nach erneutem reichlichen Nahrungsangebot setzte innerhalb von 1 - 2 Tagen wieder eine intensive Eiablage ein.

Die Intensität der Eiablage hängt einmal von der Temperatur und zum anderen von der Zusammensetzung der Nahrung ab.

Niedrige Temperaturen hemmen die Eiablage. Weiterhin genügt die Ernährung mit Altmilben allein nicht, sondern die Käfer benötigen auch Milben der übrigen Stadien, um zur vollen Eiablage zu gelangen.

Gesamt-Eiablage bei konstanten Temperatur- und Nahrungsbedingungen.

Außer von Temperatur und Nahrung hängt die Eizahl auch von der individuellen Fruchtbarkeit der ♀♀ ab, die starke Unterschiede aufweist.

Um einen Überblick über die Stärke und Dauer der Gesamteiablage zu erhalten, wurden 12 ♀♀ der 1. Jahresgeneration, die zur gleichen Zeit geschlüpft waren, unter konstanten Laboratoriumsbedingungen in Einzelzucht gehalten und ihre gesamte Eiablage verfolgt. (Tab. 7)

Die Gesamt-Eizahlen wiesen hierbei trotz gleicher Temperatur- und Nahrungsbedingungen erhebliche Unterschiede zwischen den einzelnen ♀♀ auf. Ein Jahres-Rhythmus in der Eiablage war nicht feststellbar.

Im Durchschnitt erstreckte sich die Eiablage pro ♀ auf 67,4 Tage. Die durchschnittliche Eizahl innerhalb dieser Zeit betrug 269 Stück.

Dies entspricht einer durchschnittlichen Eizahl von 3 - 4 je ♀ und Tag.

Die höchste Eizahl, die ein ♀ im Laufe seines Lebens erreichte, betrug 491 Eier.

Die starke Variation der Eiproduktion geht auch aus den Untersuchungen anderer Autoren hervor. BRAVENBOER (1959) fand eine Schwankung der täglichen Eiproduktion zwischen 0,4 und 9,6 Eiern (Mittel 4,6) sowie eine totale Eiablage von 4 - 196 Eiern bei einer mittleren Lebensdauer von 30 Tagen. Nach BLATTNY u. OSVALD (1948) betrug die Eiproduktion innerhalb von 6 Wochen 50 - 100 Eier, während PUTMAN (1955) bei einer Lebensdauer von 106 - 786 Tagen eine Eiproduktion von 197 - 1290 Stück ermittelte.

Auch bei konstanten Temperatur- und Nahrungsbedingungen ist also die Eiproduktion stark abhängig von der individuellen Legeleistung der Käfer.

## Einfluß der täglichen Belichtungsdauer auf die Stärke der Eiablage.

Zur Klärung der Frage, ob die Verkürzung der täglichen Belichtungsdauer infolge der abnehmenden Tageslängen im Herbst einen Einfluß auf die Stärke der Eiablage hat, wurde folgender Versuch durchgeführt:

Eine Gruppe von 10 Käferweibchen wurde in 2 Gruppen zu je 5 Käfer eingeteilt.

Eine dieser beiden Gruppen wurde unter Langtagbedingungen (künstliche Zusatzbelichtung täglich vom Beginn der Dämmerung an bis 22 Uhr) gehalten, während die andere Gruppe gleichzeitig unter Kurztagbedingungen, d.h. bei normalem Tageslicht im Herbst (ohne Zusatzlicht) gehalten wurde. Beide Gruppen wurden laufend auf ihre Eiproduktion untersucht.

Gruppe 1 (Langtag) legte in einem Zeitraum von 13 Tagen insgesamt 678 Eier ab, dagegen legte Gruppe 2 (Kurztag) in der selben Zeit nur 342 Eier ab.

In einem folgenden Abschnitt von 21 Tagen wurden *b e i d e* Gruppen unter *L a n g t a g* bedingungen gehalten. Hierbei ergaben sich Eizahlen von 1057 für Gruppe 1 und 1119 für Gruppe 2. (Tab. 8)

Die statistische Überprüfung, ob unter Anrechnung der Käferzahl und der Beobachtungszeit die Eiproduktion der Gruppe 2 in der Kurztagperiode verhältnismässig geringer ist, als in der Langtagperiode ergibt, daß dies mit Sicherheit der Fall ist, d.h. Gruppe 2 hat mit Sicherheit im Kurztag weniger Eier abgelegt als sowohl dieselbe Gruppe als auch die gleichwertige Gruppe 1 unter Langtagbedingungen abgelegt haben.

$(\chi^2 > 150; P < 0,00001)$

In einer zweiten gleichartigen Versuchsreihe wurden 14 Käferweibchen in 2 Gruppen zu 10 und 4 Käfer aufgeteilt. Gruppe 1 wurde während einer Zeit von 28 + 9 Tagen unter Langtagbedingungen gehalten, Gruppe 2 stand während der 28 ersten Tage unter Kurztagbedingungen, während der folgenden 9 Tage unter Langtagbedingungen.

Gruppe 1 (Langtag) legte in der ersten Versuchsperiode (28 Tage) eine Gesamtzahl von 3466 Eiern ab, dies entspricht einer durchschnittlichen Eizahl pro Käfer und Tag von 12,4. Gruppe 2 (Kurztag) legte in derselben Periode 1043 Eier ab, entsprechend einer Durchschnittszahl von 9,3 Eiern pro Käfer und pro Tag. (Tab. 9)

Die Frage, ob sich die Anzahlen der abgelegten Eier für Kurz- oder Langtag verhältnismäßig verhalten zur Anzahl der Käfer - die Anzahl der Tage ist in beiden Fällen gleich - kann mit Sicherheit verneint werden. ( $P < 0,00001$ ). Unter Kurztagbedingungen sind also mit Sicherheit verhältnismäßig weniger Eier abgelegt worden als von der anderen Käfergruppe desselben Versuchs unter Langtagbedingungen.

Beim Vergleich der durchschnittlichen Eizahlen im Versuch I mit den Eizahlen des Versuchs II fällt auf, daß beim Versuch II sowohl unter Langtag- als auch unter Kurztagbedingungen verhältnismäßig mehr Eier abgelegt worden sind, als im Versuch I. Es wäre daher zu prüfen, ob die 14 Käfer des Versuchs I sich untereinander anders verhalten als die 14 Käfer des Versuchs II.

In Versuch I befanden sich 7 Käfer in 4 Untergruppen aufgeteilt im Langtagversuch. Während der ersten 13 Tage wurde für jede dieser Untergruppen die Anzahl der abgelegten Eier sechsmal kontrolliert. Jeder der Untergruppen variiert ihre durchschnittliche Eizahl pro Käfer und Tag im Verlaufe der Zeit, jedoch sind die Variationen innerhalb dieser 4 Untergruppen nicht mehr als zufällig verschieden. (Bartlett - Test  $\chi^2 = 6,63$   $P = 0,085$ )

Eine entsprechende Untersuchung für die 10 Käfer unter Langtagbedingungen im Versuch II, die in 5 Untergruppen unterteilt waren und während der ersten 13 Tage 11 mal auf die Zahl ihrer abgelegten Eier kontrolliert wurden, ergibt, daß diese Käfer im Verlauf der ersten 13 Tage in ihrer Eiablage mit Sicherheit anders variieren, als die Käfer des Versuchs I. ( $\chi^2 = 28,9$  bei 4 Freiheitsgraden). Außerdem ist die durchschnittliche Eizahl pro Käfer und Tag im Versuch II mit

11,65 um 3,75 Eier höher, als bei Versuch I. Diese Differenz ist aufgrund der Varianzen zwischen den Versuchsgruppen hoch signifikant. Die Varianzen zwischen den Untergruppen sind bei beiden Langtagversuchen aber nicht verschieden ( $F = 1,02$ ).

Diese Unterschiede zwischen den beiden Versuchsgruppen erklären sich daraus, daß es sich bei Versuch I um Käfer der 2. Generation handelt, während die Käfer im Versuch II der 3. Generation angehörten. Die Käfer des Versuchs I waren also ca. 3 - 4 Wochen älter, als die des Versuchs II und hatten entsprechend früher mit der Eiablage eingesetzt. Dies machte sich offenbar in einem Nachlassen der Eiproduktion bemerkbar, so daß die Tiere des Versuchs I in ihrer durchschnittlichen Eiablage hinter denen des Versuchs II zurückbleiben.

Wie die Ergebnisse zeigen, hat die Dauer der täglichen Belichtung einen Einfluß auf die Stärke der Eiablage. Abnehmende Tageslängen hemmen die Legetätigkeit der ♀♀.

Einfluß von zusätzlicher Belichtung auf das Wiedereinsetzen der Eiablage bei ♀♀ aus dem Freiland.

Beim Rückgang der Temperaturen und Abnehmen der Tageslänge gegen Anfang September läßt die Eiablage von *St. punctillum* nach und hört in der Regel Mitte September ganz auf. Die Käfer treten zu diesem Zeitpunkt offenbar bereits in ein Vorstadium der Diapause ein.

Beim Einholen dieser Käfer ins Laboratorium erfolgt trotz der höheren Temperatur keine Eiablage mehr.

1956 wurde die letzte Eiablage im Freiland am 16. September beobachtet. Die Tagesdurchschnittstemperaturen sanken um diese Zeit bereits bis auf 12,5 °C.

Zur Klärung der Frage, ob für das Aussetzen der Legetätigkeit neben dem Temperaturrückgang auch die abnehmende Tageslänge eine Rolle spielt, wurde folgender Versuch angesetzt:

14 Tage nach der letzten Eiablage am 2. Oktober wurden ♀♀ aus dem Freiland ins Laboratorium (Temperatur 23,1 °C.) eingeholt. Ein Teil davon wurde unter normaler Tageslichtbedingungen gehalten, während der andere Teil täglich vom Einbruch der Dämmerung bis um 22 Uhr Zusatzbelichtung erhielt.

Die ♀♀ mit Zusatzbelichtung begannen nach einem Zeitraum von 4 Tagen nach Einholen ins Laboratorium mit der Eiablage, die sich ständig steigerte und nach 10 Tagen einen Höhepunkt erreichte, um anschließend wieder nachzulassen.

Im Gegensatz dazu traten die ♀♀ ohne Zusatzbelichtung nicht in Eiablage. Ab 10. Oktober erhielten auch diese ♀♀ eine Zusatzbelichtung, und nach 3 Tagen setzten auch diese wieder mit der Eiablage ein; die Kurve der Eizahlen nimmt hier einen ähnlichen Verlauf wie bei den ♀♀ des ersten Versuches. Nach 11 Tagen erreicht die Eiablage einen Höhepunkt und fällt dann wieder ab. (Tab. 10 und Abb. 15)

Die Befunde zeigen, daß auf das Wiedereinsetzen der Eiablage neben der Temperatur die Dauer der täglichen Belichtung eine Rolle spielt.

Zur Überwindung der bereits eingesetzten Diapause, die vermutlich durch Verringerung von Temperatur und Tageslänge im Herbst bedingt ist, bedarf es nicht nur günstiger Temperaturen, sondern auch einer verlängerten täglichen Belichtungsdauer. Temperaturerhöhung allein genügt nicht.

## c. Larvenentwicklung.

Die Larvenentwicklung von *Stethorus* umfaßt vier Stadien mit drei dazwischenliegenden Häutungen. (Abb. 16 und 17)

Vor jeder Häutung heftet sich die Larve mit dem Analsegment unter Ausscheidung eines Tropfens einer Klebesubstanz fest. Bei der Häutung platzt die Larvenhaut dorsal in der Medianlinie der Thoraxsegmente auf, und die Larve verläßt nach vorne herauskriechend die leere Hülle.

Die Häutungen finden am Fraßort der Larve auf der Blattunterseite inmitten der Milbenpopulation statt.

Die charakteristischen Merkmale der Larve von *St. punctillum* treffen für alle vier Larvenstadien zu, es sei deshalb nur das 4. Larvenstadium beschrieben.

Die  $L_4$  ist 3 - 3,3 mm lang und hat eine maximale Breite von 0,88 mm.

Der Körper der Larve erscheint ziemlich flach und spindelförmig. Die Thoraxlänge entspricht ungefähr einem Drittel der gesamten Körperlänge.

Am Kopf sind die Genae sklerotisiert und dunkel gefärbt. Weiterhin finden sich in der fronto - clypeal - Zone größere sklerotisierte Flecken sowie einige kleinere Sklerite, die mit Borsten besetzt sind. (Abb. 18)

Der Prothorax trägt beiderseits einen dunkelbraun gefärbten, stärker chitinierten Dorsalschild sowie einige chitinierte Plättchen, die mit je einer Borste besetzt sind. Auf Meso- und Metathorax finden sich ebenfalls je zwei Dorsalschilder, diese erscheinen jedoch unregelmäßig und lösen sich lateralwärts besonders beim Metathorax in einzelne borstenbesetzte Chitinplättchen und -flecken auf.

Die ersten 8 Abdominalsegmente tragen 6 Längsreihen von sklerotisierten höckerartigen Erhebungen, die van EMDEN (1949) in Anlehnung an GAGE (1921) als Strumae bezeichnet. Jede dieser Strumae trägt 3 stärkere Borsten (Setae) sowie 3-5 schwächere Borsten.



Die 3 Beinpaare entsprechen dem Typ der ursprünglichen Polyphagen-extremitäten und zeigen eine Gliederung in Coxa, Trochanter, Femur, Tibiotarsus und Prätarsus. Am Tibiotarsus finden sich mehrere Setae, von denen ca. 12 - 15 als Haftborsten ausgebildet sind. Der Prätarsus ist mit einer sichelförmigen Klaue und einem rechtwinkligen Zahn versehen.

Die frisch geschlüpfte Larve von *St. punctillum* hat eine Länge von 0,76 - 0,8 mm.

Um die darauffolgenden Larvenstadien voneinander unterscheiden zu können, müssen die Kopfkapselbreiten gemessen werden, da der Längenvergleich infolge der Kontraktionsfähigkeit der Larven keine fest faßbaren Werte liefert.

Die Kopfkapselbreiten wurden bei je 20 Individuen von jedem Larvenstadium gemessen.

#### Mittlere Kopfkapselbreite:

L <sub>1</sub>	0,166 mm,	variierend zwischen	0,160 und 0,172 mm
L <sub>2</sub>	0,189 mm,	"	" 0,180 und 0,204 mm
L <sub>3</sub>	0,235 mm,	"	" 0,228 und 0,243 mm
L <sub>4</sub>	0,302 mm,	"	" 0,284 und 0,316 mm

Erstes Auftreten der Larvenstadien und Dauer der Larvenentwicklung in Laboratorium und Freiland.

#### 1. Larvenstadium.

Das 1. Larvenstadium ist unmittelbar nach dem Schlüpfen aus dem Ei zunächst gleichmäßig hellgrau, die Chitinplatten auf den Thorax-Segmenten sind noch nicht dunkel ausgefärbt. Die Farbe der Ocellen ist bereits braunschwarz.

Innerhalb von 3 - 4 Stunden geht die Farbe der Chitinbedeckung in dunkelgrau über, die Larve nimmt durch Dehnen und Strecken an Größe zu.

Nach dem Schlüpfen verharzt die Larve meist längere Zeit regungslos neben der leeren Eihülle. Diese Ruhepause dauert in der Regel zwischen einer halben Stunde und zwei Stunden. Gelegentlich wurde beobachtet, daß eine Larve wenige Minuten nach dem Schlüpfen bereits mit der Suche und Aufnahme von Nahrung begann.

Nach der ersten Nahrungsaufnahme zeigt die Larve im Bereich des Darmtrakts je nach der aufgenommenen Nahrung eine rötliche oder graugrüne Färbung.

## 2. Larvenstadium.

Das 2. Larvenstadium wurde im Jahr 1955 im Untersuchungsgebiet im Freiland zum erstenmal am 10. Juni beobachtet.

Bei einer Laboratoriumstemperatur von 21,5 °C benötigt dieses Stadium eine durchschnittliche Entwicklungszeit von 1,5 Tagen.

Im Freien dauerte die Entwicklung bei einer Durchschnittstemperatur von 15,7 °C 5,6 Tage.

## 3. Larvenstadium.

Das 3. Larvenstadium wurde 1955 vom 15. Juni ab gefunden.

Die Entwicklungsdauer beträgt im Laboratorium bei 21,5 °C im Durchschnitt 2 Tage.

Im Freiland beträgt die Entwicklung bei einer Durchschnittstemperatur von 15,4 °C 4 Tage.

#### 4. Larvenstadium.

Dieses Stadium wurde 1955 im Freiland zum erstenmal am 18. Juni gefunden.

Die Dauer der Entwicklung im Laboratorium bei  $21,5^{\circ}\text{C}$  beträgt 3,3 Tage.

Im Freiland betrug die Entwicklungsdauer bei  $15,7^{\circ}\text{C}$  durchschnittlich 8,7 Tage.

Die Entwicklungsdauer der Larvenstadien ist außer von den Nahrungsverhältnissen in erster Linie temperaturabhängig. Weiterhin zeigt der Häutungsverlauf auch bei konstanten Bedingungen eine gewisse Variationsbreite, d.h. auch bei gleichen Temperatur- und Nahrungsbedingungen differieren die Häutungs-termine der Larven um mehrere Tage. (Tab. 11, Abb. 19 und Tab. 12, Abb. 20)

Die bedeutend höhere Variationsbreite der Entwicklungsdauer im Freiland erklärt sich aus den ungünstigeren Nahrungsbedingungen. Während die Larvenentwicklung im Laboratorium bei überreichem Nahrungsangebot ohne Hemmung verläuft, muß die Larve im Freiland in verschiedenem Maße Energie zur Nahrungssuche verwenden, und es bleibt in stärkerem Maße dem Zufall überlassen, ob die Larve günstige oder weniger günstige Nahrungsbedingungen vorfindet und ihre Entwicklung entsprechend schneller oder langsamer verläuft.

Das in Bezug auf die Nahrung empfindlichste Stadium in der Larvenentwicklung ist das 1. Larvenstadium. Obwohl die Junglarve einen rel. niedrigen Nahrungsbedarf von 6 - 9 Milbeneiern bzw. 3 - 6 Milbenlarven hat, ist dieses Stadium am meisten durch Nahrungsmangel gefährdet. Infolge ihrer geringen Größe ist  $L_1$  bei schwachem Milbenbesatz pro Blatt noch nicht in der Lage, durch intensive Futtersuche die vereinzelt liegenden Milbeneier aufzufinden oder größere Entfernungen zur Erreichung besserer Futterplätze zurückzulegen.

Die Fortbewegungsgeschwindigkeit einer  $L_1$  ist bedeutend geringer als die der älteren Larven.

Für die Larven der einzelnen Stadien wurden auf einer glatten Fläche folgende Fortbewegungsgeschwindigkeiten ermittelt:

$L_1$	:	7,2	cm/Minute
$L_2$	:	11,2	cm/Minute
$L_3$	:	23,6	cm/Minute
$L_4$	:	28,6	cm/Minute

$L_1$  besitzt also etwa ein viertel der Fortbewegungsgeschwindigkeit von  $L_4$ .

Hinzu kommt weiter, daß die Junglarven bedeutend mehr durch Faktoren, wie Blatthaare und Gespinste der Spinnmilben, behindert werden als die ausgewachsenen Larven.

Es wurde beobachtet, daß Junglarven auf schwach mit Milbeneiern besetzten Blättern verhungerten, obwohl die benachbarten Blätter genügend Nahrung boten.

Das 4. Larvenstadium zeichnet sich durch besonders große Aktivität und Freßgier aus und erscheint im Hinblick auf die Dezimierung der Spinnmilben als wirksamste Entwicklungsstadium von *St. punctillum*.

Die Entwicklungsdauer der Larvenstadien hängt außer vom Nahrungsangebot in erster Linie von der Temperatur ab, zeigt aber auch bei konstanten Temperatur- und Nahrungsverhältnissen eine gewisse Variationsbreite.

#### d. V o r p u p p e u n d P u p p e .

Die Puppe von *St. punctillum* ist nach Art der Coccinellidenpuppe eine Pupa obtecta.

Ihre Abmessungen betragen 1,58 mm für die Länge, 0,98 mm für die Breite und 0,63 mm für die Dicke.

Die Farbe ist braunschwarz bis tiefschwarz.

Die Ausbildung der Ventralseite entspricht bereits weitgehend dem Bau der Imago. (Abb. 22) Auf der Dorsalseite weist der Bau des Abdomens noch weitgehend larvale Merkmale auf. Die in sechs Längsreihen angeordneten höckerartigen Erhebungen (Strumae) der Larve sind bei der Puppe ebenfalls als flache Erhebungen angedeutet. Sie sind wie bei der Larve mit Borsten verschiedener Stärke besetzt. (Abb. 23) Im übrigen zeigen die gesamte Dorsalseite sowie die lateralen Teile der Puppe einen dichten Besatz von senkrecht abstehenden Borsten. Am Ende des Abdomens findet sich stets die Larvenhaut, die bei der Verpuppung dorsal in der Medianlinie der Thoraxsegmente aufreißt und durch die hervortretende Puppe zum Abdominalende hin zusammengeschoben wird. An der Abdomenspitze befinden sich ventral zwei Anhänge von der Form eines Füßchens, die durch eine Öffnung der zusammengeschobenen Haut hindurchragen und die Anheftung der Puppe am Substrat bewirken.

Eine weitere Anheftung der Puppe erfolgt durch Ausscheidung eines Sekrettropfens am Kopfpol und Verklebung der Stirnseite mit dem Substrat.

Ablauf der Verpuppung und Dauer der Puppenruhe im Laboratorium und Freiland.

Die Verpuppung der erwachsenen Larve findet auf der Unterseite von Blättern inmitten der Spinnmilbenpopulation statt.

Sie beginnt mit einem kurzen Vorpuppenstadium. Die Larve heftet sich hierbei mit dem Analsegment unter Sekretion eines Tropfens einer leimartigen Flüssigkeit an der Blattunterseite fest, der Körper wird etwas kontrahiert, so daß die Larve kürzer und dicker erscheint.

Das Vorpuppenstadium dauert im Laboratorium 24 - 36 Stunden. Gegen Ende des Stadiums nimmt die Larve eine orange-bräunliche Färbung an, bedingt durch die bereits angelegte durchscheinende Puppe. Die Larvenhaut platzt schließlich dorsal in der Mittellinie der Thoraxsegmente auf und wird durch die hervorquellende Puppe zum Analende hin zurückgeschoben, wo sie während der ganzen Puppenruhe als vertrocknetes Anhängsel bleibt.

Die Puppe erscheint unmittelbar nach dem Platzen der Larvenhaut leuchtend orangefarben. Durch Erhärtung der Chitinhülle verfärbt sie sich dann langsam innerhalb von ca. 6-8 Stunden über braunschwarz nach tiefschwarz. (Abb. 24 und 25)

Die Dauer des Puppenstadiums ist ebenfalls temperaturabhängig. Im Laboratorium dauert die Puppenruhe bei einer Durchschnittstemperatur von 21,8 °C im Mittel 5 Tage. Im Freiland ergibt sich für die Dauer der Puppenruhe eine erheblich größere Variationsbreite, sie beträgt bei einer Durchschnittstemperatur von 15,8 °C im Mittel 9,4 Tage. (Tab. 14, Abb. 26)

#### Schlüpfen der Imago.

Beim Schlüpfen des Käfers reißt die Puppenhülle ventral in der Gegend zwischen Kopf und Prosternum auf, und der Jungkäfer schlüpft nach vorne aus der Hülle heraus. Hierbei wird der Teil der Hülle, der das Pronotum bedeckt, nach vorne hoch geklappt, und die ganze Puppenhülle wird in die Länge gezogen. Verlassene Puppenhüllen sind daher infolge ihrer schmaleren und länglicheren Form bereits makroskopisch von den nicht geschlüpfen Puppen zu unterscheiden.

Der frisch geschlüpfte Käfer verharret meist einige Stunden unbeweglich neben der leeren Puppenhülle; in dieser Zeit erhärten seine Chitintteile. Die Farbe des Käfers ist beim Schlüpfen okergelb mit Ausnahme von Pronotum, Kopf und Abdomenspitze, die bereits braunschwarz sind. (Abb. 27)

Die Ausfärbung der übrigen Teile über braunschwarz nach schwarz hin erfolgt in einem Zeitraum von ca. 5 - 7 Stunden.

Gelegentlich wurde beobachtet, daß im Laboratorium aus Puppen, die offenbar in zu trockener Luft (40 - 50 % rel. Luftfeuchtigkeit) gehalten worden waren, Käfer schlüpften, deren Hautflügel nicht entfaltet waren, sondern als zusammengeschrumpfte Anhängsel unter den Elytren heraushingen und von den Käfern nachgeschleift wurden. Trotz der dadurch verursachten Flugunfähigkeit waren die Tiere lebensfähig, bei einem solchen ♂ wurde normale Eiablage beobachtet.

### 3. Spezielle Untersuchungen zur Ernährung von St. punctillum.

#### Nahrungsaufnahme bei Larve und Käfer.

Die Larven von *St. punctillum* ernähren sich von den Eiern und sämtlichen Stadien der Spinnmilben.

Das 1. Larvenstadium, dessen Körpervolumen ungefähr dem Volumen eines adulten Milbenweibchens von *Tetr. urticae* entspricht, frißt vorwiegend Milben e i e r, gelegentlich auch Milben l a r v e n und P r o t o n y m p h e n sowie deren Ruhestadien. Es wurde beobachtet, daß eine Junglarve bereits eine Stunde nach dem Schlüpfen eine Milbenlarve aussog.

Bei der Nahrungssuche bewegt sich die Käferlarve langsam kriechend auf der Blattunterseite vorwärts, heftet sich dabei wiederholt mit dem Analsegment fest und führt suchende Bewegungen des Vorderabschnittes nach beiden Seiten aus. Die Suchbewegungen erscheinen dabei unorientiert, und das Auffinden der Beute durch die Larve scheint mehr oder weniger dem Zufall überlassen zu sein.

Oft kriecht die Larve achtlos in unmittelbarster Nähe von Milbeneiern und Ruhestadien oder sich bewegenden Milben vorbei und ergreift erst bei einem zufälligen Zusammenstoßen die Beute. Die Milbe wird hierbei schnell mit den Mandibeln ergriffen und ihr flüssiger Inhalt wird von der Käferlarve zunächst vollkommen ausgesogen. Bei der Durchsichtigkeit des Chitins beider Tiere läßt sich dieser Vorgang unter dem Bino-kular bei 25-facher Vergrößerung genau verfolgen. Man sieht, wie der Milbeninhalt in den Darmtrakt der Larve einströmt, während die leere Milbenhaut völlig kollabiert.

Nach dem vollständigen Leersaugen der Milbe wird der flüssige Milbeninhalt vermischt mit den Verdauungssäften wieder von der Larve erbrochen und in die leere Milbenhülle hineingepumpt, so daß sich die Milbenhaut wieder prall füllt. Der ursprünglich



meist rote Milbeninhalt verfärbt sich dabei in schmutzig graugrün. Anschließend wird der Milbeninhalt wieder eingesogen. Dieser Vorgang des Einsaugens und Wiederausstoßens des Milbeninhalts wiederholt sich mehrere Male, bis schließlich die Nahrung endgültig eingesogen und die leere Milbenhülle abgestoßen wird.

Die Zeit, die die Larve zum Aussaugen einer Milbe benötigt, ist je nach der Größe des Milbenstadiums und dem Sättigungsgrad der Larve sehr verschieden. Das Aussaugen eines adulten Milbenweibchens durch  $L_4$  dauert ca. 10 - 20 Minuten. Hierbei entfallen ca. 3 - 5 Minuten auf das erste Leersaugen der Milbe, während der restlichen Zeit wird der Milbeninhalt hin- und hergepumpt. Beim Aussaugen von ausgewachsenen Milbenweibchen erfolgte dieses Einsaugen und Ausstoßen des flüssigen Milbeninhaltes ca. 40 - 60 mal.

Bei der Nahrungssuche zeigen die Larven i.allg. eine ziemliche Ortstreue. Bei ausreichend starkem Milbenbefall bleibt die Larve oft während sämtlicher Larvenstadien auf demselben Blatt und schreitet dort auch zur Verpuppung.

Der Käfer läuft beim Aufsuchen der Nahrung mit tief gesenktem Kopf über das Blatt, indem er fortwährend die Blattfläche mit den Fühlern betastet. Stößt er hierbei auf ein Ei oder sonstiges Milbenstadium, so wird dieses schnell mit den Mandibeln ergriffen und ausgesogen.

Beim Auffinden der Beute scheint beim Käfer der Tastsinn die Hauptrolle zu spielen. Milben, welche in unmittelbarer Nähe im Gesichtskreis des Käfers sitzen oder laufen, werden nicht beachtet. Erst wenn der Käfer bei seiner Suche nach Beute zufällig eine Milbe mit den Fühlern berührt, wird das Tier sofort gepackt und verzehrt.

Die Fraßdauer des Käfers für eine ausgewachsene Milbe schwankt zwischen 2 und 10 Minuten. Beim Verzehren der Milbe wird wie bei der Fraßweise der Larve der Milbeninhalt erst mehrere Male eingesogen und wieder in die leere Milbenhaut zurückgepumpt, bis er schließlich endgültig eingesogen wird.

Die Käfer fressen die Eier und sämtliche Stadien der Milben. Jüngere Milben werden meist restlos verzehrt, von den größeren Stadien bleibt oft die Milbenhaut zurück. Eier werden entweder ausgesogen oder restlos verzehrt. Das Aussaugen eines Eies dauert 20-70 Sekunden.

Die Blätter werden nie restlos von den Milben befreit. War in der Zucht der größte Teil der Milbenstadien vernichtet, so daß Nahrungsmangel eintrat, dann verließen die Käfer die Futterpflanze, um neue Nahrungsorte aufzusuchen.

In der Nacht nehmen die Käfer infolge der tieferen nächtlicher Temperaturen im Freiland im allgemeinen keine Nahrung auf, dagegen erfolgt bei den höheren Temperaturen im Laboratorium auch nachts eine Nahrungsaufnahme.

BRAVENBOER(1959), GÜNTHART (1945) und PUTMAN (1955) beobachteten, daß die Käfer die Milben vollständig auffressen und nur Teile der Haut und Beine übrig lassen. Dagegen stellen KUENEN (1946) und COTTIER (1934) fest, daß die Milben nur ausgesogen werden.

Nach den eigenen Beobachtungen konnte sowohl ein Aussaugen als auch ein Auffressen der Milben durch die Käfer festgestellt werden. Waren die Käfer ausgehungert, so wurden die Milben meist bis auf einen Rest an Haut und Gliedmaßen vollständig verzehrt. Mit zunehmender Sättigung zeigte sich jedoch, daß die Käfer nicht nur wählerischer in der Auswahl der Beute wurden, sondern auch die Milben nur noch aussaugten. Gelegentlich saugten die Käfer ältere Milben nur halb aus und ließen dann davon ab.

## Nahrungsmenge.

Über den Umfang der aufgenommenen Nahrung von *St. punctillum* und seiner Larven liegen einige Angaben anderer Autoren vor, die in der folgenden Übersicht zusammengefaßt sind:

Autor	Stadium von <i>St. punctillum</i>	Vertilgte Milbenstadien	Beobachtungs- dauer
GEIJSKES (1938)	Larve	2 ♀♀ adult 4 Nymphen II 6 " I 2 Eier	30 Minuten
GÜNTHART (1945)	Imago	2 ♀♀ adult 2 Nymphen 4 Larven	13,5 Minuten
LISTO (1939)	Imago 9 Larven	25 Milben 81 "	60 Minuten 60 "
COLLYER (1953a)	Larve L <sub>3</sub> Imago	24 Milben 31 " 20 "	24 Stunden
KUENEN (1947)	Larve	4 Milben 16 Eier	60 Minuten
BERKER (1958)	Imago	4 Imagines 7 Jugend- stadien 14 Eier	60 Minuten

Diese Daten sind jedoch ohne genaue Angaben des Entwicklungsstadiums von *St. punctillum* sowie der Stadien der vertilgten Milben nur von beschränktem Wert, da sich einerseits die einzelnen Stadien von *Stethorus* durch verschieden hohen Nahrungsverbrauch unterscheiden und zum anderen die einzelnen Milbenstadien stark im Volumen voneinander differieren. Weiterhin spielt bei der Fraßmenge pro Zeiteinheit die Temperatur eine Rolle.

Bei gleichmäßig hohen Laboratoriumstemperaturen geht die Entwicklung der Larvenstadien beschleunigt vonstatten, entsprechend steigt die Bewegungs- und Fraßaktivität in der Zeiteinheit an.

Im Freiland sind Aktivität und Nahrungsaufnahme stark witterungsabhängig. An kühlen und nassen Tagen mit Temperaturen unter 12 °C verharren Larven und Käfer meist unbeweglich an derselben Stelle. Der Nahrungsverbrauch sinkt an solchen Tagen fast auf 0.

In Versuchen wurden 6 Käfer 10 Tage lang im Laboratorium bei einer durchschnittlichen Temperatur von 24 °C mit adulten Milbenweibchen von *Tetranychus urticae* gefüttert. Es ergab sich hierbei eine Durchschnittsfraßzahl von 10 Milben pro Tag und Käfer. (Tab. 15)

Weiterhin wurden 10 Käfer 24 Tage lang im Freiland bei einer Durchschnittstemperatur von 16 °C mit adulten Milbenweibchen gefüttert. Die Käfer verbrauchten hierbei eine Zahl von durchschnittlich 8 Milben täglich. (Tab. 16)

Einen Überblick über Zusammensetzung und Menge der Nahrung der Imago gibt das Protokoll der Nahrungsaufnahme von 3 Käfern über 3 Stunden.

## Fraßprotokoll von 3 Imagines über 3 Stunden (Temp. 21,5 °C)

Nr. 1		Nr. 2		Nr. 3	
Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.
Suche	1	Fraß: 1 Ei	2	Suche	1
Fraß: ♀ adult	6	" ♀ adult	2	Fraß: 1 Ei	1
Suche	1	" Nymphe I	1	" 3. Ruhe-Stad.	3
Fraß: 4 Eier	4	" 5 Eier	5	" 4 Eier	6
" Nymphe I	6	" Nymphe II	2	" 2. Ruhe-Stad.	7
Suche	1	Suche	2	Putzen	1
Fraß: 2. Ruhe-Stad.	1	Fraß: Larve	1	Fraß: 1. Ruhe-Stad.	2
Putzbewegungen	3	" 1. Ruhe-Stad.	1	Suche	1
Fraß: 2 Eier	2	" 1 Ei	1	Fraß: 3. Ruhe-Stad.	5
" 1. Ruhe-Stad.	1	" 1. Ruhe-Stad.	1	Suche	2
" 1 Ei	1	Putzen, Ruhe	8	Fraß: 3. Ruhe-Stad.	3
Ruhe	7	Fraß: 2 Eier	2	Fortbewegung	7
Putzbewegungen	1	Putzen, Ruhe	32	Ruhe	3
Ruhe	22	Suche	1	Suche	2
Fraß: Larve	1	Fraß: 1 Ei	1	Fraß: 1 Ei	1
Suche	2	" Nymphe I	3	Ruhe	12
Fraß: 2 Eier	2	" 3 Eier	2	Fraß: ♀ adult	4
Suche	1	Ruhe	3	Ruhe	1
Fraß: Larve	2	Fraß: 4 Eier	3	Suche	1
" ♀ adult (wird nur halb leergesogen)	8	Suche, verschmäht 2. Ruhe-Stad.	2	Fraß: ♀ adult	7
Suche	2	Ruhe	7	Ruhe	1
Fraß: 3 Eier	3	Fortbewegung	2	Suche	1
Ruhe	81	Ruhe	7	Fraß: 1. Ruhe-Stad.	3
Suche	2	" 2 Eier	3	" 2 Eier	3
Fraß: 3 Eier	2	Fraß: 5 Eier	4	Suche, Putzen	3
Ruhe, Putzen	10	Ruhe	11	Ruhe	4
		Suche	2	Suche, Putzen	3

Nr. 1		Nr. 2		Nr. 3	
Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.
Fortbewegung	2	Fraß: 3 Eier	1	Fraß: 1 Ei	1
Ruhe	5	(verschmäht Larve)		Ruhe	24
		Fraß: 1 Ei	1	Fortbewegung	1
		(verschmäht ♀)		Ruhe	6
		Fraß: 4 Eier	2	Putzen, Ruhe	23
		Ruhe	1	Suche	3
		Fraß: 1 Ei	1	Fraß: 1 Ei	1
		Suche	1	Ruhe	5
		(verschmäht ♀)		Fraß: Larve	3
		Ruhe	10	" 2 Eier	1
		Suche	2	Ruhe	7
		Fraß: 2 Eier	1	Fraß: 1 Ei	1
		Ruhe	6	Putzen, Ruhe	5
		Fraß: 2 Eier	2	Suche, verschmäht	1
		Ruhe	2	1. Ruhe-Stage	
		Fraß: 2 Eier	2	Ruhe	10
		Ruhe	20		
		Fortbewegung	2		
		Ruhe	12		
		Fortbewegung	6		

	Nr. 1	Nr. 2	Nr. 3
Gesamtzeit der Ruhe	131 Minuten	119 Minuten	103 Minuten
Fortbewegung und Suche	10 "	20 "	25 "
Nahrungsaufnahme	39 "	41 "	52 "

## Zusammensetzung der Nahrung:

	15 Stück	37 Stück	13 Stück
Eier	15 Stück	37 Stück	13 Stück
Larve	1 "	1 "	1 "
1. Ruhe-Stage	1 "	2 "	2 "
Nymphe I	1 "	1 "	-
2. Ruhe-Stage	1 "	-	1 "
Nymphe II	1 "	2 "	-
3. Ruhe-Stage	-	-	3 "
Imago ♀	2 "	1 "	1 "
" ♂	-	-	-

Verschmähte Milbenstadien:	1 ♀ adult	2 ♀♀ adult 1 2. Ruhe-Stage 1 Larve	1 1. Ruhe-Stage
----------------------------	-----------	--	-----------------

Die innerhalb von 3 Stunden aufgenommene Nahrungsmenge der Käfer besteht also in 13 - 37 Eiern und 7 - 8 Milben der verschiedenen Entwicklungsstadien.

Bei der Zusammensetzung der Nahrung ist auffallend, daß die Käfer nicht wahllos jedes erreichbare Milbenstadium annehmen, wie dies bei  $L_4$  zu beobachten ist, sondern daß sie gelegentlich ältere Milbenstadien verschmähen und Milbeneier als Nahrung offensichtlich bevorzugen.

Über die Fraßmengen der einzelnen Larvenstadien lassen sich keine präzisen Angaben machen, da sich die Nahrung aus allen Stadien der Milben zusammensetzt. Die verschiedenen Milbenstadien unterscheiden sich stark im Volumen und sind mengenmässig schwer gegeneinander abwägbar.

Eine Vorstellung von der Gefräßigkeit der Larven vermittelt ein Größenvergleich zwischen den aufeinanderfolgenden Stadien. (Abb. 28)

Die besonders große Fraßquote der Larven des 4. Stadiums geht aus ihrer Größenzunahme von der Häutung bis zum ausgewachsenen Zustand hervor.

Die Fraßgeschwindigkeit ist in diesem Stadium verglichen mit der im ersten Larvenstadium beträchtlich. Während  $L_1$  zum Aussaugen eines Milbeneies ca. 13 - 14 Minuten benötigt, beträgt die Fraßzeit von  $L_4$  pro Ei nur 20 - 30 Sekunden.

Einen Überblick über den Fraßrhythmus und die Fraßmenge der Larven vermitteln die folgenden Protokolle von zwei frischgeschlüpften ersten Larvenstadien über 7 Stunden sowie die Protokolle von drei  $L_4$  über 2 Stunden.

Beim Vergleich der Fraßprotokolle von  $L_1$  und  $L_4$  ist erkennbar, daß bei  $L_1$  zwischen den einzelnen Zeiten der Nahrungsaufnahme noch größere Ruhepausen von durchschnittlich einer Stunde liegen, während  $L_4$  oft pausenlos hintereinander die verschiedenen Milbenstadien vertilgt und nur Pausen von wenigen Minuten einschibt. Verschiedentlich wird auch beobachtet, daß  $L_4$  Eier und Milbenstadien unvollständig verzehrt und sich gleich wieder einer neuen Beute zuwendet.



Fraßprotokoll von 2 frischgeschlüpften  $L_1$  über 7 Stunden  
(Temp. 21,5 °C)

Nr. 1		Nr. 2	
Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.
Schlüpfen der Larve	8	Schlüpfen der Larve	7
Ruhe	45	Ruhe	49
Fraß: 1 Ei	10	Fortbewegung	2
Fortbewegung	3	Ruhe	9
Ruhe	42	Suche	3
Suche	5	Fraß: 1 Ei	18
Fraß: 1 Ei	18	Ruhe	30
Ruhe	7	Fortbewegung	7
Fortbewegung	2	Ruhe	90
Ruhe	55	Fraß: 1 Ei	13
Fortbewegung	2	Ruhe	130
Ruhe	51	Suche	10
Suche	9	Fraß: 1 Ei	12
Fraß: 1 Ei	11	Ruhe	50
Ruhe	100		

	Nr. 1	Nr. 2
Gesamtzeit der Ruhe	361 Minuten	355 Minuten
Fortbewegung und Suche	21 "	22 "
Nahrungsaufnahme	38 "	43 "
Nahrungsmenge	3 Eier	3 Eier
Durchschnittliche Fraßzeit pro Ei	13 Minuten	14 Minuten

Fraßprotokoll von 3 L<sub>4</sub> über 2 Stunden (Temp. 21,5 °C)

Nr. 1		Nr. 2		Nr. 3	
Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.
Suche	10	Suche	5	Ruhe	5
Fraß: 1. Ruhe-Stad.	3	Fraß: 1. Ruhe-Stad.	3	Suche	3
Suche	1	" 2. Ruhe-Stad.	5	Fraß: 3. Ruhe-Stad.	7
Fraß: 2. Ruhe-Stad.	8	Suche	3	Ruhe	7
Suche	2	Fraß: ♀ adult	22	Fraß: ♂ adult	6
Fraß: ♂ adult	3	Suche	5	Suche	3
Suche	2	Fraß: Larve	1	Fraß: Nymphe I	3
Fraß: ♂ adult	2	" Nymphe II	10	Ruhe	3
Suche	1	Ruhe	2	Fraß: 1 Ei	0,3
Fraß: 2. Ruhe-Stad.	6	Suche	3	Fortbewegung	2
Suche	1	Fraß: 1 Ei	0,5	Ruhe	4
Fraß: 3. Ruhe-Stad.	5	Ruhe	1	Suche	2
Suche	1	Fortbewegung	2,5	Fraß: 1 Ei	0,2
Fraß: 1. Ruhe-Stad.	3	Ruhe	3	Ruhe	3
" 2. Ruhe-Stad.	2	Fortbewegung	4	Suche	2
" Nymphe I	6	Ruhe	40	Fraß: 2. Ruhe-Stad.	4
Suche	1	Fraß: 1 Ei	0,5	Ruhe	3
Fraß: ♂ adult	7	Ruhe	9,5	Fraß: 2 Eier	0,5
Suche	1			Ruhe	1
Fraß: 1 Ei	0,5			Fraß: 1 Ei	0,5
Suche	1			Ruhe	3
Fraß: 1. Ruhe-Stad.	2			Suche	6
Ruhe	3			Fraß: 2 Eier	1
Fraß: 1. Ruhe-Stad.	2,5			Suche	1
Ruhe	1			Fraß: Nymphe I	3
Fraß: 1. Ruhe-Stad.	2			Ruhe	4
Suche	2			Suche	3

Nr. 1		Nr. 2		Nr. 3	
Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.	Tätigkeit	Dauer in Min.
Fraß: 3. Ruhe-Stat.	4			Fraß: 2. Ruhe-Stat.	2
" 2. Ruhe-Stat.	4			Ruhe	1
Ruhe	3			Fraß: 2 Eier	3
Fraß: 1. Ruhe-Stat.	1			Ruhe	8
Ruhe	3			Fraß: 1 Ei	1
Suche	3			Ruhe	1
Fraß: Nymphe I	4			Suche	2
Ruhe	10			Fraß: 1 Ei	1
Suche	5			Ruhe	7
Fraß: Nymphe II	5			Fortbewegung	2
				Ruhe	8

	Nr. 1	Nr. 2	Nr. 3
Gesamtzeit der Ruhe	20 Minuten	55 Minuten	58 Minuten
Fortbewegung und Suche	30 "	22 "	26 "
Nahrungsaufnahme	70 "	43 "	36 "

#### Zusammensetzung der Nahrung

	1 Stück	2 Stück	11 Stück
Eier	1 Stück	2 Stück	11 Stück
Larve	-	1 "	-
1. Ruhe-Stat.	6 "	1 "	-
Nymphe I	1 "	-	2 "
2. Ruhe-Stat.	4 "	1 "	1 "
Nymphe II	2 "	1 "	-
3. Ruhe-Stat.	2 "	-	1 "
Imago ♀	-	1 "	-
" ♂	3 "	-	1 "

### Nahrungsspezifität.

Die Tatsache, daß *St. punctillum* nur in Gesellschaft mit Spinnmilben angetroffen wird, deutet darauf hin, daß seine Nahrung in erster Linie aus Spinnmilben besteht.

Zur Untersuchung der Frage, ob von den Spinnmilbenarten *M e t a t e t r a n y c h u s u l m i* KOCH und *T e t r a n y c h u s u r t i c a e* KOCH, die im Hinblick auf ihre Verbreitung und Bedeutung an erster Stelle unter den Spinnmilben stehen, eine Art als Nahrung von *St. punctillum* bevorzugt wird, wurden abgezählte Mengen beider Spinnmilbenarten gleichzeitig angeboten.

Eine Bevorzugung einer der beiden Arten konnte nicht festgestellt werden, vielmehr wurden wahllos Tiere der beiden Arten angegriffen und verzehrt.

Ebenso wurden Spinnmilben der Art *B r y o b i a p r a e t i o s a* KOCH, die im Untersuchungsgebiet nur vereinzelt gefunden wurden, von *St. punctillum* als Nahrung angenommen. BERKER (1958) stellt ebenfalls fest, daß sämtliche in seinem Untersuchungsgebiet vorkommenden Spinnmilbenarten von *St. punctillum* gefressen werden.

Von besonderem Interesse erscheint die Frage, ob *St. punctillum* monophag, d.h. nur von Spinnmilben lebt, oder ob er auch andere Nahrung zu sich nimmt.

In der Literatur findet sich eine Mitteilung, nach der *St. punctillum* auch Thrips-Larven frißt, die in Gesellschaft mit den Spinnmilben auf Holunder leben. (HEEGER, 1853)

Eigene Untersuchungen bestätigten diese Beobachtung. Auf Holunder (*Sambucus nigra*) fanden sich in Gemeinschaft mit Spinnmilben der Art *Tetran. urticae* häufig Thripse aller Entwicklungsstadien von der Art *T h r i p s s a m b u c i* HEEGER. Es wurde beobachtet, daß *St. punctillum* die jungen, blaßgrünen, noch weichhäutigen Larven dieser Thripsart angriff und verzehrte.

Es interessierte nun die Frage, ob die Thripse als vollwertige Nahrung oder nur als Notnahrung bei zu spärlichem Milbenbefall anzusehen sind. Hierzu wurden zunächst 5 Imagines nur mit Thripslarven gefüttert. Es zeigte sich, daß die Tiere auch bei reiner Thripskost während einer Versuchsdauer von 20 Tagen am Leben blieben. Die Tiere verbrauchten dann bei einer Durchschnittstemperatur von 24 °C täglich durchschnittlich 11 - 12 Thripslarven pro Käfer. (Tab. 17)

In einem weiteren Versuch sollte ermittelt werden, ob die Käfer bei gleichzeitigem Angebot von Thrips<sup>larven</sup> und Milben eine von diesen als Nahrung bevorzugen. Hierzu wurden 6 Imagines 14 Tage lang eine abgezählte Menge Thripslarven und die gleiche Zahl an adulten Milben angeboten.

Die Ergebnisse zeigten eine klare Bevorzugung der Milben. Einem Durchschnittsverbrauch von 1,8 Thripslarven steht ein Verbrauch von 8,5 Milben gegenüber. (Tab. 18)

Von besonderem Interesse im Hinblick auf die biologische Bekämpfung der Spinnmilben erscheint die Frage, ob *St. punctillum* auch die Milbenarten der Gattung *Typhlodromus* vernichtet, die als Raubmilben von den Spinnmilbenarten leben.

Die *Typhlodromus*arten spielen als Feinde der Spinnmilben eine wichtige Rolle. Von mehreren Autoren wird ihre Bedeutung als begrenzender Faktor von Spinnmilbenpopulationen hervorgehoben, und teilweise werden sie an die erste Stelle unter den natürlichen Feinden der Spinnmilben gesetzt. (KUENEN, 1949; COLLYER, 1953 a, b; DOSSE, 1955; MATHYS, 1954; BERKER, 1958).

Im Untersuchungsgebiet wurden auf den Holunderbüschen zusammen mit der Spinnmilbenart *Tetranychus althaeae* die Raubmilbenarten *Typhlodromus tiliarum* Oud. und *Typhlodromus finlandicus* Oud. sowie Raubmilben der Gattung *Cheileticus* spec. festgestellt.

Zur Klärung der Frage, ob *Typhlodromus* von *St. punctillum* als Nahrung angenommen wird, wurden einem Käfer, der bei 25 °C zwei Tage lang ohne Nahrung gehalten worden war, unter Beobachtung mit dem Binokular Milben der Gattung *Typhlodromus* angeboten.

Der Käfer begann sofort mit eifriger Nahrungssuche und stieß dabei auf eine Typhlodromus-Milbe, betastete sie kurz mit den Fühlern und ließ sofort wieder davon ab, ohne das flüchtende Tier zu packen. Dieser Vorgang wurde mehrmals beobachtet. Beim Zusetzen von Spinnmilben wurde die Beute sofort gepackt und verzehrt.

Dagegen wurden die Eier von Typhlodromus von den Käfern gefressen.

In weiteren Versuchen wurden ausgehungerten erwachsenen Larven von *St. punctillum* Typhlodromusmilben zur Nahrung angeboten. Im Gegensatz zu den Spinnmilben vermögen die Raubmilben der Gattung Typhlodromus außerordentlich schnell zu laufen und entziehen sich einer Störung durch eilige Flucht.

Es zeigte sich, daß die Larven nicht in der Lage waren, die schnell flüchtigen Raubmilben zu packen. Heftete man die Raubmilben mit etwas Fe<sup>ch</sup>tigkeit am Blatt fest, so kam es zu Fraßversuchen der Larven an den Milben. Beim Auftreffen auf die Beute versuchte die Larve sofort, diese zu packen; es gelang ihr jedoch nicht, mit ihren Mandibeln die Milbencuticula zu durchdringen, die im Gegensatz zu der weichhäutigen Spinnmilbencuticula bei Typhlodromus glatt und chitinig gepanzert ist. Schließlich gelang es der Larve, die Raubmilbe vom Kopf her zu ergreifen und auszusaugen.

Eine andere Larve versuchte mehrmals vergeblich, die Cuticula von Typhlodromus zu durchdringen und ließ schließlich von ihrer Beute ab.

Die Versuche zeigen, daß die Typhlodromus-Milben zwar als Nahrung von Stethorus-Larven nicht vollkommen abgelehnt werden, jedoch kommt eine Dezimierung der Raubmilben durch Stethorus infolge ihrer großen Schnelligkeit und Flüchtigkeit sowie ihrer schweren Angreifbarkeit infolge ihres Chitinpanzers nicht in Betracht.

Wie bei anderen Coccinellidenarten kommen auch bei *St. punctillum* Fälle von Kannibalismus vor.

Es wurde wiederholt beobachtet, daß die Käfer bei Nahrungsmangel die Eier der eigenen Art fraßen. Ebenso greifen die größeren Larvenstadien die Eier der eigenen Art an. Eine L<sub>2</sub> wurde bei dem Versuch beobachtet, ein Ei zu fressen; es gelang ihr jedoch nicht, die Eihülle mit den Mandibeln zu durchdringen. Ältere Larven wurden bei Nahrungsknappheit mehrfach beim Aus-saugen von Eiern beobachtet.

Gelegentlich wurden ältere Larvenstadien beim Fraß von Jung-larven der eigenen Art beobachtet.

*St. punctillum* lebt also im allgemeinen monophag von Spinnmilben. Dabei werden Milben der verschiedenen erwähnten Arten ohne Unterschied als Nahrung angenommen.

Bei Nahrungsmangel werden als Notnahrung auch die jungen Larven von Thrips sambuci verzehrt.

Raubmilben der Gattungen Typhlodromus und Cheiletia werden nicht vernichtet.

Kannibalismus an Eiern und Junglarven der eigenen Art wird gelegentlich beobachtet.

### Sterblichkeit der Larven und Käfer bei Hungerversuchen.

Die Fähigkeit der Larvenstadien  $L_1 - L_4$  zu hungern, ist vom Alter und von der Temperatur abhängig. Am empfindlichsten gegen Nahrungsmangel erweist sich stets  $L_1$ , während  $L_4$  am längsten zu hungern vermag. Während  $L_1$  spätestens am 4. Tag eingegangen ist, leben zu diesem Zeitpunkt unter Freilandbedingungen noch 60 % von  $L_4$ .

Weiterhin sterben die Larven bei den höheren Laboratoriumstemperaturen erheblich früher ab als unter den niedrigen Freilandtemperaturen. Während  $L_4$  bei einer mittleren Temperatur von  $23,5^\circ\text{C}$  im Laboratorium spätestens nach 6 Tagen eingegangen ist, bleibt es bei einer Temp. von  $15,7^\circ\text{C}$  bis zu 9 Tagen am Leben. (Tab. 13 a u. b, Abb. 21)

Das in Bezug auf die Nahrung empfindlichste Stadium in der Larvenentwicklung ist das 1. Larvenstadium. Obwohl die Junglarve einen rel. niedrigen Nahrungsbedarf von 6 - 9

Milbeneiern bzw. 3 - 6 Milbenlarven hat, ist dieses Stadium am meisten durch Nahrungsmangel gefährdet. Infolge ihrer geringen Beweglichkeit ist  $L_1$  bei schwachem Milbenbesatz pro Blatt noch nicht in der Lage, durch intensive Futter-suche die vereinzelt liegenden Milbeneier aufzufinden.

Die Fähigkeit der Käfer, Hunger zu ertragen, ist ebenfalls stark temperaturabhängig.



Bei einer Laboratoriumstemperatur von 25 °C starben von 25 Versuchstieren 60 % nach 2 Tagen, der Rest nach spätestens 4 Tagen ab.

Bei einer Außentemperatur von durchschnittlich 22 °C betrug die Lebensdauer ohne Nahrung 4 - 5 Tage.

Brachte man die Käfer im Kühlschrank in eine Temperatur von 8 °C, so ergaben sich bedeutend längere Lebenszeiten. Nach 15 Tagen waren 20 % der Käfer gestorben, nach 34 Tagen lebten noch 40 %, während die letzten Tiere erst nach 46 Tagen gestorben waren. (Tab. 19)

Die Fähigkeit der Larven und Käfer zu hungern ist temperaturabhängig. Bei niedrigen Temperaturen können beide Stadien länger ohne Nahrung leben als bei höheren.

Die Larven erweisen sich gegen Nahrungsmangel um so empfindlicher, je jünger sie sind.

## Z u s a m m e n f a s s u n g

- 1.) Die Biologie des Coccinelliden *Stethorus punctillum* WEISE wurde besonders in Hinblick auf seine Eigenschaft als Feind von Spinnmilben untersucht.

*St.punctillum* erzeugt in Westdeutschland jährlich zwei Generationen: Eine erste Generation, die im Juni/Juli aus den Eiern von überwinterten Käfern schlüpft und eine zweite, die im August/September aus den Eiern der ersten Generation schlüpft und erst nach der Überwinterung im kommenden Frühjahr zur Eiablage gelangt.

Unter Laboratoriumsbedingungen läßt sich die Zahl der Generationen auf mindestens sechs erhöhen.

- 2.) Vom Schlüpfen bis zur ersten Eiablage machen die ♀♀ eine Präovipositionsperiode durch, deren Dauer von den Temperatur- und Nahrungsbedingungen abhängig ist.

Die Ablage von Eiern erfolgt einzeln auf die Unterseite von milbenbesetzten Blättern.

Die Intensität der Eiablage ist außer von der Temperatur von der Zusammensetzung der Nahrung abhängig. Volle Eiablage erfolgt nur, wenn Milbeneier und Milben jüngerer Stadien vorhanden sind. Fütterung mit Altmilben allein genügt nicht. Weiterhin hängt die Eiablage von der individuellen Fruchtbarkeit der ♀♀ ab und weist auch bei gleichen Temperatur- und Nahrungsbedingungen erhebliche Unterschiede zwischen den einzelnen Käfern auf.

Beim Rückgang der Temperaturen und Abnehmen der Tageslänge im Herbst läßt die Eiablage von *St.punctillum* nach und hört in der Regel gegen Mitte September ganz auf. Die Käfer treten anschließend in die Diapause ein.

Die Abnahme der Tageslänge wirkt sich bei der Zucht der Tiere auch unter günstigen Temperaturen im Laboratorium hemmend auf die Eiablage aus. Durch zusätzliche Belichtung läßt sich die Intensität der Eiablage wieder steigern.

♀♀ aus dem Freiland, die im Herbst bereits in Diapause getreten sind, beginnen bei erhöhten Temperaturen und zusätzlicher Belichtung im Laboratorium wieder mit der Eiablage. Temperaturerhöhung allein genügt nicht.

- 3.) Die Larvenentwicklung umfaßt vier Stadien mit drei dazwischenliegenden Häutungen. Die Entwicklungsdauer dieser Stadien ist abhängig von der Temperatur und dem Nahrungsangebot.
- 4.) Die Verpuppung erfolgt nach einem kurzen Vorpuppenstadium auf der Unterseite von milbenbesetzten Blättern. Die Dauer der Puppenruhe ist temperaturabhängig.
- 5.) Käfer und Larven fressen Milben sämtlicher Entwicklungsstadien. Eine normale Entwicklung der Larven erfolgt nur bei einer bestimmten Dichte des Milbenbefalls. Gegen Nahrungsmangel sind die Larven um so empfindlicher, je jünger sie sind. Die Fähigkeit von Käfer und Larve zu hungern ist temperaturabhängig.

St.punctillum lebt im allgemeinen monophag von Spinnmilben. Dabei werden Milben der Arten *Tetranychus urticae* KOCH und *Metatetranychus ulmi* KOCH ohne Unterschied als Nahrung angenommen.

Bei Nahrungsmangel werden von den Käfern als Notnahrung auch die jungen Larven von *Thrips sambuci* HEEGER verzehrt. Dagegen sterben die Larven bei Mangel an Milben-nahrung bald ab.

Raubmilben der Gattungen *Typhlodromus* und *Cheiletia* werden nicht vernichtet, da diese Raubmilben sehr beweglich sind und infolge ihrer chitinen Panzerung nahezu unangreifbar sind. Hingegen werden ihre Eier von Käfern und Larven von *St.punctillum* verzehrt.

- 6.) Die Fähigkeit von Larve und Käfer zu hungern, ist temperaturabhängig. Bei tiefen Temperaturen vermögen die Tiere erheblich länger ohne Nahrung auszukommen als bei höheren.
- Die Larven sind gegen Nahrungsmangel um so empfindlicher, je jünger sie sind.

## Literaturverzeichnis

(Die mit \* bezeichneten Arbeiten waren nur im Referat  
zugänglich)

- ANDERSEN, V.S. (1947) Untersuchungen über die Biologie und Bekämpfung der Pbstbaum-Spinnmilbe *Paratetranychus pilosus* Can. et Fanz. Dissertation Bonn.
- BERKER, J. (1956) Über die Bedeutung der Raubmilben innerhalb der Spinnmilbenbiozönose auf Apfel. 2. Über den Einfluss zweier Raubmilben auf den Populationsverlauf von *Metatetranychus ulmi* Koch.  
Mitt. B.B.A. 85, S. 44 - 48.
- (1958) Die natürlichen Feinde der Tetranychiden.  
Z. angew.Ent. 43, S. 115 - 172.
- \*BLAIR, C.A. & GROVES J.R. (1952) Biology of the Fruit Tree Red Spider Mite *Met.ulmi* Koch in southeastern England.  
J. hort. Sci. 27, S. 14-43.
- \*BLATTNY, C. & BALACEK, B. (1924) Pokusnické zprávy českého odboru rady zemědělské v. Praze 3, S.16, Prague.
- \*BLATTNY, C. & CSVALD V. (1948) Prispěvky k prognostice škodlivých činitelů chemie: III. Sviluska čnemlová (*Epitetr. althaeae* v. Hanst.) Prag.
- BRAVENBOER, L. (1959) De chemische en biologische bestrijding van de spintmijt *Tetranychus urticae* KOCH.  
Dissertation Wageningen 1959.
- \*CHAMBERS, V.H., HEY G.L. & SMITT, N.K. (1944) DDT, the new Insecticide.  
Market Grower 22, S. 12-13.  
Rep.lst.int.Congr.Plant.Prot. Neveerlee 1946, S. 305-314.

- CLÉMENT, A.L. (1880) Observations sur les Premiers états du *Scymnus minimus* Payk. Ann. Soc. Ent. Fr., S. 341-346.
- COLLYER, E. (1949) The Predator Aspect of the Fruit Tree Red Spider Problem. Rep. E. Malling Res. Sta. 36, S. 108-110.
- (1953a) Biology of some predatory insects and mites associated with the Fruit Tree Red Spider Mite (*Met. ulmi* Koch) in South-Eastern England. II. Some important Predators of the Mite. J. horticult. Sci. 27, S. 85-97.
- (1953b) IV. The Predator-Mite Relationship. J. hort. Sci. 28, S. 246-259.
- \*DELHAYE, R. (1946) Les traitements phytopharmaceutiques en viticulture sous verre. C.R. 1er Congr.int.Phytopharm. Héverlée 1946.
- DELUCCHI, V. (1954) *Pullus impexus* (Muls.) (Col. Coccinell.) a predator of *Adelges piceae* (Ratz.) (Hemipt. Adelgid.) with notes on its parasites. Bull.Ent.Res., 45.
- DOBRZHANSKY, TH. (1924a) Die weiblichen Generationsorgane der Coccinelliden als Artmerkmal betrachtet. Entom.Mitteil.XIII, S. 20-25.
- (1924b) Beitrag zur Kenntnis des weiblichen Geschlechtsapparates der Coccinelliden. Z.wiss.Ins.biol. 19, S.98-100.

- DOSSE, G. (1955) Aus der Biologie der Raubmilbe  
Typhlodromus cucumeris Oud.  
(Acar., Phytoseiidae).  
Z.Pflanzenkrankh. 62, S. 593-598.
- (1956) Über die Bedeutung der Raubmilben  
innerhalb der Spinnmilbenbio-  
zönose auf Apfel. 1. Grundsätzliches  
aus der Biologie räuberischer  
Milben.  
Mitt. B.B.A. 85, S. 41-44.
- van EMDEN, F.I. (1949) Larvae of British beetles VII  
(Coccinellidae).  
Ent.mon.Mag. 85, S. 265-283.
- FRANZ, J. (1954) Möglichkeiten, Grenzen und Auf-  
gaben der biologischen Schädlings-  
bekämpfung in Deutschland.  
Anz.Schädl.Kunde 27, S. 97-102.
- GAGE, J.H. (1899) The larvae of the Coccinellidae.  
Ill.biol.Monogr.6, S. 233-294.
- GANGLBAUER, L. (1899) Die Käfer von Mitteleuropa.  
3, Wien, S. 959-966.
- GEIJSKES, D.C. (1938) Warnemingen over het Fruitspint  
in Verband met zijn Bestrijding.  
Tijdschr.Pl.Ziekt.44, S. 49-80.
- GÜNTHART, E. (1945) Über Spinnmilben und deren  
natürliche Feinde.  
Mitt.schweiz.Ent.Ges., 19,  
S. 279-308.
- (1947) Lutte contre les insects exerçant  
leur ravages à l'interieur des  
plantes cruciferès.

- GROVES, J.R. (1951) A synopsis of the world literature on the Fruit tree Red Spider Mite *Metatetranychus ulmi* Koch and its predators. London 1951
- HEEGER, E. (1853) Sitzungsbericht der Akademie der Wissenschaften.  
Wien, Mathem.-naturw.Klasse 10.  
S. 467 - 470.
- van der HEIM, G.W. (1935) Is biologische bestrijding von het spint mogelijk?  
Tijdschr. over Plantenziekt. 41,  
S. 313 - 315.
- HESSE, R. (1924) Tiergeographie auf ökologischer Grundlage, Jena.
- \*JARY, S.G. (1935) Some Observations upon the "Red Spider" *Tetranychus telarius* L. on Hops and its Control, with Notes on some predatory Insects.  
Ann.appl.Biol.22, S. 538-548.
- \* KANERVO, V. (1938) Hedelmäpuupunkin Luontaisista vinollisista.  
Luonnon Ystävä 42, S. 145-158.
- KAPUR, A.P. (1948) On the Old World species of the Genus *Stethorus* WEISS.  
bull.ent.Res.39, S. 297-320.
- \*KLEIN, H.Z. (1936) Contributions to the knowledge of the red spider in Palestine.  
Hadar 9, S. 107-111, 126-132, 195, 197-199, 219-223, 225.
- KORSCHENSKY, R. (1931) Coccinellidae I.  
in Junk - Schenkling, Coleopt.Cat., Berlin, 118, S. 224.

- KUENEN, D.J., (1946) Het. Fruitspint en zijn Bestrijding Mededeelingen van den Tuinbouwvoorlichtingsdienst, Nr. 44.
- (1947) On the ecological Significance of two Predators of *Met. ulmi* Koch (Acari, Tetranychidae). Tijdschr.Ent. 88, S. 303-312.
- LATHROP, F.H. (1951) Sidelights on European Mite Control. J.econ.Ent. 44, S. 509-514.
- LISTO, J. LISTO, E.M., & KANERVO, V. (1939) Tutkimuksia Hedelmäpuupunkista (*Paratetranychus pilosus* C. & F.). Valt.Maatalousk.Julk.99, Helsinki.
- \*MARTELLI, G.M. (1937) Il "naso di ferro" dei limoni siciliani. Riv.Patol.veg. 27, (1 - 2).
- MASSEE, A.M. & STEER, W. (1929) Tar distillate Washes and Red Spider. J.Minist.Agric. 36, S. 253-257.
- MASSEE, A.M. (1940) Rep. E.Malling Res.Sta.1939, 27, S. 70-73.
- MATHYS, G. (1954) Le problem de la lutte contre les araignees rouges de la vigne. Rev. Romande Agric., Vitic., Arboric. 10, S. 81-84.
- \*MENOZZI, C. (1934) Andamento delle infestazioni entomatiche rivelate durante la campagna saccarifera 1934. Industr.saccar.ital. 27, Genua.
- \*OSVALD, V. (1948) Rozšířeny přirozených nepřátel svilušky chmelové a jejich význam. Ochr.Rost. 19 - 20, Prag.



- \*PIONTKOVSKII, YU.A.  
(1928) A Mite of the Subgenus Epitetran. Lacher as Pest of Cotton in Turkestan Khlopkovoe Delo 7, S. 365-370, Moskau.
- van POESTEREN, N. (1935) En geval van biologische bestrijding van de spinnende mijt. Tijdschr. Pl. Ziekt. 41, S. 31-32.
- PUTMAN, W.L. (1955) Bionomics of Stethorus punctillum Weise (Coleoptera, Coccinellidae) in Ontario. Can.Entomologist 87, S. 9-33.
- \*RADZIEVSKAYA, S. (1931) Stethorus punctillum - A Destroyer of Red Spider. Za Khlopkov.Nezavisin, Tashkent, 6 - 7. S. 75-81.
- SCHOEVERS, T.A.C. (1919) Het Spint. Tijdschr.Pl.Ziekt.25, S.145-155
- SPEYER, E.R. (1935) Rep.exp.Res.Sta. Cheshunt Entomological Investigations 20, S. 70-78.
- SPEYER, W. (1934) Die an der Niederelbe in Obstbaumfanggürteln überwinterten Insekten. III. Mitteilung: Coccinellidae. Z. Pflanzenkrankh.43, S.321-330.
- \*de STEFANI, T. (1919) Boll.Studi inform., R. Giard.Colon. Palermo. 5 (1 - 2), S. 39-47.
- \*STEPANTZEV, I.N. (1935) Types of Damage caused to Cotton Plant Foliage by the Red Spider. Plant.Prot. 1935, fasc. 1, S. 119-120, Leningrad.

- \*USPENSKII, F.M. (1937) Trud. sredneaz. Sta. Zashch. Rast. 2, S. 3-25, Tashkent.
- \*VANWIJNGAERDEN, G. Notes sur le *Stethorus punctillum*, ennemi naturel de l'araignée rouge. Agricultura 37, S. 296-304.
- \*VASSILIEV, I.V. (1914) Pests of Cotton in Fergana, according to observations made in 1913. (R.A.E. A 2, S. 313).
- (1924) Cotton Pests  
Cotton Industry, Moscow 3  
(7 - 8), S. 86-116.
- VITZTHUM, H. (1943) Acarina. In Bronn's Klass.Ordn.Tierreich Bd. 5, Abt. 4, Buch 5, Leipzig.
- WEISE, L. (1885) Bestim.Tab.Europ.Col. 2, Coccinellidae, 2.Ed.Mödling.
- WILSON, J.W. (1927) The male genital tube of some of the species of the genus *Scymnus* (Coleopt.Coccinellid.). Psyche 34, S. 167-170.
- ZACHER, F. (1922) Biologie, wirtschaftl. Bedeutung u. Bekämpfung der Spinnmilben. Verh.Deutsch.Ges. angew.Ent.3. S. 59-64.

Georg Moter  
Weiden b. Köln  
Gartenweg 1

Köln, den 28.2.1959

### Lebenslauf!

Ich wurde am 3. Oktober 1924 als Sohn des kaufmännischen Direktors Heinrich Moter und seiner Ehefrau Lucie Moter, geb. Diez in Köln geboren.

Von Ostern 1931 - 1935 besuchte ich die Volksschule in Köln-Dellbrück und trat anschließend auf die Oberschule für Jungen in Köln-Deutz über.

Diese Schule besuchte ich, bis ich kurz vor Ablegen der Reifeprüfung im Januar 1943 zur Wehrmacht eingezogen wurde. Als Angehöriger einer Sturmgeschützabteilung stand ich im Fronteinsatz im Osten und geriet dort im Mai 1945 in russische Kriegsgefangenschaft, aus der ich im Dezember 1949 als Schwerbeschädigter entlassen wurde.

Nach Besserung meines Gesundheitszustandes begann ich im S.S. 1951 mit dem Studium der Fächer Biologie und Chemie an der Universität Köln. Außerdem besuchte ich Vorlesungen im Philosophie, Pädagogik, Physiologischer Chemie, Physikalischer Chemie und Geographie.

Im Herbst 1953 erhielt ich von Herrn Professor Dr. Kuhn die Anregung zu einer Dissertation über die Biologie der Käferart *Stethorus punctillum* WSE.

Am 24. Februar 1956 legte ich die wissenschaftliche Prüfung für das Lehramt an Höheren Schulen in den Fächern Biologie und Chemie ab. Am 14. Februar 1958 legte ich die pädagogische Prüfung für das Lehramt an Höheren Schulen ab und bin seitdem als Studienassessor am Neusprachl. Gymnasium in Köln-Nippes tätig.

Meine akademischen Lehrer waren die Herren Professoren und Dozenten Alder, Ballauf, Bauermeister, Denzer, Drees, Engländer, Fehér, Harte, Hartwig, Heidermanns, Hessen, Kayser, Kirchner, Klenk, Knapp, Kuhn, Linskens, Schmid, Setschkareff, Straub und Winter.

